ISBN 978-65-990745-6-1

Manual do Cultivo de Ostras

Felipe Matarazzo Suplicy
Organizador

Epagri
Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina

GOVERNO DE SANTA CATARINA
SECRETARIA DE ESTADO DA AGRICULTURA, DA PESCA E DO DESENVOLVIMENTO RURAL

GOVERNO DE SANTA CATARINA
SECRETARIA DE ESTADO DA AGRICULTURA, DA PESCA E DO DESENVOLVIMENTO RURAL

Governador do Estado
Carlos Moisés da Silva

Secretário de Estado da Agricultura, da Pesca e do Desenvolvimento Rural
Altair Silva

Presidente da Epagri
Edilene Steinwandter

Diretores

Célio Haverroth
Desenvolvimento Institucional

Giovani Canola Teixeira
Administração e Finanças

Humberto Bicca Neto
Extensão Rural e Pesqueira

Vagner Miranda Portes
Ciência, Tecnologia e Inovação

Epagri
Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina

ISBN 978-65-990745-6-1

Manual do cultivo de ostras

Felipe Matarazzo Suplicy
Organizador

Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina
Florianópolis
2022

Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (Epagri)
Rodovia Admar Gonzaga, 1.347, Itacorubi, Caixa Postal 502
88034-901 Florianópolis, Santa Catarina, Brasil
Fone: (48) 3665-5000
Site: www.epagri.sc.gov.br

Editado pelo Departamento Estadual de Marketing e Comunicação (DEMC)/Epagri

Editoração técnica: Paulo Sergio Tagliari
Revisores ad hoc: Marcelo Barbosa Henriques – Instituto de Pesca – Santos, SP
Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque – UFSC/Departamento de Aquicultura – Florianópolis, SC
Revisão textual: Laertes Rebelo
Arte-final: Vilton Jorge de Souza

Primeira edição: Janeiro de 2022
Tiragem: 380 exemplares
Impressão: Gráfica CS

É permitida a reprodução parcial deste trabalho desde que citada a fonte.

Ficha catalográfica

SUPLICY, F.M. (Org.) **Manual do cultivo de ostras**. Florianópolis: Epagri, 2022. 256p.

Maricultura; Ostreicultura; Produção de sementes; Controle sanitário.

ISBN 978-65-990745-6-1

ORGANIZADOR E AUTORES

Andrei Félix Mendes
Biotecnologista
Laboratório de Imunologia e Patologia de Invertebrados (LABIPI), Departamento de Biologia Molecular, Universidade Federal da Paraíba (UFPB)
Campus I - Jardim Universitário s/nº, Castelo Branco, 58051-900, João Pessoa, Paraíba
Fone: (83) 3216-7643
E-mail: andreifelixm@gmail.com

Carlos Henrique Araujo de Miranda Gomes
Biólogo, Dr.
Universidade Federal de Santa Catarina, Laboratório de Moluscos Marinhos, Servidão dos Coroas, 503 - Barra da Lagoa, 88061-600, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3721-4786
E-mail: carloshenriquelabmol@gmail.com

Claudio Manoel Rodrigues de Melo
Zootecnista, Dr.
Universidade Federal de Santa Catarina, Laboratório de Moluscos Marinhos, Servidão dos Coroas, 503 – Barra da Lagoa, 88061-600, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3721-4786
E-mail: claudio.melo@ufsc.br

Felipe Matarazzo Suplicy (Org.)
Biólogo, Ph.D.
Epagri, Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca (Cedap)
Rod. Admar Gonzaga, 1.188, Itacorubi, 88034-901, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3665-5060
E-mail: felipesuplicy@epagri.sc.gov.br

Fernando Ramos Queiroga
Biólogo, Dr.
Faculdade de Enfermagem Nova Esperança (Facene)
Av. Frei Galvão, 12, Gramame, 58067-695, João Pessoa, Paraíba
Fone: (83) 99880-2444
E-mail: queiroga_fr@hotmail.com

Francisco José Lagreze Squella
Engenheiro de Aquicultura, Dr.
Universidade Federal do Paraná, Centro de Estudos do Mar (CEM)
Av. Beira-mar, s/nº, Pontal do Paraná, C.P. 61, 83255-976, Pontal do Sul, Paraná
Fone: (41) 3511-8600
E-mail: lagreze@ufpr.br

Guilherme Sabino Rupp
Biólogo, PhD
Epagri, Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca (Cedap)
Rod. Admar Gonzaga, 1.188, Itacorubi, 88034-901, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3665-5055
E-mail: rupp@epagri.sc.gov.br

João Guzenski
Oceanógrafo, Dr.
Epagri, Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca (Cedap)
Rod. Admar Gonzaga, 1.188, Itacorubi, 88034-901, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3665-5063
E-mail: guzenski@epagri.sc.gov.br

Luis Augusto Araújo
Engenheiro-agrônomo, M.Sc.
Epagri, Centro de Socioeconomia e Planejamento Agrícola (Cepa)
Rodovia Admar Gonzaga, 1486, Itacorubi, 88034-000, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3665-5080
E-mail: laraujo@epagri.sc.gov.br

Narbal Corrêa
Pescador e mergulhador comercial
Rua Vinte e Três de Março, 169, Itaguaçu, 88085-440
Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 99938-9699
E-mail: narbalcorrea@hotmail.com

Patricia Mirella da Silva
Bióloga, Ph.D
Laboratório de Imunologia e Patologia de Invertebrados (Labipi), Departamento de Biologia Molecular, Universidade Federal da Paraíba (UFPB)
Campus I – Jardim Universitário s/nº, Castelo Branco, 58051-900, João Pessoa, Paraíba
Fone: (83) 3216-7643
E-mail: p.mirella.dasilva@dbm.ufpb.br

Rui Dias Trombeta
Engenheiro de Pesca, Esp.
Ecofish Consultoria em Aquicultura e Pesca
Av. General Edson Ramalho, 226, Sala 102 C.P. 007, Manaira, 58038-100, João Pessoa, Paraíba
Fone: (83) 99687-6361
E-mail: rui@ecofishconsultoria.com.br

Simone Sühnel
Engenheira-agrônoma, Ph.D
Universidade Federal de Santa Catarina, Laboratório de Moluscos Marinhos,
Servidão dos Coroas, 503 - Barra da Lagoa, 88061-600, Florianópolis, Santa Catarina
Fone: (48) 3721-4786
E-mail: ssuhnel@gmail.com

Thiago Dias Trombeta
Engenheiro de Pesca, Ph.D
Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAV)
Campus Universitário Darcy Ribeiro ICC-Sul, Asa Norte, 70843-070, Brasília, DF
Fone: (61) 98569-3734
E-mail: thiago_trombeta@yahoo.com.br

APRESENTAÇÃO

O cultivo de ostras é uma atividade que contribui para a fixação das comunidades tradicionais costeiras em seus locais de origem através da geração de emprego e de renda, da produção de uma iguaria de alto valor nutritivo, com diversos impactos positivos sobre o meio ambiente. Além dos benefícios socioambientais, a produção de ostras, quando bem planejada e executada, pode ser um negócio altamente lucrativo e uma excelente oportunidade de investimento para os que possuem o perfil e as habilidades necessárias para empreender neste setor.

Embora o Brasil disponha de uma costa de 9.200km e esta atividade já contribua para a economia de vários municípios costeiros em Santa Catarina e outros estados costeiros, ainda existe uma longa curva de aprendizagem e de aperfeiçoamento das etapas da cadeia produtiva para que o Brasil figure entre os principais produtores mundiais de ostras.

Considerando essas necessidades, o presente livro tem como objetivo apoiar investidores, produtores, técnicos e estudantes que pretendam entender como dimensionar, implantar e gerenciar uma fazenda de ostras.

A Diretoria Executiva

PREFÁCIO

Lá se vão 35 anos...

A abundância de outrora, que vigorava no canal que separa a Ilha de Santa Catarina do continente – estrangulado mais ou menos no seu centro por um estreito – formando suas duas porções denominadas baías Norte e Sul, virara escassez.

Não se ouvia mais o ronco de miraguaias ecoando nas malhas das redes, raleava o mosaico de manjuvas no espelho do mar da quaresma, raras tainhas erravam o curso e se perdiam dentro das baías e as feiticeiras já não emalhavam mais o camarão legítimo nos rebojos do Nordeste de papo-amarelo.

Mas como cantam Caetano e Bethânia em um antigo vinil mais ou menos dessa época: "é engraçado a força que as coisas têm quando elas precisam acontecer".

Aos poucos, ingredientes necessários à elaboração de um grande projeto estavam se juntando. Alguns homens, com o sonho de ver o mar se tornar celeiro e atentos à situação social do momento, adicionaram temperos como paciência, perseverança, resignação e dose extra de fé e chegaram a uma receita tangível.

No cenário de penúria iminente que se vislumbrava e com a determinação dos pioneiros nasceu o Projeto Ostra, um trabalho que viria a se tornar o mais eminente projeto de cultivo marinho existente até hoje no Brasil.

À medida que o tempo foi passando e a ideia ganhando corpo, muitos outros sonhadores passaram a sonhar o sonho sonhado. E daí a coisa foi virando realidade. Entre esses, há que se destacar os pescadores artesanais da costa catarinense. Viram naquele projeto que nascia uma luva que servia perfeitamente às suas mãos carcomidas e cheias de vincos do náilon das redes e linhas de pesca.

Foram muitos, mas entre esses que embarcaram de primeira precisa ser enaltecido o nome de José Alberto Queiroz, que nos deixou em 2020. Ele foi quem apresentou as luvas aos pescadores, foi o elo que uniu a academia e a sociedade. Tornou viável à universidade pública e gratuita realizar seu papel preponderante.

O tempo passou e a efervescência do novo – tão novo para um estado com um povo com tamanha tradição nas lidas do mar – fez nascer a malacocultura no Brasil.

Depois de todo esse tempo e transcorrido tanto mar e o quanto foi preciso navegar, chega-nos para celebrar esse momento esta brilhante obra organizada por Felipe Suplicy.

Abrangente em todos os aspectos inerentes à ostreicultura, o "Manual do Cultivo de Ostras" traz conhecimentos referendados em outras partes do mundo e, principalmente, aqueles gerados e/ou adaptados em Santa Catarina e no Brasil. Tornar-se-á, com certeza, referência sobre o assunto para nosso país.

Felipe Suplicy tem se especializado muito bem em produzir obra bibliográfica desse tipo, não é a primeira. De supra importância, esta publicação condensa informações, pesquisas, conhecimento e experiências que dão conta de um passado de mais de três décadas.

Ele e os demais colaboradores, todos participantes desta bem-sucedida história da ostreicultura brasileira, merecem distinção e nosso agradecimento.

Por fim, voltando àquelas baías – Norte e Sul – e metaforizando, muito do sal de suas águas é formado pelo sal que escorreu do suor do trabalho daqueles que construíram a maricultura do Brasil.

Com “Manual do Cultivo de Ostras”, Felipe Suplicy dá a pitada de açúcar que faltava e torna tudo mais doce.

Nelson Silveira Jr.
Maricultor

AGRADECIMENTOS

Agradeço às seguintes pessoas e instituições que auxiliaram direta ou indiretamente na elaboração desta obra:

Aires Carmen Mariga (Epagri)
Alberto Paredes (Ostras Chile)
André Grecch (Fazenda Marinha Ostras Floripa)
André Luís Tortato Novaes (Epagri)
Anni Conn (Blue Harvest)
Ashley Turner (BST Oyster Supplies)
Bunny Laughlin (Chelsea Market)
Cassiano Falangoli (Ostramar)
Cory Devine (Zapco Aquaculture)
Dale Leavitt (Roger Williams University)
Devaldi José Lopes (Fazenda Marinha Portal das Ostras)
Eonir Teresinha Malgaresi (Epagri)
Felipe Malagoli (Fazenda Marinha Bela Ostra)
Flávio Contente (Imagememovimento - Fotografia e Vídeo)
Jonas dos Santos Pacheco (Fazenda Marinha Gaspar)
Leonardo Costa Cabral (Fazenda Marinha Freguesia)
Lissa Monberg (Hama Hama Company)
Luis Antônio de Oliveira Proença (Instituto Federal de Santa Catarina)
Márcia Kafenberg (Primar Aquicultura)
Mathias Alberto Schramm (Instituto Federal de Santa Catarina)
Natalia da Costa Marchiori (Epagri)
Nilva Damian (Dois Clicks Fotografia)
Nelson Silveira Jr. (Fazenda Marinha Atlântico Sul)
Robson Ventura de Souza (Epagri)
Sandra Puente (Dois Clicks Fotografia)
Vinícius Marcus Ramos (Fazenda Marinha Paraíso das Ostras)
Joachim (Yogi) Carolsfeld (World Fisheries Trust)

SUMÁRIO

ORGANIZADOR E AUTORES 3
APRESENTAÇÃO 7
PREFÁCIO 9
AGRADECIMENTOS 11
Capítulo 1 - O NEGÓCIO DA OSTREICULTURA 19
Capítulo 2 - ESPÉCIES DE OSTRAS CULTIVADAS 25
2.1 Visão geral das espécies e dos países produtores 25
2.2 A ostra do Atlântico, *Crassostrea virginica* 29
2.3 A ostra "chinelo", *Crassostrea iredalei* 30
2.4 Ostra plana europeia, *Ostrea edulis* 31
2.5 Espécies de ostras cultivadas no Brasil 32
2.5.1 A ostra nativa, *Crassostrea rhizophorae* 34
2.5.2 A ostra nativa, *Crassostrea gasar* 36
2.5.3 A ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas* 37
Capítulo 3 - HISTÓRICO DO CULTIVO DE OSTRAS NO BRASIL 41
3.1 Os primeiros estudos com ostras nativas 41
3.2 A introdução da *Crassostrea gigas* no Brasil 42
3.3 O desenvolvimento da ostreicultura catarinense 42
3.4 Projetos de ostreicultura nas regiões Nordeste e Norte do Brasil 44
Capítulo 4 - SELEÇÃO DE LOCAL 53
4.1 Considerações gerais 53
4.2 Fatores primários 54
4.3 Fatores secundários 56
4.4 Cessões de áreas aquícolas no Brasil 57
Capítulo 5 - CAPTAÇÃO NATURAL DE SEMENTES DE OSTRAS 61
Introdução 61
5.1 Condições ambientais e desova 61
5.2 Seleção de áreas para instalação de coletores 63
5.3 Materiais empregados na montagem de coletores 66
5.4 Montagem de coletores de sementes 68
5.5 Transporte das sementes 71
5.6 Modelos comerciais de coletores 72
5.7 Considerações finais 73
Capítulo 6 – PRODUÇÃO DE SEMENTES DE OSTRAS DO GÊNERO *CRASSOSTREA* EM LABORATÓRIO 77

Introdução 77
6.1 Seleção de local 78
6.2 Instalações e infraestrutura 78
6.2.1 Sistema de captação de água 78
6.2.2 Sistema de tratamento da água 79
6.2.3 Sistemas de aeração e de geração de energia elétrica 81
6.3 Etapas da produção de larvas e sementes 81
6.3.1 Condicionamento e maturação de reprodutores 81
6.3.1.1 Procedimentos para *Crassostrea gigas* 83
6.3.1.2 Procedimentos para espécies nativas 83
6.3.2 Indução à desova 84
6.3.3 Larvicultura 86
6.3.3.1 Larvicultura em fluxo contínuo 88
6.3.3.2 Larvicultura em sistema de recirculação 89
6.3.4 Assentamento e metamorfose 91
6.3.5 Produção de microalgas 93
6.3.5.1 Meios de cultivo 93
6.3.5.2 Iluminação 94
6.3.5.3 Sistemas de cultivo de microalgas 94
6.3.5.3.1 Sistema estático 94
6.3.5.3.2 Sistema semicontínuo 95
6.3.5.3.3 Sistema contínuo 96
6.3.5.4 Qualidade de microalgas 97
6.4 Considerações finais 98
Capítulo 7 – SISTEMAS BERÇÁRIO PARA SEMENTES DE OSTRAS 101
Introdução 101
7.1 FLUPSY (*Floating Upweller System*) 102
7.2 Caixas flutuantes 104
7.3 Cilindros flutuantes 107
Capítulo 8 – SELEÇÃO DE SISTEMAS PARA CULTIVO DE OSTRAS 111
Introdução 111
8.1 Cultivo de fundo 113
8.2 Cultivos suspensos fixos 114
8.2.1 Cultivo em mesas 114
8.2.2 Cultivo em tabuleiros 115
8.2.3 Cultivo em *racks* 116
8.2.4 Sistema de cultivo com longline ajustável (BST) 118

8.2.5 Sistema de cultivo *flip bag* 123
8.3 Cultivos suspensos flutuantes 124
8.3.1 Sistema de cultivo com balsas 124
8.3.2 Cultivo com longline 128
8.3.3 Cultivo em *cluster* 131
8.3.4 Cultivo com travesseiros flutuantes 133
Capítulo 9 - MANEJO NO CULTIVO DE OSTRAS 137
Introdução 137
9.1 Dimensões e formato ideal de ostras 137
9.2 Classificação das ostras 140
9.3 Ajuste de densidade e periodicidade de limpeza 141
9.4 *Tumbling*: o rolar das ostras 147
9.5 Manejo metabólico 149
9.6 Banhos de imersão e exposição ao sol 150
9.7 Tamanho comercial 152
9.8 Outros aspectos do manejo 153
Capítulo 10 - CONTROLE SANITÁRIO DE OSTRAS 157
10.1 Padrões de qualidade em ostras 157
10.2 Monitoramento e classificação das áreas de cultivo 159
10.2.1 Monitoramento bacteriológico 159
10.2.2 Monitoramento toxicológico 160
10.3 Controle de pontos críticos no cultivo 161
10.4 Controle sanitário na recepção, processamento e embalagem de ostras 162
10.5 Depuração de ostras 165
10.6 Distribuição e comércio 168
Capítulo 11 – ANÁLISE ECONÔMICA DO CULTIVO DE OSTRAS 171
Introdução 171
11.1 Caracterização dos produtores analisados 172
11.2 Contextualização da análise econômica 173
11.3 Tamanho da fazenda 173
11.4 Componentes do custo de produção 174
11.5 Lucratividade do cultivo de ostras 176
11.6 Análise do preço de venda das ostras 177
11.7 Medidas de eficiência 179
11.7.1 Medidas de eficiência econômica 179
11.7.2 Medidas de eficiência física 181
11.8 Remuneração de capital e produção mínima de nivelamento 182

11.9 Considerações finais 183
Capítulo 12 - PATOLOGIAS DE OSTRAS DE INTERESSE COMERCIAL 185
12.1 Aspectos gerais 185
12.2 Doenças de grande impacto na produção de ostras 187
12.2.1 Neoplasia 187
12.2.1.1 Neoplasia disseminada no Brasil 188
12.2.2 Herpes-vírus 189
12.2.2.1 OsHV-1 no Brasil 190
12.2.3 Bactérias 190
12.2.4 Protozoários 191
12.2.4.1 *Perkinsus* spp. 191
12.2.4.1.1 *Perkinsus* no Brasil 194
12.2.4.2 *Marteilia refringens* 196
12.2.4.3 *Haplosporidium nelsoni* 198
12.2.4.4 *Bonamia ostreae e B. exitiosa* 199
12.3 Doenças encontradas em ostras no Brasil, sem impacto na produção 200
12.3.1 Vírus 200
12.3.2 Bactérias 201
12.3.3 Protozoários 201
12.3.3.1 *Nematopsis* sp. 201
12.3.3.2 *Steinhausia* sp. 201
12.3.4 Metazoários 201
12.3.4.1 *Tylocephalum* sp. 201
12.3.4.2 Polidariose 202
12.3.5 Fungos 202
Capítulo 13 - A IMPORTÂNCIA DAS OSTRAS NA PRESTAÇÃO DE SERVIÇOS ECOSSISTÊMICOS 205
Introdução 205
13.1 Serviços ambientais ou serviços ecossistêmicos 205
13.2 Classificação dos serviços ecossistêmicos 206
13.3 Serviços de abastecimento 207
13.4 Serviços reguladores e de manutenção 208
13.5 Serviços culturais 209
13.6 Serviços de suporte 211
Capítulo 14 - O PRAZER DE CONSUMIR OSTRAS 215
Introdução 215
14.1 A qualidade e segurança em ostras 216

14.2 Selecionando ostras 216
14.3 Como abrir as ostras.....218
14.4 Receitas com ostras.....220
14.4.1 Ostras frescas cruas.....220
14.4.2 Ceviche de ostras.....221
14.4.3 Ostras no vapor 222
14.4.4 Ostras estaladas com ouriços e molho oriental.....223
14.4.5 Ostras gratinadas (sem queijo).....224
14.4.6 Ostras gratinadas (com queijo).....225
14.4.7 Ostras cobertas com pâte brisée (massa podre) 226
14.5 Receitas básicas.....227
14.5.1 Molho oriental (Ponzu).....227
14.5.2 Cebola pigmentada 227
14.5.3 Gengibre pigmentado.....227
14.5.4 Molho branco “Bechamel” 228
14.5.5 Massa podre “pâte brisée”.....228
Referências 229

Foto: Hog Island Oyster Co.

Capítulo 1 - O NEGÓCIO DA OSTREICULTURA

Felipe Matarazzo Suplicy

Hoje em dia, vivemos em um momento sem precedentes em termos de consumo de pescados e frutos do mar. O consumo global vem aumentando a uma taxa média anual de 3,1% entre 1961 e 2017, quase o dobro da taxa anual mundial de crescimento populacional para o mesmo período (1,6%), e superior à taxa de crescimento no consumo de todos os outros alimentos de origem animal (carne, laticínios, leite, etc.), que vem aumentando a 2,1% ao ano (FAO, 2020b).

As ostras estão em grande demanda em todo o mundo, com novos consumidores começando a apreciar estes moluscos. A produção mundial de moluscos bivalves (moluscos com uma concha dividida em duas valvas), de maneira geral, está crescendo e empregando novas tecnologias para atender à crescente demanda. O cultivo responsável de bivalves tem um impacto ambiental positivo e benefícios nutricionais significativos, em particular em termos de fornecimento de micronutrientes para a dieta humana.

Consideradas como uma iguaria, apreciadas por pessoas de todas as classes sociais, seja na praia, seja em bares, restaurantes ou mesmo em casa, as ostras são muito populares em eventos, datas comemorativas, festas e em outras ocasiões especiais, sendo consumidas em todos os continentes do mundo. Através dos séculos, o consumo de ostras sempre foi um sinal de requinte e bom gosto. As ostras também são conhecidas como um dos alimentos mais saudáveis, com propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias que as tornam mais desejáveis por aqueles que se preocupam com o controle do colesterol. As ostras têm um grande potencial de mercado, sendo um dos frutos do mar mais valorizados pelo consumidor (GLOBEFISH, 2019).

O hábito humano de consumir ostras é quase tão antigo quanto o próprio homem. Explorando uma caverna na África do Sul, antropólogos descobriram evidências de consumo de ostras por humanos que viveram há 164 mil anos (LOFTUS et al., 2019). Naquela época, as ostras eram abertas com o calor de pedras aquecidas pelo fogo. Já o cultivo de ostras remonta a 400 a.C. com os gregos e posteriormente pelos romanos, na virada do primeiro milênio (SMITH, 2015). Sergius Orata foi um empreendedor romano que em 80 a.C. inventou o cultivo de ostras em viveiros (FAGAN, 1996). O cultivo de ostra moderno como o conhecemos foi iniciado em 1858 por Victor Coste, um francês que alertou o imperador Napoleão III de que extração de bancos de ostras com barcos de arrasto a vapor rapidamente acabariam com os estoques naturais franceses (KURLANSKY, 2006).

Hoje a aquicultura é de longe a fonte dominante de moluscos bivalves, e a China é o maior fornecedor por uma margem significativa. A demanda por bivalves aumentou substancialmente ao longo do tempo, um resultado do aumento da renda em todo o mundo, mas também uma consequência das características favoráveis de espécies bivalves do ponto de vista do consumidor (FAO, 2020b).

Globalmente, os moluscos estão entre os mais importantes grupos comerciais de espécies na aquicultura marinha, representando 32% da produção mundial de organismos aquáticos, o que equivale a 17,5 milhões de toneladas. Bivalves são a classe principal de moluscos cultivados e as ostras representam 32% desse percentual (FAO, 2020b).

Com um volume de 5.9 milhões de toneladas em 2018, a aquicultura representa 97% da produção mundial de ostras. O valor da produção mundial de ostras atingiu US$7,2 bilhões em 2018 (Figura 1), sendo que, desde 2010, o valor das ostras tem aumentado a uma taxa superior à taxa de aumento do volume de produção.

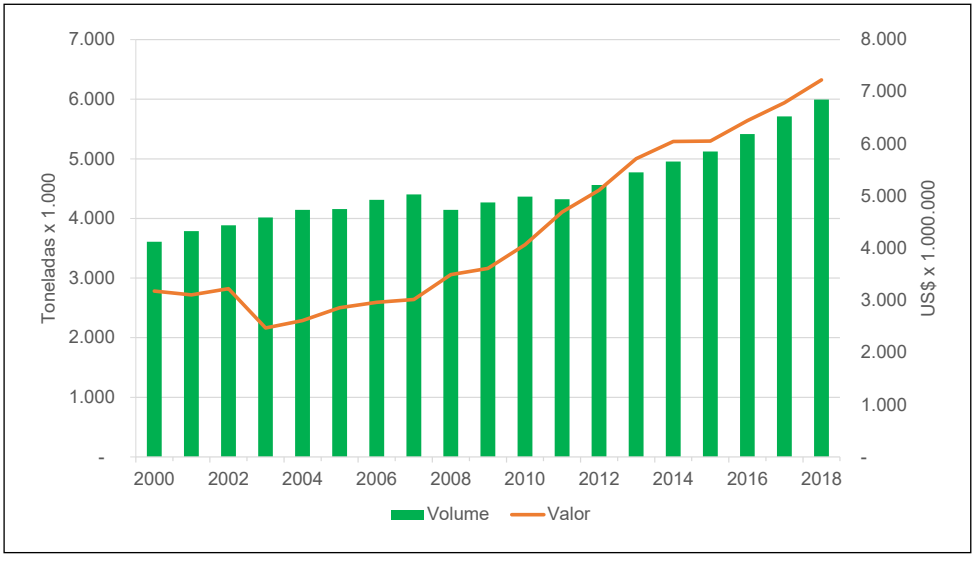

Figura 1. Evolução da produção mundial de ostras cultivadas entre 2000 e 2018
Fonte: FAO, 2020

Embora as ostras sejam produzidas comercialmente por pelo menos 44 países, a oferta global é dominada por um punhado de grandes nações produtoras.

A Figura 2 ilustra a prevalência de nações asiáticas, particularmente a República Popular da China, que é o maior produtor e o primeiro consumidor da ostra, com 85% da produção mundial, seguida por Coreia do Sul, Japão, Estados Unidos e França (FAO, 2020). Excluindo do gráfico a produção de 5,1 milhões de toneladas da China, é possível ter uma melhor percepção dos demais países produtores que, somados, produzem 552 mil toneladas (Figura 3).

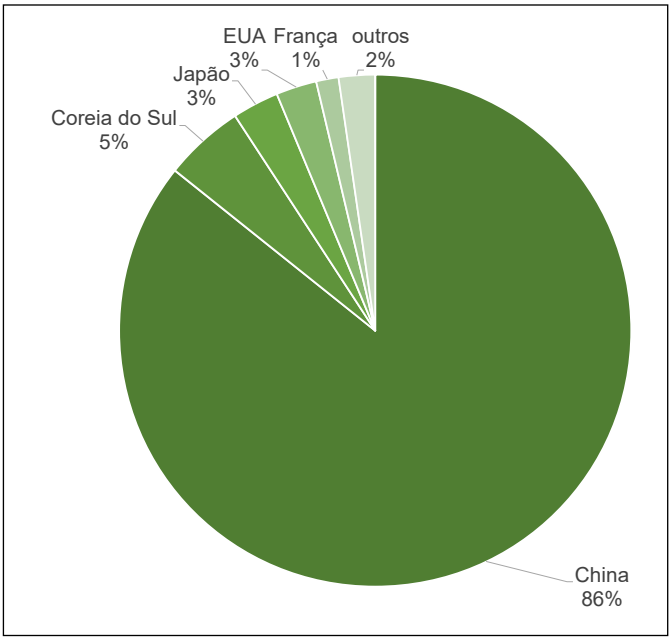

Figura 2. Participação percentual dos principais produtores mundiais de ostras, incluindo a produção da China
Fonte: FAO, 2020b

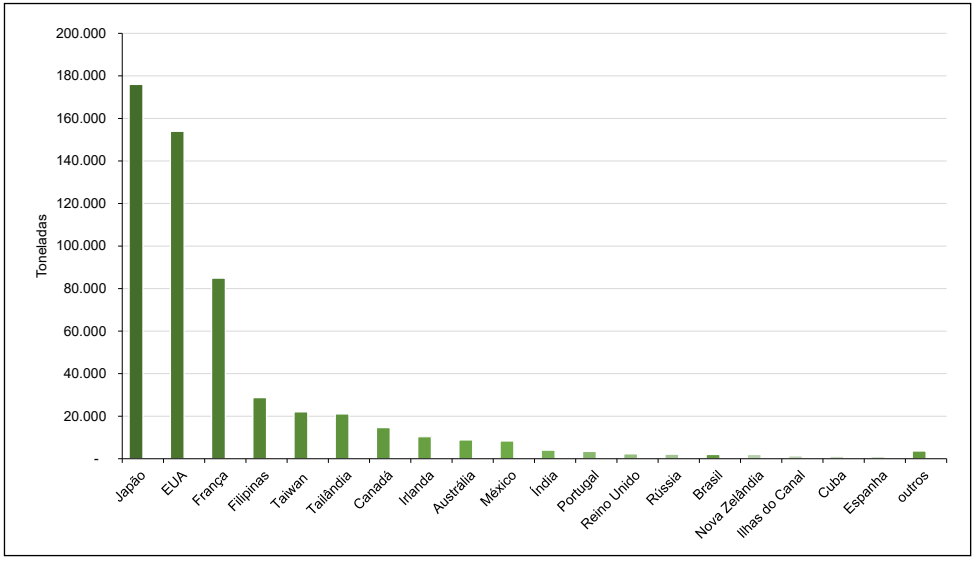

Figura 3. Volume de ostras produzidas por país em 2018, excluindo a produção da China
Fonte: FAO, 2020

Diferentemente de outros frutos do mar, os moluscos bivalves têm sido destinados principalmente para o mercado doméstico, e a maior parte da produção de ostras é consumida nos próprios países produtores. Apenas 8% do valor da produção mundial, que equivale a cerca de US$613,4 milhões, é exportado para outros países (FAO, 2020b).

Apesar disso, relatórios mercadológicos da Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO/ONU) indicam que esse padrão pode mudar em breve, com novos produtos de valor agregado entrando em cena. Os preços dos moluscos bivalves são elevados e estão aumentando ainda mais na maioria dos mercados, e os preços elevados dos bivalves em geral vêm impulsionando a expansão do cultivo e do comércio de ostras em várias regiões do mundo, particularmente na última década. Em 2018, o valor somado das exportações e importações de ostras alcançou US$1,1 bilhão (Figura 4) (FAO, 2020b; FAO, 2020; GLOBEFISH, 2019).

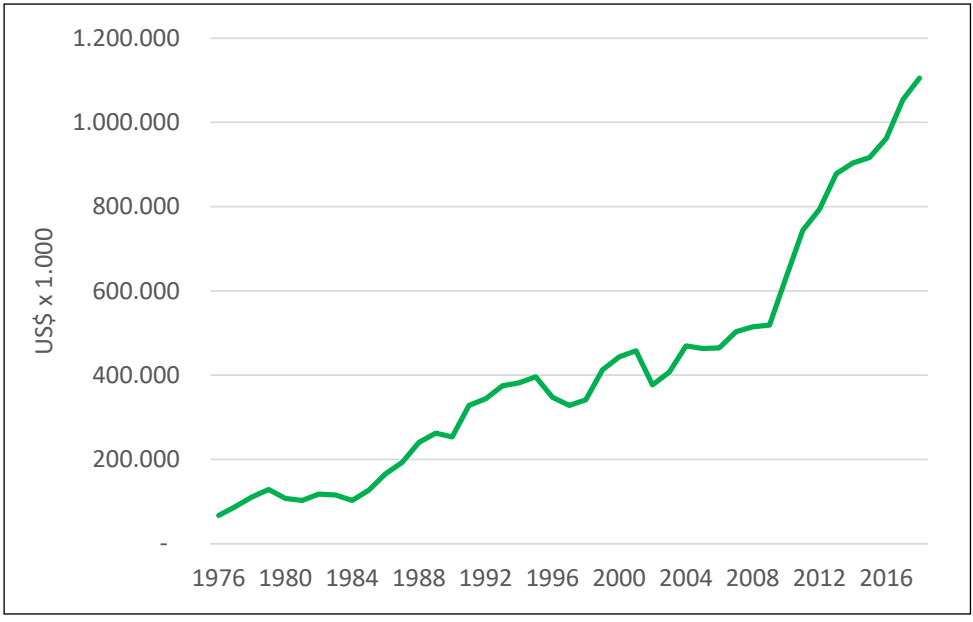

Figura 4. Evolução do valor do comércio internacional de ostras entre 1976 e 2018
Fonte: FAO, 2020

Em 2019, os maiores exportadores mundiais de ostras foram a França com 41% das exportações (US$119 milhões), Canadá com 14% (US$40 milhões), Irlanda com 13,8% (US$39 milhões), Holanda com 8,18% (US$23 milhões) e os EUA com 7,17% (US$20 milhões). Os maiores importadores foram China com 13,1% (US$38 milhões), França com 13% (US$37 milhões), EUA com 12,5% (US$36 milhões), Itália com 12,1% (US$35 milhões) e Hong Kong com 11,9% (US$34 milhões) (TREND ECONOMY, 2020).

A União Europeia (UE) é autossuficiente em relação a ostras e os fluxos comerciais com países externos são insignificantes. O comércio intracomunitário também é bastante

limitado e está concentrado nos fluxos da França para a Itália. O mercado francês é o maior mercado de ostras na UE (EUROPEAN COMMISSION, 2013). A taxa de crescimento anual projetada para produção de ostras na UE é de 1,5%, com uma produção prevista de 162 mil toneladas no valor de €$577 milhões em 2030 (LANE et al., 2014).

No Brasil, 17º produtor no ranking mundial, as ostras são produzidas em Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Bahia, Alagoas, Sergipe, Pará e Maranhão. Atualmente Santa Catarina é o maior produtor nacional de moluscos, respondendo por cerca de 95% da produção brasileira de mexilhões e ostras (SUPLICY et al., 2015).

Segundo a Secretaria de Estado da Agricultura, Pesca e Desenvolvimento Rural de Santa Catarina, a produção catarinense de ostras em 2018 foi de 2.205 toneladas, com a atuação direta de 111 maricultores e um valor total estimado em R$19,1 milhões (DOS SANTOS & WINCKLER. 2015, INFOAGRO, 2020). A produção de ostras e outros moluscos movimenta a economia catarinense. Vários restaurantes especializados nesses produtos se estabeleceram nas cidades litorâneas e novas rotas gastronômicas foram criadas, com a geração de centenas de empregos atrelados ao processamento, à distribuição e ao comércio de ostras.

A ostreicultura, como é conhecido o cultivo de ostras, é uma atividade econômica presente em todos os continentes, baseada no hábito ancestral de consumir este nutritivo alimento, e que vem ocupando cada vez mais o espaço nas mesas dos brasileiros.

Foto: Hog Island Oyster Co.

Capítulo 2 - ESPÉCIES DE OSTRAS CULTIVADAS

Felipe Matarazzo Suplicy,
Claudio Manoel Rodrigues de Melo
& Simone Sühnel

2.1 Visão geral das espécies e dos países produtores

Relatos sobre o início da ostreicultura, no formato que conhecemos atualmente, datam de 1624, na Baía de Hiroshima no Japão (FUJIYA, 1970). Entretanto, anterior a esta data, desde aproximadamente 100 anos antes de Cristo, práticas para a comercialização de ostra já eram realizadas na Itália. Segundo relatos, essas práticas foram iniciadas por Sergio Orata, o qual manejava áreas para fixação e crescimento de ostras (BERTRAM, 1865), provavelmente, do gênero Ostrea.

Em 2018 a produção mundial de ostras foi de 5.994.895 toneladas (FAO, 2020). Atualmente são cultivadas cerca de 16 espécies de ostras (Tabela 1), sendo algumas exploradas em apenas um ou dois países e outras cultivadas em vários países. Desse total de espécies, 13 espécies compreendem três gêneros (*Ostrea*, *Saccostrea* e *Crassostrea*) divididos em dois grandes grupos: i) as "ostras planas" ou *flat oysters*, em inglês; e ii) as "ostras côncavas" ou *cupped oysters*.

As espécies de ostras planas (*flat oysters*) são as do gênero *Ostrea*, incluindo cerca de 150 espécies já extintas. Entre as oito espécies remanescentes deste gênero, destaca-se a *Ostrea edulis*, conhecida com ostra plana europeia, cultivada em mais de nove países da Europa, com destaque para França, Espanha e Irlanda; a *Ostrea lurida*, conhecida como ostra olímpia, cultivada nos Estados Unidos e no Canadá; e a *Ostrea chilensis*, conhecida como ostra plana chilena, cultivada no sul do Chile.

As ostras côncavas (*cupped oysters*) compreendem dois gêneros, *Saccostrea* e *Crassostrea*. No gênero *Saccostrea*, as conchas apresentam pequenas projeções circulares ao longo da margem da borda interna das valvas, e as espécies são interpretadas como pertencentes a uma superespécie, *Saccostrea cucullata*, devido ao polimorfismo entre espécies descritas (STENZEL, 1971). Uma das linhagens do complexo *Saccostrea cucullata*, identificada através de marcadores 16S *ribossomal*, *Saccostrea glomerata*, é a "ostra de Sydney", cultivada principalmente na Austrália e na Nova Zelândia (LAM & MORTON, 2006). As demais linhagens do complexo *Saccostrea cucullata* apresentam uma maior distribuição de ocorrência, sendo cultivadas em países da Ásia, como no Sri Lanka, Índia e Tailândia, na África, e nas Ilhas Maurício. Já o gênero *Crassostrea* representa o maior número de espécies e volume de produção de ostras cultivadas mundialmente.

Tabela 1. Espécies, nome comum (em inglês), principais países produtores e ambiente de cultivo predominante de ostras dos gêneros *Ostrea*, *Saccostrea e Crassostrea*

Espécie	Nome comum em inglês	Principais países produtores	Ambiente de cultivo predominante	Volume produzido em 2018 (t)
Ostrea edulis	European flat oyster	França, Espanha, Irlanda, Croácia, Reino Unido, Noruega, Montenegro e Portugal	Estuarino	1.047
Ostrea lurida	Olympia oyster	Canadá e Estados Unidos	Marinho	<1
Ostrea chilensis	Chilean oyster	Chile	Marinho	372
Saccostrea cucullata (complex)	Hooded oyster Bombay oyster Indian rock oyster	**África:** Ilhas Maurício **Ásia:** Índia, Sri Lanka, Tailândia	Marinho Marinho	18
Saccostrea glomerata	Sydney oyster	Austrália e Nova Zelândia **Ásia:** Coréia, Japão, Taiwan, Singapura, Emirados Árabes **Europa:** França, Irlanda, Espanha, Reino Unido, Portugal, Ilhas do Canal, Itália e Alemanha	Marinho	5.848
Crassostrea gigas	Pacific oyster Japanese oyster Miyagi oyster	**Américas:** Estados Unidos, Canadá, México, Chile, Costa Rica, Equador, Argentina e Brasil **Oceania:** Austrália e Nova Zelândia **África:** África do Sul, Marrocos, Namíbia, Argélia e Tunísia	Marinho	643.549
Crassostrea virginica	Eastem oyster Virginia oyster Wellfleet oyster Atlantic oyster American oyster	Estados Unidos e Canadá	Marinho	134.939

Continua...

continuação...

Espécie	Nome comum em inglês	Principais países produtores	Ambiente de cultivo predominante	Volume produzido em 2018 (t)
Crassostrea iredalei	Tropical oyster Slipper oyster	Filipinas	Marinho	28.708
Crassostrea madrasensis	Indian oyster Indian backwater oyster	Índia e Sri Lanka	Estuarino	4.027
Crassostrea corteziensis	Mangrove oyster Cortez oyster	México	Estuarino	3.361
Crassostrea rhizophorae	Mangrove oyster Mangrove cupped oyster	Cuba e Brasil	Estuarino	1.186
Crassostrea gasar	Mangrove oyster Portuguese oyster	Senegal, Gambia e Brasil	Estuarino	514
Crassostrea angulata	Fujian oyster Jinjiang oyster	China	Estuarino	
Crassostrea rivularis		China	Estuarino	
Crassostrea hongkongensis	Hong Kong oyster	China	Estuarino	
Crassostrea sikamea	Kumamoto oyster	China	Marinho	

Fonte: FAO, 2020

A Organização das Nações Unidas apresenta dados para sete espécies do gênero *Crassostrea* caracterizadas através de análise molecular. Contudo, em torno de 86% da produção mundial, em 2018, foi descrita em relação ao gênero, *Crassostrea* spp. Em 2019 a China foi responsável por 99,4% da produção mundial das ostras do gênero *Crassostrea* spp., com um total de 5.225.595 toneladas (FAO, 2020). A classificação das ostras produzidas pela China como *Crassostrea* spp. está relacionada à quantidade de espécies do gênero (26, segundo Guo et al., 2018) e à dificuldade da correta classificação das espécies cultivadas (WANG et al., 2010). A maior parte das fazendas produtoras de ostras na China obtém suas sementes através de captação natural (WANG et al., 2010), o que também corrobora com a dificuldade da definição das espécies produzidas. Alguns autores sugerem que a produção de ostras do gênero *Crassostrea* na China engloba espécies como a

Crassostrea pliculata, *Crassostrea ariakensis* (GUO et al., 1999), *Crassostrea gigas* (LI & QI, 1994; GUO et al., 1999), *Crassostrea rivularis* (WANG et al., 2004), as quais são espécies nativas na China, e a *Crassostrea angulata* (REECE et al., 2008, WANG et al., 2008), entre outras.

Atualmente a *Crassostrea gigas* é a espécie de ostra mais cultivada no mundo, com presença na África, América, Ásia, Europa e Oceania (Figura 1). A segunda espécie mais produzida mundialmente é a *Crassostrea virginica*, cultivada nos Estados Unidos e no Canadá (FAO, 2020). As demais espécies apresentam produções abaixo de 30 mil toneladas. Dados de produção mundial de ostras e de outros moluscos bivalves podem ser obtidos utilizando a ferramenta de enquete on-line disponível no website da FAO (http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/query/en).

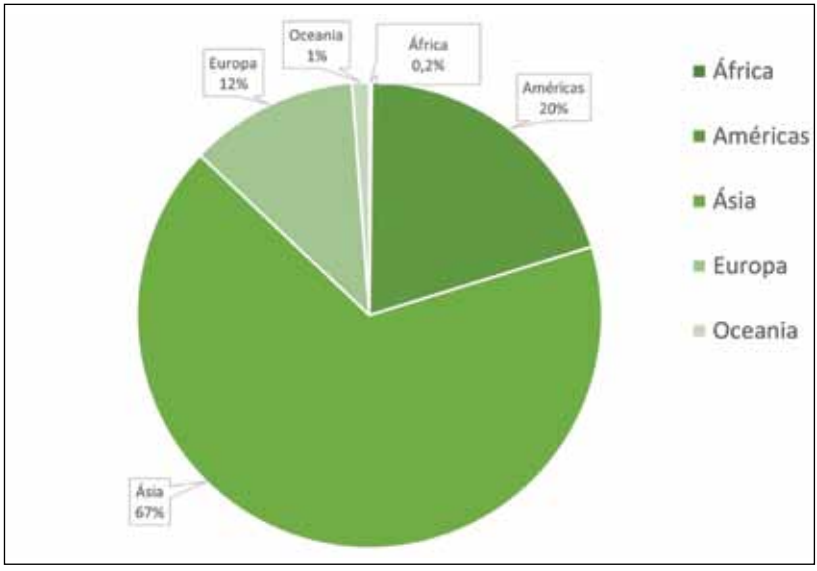

Figura 1. Porcentagem da produção mundial de ostras nos cinco continentes, excluindo dados da China
Fonte: FAO, 2020

Características morfológicas das valvas e das partes moles, somadas à identidade genética analisada por meio de técnicas moleculares, são os principais parâmetros para a identificação taxonômica nos diferentes níveis, como o gênero ou a espécie da ostra. O gênero *Crassostrea*, pertencente à Família Ostreidae, foi descrito por Sacco em 1897. Recentemente Salvi & Mariottini (2016) sugeriram, através de análise genômica, um novo gênero para a ostra do Pacífico, mudando-o de *Crassostrea* para *Magallana*. Contudo, após uma nota dissidente elaborada por 27 cientistas, exortando os autores que propuseram esta mudança e os organismos internacionais envolvidos para reconsiderar a alteração (BAYNE et al., 2017), o Registro Mundial de Espécies Marinhas (WoRMS) continua a considerar válido o nome *Crassostrea gigas* para ostra do Pacífico (WoRMS, 2019).

Apesar de muitas espécies de ostras serem de ambiente estuarino, a grande maioria da produção mundial é proveniente do ambiente marinho (99,91%) (FAO, 2020). A produção em ambiente estuarino (salobro) ainda é baixa, sendo mais praticada na América e na Europa. Enquanto a maior parte das espécies de ostras se adapta bem ao ambiente marinho, as ostras que vivem naturalmente no ambiente marinho muitas vezes não sobrevivem no ambiente estuarino e, mesmo os cultivos instalados em enseadas e braços de mar onde existam grandes aportes de água doce podem sofrer perdas massivas durante eventos de intensa precipitação. A espécie de ostra com maior produção mundial em água salobra é a *Crassostrea corteziensis*, com 3.361 toneladas produzidas em 2018 no México (FAO, 2020).

2.2 A ostra do Atlântico, *Crassostrea virginica*

Também conhecida como Ostra do Atlântico, ou Ostra do Leste, a *Crassostrea virginica* (Figura 2) pode ser encontrada desde o Golfo do México, no Panamá ao Sul, até o Golfo de St. Lawrence, na América do Norte. A espécie foi introduzida na Europa (das Ilhas Britânicas ao Golfo de Biscaia) antes de 1939, mas as colônias parecem ter algumas dificuldades em proliferar e se estabelecer, sendo que apenas algumas são ocasionalmente capturadas por barcos de pesca de arrasto (TURGEON et al., 2009). O cultivo desta espécie cresceu muito nas últimas décadas, passando de 42 mil toneladas, em 2000, para 135 mil toneladas, em 2018 (FAO, 2020).

Figura 2. Ostra do Atlântico, *Crassostrea virginica*
Foto: pngkit.com

Esta ostra possui uma concha sólida, com a valva esquerda (inferior) desigual e a valva direita (superior) convexa, tendendo a ser plana, embora frequentemente dobrada na esquerda; bicos e umbos inequilaterais, não proeminentes, tendendo a ser amplamente ovais no contorno, mas frequentemente distorcidos. Ligamento interno, fixado a uma fossa triangular central, com extensões laterais. Escultura de cristas e linhas concêntricas com algumas nervuras irregulares radiantes na valva esquerda que normalmente não encontram ou recuam da margem. Linha de dobradiça sem dentes no adulto. As margens da casca são suaves. Cor branca, branca suja ou marrom, às vezes com manchas roxas escuras. Periostracum fino e marrom-escuro; interior da concha branca; cicatriz do músculo adutor próximo à margem posterior, roxa ou marrom-avermelhada (FAO, 2020e).

2.3 A ostra "chinelo", *Crassostrea iredalei*

A *Crassostrea iredalei*, popularmente chamada de ostra "chinelo", é cultivada nas Filipinas, país que em 2018 produziu 23 mil toneladas desta espécie (Figura 3). Sua distribuição natural abrange os arquipélagos das Filipinas e da Malásia (FAO, 2020d).

Figura 3. Ostra "chinelo", *Crassostrea iredalei*
Foto: FAO, 2020d

O tempo de cultivo da *C. iredalei* nas Filipinas é de seis a oito meses. Estacas e coletores são instalados nas áreas naturais de desova de ostras durante os meses de maio a agosto, quando os fatores ambientais, como salinidade e temperatura, são mais favoráveis. Esses meses representam o período de pico da desova de ostras nas Filipinas.

As ostras são colhidas durante os meses de março, abril e maio, período em que estão em sua melhor condição de carne e de sabor. Esta espécie de água salobra é conhecida por sua carne cremosa saborosa e seu cultivo requer uma faixa de salinidade de 15 a 25 (DEVAKIE & ALI, 2000).

A *C. iredalei* possui uma concha de tamanho médio, geralmente mal esculpida, de forma muito variável, mas geralmente mais alta do que longa, aproximadamente arredondada, triangular oblíqua ou oval alongada no contorno. A valva esquerda (inferior) é bastante espessa, mais leve, mais convexa e maior que a valva direita (superior), com área de fixação pequena a grande. A superfície da valva esquerda é um tanto lamelada, com alguns sulcos radiais rasos a indistintos que vagamente recortam a comissura das válvulas. A valva direita é achatada, concentricamente lamelada ou quase lisa. A cavidade umbonal é moderadamente pequena sob a dobradiça da valva esquerda. Cicatriz do músculo adutor grande, em forma de rim, um pouco côncava anterodorsalmente e um pouco mais próxima da margem ventral do que da dobradiça. Cor externa da concha de um branco sujo, frequentemente rubro com marrom acinzentado pálido. Valva direita frequentemente com algumas faixas radiais cinza-arroxeadas mais escuras nas primeiras fases de crescimento. Interior das valvas esbranquiçado e brilhante, muitas vezes com áreas irregulares de cor branco-giz, e coloração marrom-púrpura na cicatriz adutora posterior (FAO, 2020d).

2.4 Ostra plana europeia, *Ostrea edulis*

As ostras planas são as do gênero *Ostrea*, que inclui cerca de 150 espécies extintas. Entre as oito espécies remanescentes deste gênero, destaca-se a *Ostrea edulis*, conhecida como ostra plana europeia (Figura 4). A ostra plana europeia é encontrada ao longo da costa da Europa Ocidental, da Noruega ao Marrocos, no Atlântico Nordeste e em toda a Bacia do Mediterrâneo. Populações naturais também são observadas no leste da América do Norte, de Maine a Rhode Island, após introduções intencionais nas décadas de 1940 e 1950. Mais tarde, na década de 1970, foram realizadas introduções adicionais para fins de aquicultura (HIDU & LAVOIE, 1991).

Figura 4. Ostra plana europeia, *Ostrea edulis*
Foto: Joop Trausel e Frans Slieker

Nos últimos 60 anos, a produção de *Ostrea edulis* sofreu um drástico declínio desde 1961, quando a França produziu 30 mil toneladas, devido principalmente ao impacto de doenças e à consequente migração dos produtores para o cultivo da ostra do Pacífico (*Crassostrea gigas*). A produção mundial desta espécie foi de 1.406 toneladas em 2018, com nove países produtores e com a França responsável por 50% deste volume (FAO, 2020) (Figura 5).

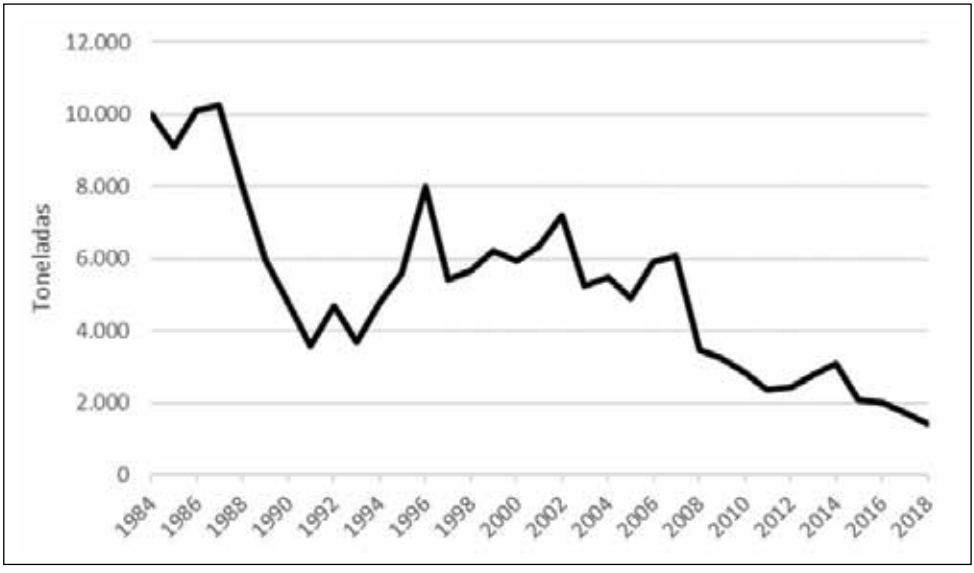

Figura 5. Evolução da produção da ostra plana europeia (*Ostrea edulis*) nas últimas décadas
Fonte: FAO, 2020

2.5 Espécies de ostras cultivadas no Brasil

No Brasil são cultivadas ostras do gênero *Crassostrea*, compreendendo duas espécies nativas, *Crassostrea gasar* (=*C. brasiliana*) e *Crassostrea rhizophorae* e a ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas*. A escala de produção dessas espécies ainda é baixa quando comparada ao nível de produção mundial, sendo a ostra do Pacífico com maior volume de produção em nível nacional.

A ostra *Crassostrea gasar*, conhecida no Brasil como ostra do mangue, é a espécie mais cultivada ao longo da costa brasileira tropical, porém de forma artesanal por populações tradicionais ribeirinhas e em baixas quantidades. Os principais estados produtores de *C. gasar* são: Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Alagoas, Rio Grande do Norte e Pará. O cultivo de *C. rhizophorae* não é tão difundido, sendo esta espécie cultivada em baixos volumes, principalmente nos estados do Ceará e da Bahia. Um dos motivos do cultivo de *C. gasar* ser mais difundido é o fato desta espécie atingir maior tamanho do que *C. rhizophorae* (CHRISTO & ABSHER, 2006).

A nomenclatura das espécies de ostras nativas do Brasil ainda é um tema controverso, principalmente devido à grande plasticidade e variação fenotípica de seus caracteres externos em função do tipo de substrato ao qual estão fixadas e às intempéries ambientais que as conchas sofrem (ABSHER, 1989; LAZOSKI et al., 2011). Primariamente, a identidade da entidade *C. brasiliana* era vista como a forma juvenil de *C. rhizophorae* em função do tamanho diminuto, que não alcançava 3cm de altura (SINGARAJAH, 1980). Embora Rios (1994) tenha considerado as espécies de forma coespecífica, sendo a única espécie nativa ao longo do litoral Brasileiro (*C. rhizophorae*), estudos utilizando técnicas moleculares (IGNÁCIO et al., 2000; LAZOSKI, 2004) confirmaram a presença de duas espécies distintas. Desta forma, as espécies foram denominadas: *C. rhizophorae*, com preferência por ambientes de águas mais salinas e na zona de entremarés, e *C. brasiliana*, com preferência por ambientes de águas salobras e predominantes na zona submersa (ABSHER, 1989; IGNÁCIO et al., 2000; BOEHS et al., 2019).

A variabilidade genética entre populações de ostras nativas é alta, o que é refletido pela grande variação na morfologia e na cor da concha (LAZOSKI et al., 2011). Além disso, devido à sua plasticidade fenotípica e à distribuição parapátrica entre as espécies, a distinção entre *C. rhizophorae* e *C. gasar* por características morfológicas externas torna-se muito difícil (SCARDUA et al., 2017), em particular quando ainda são formas jovens.

Lazoski et al., (2011) confirmaram que *C. brasiliana* e *C. gasar* não apresentam diferença genética entre si, sendo *C. brasiliana* uma sinonímia júnior de *C. gasar*, ou seja, é a mesma espécie com nomes diferentes. Devido à vasta literatura científica disponível nomeando as espécies nativas brasileiras como *C. rhizophorae* e *C. gasar* e visando facilitar a leitura e compreensão do texto, foi optado por manter esta nomenclatura neste livro.

A ostra do Pacífico, *C. gigas*, é a mais produzida no Brasil, sendo Santa Catarina responsável pela produção de aproximadamente 96% da espécie. O cultivo da ostra do Pacífico está restrito, principalmente, aos estados de Santa Catarina e do Rio de Janeiro, principalmente devido à elevada temperatura da água nos outros estados litorâneos brasileiros, condição esta que pode levar a elevadas mortalidades durante o cultivo. O fenômeno de ressurgência ao longo do litoral do Rio de Janeiro favorece uma menor temperatura da água do mar permitindo o cultivo da ostra do Pacífico.

O gênero *Ostrea* no Brasil é representado pelas espécies *Ostrea puelchana* e *Ostrea equestris*; entretanto, estudos sobre o potencial de cultivo destas espécies no Brasil ainda não foram realizados, especialmente pelo baixo interesse comercial.

Tratando-se do gênero *Saccostrea*, não há registro de espécies nativas deste gênero no litoral brasileiro. Espécies do gênero *Saccostrea* são originárias da região do Indo-Pacífico (LAM & MORTON, 2006). Entretanto, recentemente foi registrada a ocorrência de ostras do gênero *Saccostrea* no Brasil. O primeiro registro documentado realizado por Galvão et al., (2017) para espécimes coletadas na região de Bertioga no litoral de São Paulo. Além deste registro, Amaral et al., (2020) registraram *S. cucullata* em 12 localidades entre os estados do Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina, habitando a região supratidal e intertidal (entremarés). Esta coexistência com ostras nativas tem sido foco de estudos para avaliar o impacto do recrutamento desta espécie exótica na captação de sementes nativas para o cultivo.

2.5.1 A ostra nativa, *Crassostrea rhizophorae*

A ostra nativa *C. rhizophorae* (Figura 6), conhecida como "ostra branca" em algumas localidades no Brasil, apresenta distribuição desde o Caribe até o Uruguai, sendo encontrada em raízes da planta do mangue *Rhizophorae mangle* e fixada em rochas no médio litoral, na região entremarés (RIOS, 1994). Contudo, o autor não diferencia as espécies nativas *C. rhizophorae* e *C. gasar*, denominando-as como *C. rhizophorae*. Estudos mais recentes utilizando técnicas moleculares de identificação registraram a ocorrência de *C. rhizophorae* na Ilha de Martinica e na Guiana Francesa (LAPÈGUE et al., 2002) e ao longo de toda a costa brasileira (Tabela 2).

Figura 6. Ostra nativa, *Crassostrea rhizophorae*
Foto: Aires Carmen Mariga

Tabela 2. Estudos de identificação molecular de espécimes de ostras *Crassostrea rhizophorae* e *Crassostrea gasar* coletadas ao longo da costa brasileira

Espécie	Estado	Cidade	Referência
C. rhizophorae	Ceará	Fortim	Varela et al., (2007)
		Fortaleza	Lazoski et al., (2011)
	Rio Grande do Norte	Natal	Lazoski et al., (2011)
	Alagoas	Maceió	Varela et al., (2007)
	Bahia	Camamu	Boesh et al., (2019)
		Maraú	Boesh et al., (2019)
		Ilhéus	Boesh et al., (2019)
		Canavieiras	Boesh et al., (2019)

Continua...

continuação...

Espécie	Estado	Cidade	Referência
	Espírito Santo	Vitória	Varela et al., (2007)
	Rio de Janeiro	Guaratiba	Ignacio et al., (2000)
		Itacuruçá	Ignacio et al., (2000)
	Paraná	Baía de Paranaguá	Ignacio et al., (2000); Lapègue et al., (2002)
	Santa Catarina	Florianópolis	Varela et al., (2007);
		Laguna	Melo et al., (2010a)
			Melo et al., (2010a)
C. gasar	Pará	Belém	Lazoski et al., (2011)
		São João de Pirabas	Varela et al., (2007)
		Bragança	Varela et al., (2007)
		Nova Olinda	
	Maranhão	Araioses	Lazoski et al., (2011)
	Piauí	Parnaíba	Varela et al., (2007); Lazoski et al., (2011)
		Tutóia	Varela et al., (2007)
	Paraíba	Mamanguape	Lazoski et al., (2011)
	Pernambuco	Recife	Lazoski et al., (2011)
	Bahia	Salvador	Lazoski et al., (2011)
		Ilhéus	Boehs et al., (2019)
		Canavieiras	Boehs et al., (2019)
	Rio de Janeiro	Rio das Ostras	Lazoski et al., (2011)
	São Paulo	Cananéia	Lapègue et al., (2002); Lazoski et al., (2011)
		Itanhaém	Lazoski et al., (2011)
	Paraná	Baía de Paranaguá	Lapègue et al., (2002); Lazoski et al., (2011)
		Guaratuba	Lazoski et al., (2011)

O crescimento e a sobrevivência de *C. rhizophorae*, assim como de outros bivalves, estão relacionados principalmente com a disponibilidade de alimento, a temperatura e a salinidade da água. A ocorrência desta espécie é modulada, principalmente, pela salinidade, sendo a faixa de salinidade em ambientes de sua ocorrência entre 7 e 28 (FERNANDES, 1975). Guimarães et al., (2008) relatam que sementes da espécie sobrevivem em salinidade entre 15 e 25.

Relatos sobre o início do cultivo desta espécie no Brasil datam de 1972, na Bahia, (NASCIMENTO, 1991). Entretanto, dados de crescimento para *C. rhizophorae* ainda são escassos na literatura, especialmente devido ao fato de os estudos utilizarem animais juvenis provenientes de extração no ambiente, sendo, provavelmente, estes estudos conduzidos com uma mistura de animais das duas espécies nativas (*C. rhizophorae e C. gasar*). Animais da espécie podem atingir, em cultivo, altura >75mm após oito meses de cultivo, a partir de animais com tamanho inicial de, aproximadamente, 40mm (VILAR et al., 2012). No Ceará, obtiveram-se (GOMES et al., 2009) animais com 60mm de altura em oito meses de cultivo. A partir de sementes produzidas em laboratório, obtiveram-se animais com tamanho de 48mm de altura após cinco meses de cultivo (MACCACCHERO et al., 2005) e com 45mm de altura após nove meses de cultivo (GOMES, 2019). Mais detalhes sobre tamanho comercial e sua classificação podem ser encontrados no Capítulo 9 deste livro.

2.5.2 A ostra nativa, *Crassostrea gasar*

No Brasil, *C. gasar* (Figura 7), conhecida como "ostra do mangue", ocorre em manguezais, estuários e costões rochosos, da costa do Pará até o estado de Santa Catarina (MELO et al., 2010a; MELO et al., 2010b; LAZOSKI et al., 2011; Tabela 2). Sua ocorrência é relatada, também, na costa oeste da África (LAPÈGUE et al., 2002), entre Senegal e Angola, sendo abundante ao longo do delta do Rio Nilo

Figura 7. Ostra nativa, *Crassostrea gasar*
Foto: Aires Carmen Mariga

Crassostrea gasar apresenta ampla tolerância à salinidade, podendo ocorrer entre 2,1 e 50, tendo seu ótimo entre 4 e 40 (HORODESKY et al., 2019). Cultivo de juvenis de *C. gasar* em condições de laboratório mostrou que a sobrevivência não foi afetada entre salinidades de 10 a 45 (FUNO et al., 2015). Entretanto, estudos têm demonstrado que *C. gasar* cresce melhor em ambiente estuarino do que em marinho (LOPES et al., 2013; LEGAT et

al., 2017). Por outro lado, locais onde a salinidade apresenta alta influência da precipitação não proporcionam um bom crescimento na estação chuvosa. Oliveira et al. (2018) observaram que *C. gasar* cultivadas em áreas mais influenciadas por descarga fluvial apresentam menor crescimento, com um impacto negativo na produtividade dos cultivos.

Relatos sobre o início das pesquisas para o cultivo de ostras nativas (provavelmente com *C. gasar*) datam de 1969, em Cananéia, sendo realizadas pelo Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. Subsequentemente, o Instituto de Pesca de São Paulo, em 1972, iniciou estudos sobre a captação de sementes em coletores e a engorda em tabuleiros. O cultivo de *C. gasar* no Brasil é proveniente de sementes de captação natural com uso de coletores ou de extração em estoques naturais através da extração de juvenis.

Outra forma disponível para obtenção de sementes de ostras *C. gasar*, no Brasil, é através da produção em laboratório. Atualmente há dois laboratórios, um localizado no Rio Grande do Norte e outro em Santa Catarina, que produzem sementes de *C. gasar* e as comercializam aos produtores. A espécie tem um grande potencial para a expansão da ostreicultura brasileira e tem sido alvo de diversos estudos.

2.5.3 A ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas*

A ostra do Pacífico *C. gigas* (Figura 8) ou ostra japonesa, tem sua origem no leste asiático, nativa na região da Coréia e Japão (MIOSSEC et al., 2009). Esta espécie foi introduzida em vários países para fins de aquicultura (MANN et al., 1991; ORENSANZ et al., 2002), como nos Estados Unidos, Canadá, Reino Unido, França, Nova Zelândia, Austrália, Marrocos, Chile, Brasil, entre outros.

Figura 8. Ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas*
Foto: Aires Carmen Mariga

Suas características biológicas a tornam adequada para uma ampla gama de condições ambientais, embora seja geralmente encontrada em áreas costeiras e estuarinas dentro de seu alcance natural. Apesar de ser uma espécie euritérmica, de acordo com Quayle & Newkirk (1989), a temperatura ideal para o desenvolvimento e alimentação de *C. gigas* é em torno de 20°C. Isso também é observado com relação à salinidade, onde, apesar de ser eurihalina, *C. gigas* pode ser cultivada em ambientes que variam de 18 a 35, suportando salinidades em torno de 15, porém com um crescimento mais lento (POLI, 2004). Cross & Kingzett (1992) citam a salinidade de 24 como ideal para o cultivo desta espécie. Dados da FAO (2020c) apontam que a *C. gigas* é atualmente cultivada em diversos países dos cinco continentes (Figura 9).

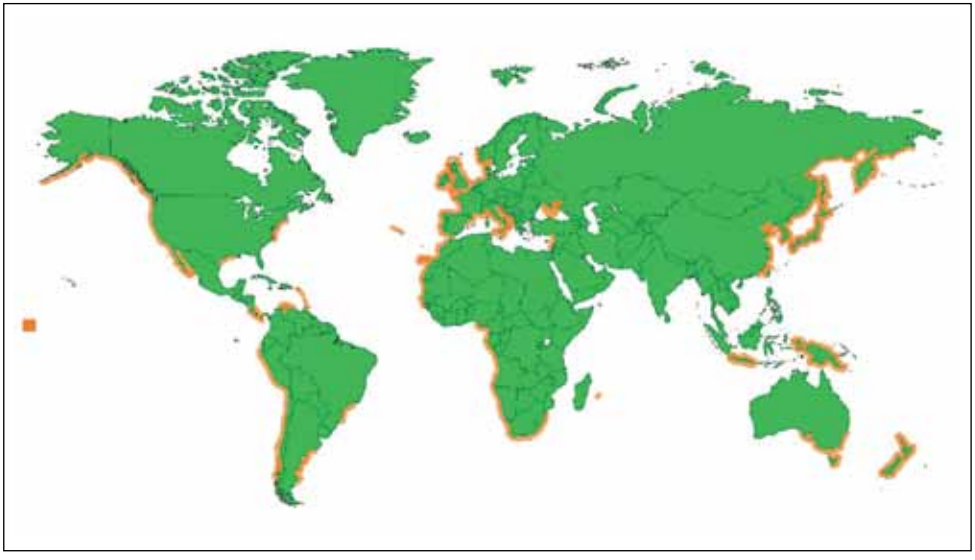

Figura 9. Distribuição mundial do cultivo da ostra do Pacífico (*Crassostrea gigas*)
Fonte: Database on Introductions of Aquatic Species - DIAS

Crassostrea gigas foi introduzida no Brasil pela primeira vez em 1974, com animais oriundos do Reino Unido, pelo Instituto de Estudos do Mar Almirante Paulo Moreira (IEAPM), no estado do Rio de Janeiro (MUNIZ et al., 1986, SILVEIRA JR., 1989; POLI et al., 1990; POLI, 2004). Posteriormente, dois estados fizeram novas importações de *C. gigas*: São Paulo, pelo Instituto de Pesca de São Paulo, em 1975, importou sementes do Japão (AKABOSHI, 1979; AKABOSHI et al.,, 1983) e a Bahia, pelo Instituto de Pesquisa de Biologia da Bahia, em 1981, novamente importou com animais oriundos do Reino Unido (RAMOS et al., 1986). No ano seguinte a Fazenda Jacostra (Sostramar), localizada em Canaéia, SP, importou sementes da França e tornou-se a primeira fazenda no Brasil a produzir sementes de ostras do Pacífico. Em 1987, sementes de ostras oriundas de Cabo Frio (IEAPM) foram introduzidas em Santa Catarina para avaliar sua performance em cultivo. Nos anos seguintes o cultivo da ostra do Pacífico em SC continuou com sementes oriundas

da Sostramar, importadas do Chile e dos USA, e sementes produzidas pelo Laboratório de Moluscos Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina. Contudo, em outubro de 1998 a introdução de juvenis e adultos de ostras foi proibida no Brasil, por razões sanitárias (PORTARIA IBAMA N° 145-N, DE 29 DE OUTUBRO DE 1998), e a produção passou a ser baseada apenas na produção de sementes em laboratório, pois não há captação natural de sementes desta espécie na costa brasileira.

Quando em condições de cultivo, mortalidades massivas da ostra do Pacífico são relatadas em todos os locais onde são produzidas (SAMAIN & McCOMBIE, 2008). Frente a este fato, foi desenvolvido de 2001 a 2006 um projeto de pesquisa coordenado pelo Instituto Francês de Pesquisa para a Exploração do Mar (IFREMER) (SAMAIN & McCOMBIE, 2008). Neste projeto foram avaliados aspectos ambientais, como temperatura, salinidade, sedimento presente na água e fatores biológicos, como ciclo reprodutivo, patologias, aspectos imunológicos e genéticos de *C. gigas* e sua relação com a ocorrência de mortalidades. Resultados deste estudo apontam que os riscos de ocorrência de mortalidade aumentam quando há uma combinação de fatores ambientais e biológicos. Em temperaturas acima de 19ºC, os riscos de ocorrência de mortalidades aumentam, principalmente se associados ao esforço reprodutivo de produção de gametas e estresse, como exposição à alteração da salinidade (SAMAIN & McCOMBIE, 2008). Os autores também observaram neste estudo que o fator genético tem uma grande contribuição para o aumento do risco de mortalidade. As ostras mais susceptíveis tendem a investir mais em reprodução.

Outro aspecto relacionado à mortalidade em ostras é a época de semeadura em clima subtropical. Um estudo desenvolvido em Santa Catarina observou maior mortalidade acumulada (após 6 meses de cultivo), quando as sementes são plantadas no início do verão, sendo que maiores sobrevivências foram observadas em sementes plantadas no início e no final do outono (SÜHNEL et al., 2017).

O cultivo de *C. gigas* em Santa Catarina tem tido um papel fundamental para impulsionar a ostreicultura brasileira. A atividade da ostreicultura catarinense tem impulsionado os órgãos gestores federais, estaduais e municipais a realizarem ações para a regularização da atividade, o controle sanitário das ostras produzidas e a criação de programas de apoio financeiro para a produção de ostras. Estas ações estão sendo estendidas a outros estados, onde a atividade tem se fortalecido.

Foto: Fernanda Bernardino/Editora Globo

Capítulo 3 - HISTÓRICO DO CULTIVO DE OSTRAS NO BRASIL

Felipe Matarazzo Suplicy

3.1 Os primeiros estudos com ostras nativas

As primeiras pesquisas sobre cultivo de ostras no Brasil foram realizadas em 1969 pelo pesquisador japonês Takeshi Wakamatsu, que foi contratado pela Superintendência de Desenvolvimento do Litoral Paulista – Sudelpa para trabalhar com a espécie *Crassostrea gasar* em Cananéia, São Paulo (BARROZA & PRADO, 1971; WAKAMATSU, 1973). A primeira fazenda de ostras do Brasil foi instalada por Alphonse Debeauvais e seu filho Jacques, em Cananéia, São Paulo, em 1970, cultivando ostras do mangue *C. brasiliana* (Figura 1).

Em 1972, a Universidade Federal da Bahia – UFBA trabalhou com o desenvolvimento da técnica de cultivo de *Crassostrea rhizophorae* em Jiribatuba, Canal da Ilha de Itaparica (POLI, 2004). Além disso, na costa brasileira, trabalhos com coletores artificiais e sistemas de engorda foram feitos na região de Cananéia, SP (WAKAMATSU, 1973), na Bahia e Pernambuco (FERNANDES & LIMA, 1976) entre outros.

A primeira tentativa de cultivo de ostra em Santa Catarina ocorreu em 1971, com um projeto da Associação de Crédito e Assistência Pesqueira de Santa Catarina (Acarpesc), para avaliar a captação de sementes de *Crassostrea mangle* no estuário do rio Ratones, Ilha de Santa Catarina (POLI, 2004). Em 1972, o Instituto de Biologia da Universidade Federal da Bahia (UFBA) iniciou um projeto com apoio do Conselho Britânico para avaliar o cultivo da ostra *C. mangle*, no canal da Ilha de Itaparica. Três anos após o início dos estudos, foi implantada a primeira fazenda de cultivo que passou a sofrer sérios problemas de mortalidade por parasitismo e o projeto foi abandonado em 1985 (POLI, 2004).

Figura 1. Os pioneiros Alphonse Debeauvais e seu filho Jacques na primeira fazenda de ostras do Brasil, em 1970. Cananéia, São Paulo
Foto: Fernanda Bernardino/Editora Globo

3.2 A introdução da *Crassostrea gigas* no Brasil

A introdução da ostra do Pacífico (*Crassostrea gigas*) no Brasil ocorreu em diversas ocasiões. Em 1974 o Instituto de Estudos do Mar Almirante Paulo Moreira (IEAPM) introduziu em Cabo Frio sementes trazidas da Grã-Bretanha (MUNIZ et al., 1986). Em 1975 o Instituto de Pesca de São Paulo trouxe para o Brasil sementes provenientes do Oyster Research Institute of Sendai, Japão (POLI, 2004). Em 1981, o instituto de Biologia da Universidade Federal da Bahia importou sementes de *C. gigas* e também de *C. gigas*, variedade Kumamoto do Ministry of Agriculture and Fisheries and Food Fisheries Experiment Station, situado em Conway, North Wales (RAMOS et al., 1986). No ano seguinte, a Jacostra, fazenda de ostras na Cananéia, São Paulo, importou sementes da França e tornou-se a primeira fazenda no Brasil a produzir sementes de ostras *C. gigas* (MELO et al*.,* 2010a).

Em Santa Catarina a introdução deste molusco ocorreu em 1987, através de trabalhos da Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC, que trouxe espécimes do Instituto de Estudos do Mar Almirante Paulo Moreira – IEAPM, em Arraial do Cabo, Rio de Janeiro, para verificar a viabilidade do cultivo desta espécie no litoral catarinense (SILVEIRA JR., 1989). Entre 1988 e 1995 houve diversas outras introduções de *C. gigas* provenientes da Tongoy Cultivos Marinos, do Chile, com apoio da Fundación Chile, para fazendas de ostras em Palhoça (SILVEIRA JR., comunicação pessoal). Em 1996 o Laboratório de Moluscos Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/UFSC) realizou o assentamento remoto[1] de larvas de *C. gigas* importadas de Washington, EUA (SILVEIRA JR. et al., 1997). Em outubro de 1998 o IBAMA proibiu a importação de formas jovens de moluscos para o Brasil, proibição que permanece até hoje.

3.3 O desenvolvimento da ostreicultura catarinense

O primeiro maricultor de Santa Catarina foi provavelmente o Sr. Walter Alberto Sá Bensousan, que em 1987 importou do Chile um milhão de sementes de *Crassostrea gigas,* instalou um cultivo na Enseada do Brito e, buscando evitar a mortalidade de verão, transferiu as ostras para longlines na Ilha Irmãs do Meio, no extremo sul da Ilha de Santa Catarina. Foi difícil acompanhar o rápido crescimento das ostras de modo que foram perdidas por falta de espaço ou cestos de cultivo. A produção passou de 20 mil dúzias em 1987 para 40 mil dúzias em 1991, mas não havia comércio. A empresa Maricultura Morro dos Cavalos trabalhou até o ano de 1992, época em que ocorreu uma epidemia de cólera na América do Sul, o que interditou por completo o comércio de moluscos. Muitas ostras foram estocadas no congelamento da indústria pesqueira Pioneira da Costa, e posteriormente descartadas.

No mesmo período, e após cinco anos de cultivos experimentais, o cultivo comercial de *C. gigas* foi iniciado em Santa Catarina em fins 1989, por meio de uma parceria institucional entre a Associação de Crédito e Assistência Pesqueira de Santa Catarina (Acarpesc), que foi posteriormente incorporada pela Epagri e pela UFSC para trabalhar com

[1]A técnica de assentamento é descrita em detalhes no capítulo sobre produção de sementes em laboratório.

um grupo de pescadores artesanais de Santo Antônio de Lisboa, Florianópolis. A primeira estatística oficial de produção de ostras em Santa Catarina foi divulgada pela Epagri em 1991, com um volume de 43 toneladas.

A partir de 1991 o Laboratório de Cultivo de Moluscos Marinhos (LCMM), inaugurado em Sambaqui, inicia produção de sementes de *C. gigas* a partir de matrizes oriundas do cultivo experimental. A posteriori somaram-se reprodutores doados dos outros produtores pioneiros, da Ponta dos Papagaios (Moluskus Ltda.) e Enseada do Brito (Walter A. S. Bensousan) (SILVEIRA JR., comunicação pessoal).

Com apoio a Agência Canadense de Desenvolvimento Internacional – Cida, em 1995 foi inaugurada a nova instalação do Laboratório de Cultivo Moluscos Marinhos – LCMM da UFSC, na Barra da Lagoa, permitindo a produção de um volume maior de sementes de ostras e uma maior regularidade na entrega deste insumo básico para os maricultores (CARVALHO FILHO, 1995). Após um período de ajustes do novo laboratório, e com gradual o ingresso de novos produtores na atividade, o volume de produção foi expandido, chegando a 3.152 toneladas em 2006 (INFOAGRO, 2020).

Em 2007, foi celebrado um convênio entre a Secretaria Especial de Aquicultura e Pesca da Presidência da República – SEAP/PR e a Epagri para dar início ao monitoramento bacteriológico e de algas nocivas nas áreas de produção, que levou às primeiras interdições da colheita causadas pela ocorrência de Florações de Algas Nocivas – FAN. A inovação da gestão sanitária do setor enfrentou muitos problemas de comunicação e falta de esclarecimento entre os produtores e consumidores que, associados de modo equivocado à morte de um artista musical vinculada ao consumo de ostras, levaram a uma grande retração de mercado que teve sério impacto na safra daquele ano e sofreu um decréscimo na produção comercializada de 63,33% em relação a 2006. Entre 2008 e 2014, a produção voltou a se recuperar, chegando a 3.670 toneladas em 2014 e envolvendo 129 maricultores. Naquela época, a comunidade do Ribeirão da Ilha, no município de Florianópolis, já se destacava como principal região produtora de ostras, com 2.256,8t, representando 83,4% da produção de Florianópolis e 61,48% da produção estadual (Figura 2) (DOS SANTOS & WINCKLER, 2015). A partir de 2015, o baixo nível organizacional dos produtores, além da complexidade e dificuldade destes em atender individualmente os órgãos fiscalizadores que regulam e disciplinam a produção, o beneficiamento e a comercialização, bem como problemas no calendário de produção e atrasos no abastecimento de sementes, levaram a uma redução do volume de produção e a uma evasão de maricultores da atividade, resultando em uma produção de 2.472 toneladas em 2017.

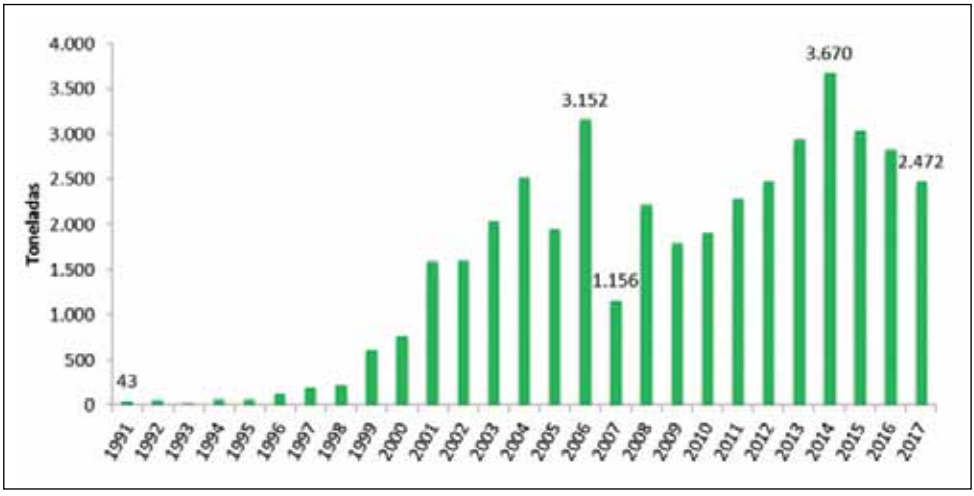

Figura 2. Evolução da produção de ostras em Santa Catarina entre 1991 e 2017
Fonte: INFOAGRO, 2020

3.4 Projetos de ostreicultura nas regiões Nordeste e Norte do Brasil

Enquanto a maricultura catarinense florescia, houve diversas tentativas de desenvolver o cultivo de ostras em outros estados brasileiros. Na Bahia, o cultivo de ostras nativas foi incentivado como complementação da renda familiar nas comunidades de Graciosa e Taperoá, no Baixo Sul Baiano, pela Bahia Pesca e pelo Projeto Marsol - Maricultura Familiar Solidária, da Universidade Federal da Bahia – UFBA, (Taperoá) (DOS SANTOS et al., 2017; BAHIA PESCA, 2019). Segundo estes autores, em 2016 havia apenas oito produtores de ostras em atividade nesta região da Bahia, que viviam em condições precárias e com baixa renda relacionada à falta de agregação de valor ao produto e à intensa atuação de atravessadores. O processamento dos moluscos era realizado de forma precária, comprometendo a qualidade microbiológica do produto. A ostreicultura, que poderia ser uma alternativa melhor de renda para essas comunidades, era afetada pela falta de uma gestão participativa que permitisse que o setor se desenvolvesse melhor e a ostra de cultivo ganhasse mercado.

Outras iniciativas vêm ocorrendo de forma esporádica para introduzir o cultivo em comunidades costeiras baianas. Em Matarandiba, na Baía de Todos os Santos, um grupo de extrativistas vem fazendo testes desde 2016 para instalar o cultivo de ostras com o apoio da Associação Comunitária de Matarandiba – Ascoma. A comunidade do Iguape, pequena vila de pescadores e agricultores quilombolas, no município de Cachoeira (Recôncavo Baiano), cultiva ostras com o apoio de técnicos da Bahia Pesca, órgão de extensão pesqueira do governo estadual, desde 2007. Em 2015 a Bahia Pesca forneceu equipamentos de cultivo e depuradoras aos produtores de ostras locais, que na época produziam 7,5 toneladas por ano (BAHIA PESCA, 2019). O Projeto Tamar também vem auxiliando a ostreicultura

na comunidade de Ponta dos Mangues desde 1998, com o objetivo de capacitar e gerar alternativa de renda para os pescadores e suas famílias (TAMAR, 2019). Mais recentemente o Núcleo Avançado de Salinas da Margarida do campus Salvador, vinculado ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Bahia (IFBA), também passou a incentivar a ostreicultura através da formação de extensionistas para atuar neste setor na região da Baía de Todos os Santos (IFBA, 2019).

Em Alagoas o cultivo de ostras vem sendo fomentado pelo Instituto Brasileiro de Desenvolvimento e Sustentabilidade – IABS, Sebrae, Secretaria de Estado da Agricultura do Estado de Alagoas, através do Programa Ostras Depuradas de Alagoas, que atende cerca de 100 famílias distribuídas em cinco comunidades dos municípios de Coruripe, Barra de São Miguel, Barra de Santo Antônio, Passo de Camaragibe e Porto de Pedras (Figura 3). O projeto, iniciado em 2009, conta com o apoio da Agência Espanhola de Cooperação Internacional para o Desenvolvimento – AECID, o que permitiu a construção de uma indústria de depuração e beneficiamento de moluscos no município de Coruripe, com apoio da prefeitura local (IABS, 2019). Atualmente são depuradas cerca de quatro toneladas por ano, e estima-se que outras quatro toneladas sejam comercializadas localmente sem depuração (com. pessoal, Bruno Sardeiro, IABS).

Figura 3. Cultivo de ostras nativas em Barra de São Miguel, AL
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

No Ceará já foram realizadas diversas iniciativas de introdução do cultivo de ostras do mangue *Crassostrea rhizophorae* como alternativa de geração de renda para comunidades extrativistas costeiras por instituições governamentais e não governamentais, como Sebrae, Labomar, Neema, Cefet, Instituto Terramar e Instituto Netuno. O resultado de unidades demonstrativas instaladas nos municípios de Fortim, Amontada, Trairi e Camocim em 2005 foi comprometido por uma série de fatores de natureza socioeconômica (Figura 4). Dentre esses fatores destacam-se a falta da cultura para o trabalho participativo por parte das comunidades envolvidas e os baixos retornos financeiros em médio prazo oferecidos pela ostreicultura, o que desestimulou os associados, bem como a falta de canais de comercialização estabelecidos para escoamento da produção (SEBRAE, 2005). Uma iniciativa realizada em 2006 com o apoio do Grupo de Estudos de Moluscos Bivalves – GEMB do Instituto de Ciências do Mar – Labomar, Universidade Federal do Ceará – UFC, e da Fundação Alphaville, envolveu seis mulheres e obteve uma produção de 320 dúzias de *C. rhizophorae* (GOMES et al., 2008, GOMES et al., 2009).

Figura 4. Cultivo experimental de ostras nativas em Fortim, CE

No estado do Pará, o cultivo de ostras foi iniciado em 2006 com a espécie nativa *Crassostrea gasar*. Em 2014, a produção foi de apenas oito toneladas e em 2016 o volume atingiu 42 toneladas, indicando que o Pará está despontando como estado com o segundo maior volume de produção de ostras cultivadas, atrás de Santa Catarina. O setor envolve sete associações de produtores em cinco municípios, onde a salinidade e as condições das marés são adequadas. As sementes são coletadas com coletores de garrafas PET recicladas, instaladas nos canais da floresta de mangue (Figura 5) (SAMPAIO, 2018).

Figura 5. Produção de ostras nativas em Nova Olinda, PA
Foto: Flávio Contente

O primeiro projeto de cultivo experimental de ostras em Sergipe foi desenvolvido no ano de 1997 na comunidade de Ponta dos Mangues, localizada no município de Pacatuba (SE), que trouxe a ostreicultura como uma alternativa econômica para a população local. No ano de 1999 a região se tornou uma das maiores produtoras de sementes de ostras nativas por meio da coleta em ambiente natural (DINIZ, 2001). Nesse mesmo período, teve início o cultivo de ostras no município de São Cristóvão, como um empreendimento empírico de alguns membros da comunidade local. Após oito anos despendidos na tentativa de encontrar a melhor forma de coletar sementes e produzir ostras comercialmente, a associação de aquicultores ainda não havia conseguido fazer da ostreicultura uma atividade economicamente viável na região (SIQUEIRA, 2008).

Um estudo desenvolvido pelo Sebrae em 2015, no âmbito do Programa AquiNordeste, avaliou a viabilidade de três sistemas de cultivo de ostras na comunidade de Indiaroba em Sergipe. A meta do estudo foi a de identificar qual modelo se adaptaria melhor às condições naturais da região e disseminá-lo junto aos produtores locais e dos estados de Alagoas, Rio Grande do Norte, Maranhão, Paraíba e Bahia. Em Sergipe, a demanda pelo produto é bastante superior à oferta, o que tem contribuído para elevar o seu preço (Figura 6). Os criadores do Povoado Pontal chegam a comercializar as ostras nos restaurantes de Mangue Seco a R$5,00 a unidade. O Programa AquiNordeste resultou na publicação de uma série de manuais técnicos para auxiliar os produtores no manejo e no controle sanitário de ostras nativas (SEBRAE, 2015).

Figura 6. Sistema BST: um dos sistemas alternativos de cultivo de ostras testados pelo Programa AquiNordeste em Indiaroba, SE
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

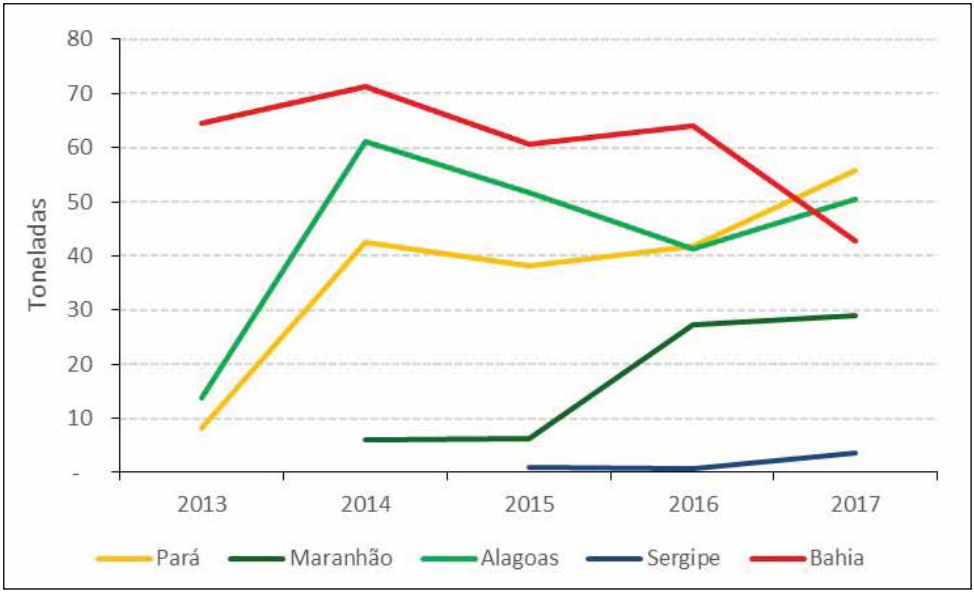

Figura 7. Evolução da produção de ostras nos estados das regiões Norte e Nordeste
Fonte: IBGE, 2019

Na última década, a atividade tem apresentado um melhor desenvolvimento no Pará e em Alagoas, estados onde os maricultores têm recebido assistência técnica de instituições de fomento que estão auxiliando na elevação da qualidade sanitária das ostras através da depuração, além de ajudar os produtores na formação de associações e desenvolvimento de mercado (Figura 7).

No Rio Grande do Norte, em Tibau do Sul, destaca-se o trabalho da Primar Aquacultura, fazenda de camarões com certificação orgânica cultivados em consórcio com ostras e cavalos marinhos no "Sistema Primar de Aquacultura Orgânica" (Figura 8). As ostras *Crassostrea gasar* foram introduzidas em 2005. Inicialmente as ostras juvenis eram adquiridas de pescadores da região, que retiravam dos mangues ostras pequenas e as traziam para ser engordadas nos viveiros de camarão. A Primar atingiu uma produção de 16 mil dúzias em 2012 e, buscando uma fonte sustentável de formas jovens, em 2014 a empresa inaugurou seu próprio laboratório de produção de sementes de *C. gasar*, que atingiu uma produção de 1,5 milhão de sementes em 2016 (Figura 9). Em 2017, foram comercializadas 9.300 dúzias de ostras a partir das sementes produzidas no laboratório. Infelizmente, limitações financeiras e a falta de demanda por sementes impediram a manutenção de sua operação a partir de 2019, situação esta agravada pela pandemia de Covid-19 em 2020. Somente em 2021 o laboratório voltou a ser reativado, por conta da participação da Primar no convênio internacional AquaVitae, que aportou recursos para a condução de pesquisas aplicadas na produção de sementes de *C. gasar.*

Figura 8. Fazenda de ostras consorciadas com camarões e cavalos marinhos da empresa Primar Aquicultura, em Tibau do Sul, RN
Foto: Marcia Kafensztok

Figura 9. Laboratório de produção de sementes de ostras nativas da Primar Aquicultura: (A) sala de larvicultura; (B) setor de produção de microalgas
Fotos: Marcia Kafensztok

Atualmente, o maior empreendimento de cultivo de ostras da Região Nordeste é a empresa Ostramar. Com sede em Recife, PE, sua produção de 40 mil dúzias é realizada em duas fazendas: uma somente de ostras e outra com policultivo de algas, camarões e ostras, nos municípios de Tibau do Sul e Canguaretama, ambos no Rio Grande Norte (Figura 10). A área total das fazendas é de 15 hectares. A Ostramar utiliza o sistema de tabuleiros e trabalha tanto com sementes produzidas pela Primar como com juvenis de ostras colhidas do mangue. A Ostramar também desenvolveu um bom mercado regional, atendendo 100 restaurantes, além de supermercados e mercados de luxo.

Figura 10. Fazenda de ostras da empresa Ostramar, em Tibau do Sul, RN
Foto: Cassiano Falangoli

Com base nos relatos das iniciativas de desenvolvimento do cultivo de ostras nas regiões Norte e Nordeste do Brasil, podemos pontuar que os principais problemas que impediram o desenvolvimento desta atividade ao longo das últimas décadas foram:

- Ausência de um serviço continuado de extensão aquícola e descontinuidade de projetos de fomento;
- Reduzida escala de produção dos projetos demonstrativos, impedindo a produção de volumes que possam permitir a abertura e manutenção de mercados;
- Baixo índice de atendimento da população por serviços de saneamento básico, ausência de programas de monitoramento sanitários das áreas de cultivo e insegurança dos potenciais consumidores;
- Dificuldade de distinção entre as sementes das duas espécies de ostras nativas captadas naturalmente, sendo a *C. gasar* com rápido crescimento e a *C. rhizophorae* com desenvolvimento mais lento;
- Ausência de laboratório para a produção regular de sementes de *C. gasar* nessas regiões do país.

Apesar das dificuldades apontadas, a perseverança e o empreendedorismo de produtores do Pará, do Rio Grande do Norte e de Alagoas vêm permitindo o aumento da oferta de ostras de cultivo e a consequente ampliação do mercado consumidor. Esta força, aliada à boa perspectiva de retomada da produção de sementes de ostras nativas pelo laboratório da Primar, são indicadores de que o cultivo de ostras no Norte e no Nordeste do Brasil deverá observar um ciclo virtuoso de desenvolvimento quando a pandemia de Covid-19 for superada.

Foto: Epagri/Cedap

Capítulo 4 - SELEÇÃO DE LOCAL

Felipe Matarazzo Suplicy

4.1 Considerações gerais

A seleção do local ideal para o cultivo de ostras é um processo crítico que pode definir o sucesso ou o fracasso da fazenda. Cultivos instalados em locais errados podem nunca se dar bem, apesar dos melhores esforços do maricultor, e como a obtenção de uma concessão geralmente é um processo burocrático e demorado, não é fácil para o produtor simplesmente reiniciar em um novo local. Por isso, a melhor abordagem é não se apressar nesta etapa e realmente fazer uma seleção bastante criteriosa do local (MORSE & DAVIS, 2016).

Ao selecionar um local, deve-se considerar cuidadosamente uma série de fatores que podem ser agrupados em fatores primários e secundários. Fatores físicos, ecológicos e biológicos (fatores primários) são de importância primordial na seleção de locais adequados de cultivo, enquanto fatores de risco e econômicos geralmente vêm a seguir em termos de importância. É importante entender que, se os fatores primários não forem totalmente satisfeitos, o local específico em consideração deve ser descartado, independentemente de todos os fatores secundários serem satisfeitos (LOVATELLI, 1988).

Tabela 1. Fatores primários e secundários na seleção de locais para o cultivo de ostras

Fatores primários	**Fatores secundários**
• Salinidade	• Poluição
• Temperatura	• Roubos
• Profundidade	• Competição com outros usos
• Correntes marinhas	• Considerações econômicas
• Tipo de sedimento	• Aspectos logísticos
• Exposição a ventos e ondas	
• Captação de sementes	
• Predadores e parasitas	

4.2 Fatores primários

Como para qualquer outro organismo cultivável, a água do local de cultivo deve apresentar parâmetros físicos e químicos dentro da faixa de conforto para a espécie de ostra utilizada. Temperatura e salinidade são os fatores primários mais críticos, que podem causar mortalidades em massa devido a choque osmótico ou estresse térmico, e o produtor deve se assegurar de que valores médios e extremos encontrados durante o ano estão dentro do intervalo ideal, além de verificar a ocorrência de eventos climatológicos extremos que possam ter ocorrido no passado, como períodos de precipitação elevada com forte redução na salinidade do estuário ou da baía (SOUZA et al., 2016).

Além disso, o local deverá ser adequado ao sistema de cultivo que se pretende utilizar. Por exemplo, locais adequados para o cultivo com sistema de fundo podem não ser adequados para o cultivo com longlines. Cada ambiente irá determinar qual sistema de cultivo poderá ser empregado naquela área em particular.

O cultivo de fundo é limitado a áreas onde o sedimento marinho é firme o suficiente para suportar algum tipo de cultivo e onde o assoreamento não seja excessivo (Vide Capítulo 8 – Sistemas para cultivo de ostras). Este é um método tradicional de cultivo em países do Hemisfério Norte e não adotado no Brasil. Embora não seja tão produtivo quanto outros sistemas como balsas ou longlines, às vezes é o único sistema que pode ser adotado devido a uma série de condições ambientais desfavoráveis ou devido à limitação de recursos. Este método é de fato o mais barato, pois depende exclusivamente da disponibilidade de pedras, conchas de ostra vazias ou materiais semelhantes nos quais as ostras possam se fixar e crescer.

Para o sistema de cultivo suspenso (balsas ou longlines), a profundidade da água pode ser um fator limitante, pois normalmente uma altura mínima de três metros de coluna de água é essencial durante as marés baixas. Os petrechos de cultivo suspensos com ostras nunca devem tocar o fundo, principalmente para evitar que os predadores atinjam os moluscos. Deve-se evitar a exposição das ostras à elevada turbidez da água perto do fundo do mar e a perda das ostras como resultado de seu atrito com o solo marinho. Os petrechos de cultivo devem estar pelo menos um metro acima do fundo do mar durante as marés mais baixas reportadas para o local (POLI, 2004).

A disponibilidade natural de alimentos é outro fator que pode influenciar positiva ou negativamente o crescimento e a sobrevivência das ostras. Embora a disponibilidade de alimento possa ser avaliada através da medição das concentrações de clorofila (µg/l), Matéria Particulada Total (MPT, mg/l), Matéria Orgânica Particulada (MOP, mg/l) presente na água e através da relação entre estas duas últimas variáveis (MOP/MPT), estas análises somente podem ser realizadas em laboratórios de pesquisa e esta nem sempre é uma opção acessível para o produtor (SUPLICY et al., 2003). Além disso, a disponibilidade de alimento é influenciada pela variação da maré e a consequente renovação de água no local, o aporte de nutrientes pela incidência de chuvas, a temperatura e a luminosidade, com variações em escala de horas, dias, semanas e estações do ano. Idealmente, uma boa forma de se fazer uma avaliação preliminar seria com a instalação de um cultivo em escala piloto para averiguar as condições do local por um ou dois ciclos de cultivo, antes de expandir os volumes de produção. Este cuidado pode ser ainda mais importante em locais

onde não existam produtores instalados na proximidade, com quem o maricultor possa colher informações sobre o desempenho das ostras no local (LAING & BOPP, 2019)

Predadores como caramujos, baiacus, planárias e polidoras, ou organismos incrustantes como cracas, tunicados e briozoários, podem causar grandes mortalidades, ou gerar altos custos de mão de obra para limpeza dos petrechos de cultivo e conchas das ostras. Vermes como a polidora perfuram a concha da ostra e, ao atingir o nácar interno, a ostra reage ao organismo irritante secretando uma camada de conchiolina sobre o local de contato com o tecido do manto, formando uma "bolha de lama" (Figura 1). A conchiolina é eventualmente coberta com material calcário, mas bolhas de lama afetam seriamente a comercialização, pois, se perfuradas durante o consumo da ostra, elas liberam um gás sulfídrico com odor de esgoto que altera totalmente o prazer da degustação (SABRI & MAGALHÃES, 2005).

Figura 1. Concha de ostra atacada por polidora
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Informações sobre as épocas do ano com maior incidência de incrustantes também podem auxiliar no planejamento operacional da fazenda e na definição das melhores épocas para introduzir sementes e para colher as ostras. Os vermes também podem se estabelecer em ostras cultivadas em locais e sistemas entremarés. Organismos incrustantes crescem em resposta aos mesmos fatores ambientais que são desejáveis para o bom crescimento e sobrevivência do estoque cultivado, então este é um problema que deve ser controlado em vez de evitado (LAING & SPENCER, 2006).

Nos sistemas suspensos de cultivo, o movimento lento da água geralmente resulta em crescimento lento dos bivalves devido à reposição insuficiente de alimentos. As correntes lentas também promovem o assentamento de materiais particulados orgânicos

e inorgânicos nos organismos cultivados. Correntes marinhas ou correntes de maré muito fortes também não são desejáveis, pois exigem um maior custo de implantação com cabos mais grossos e sistemas de ancoragem dos cultivos mais reforçados. Idealmente, os locais potenciais devem ter uma velocidade atual na faixa de 0,1–0,3 m/s (LOVATELLI, 1988).

Os ventos predominantes podem interferir consideravelmente em certos tipos de cultivo. Os ventos criam uma onda de superfície que tem impacto no equipamento de cultivo que pode prejudicar o crescimento de ostras jovens significativamente (DOIRON, 2008).

4.3 Fatores secundários

A qualidade sanitária do estuário ou da baía é outro aspecto secundário mais importante, dado que a atividade filtradora das ostras e o hábito de consumo deste produto cru podem causar sérios danos à saúde do consumidor. Embora as ostras cultivadas em locais com a presença moderada de coliformes possam ser purificadas através da depuração, este tratamento implica custos adicionais, além de complicar a logística e a integração das etapas de cultivo e de processamento (SOUZA et al., 2020)

A seleção de locais distantes de centro urbanos aumenta as chances de evitar contaminação de origem fecal. No entanto, mesmo nestes locais, é preciso realizar análises da água e da carne de ostras que possam ocorrer naturalmente no local para verificar a sua qualidade microbiológica. As análises devem ser realizadas em períodos de baixa e alta precipitação e, se possível, em diferentes épocas do ano, de forma a evidenciar alterações sazonais na qualidade da água causadas pela concentração de chuvas ou pelo aumento da população local devido ao afluxo de turistas (SOUZA et al., 2018a; SOUZA et al., 2018b).

As condições de logística são outro fator a ser considerado. A proximidade de uma propriedade com um ponto de apoio para manejar as ostras e guardar equipamentos, a presença de um atracadouro, trapiche ou rampa para barcos, as vias de acesso para os seus empregados e para o escoamento do produto, a disponibilidade de mão de obra local, o acesso à energia elétrica e o abastecimento de água doce, a proximidade de mercados consumidores e de fornecedores de insumos e a segurança nas redondezas são todos aspectos a serem analisados no quesito logístico (WASHINGTON SEA GRANT, 2015).

O roubo é um problema para a maricultura em todos os países onde ela é realizada. Embora roubos e atos de vandalismo sejam riscos reais ao cultivo de ostras, o fato de o local selecionado ser bem na frente da casa do produtor não garantirá necessariamente que estes eventos não ocorram, a menos que ele possa arcar com os custos de manter uma vigilância contínua da fazenda (RICE, 2006; NSW DEPARTMENT OF PRIMARY INDUSTRIES, 2014; CAPE COD TIMES, 2021).

Um aspecto importante é a boa relação com seus vizinhos e com os demais usuários da zona costeira. Se sua fazenda empregar máquinas e motores que façam barulho, é importante verificar com antecedência qual seria a distância da costa que o ruído não incomodaria os moradores e, mesmo assim, operar as máquinas apenas no horário comercial. Certifique-se de que sua fazenda não será localizada em uma área de tráfego intenso de embarcações, e mantenha uma sinalização náutica instalada para evitar que navegantes inadvertidos atropelem suas estruturas de cultivo. Em alguns locais, como nos

estados da Carolina do Norte e Washington, nos EUA, órgãos de apoio ao setor elaboraram sistemas de informações geográficas que auxiliam os produtores na seleção de um local com menor probabilidade de conflitos com outros usuários, ou restrições devido à presença de áreas de pesca ou de áreas de proteção ambiental (UNC WILMINGTON, WASHINGTON SEA GRANT, 2015). No Brasil, iniciativas similares de planejamento da maricultura foram realizadas, inclusive com a demarcação de áreas de cultivo e desenvolvimento de um sistema de informações geográficas, porém este trabalho foi concluído somente em Santa Catarina (SUPLICY et al., 2015).

Como nem sempre é possível reunir todas as características desejáveis de um local para a instalação de uma fazenda de ostras, o produtor deve primeiramente atender as necessidades biológicas da espécie e tentar encontrar um local que atenda satisfatoriamente a maior parte dos aspectos logísticos.

Em alguns casos, onde fatores como disponibilidade de alimento, qualidade sanitária da água e segurança não estejam simultaneamente disponíveis, pode ser interessante manter duas áreas de cultivo, sendo uma para as sementes de ostras no início do cultivo e outra área para a fase de crescimento final e engorda da carne. A proibição temporária de colheita em um determinado local devido à floração de algas tóxicas, e a consequente interrupção no abastecimento pode enfurecer seus clientes se você não tiver outra área onde possa colher as ostras. Embora a manutenção de duas áreas de cultivo possa significar um aumento no custo de produção, em algumas circunstâncias esta alternativa pode ser desejável ou necessária.

4.4 Cessões de áreas aquícolas no Brasil

Como na maioria dos países produtores, a cessão de uso do espaço físico em corpos d'água de domínio da União para fins de aquicultura, ou cessão de área aquícola marinha, como é chamada uma área para o cultivo de ostras, ainda é um processo lento e burocrático. Atualmente o procedimento é coordenado pela Secretaria de Aquicultura e Pesca (SPA) do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa). No entanto, existe uma grande instabilidade institucional e a gestão da aquicultura brasileira já passou por vários órgãos nos últimos anos. Qualquer pessoa física ou jurídica brasileira pode fazer a solicitação de uma área aquícola, em qualquer lugar do mar territorial brasileiro. No entanto, isto não significa que a solicitação será necessariamente atendida.

Atualmente o processo é regido pelo Decreto nº 4.895, de 25/11/2003, que dispõe sobre a autorização de uso de espaços físicos de corpos d'água de domínio da União para fins de aquicultura, e dá outras providências, e pela Instrução Normativa Interministerial (INI) nº 6, de 31/05/2004, que estabelece as normas complementares ao decreto (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO, 2021).

Recentemente houve alguns avanços para redução da burocracia, como a possibilidade de fazer a solicitação de forma digital através do portal de serviços do governo federal, disponível em: https://solicitacao.servicos.gov.br/. Após o preenchimento do formulário disponível *on-line*, o interessado deverá anexar, além de documentos comprobatórios do requerente, certidões negativas de débitos junto aos órgãos de

governo, plantas das estruturas de cultivo e de sua disposição dentro da área aquícola juntamente com mapas de localização da área, seguindo as orientações apresentadas na INI n° 6/2004. O interessado deve apresentar também um Certificado de Regularidade do Cadastro Técnico Federal (CTF/APP) – Ibama, na modalidade 20-54, que pode ser obtido após credenciamento no site do Ibama, e a Anotação de Responsabilidade Técnica (ART) do responsável técnico com atuação em produção aquícola, o qual deverá assinar as plantas das estruturas a serem instaladas, a planta da área solicitada, o mapa de localização e o memorial descritivo da fazenda marinha. A ART é obtida junto aos conselhos de classe profissionais, como os de Engenharia de Pesca, Engenharia de Aquicultura, Biologia ou Medicina Veterinária, mediante solicitação e pagamento de taxa.

Uma vez protocolados todos estes documentos, o processo é enviado para a Marinha do Brasil que avisará o interessado para agendar uma vistoria no local requerido. A vistoria é realizada com custas para o requerente da área, que deve cobrir todas as despesas de traslado e, se preciso, estadia de um oficial da Marinha. É preciso ainda pagar uma taxa de análise do processo e uma taxa de vistoria, além de providenciar a demarcação prévia da área com boias nos quatro vértices e disponibilizar uma embarcação com registro e condutor habilitado para a realização da vistoria. Se a Marinha considerar que o cultivo poderá oferecer risco à navegação, o processo é indeferido ou são solicitadas alterações na posição e no tamanho da área, para uma segunda análise do processo.

Uma vez aprovado pela Marinha, a SPA/Mapa elaborará um parecer conclusivo com o valor a ser pago pelo requerente, o qual subsidiará a análise da Secretaria do Patrimônio da União – SPU para emissão do termo de entrega da área aquícola. Depois da emissão do termo de entrega, a SAP realiza a assinatura do contrato de cessão de uso, conforme disposto na Instrução Normativa SAP/Mapa nº 19, de 13/08/2020. Normalmente a cessão é de vinte anos, renovável pelo mesmo período. A cessão é intransferível, com exceção no caso de morte do cessionário e reivindicação de seus herdeiros dentro do prazo de 60 dias após o óbito. No caso de a área ter sido cedida para uma pessoa jurídica, a cessão é mantida caso a empresa seja vendida para outra pessoa física.

O licenciamento ambiental é posterior à assinatura do contrato de cessão de uso. O cessionário deverá dar entrada no licenciamento junto ao órgão estadual de meio ambiente para a emissão das licenças ambientais. Deverá apresentar os documentos da cessão (contrato de cessão, anuência da Marinha e termo de entrega), além dos documentos exigidos nas normas estaduais do Mapa.

Foto: Leonardo Argeo Zayas Fonseca

Capítulo 5 - CAPTAÇÃO NATURAL DE SEMENTES DE OSTRAS

Rui Dias Trombeta,
Thiago Dias Trombeta
& Felipe Matarazzo Suplicy

Introdução

Embora a reprodução e o assentamento da espécie exótica *Crassostrea gigas* já tenham sido reportados na Região Sul do Brasil (MELO et al., 2010b), a frequência e a intensidade de fixação das sementes é insuficiente para suprir as necessidades de um cultivo comercial. Por este motivo, o suprimento de sementes desta espécie depende exclusivamente da produção em laboratório. Já as espécies de ostras nativas, com frequente e abundante fixação natural de sementes, podem ser cultivadas com base na captação com coletores artificiais, sendo este o método mais simples e de menor custo para iniciar uma produção.

As ostras possuem um alto nível de plasticidade fenotípica (capacidade do organismo se modificar de acordo com as condições ambientais), o que torna difícil a identificação de espécies do gênero *Crassostrea*, considerando apenas os dados morfológicos (BOUDRY et al., 1998; GUNTER, 1950). No Brasil, por exemplo, existe uma dificuldade na diferenciação e separação entre as duas espécies de ostras nativas de interesse comercial, e este é um aspecto muito importante, uma vez que a *Crassostrea gasar* possui maior taxa de crescimento que a *Crassostrea rhizophorae*, alcança maior tamanho quando adulta (IGNACIO et al., 2000) e, portanto, as espécies não devem ser cultivadas misturadas umas às outras.

5.1 Condições ambientais e desova

O tempo e a escala das estações de desova variam de acordo com o local e de ano para ano, de acordo com o clima e as condições do mar e dos estuários, sendo difícil prevê-las com exatidão. Existe uma tendência à reprodução contínua das ostras nativas do Brasil, porém com picos de eliminação de gametas em períodos quentes do ano (AKABOSHI & PEREIRA, 1981; LENZ & BOEHS, 2010; TURECK et al., 2020). Entre as ostras nativas, *C. gasar* apresenta o ciclo reprodutivo influenciado por diferentes fatores ambientais ao longo da costa brasileira. Entretanto, em maiores latitudes, onde o regime de temperatura é bem definido durante as estações do ano, o ciclo reprodutivo é distinto das regiões de menor latitude, havendo um período de repouso durante o inverno, quando se observa o tecido reprodutivo em fase inicial ou ausente e o acúmulo de células de reserva de glicogênio (GOMES et al., 2014). As estações do ano influenciam a proporção sexual de *C. rhizophorae*, com animais aptos à reprodução durante o ano todo, com predominância de indivíduos do sexo masculino durante o inverno (GOMES, 2019).

A desova de ostras não é somente induzida pela amplitude da maré ou pela fase da lua. A distribuição vertical de larvas de ostras é controlada por vários fatores ambientais,

como salinidade e temperatura da água; além disso, as observações de seus movimentos ao longo do dia sugerem que as espécies de ostras nativas do Brasil também apresentam alguma reação à intensidade da luz solar (ARAKAWA, 1990). Tureck et al., (2020) observaram que os quadrantes mais profundos dos coletores obtiveram resultados superiores na coleta de *C. gasar*, sugerindo que a fixação das larvas desta espécie é favorecida em coletores escuros ou coletores instalados em locais com baixa luminosidade (DIADHIOU & NDOUR, 2017).

Diversos estudos apontam a temperatura e a salinidade da água como fatores preponderantes para estimular a desova e para a distribuição de larvas de ostras (GOSLING, 2008; NALESSO et al., 2008). Segundo Tureck et al., (2020) os principais fatores ambientais que determinam o transporte horizontal de larvas são a temperatura, a salinidade, a ação das ondas e a velocidade de correntes e marés. Nas regiões Sudeste e Sul do Brasil a temperatura da água mais fria reduz a maturação dos tecidos gonadais das ostras, atuando como uma barreira na distribuição das espécies e reduzindo a densidade de larvas nestes locais (GOMES et al., 2014). No entanto, nas regiões Norte e Nordeste, onde a temperatura da água é elevada e menos variável ao longo do ano, a salinidade passa a figurar como o principal fator ambiental na maturação gonadal e no estímulo à desova (PAIXÃO et al., 2013; TURECK et al., 2020).

No Pará, por exemplo, o período de captação de sementes é normalmente iniciado entre os meses de julho e agosto, na transição entre as estações chuvosa e seca, características da Região Norte. O fator monitorado que indica quando os coletores devem ser instalados na água é a variação da salinidade do local que possui forte influência do volume de chuva ocorrido no período de inverno, e a instalação dos coletores é realizada quando a salinidade atinge entre 10 e 15%. Nos estuários do Pará, o aumento da salinidade da água geralmente ocorre cerca de duas a três semanas antes do início da fixação das larvas nos coletores. A estação de coleta de sementes vai de julho a janeiro, e durante este período podem ser realizados entre quatro e cinco ciclos de coleta. A duração da estação pode ser estendida devido a variações anuais ou conforme as condições de pluviosidade na região (Figura 1).

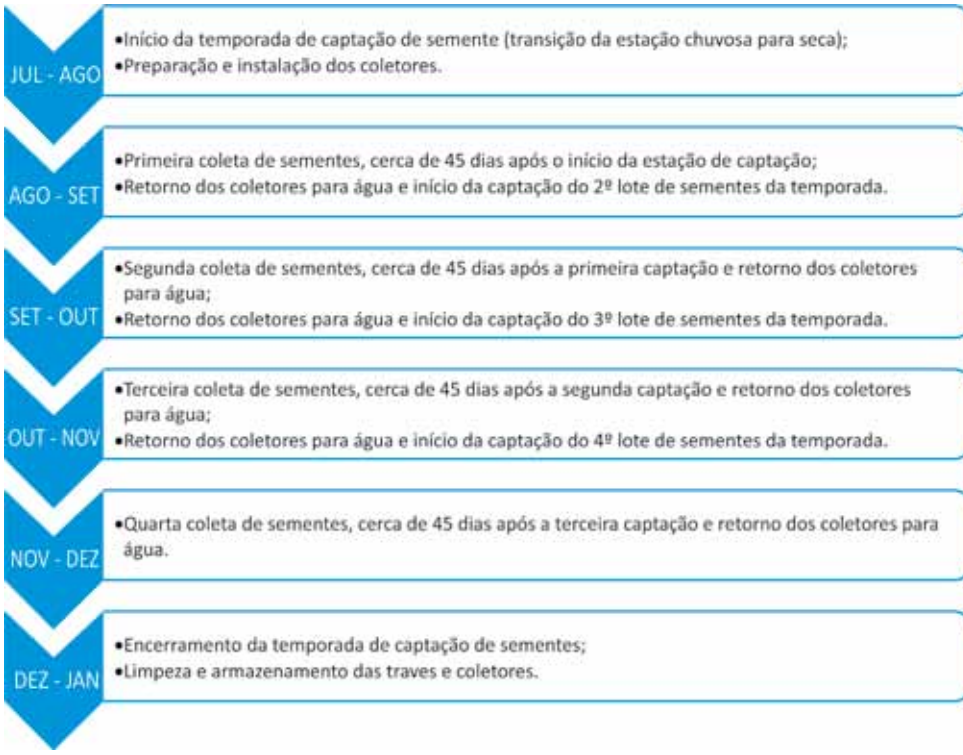

Figura 1. Cronograma da estação de coleta de sementes de ostras empregado por maricultores no Pará

5.2 Seleção de áreas para instalação de coletores

A seleção do local para instalar os coletores deve considerar uma série de fatores logísticos e ambientais. O local selecionado deve ser distante de potenciais fontes de poluição, dispor de um bom acesso e de alguma estrutura que possa servir de apoio ao manejo e à vigilância do cultivo.

Existe uma variedade de ambientes destinados à ostreicultura, desde baías com maior intervenção oceânica até regiões mais abrigadas e com forte influência do aporte de água doce como os estuários, entretanto, apesar de serem regiões destinadas para a produção/cultivo de ostras, não são apropriadas para captação de sementes, o mesmo ocorre ao contrário, pois as áreas de captação de sementes não possuem características ideais para o cultivo. Em algumas regiões é comum observar alta diversidade de espécies de ostras dos gêneros *Ostrea sp.*, *Crassostrea sp.* e, recentemente, da ostra invasiva do gênero *Saccostrea sp*., o que dificulta o processo de obtenção e distinção das sementes de interesse.

No Brasil, a espécie de ostra nativa com maior potencial de cultivo é a *Crassostrea gasar* (MACEDO et al., 2020). O sucesso na captação de sementes desta espécie depende de algumas condições ambientais do estuário, principalmente em relação à disponibilidade de bancos naturais na região e ao grau de conservação do estuário, desde a sua foz até as regiões com menor salinidade da água. Na maioria dos estuários as espécies *C. gasar* e *Crassostrea rhizophorae* coabitam, sendo este um problema para selecionar apenas as sementes da espécie desejada nas estruturas de captação. A extensão do estuário é fundamental para segregar naturalmente as espécies, sendo as regiões de menor salinidade, localizadas no ambiente de transição entre o ecossistema manguezal e mata atlântica/amazônico, as ideais para a captação seletiva de grandes quantidades de sementes de *C. gasar* (CASTILHO-WESTPHAL, 2012).

De forma geral, em se tratando do cultivo de espécies nativas de ostras, as áreas propícias para a captação de sementes não possuem as características ideais para cultivo até o tamanho comercial, assim como as áreas ideais para a engorda não são adequadas para a captação de sementes.

O monitoramento das variáveis ambientais é fundamental na seleção de áreas para captação de sementes. Fatores como salinidade, temperatura, altura de maré, ondas, correntes de maré, turbidez da água, epibiontes e predadores devem ser constantemente monitorados (TURECK et al., 2020). Com passar do tempo e a aquisição de experiência, o produtor passa a conhecer melhor os ciclos reprodutivos dos invertebrados marinhos em sua região, evitando a instalação dos coletores nos períodos do ano com maior incidência de ascídias, cracas ou algas, e instalando-os nos meses mais propensos a uma boa fixação de larvas de ostras. Um bom indício de que o local é apropriado para a instalação de coletores é a presença de um banco natural de ostras próximo (Figura 2).

Figura 2. Bancos naturais de ostras nativas: uma indicação de locais aptos para a instalação de coletores de sementes
Fotos: Rui Dias Trombeta

As larvas de ostras têm dificuldade de assentar sobre coletores instalados em locais onde a velocidade da corrente das marés exceda 10cm/seg. No entanto, a eficiência da captação pode ser melhorada se o conjunto de coletores estiver disposto de modo que o espaço entre as placas seja reduzido para 1-2cm em correntes rápidas e expandido para mais de 5cm em condições de corrente mais lenta (ARAKAWA, 1990). Diadhiou & Ndour (2017) observaram melhor captação de sementes de *C. gasar* quando a velocidade da corrente de maré se manteve entre 0,6 a 1cm/seg.

Em alguns países os produtores monitoram a concentração de larvas presente na água para instalar os coletores nas épocas de maior fixação. O monitoramento da atividade larval é útil para determinar onde e quando colocar os coletores. Embora a distinção de diferentes tipos de larvas de bivalves no plâncton seja difícil, recentemente métodos moleculares modernos e altamente sensíveis foram desenvolvidos para isso (LAING & BOPP, 2019).

Na Coreia do Sul, 90% da oferta de sementes de *C. gigas* ocorre por meio da captação em ambiente natural (Figura 3), onde os produtores recebem informações dos serviços marítimos sobre o estágio das larvas na coluna de água que, junto ao monitoramento de temperatura, salinidade e disponibilidade de alimento, fornecem aos produtores informações precisas de quando os coletores devem ser inseridos na água para captação máxima de sementes (CHOI, 2008).

Figura 3. Coletores de sementes de *C. gigas* em locais de entremarés na Coreia do Sul
Fotos: Choi Kwang-Sik (Cheju National University)

Na natureza, as sementes são geralmente vistas formando aglomerados sobre conchas de ostras. As larvas de ostras são atraídas por biofilmes formados sobre as conchas e pelo tipo de ambiente criado pelos aglomerados e bancos de ostras. Esse comportamento é atribuído à secreção de um feromônio sedutor que é exsudado da ostra, uma demonstração do comportamento gregário das ostras, provavelmente desenvolvido evolutivamente para a preservação das espécies, facilitando a reprodução intraespecífica (Figura 4) (ARAKAWA, 1990).

Figura 4. Aglomerado de ostras juvenis fixadas sobre uma concha de ostra (*Crassostrea virginica*)
Foto: Wellfleet Shellfish Promotion and Tasting (SPAT)

5.3 Materiais empregados na montagem de coletores

As larvas de ostras não se acomodam aleatoriamente em rochas ou postes ou o que quer que esteja no fundo do mar. Em vez disso, há uma notável diferença na densidade em que se instalam, de acordo com a qualidade e a consistência do substrato (ARAKAWA, 1990). Substratos rígidos garantem a permanência da ostra fixada ao substrato após o assentamento, prevenindo do destacamento acidental ocasionado com a possível movimentação do coletor. Vários tipos de materiais são utilizados para a captação natural de sementes. O material mais comum são conchas de ostras, que apresentam excelentes taxas de fixação de sementes. No entanto, a remoção das sementes para cultivo em travesseiros ou lanternas é praticamente impossível, de forma que as conchas são mais indicadas para cultivos em *cluster*[1]. Na seleção do melhor coletor, o produtor deve considerar não só a capacidade de captação do material, mas também seu custo, a facilidade de uso e a inocuidade em relação ao ambiente (CALLAM & SUPAN, 2019).

[1]O sistema de cultivo em *cluster* é descrito no capítulo sobre sistemas para cultivo de ostras.

NALESSO et al. (2008) avaliaram a coleta de sementes de ostras nativas utilizando materiais reciclados, como conchas de ostras, telhas de argila, pneus e garrafas de plástico polietileno tereftalato (PET), obtendo maior captação nas conchas de ostras e nas telhas de argila, em comparação com coletores de pneu e coletores de garrafas PET.

Coletores com formato côncavo e o posicionamento com a concavidade para baixo demonstram ser mais eficientes na captação de sementes (CHUKU et al., 2020). O posicionamento e o espaço entre os coletores demonstram ser fatores importantes a serem observados na hora da instalação para abrigar as larvas assentadas e prevenir contra a predação durante as fases iniciais de desenvolvimento das sementes (EGGLESTON, 1990).

Tanto a posição na coluna de água quanto a textura do material dos coletores são determinantes para melhor eficiência na captação de sementes de ostras. Materiais "rugosos" apresentam melhores resultados na fixação de larvas de moluscos (PEREIRA & GRAÇA LOPES, 1995; DIADHIOU & NDOUR, 2017; CARDOSO et al., 2020). Por este motivo, os coletores podem ser recobertos por uma fina camada de uma mistura de cimento, cal e areia para auxiliar na fixação. Depois de recobertos, os coletores devem ser agitados para remover qualquer excesso de cimento, e deixados para secar por cerca de dois dias antes de serem instalados na região entremarés (MANLEY et al., 2008; DOIRON, 2008).

De maneira geral, os materiais plásticos são mais indicados para confecção de coletores devido à flexibilidade e facilidade de retirada das sementes de ostras. Devido ao baixo custo, boa taxa de captação de sementes, facilidade de obtenção e praticidade na montagem dos coletores, as garrafas PET são amplamente utilizadas nas regiões Norte e Nordeste do Brasil (Figura 5). No estado do Pará, por exemplo, foram produzidas 2,5 milhões de sementes de ostras em 2017 utilizando exclusivamente coletores de garrafa PET (IBGE, 2018). Como este é o principal material utilizado no Brasil, apresentaremos a seguir neste capítulo o processo de captação de sementes com garrafas PET.

Figura 5. (A) Conjunto de coletores instalados para a coleta de sementes; (B) sementes de ostras aderidas a um coletor montado com garrafa PET
Fotos: Thiago Dias Trombeta

5.4 Montagem de coletores de sementes

Os coletores de garrafas PET podem ser instalados em um conjunto de traves com cerca de dois metros de comprimento contendo vinte coletores para a captação de quatro a seis mil sementes por ciclo.

Os materiais necessários para a confecção desta estrutura são:

- 200 garrafas PET (10 por coletor);
- 40 metros de linha nylon 1 ou 2mm (2 metros por coletor);
- 400 tampas de garrafa plástica, mangueira plástica ou conduíte;
- 2 metros de corda de seda trançada com 3mm de espessura;
- 2 barrotes/estacas de madeira com 1,5 metros;
- 1 barrotes/estacas de madeira com 2 metros.

A montagem dos coletores é iniciada com o corte das garrafas em lâminas de PET. Normalmente um coletor é feito com vinte lâminas, com um fio de nylon unindo-as, e um separador entre uma lâmina e outra (Figura 6).

Figura 6. Etapas da montagem de um coletor de sementes de ostras com garrafas plásticas PET
Fotos: Rui Dias Trombeta

A instalação dos coletores é iniciada enterrando os barrotes de 1,5m no sedimento, até uma profundidade de 0,5m. Os barrotes podem ser instalados com espaçamento de 1,8m entre eles para posteriormente apoiar as traves com coletores. Os vinte coletores são instalados na trave com auxílio do fio de nylon. A trave com os coletores deve ser apoiada nas extremidades dos barrotes e amarrada com um cabo de seda. A extremidade superior dos barrotes deve ser cortada em forma de "Y" para facilitar a amarração da trave (Figura 7).

Figura 7. Instalação das traves com coletores de sementes
Fotos: Rui Dias Trombeta

Os coletores devem ser examinados periodicamente para detectar a fixação de sementes de ostras ou de outros organismos indesejáveis, como *Thoracicas* sp. (cracas). Geralmente a colheita de sementes acontece a cada 45 dias após a instalação dos coletores, desde que sejam instalados no dia correto. A retirada das sementes dos coletores é realizada em contato com a água, utilizando-se uma tela sombrite para reter as sementes e dessa maneira evitar a quebra da concha (Figura 8).

Figura 8. Coleta das sementes com o apoio de tela sombrite
Foto: Thiago Dias Trombeta

É possível realizar uma coleta parcial, selecionando apenas as sementes maiores, voltando os coletores para água até que as menores atinjam o tamanho desejado.

Durante o período de 45 dias que os coletores permanecem na água, larvas de diversas desovas de ostras se fixam sobre o material. Por este motivo, as sementes obtidas com coletores são de tamanho muito variável, e precisam ser classificadas antes de serem utilizadas no cultivo (Figura 9A). A classificação, realizada com peneiras de telas plásticas com abertura de malha de 9, 14 e 21mm (Figura 9B), é uma etapa delicada, pois as sementes ainda possuem uma concha frágil, podendo facilmente se quebrar, tornando-as mais suscetíveis à predação durante o cultivo. As sementes são separadas por classes de tamanho: <10mm, 10 a 20mm, e > 20mm (Figura 10).

Figura 9. (A) Diversidade de tamanho em sementes de ostras obtidas com coletores; (B) peneira de tela plástica utilizada para a classificação das sementes
Fotos: Rui Dias Trombeta

Figura 10. Semente de ostra com 14mm, captada com coletores de garrafas PET
Foto: Thiago Dias Trombeta

Após o término da estação de coleta, os barrotes superiores com os coletores são retirados da água, deixados ao sol por dois dias, lavados e posteriormente armazenados para serem utilizados no ciclo produtivo seguinte (Figura 11).

Figura 11. Armazenamento dos coletores após o ciclo de captação de sementes
Foto: Thiago Dias Trombeta

5.5 Transporte das sementes

As sementes de ostras devem ser mantidas úmidas e resfriadas até serem introduzidas no cultivo. O transporte entre locais distantes pode ser realizado em caixas de isopor intercalando camadas de espuma umedecida com água salgada com camadas de até 10cm de altura de sementes. Também se pode utilizar garrafas com água salgada gelada ou congelada, colocadas na caixa de isopor com o objetivo de reduzir a temperatura durante o transporte (Figura 12). Caso o transporte seja curto (<6 horas), as sementes podem ser transportadas diretamente nos travesseiros ou em caixas plásticas, de preferência em horários com pouca intensidade solar (NSW FISHERIES, 2021).

Figura 12. Procedimento de embalagem das sementes para transporte entre locais distantes
Foto: Thiago Dias Trombeta

5.6 Modelos comerciais de coletores

Apesar de ainda não serem empregados no Brasil, existem equipamentos fabricados especificamente para captação de sementes de ostras, como o "chapéu- chinês" (Figura 13).

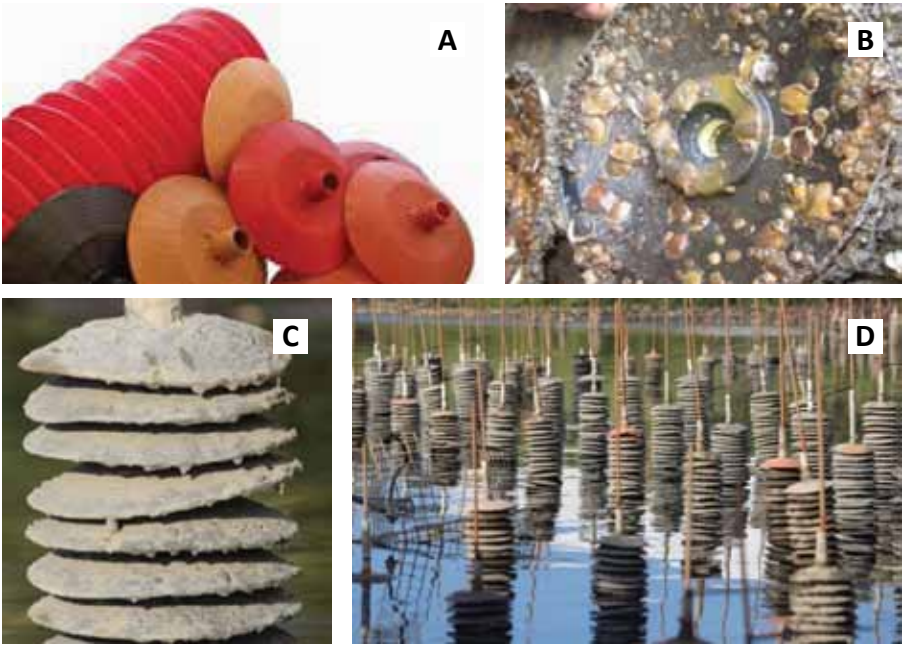

Figura 13. (A) Coletores de sementes de ostras tipo "chapéu-chinês"; (B) sementes de ostras em coletores do tipo "chapéu-chinês"; (C e D) coletores do tipo "chapéu-chinês" recobertos com uma fina camada de cimento
Fotos: Naberan (A) e Steelpointe Harbor (B, C e D)

Recentemente, novos modelos de coletores têm sido ofertados no mercado internacional, como os coletores desenvolvidos na Austrália, que contêm cálcio embebido no plástico para aumentar o poder de atração das larvas de ostras (Figura 14).

Figura 14. Coletor de sementes de ostras com plástico embebido com cálcio
Foto: Zapco Aquaculture, Austrália

5.7 Considerações finais

Apesar da disponibilidade natural e da aparente "gratuidade" das sementes de ostras coletadas no ambiente, o processo envolve o emprego considerável de mão de obra na montagem e instalação dos coletores, na classificação das sementes e na separação das espécies de ostras coletadas. A captação natural de sementes pode proporcionar uma redução no custo de produção, no entanto, existem algumas vantagens e desvantagens em relação à obtenção de sementes produzidas em laboratório que precisam ser consideradas pelo maricultor no planejamento e na operação de seu cultivo (Tabela 1).

Tabela 1. Vantagens e desvantagens do emprego da captação natural de sementes de ostras, em comparação às sementes produzidas em laboratório

Captação de sementes em ambientes natural	
Vantagens	Desvantagens
● Requer menor infraestrutura específica; ● Não necessita de mão de obra qualificada; ● Menor custo de produção; ● Maior adaptação das sementes ao ambiente de cultivo, diminuindo a mortalidade; ● Baixo risco de impactos ambientais.	● Dificuldade na previsão do volume de sementes captadas e no planejamento operacional do cultivo; ● Impossibilidade de melhoramento genético; ● Depende de condições ambientais favoráveis (temperatura, pluviosidade e salinidade); ● Captação de espécies de ostras não desejadas nas estruturas de captação; ● Alto risco de mortalidade nos coletores devido a variações ambientais; ● Elevado risco de roubo das sementes.

Além de atuar como fonte de sementes para o cultivo, os bancos naturais de ostras desempenham diversas funções ecológicas importantes, como filtragem de água, ciclagem de nutrientes, conectividade espacial e provisão de habitat para uma ampla comunidade de organismos estuarinos (HERBERT et al., 2012).

No caso específico de *C. gasar*, seus bancos estão localizados nas regiões mais interiores dos estuários (locais de baixa salinidade), por isso estão mais expostos aos impactos negativos relacionados às atividades humanas, como poluição, assoreamento e extrativismo. Em estuários que sofrem uma intensa e contínua exploração extrativista, o volume de ostras adultas pode ser reduzido a ponto de inviabilizar a manutenção dos bancos naturais (JACKSON, 2001). Por estes motivos, é preciso que sejam adotadas medidas de proteção e de gestão dos bancos naturais que possuem as características adequadas para a obtenção de grandes volumes de sementes de *C. gasar* (Figura 15).

Figura 15. Exemplo de apoio à preservação de bancos naturais de ostras nativas na comunidade de Lauro Sodré, em Curuçá, PA
Foto: Rui Dias Trombeta

Nos Estados Unidos da América, programas governamentais de recuperação de bancos naturais de ostras são executados com apoio do exército americano (USACE, 2012). No entanto, para serem bem-sucedidos, programas de restauração envolvem elevados investimentos em pesquisa e em recuperação do ambiente, de forma que a preservação e a cogestão dos estuários com as autoridades locais, pescadores e comunidades é a melhor alternativa para assegurar a manutenção de bancos naturais de ostras no Brasil. Exemplos de ações neste sentido já são executadas no Pará, onde o cultivo de ostras com base na captação de sementes no ambiente envolve 184 produtores organizados em sete associações em cinco municípios costeiros (SAMPAIO et al., 2019).

Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos – LMM/UFSC

Capítulo 6 – PRODUÇÃO DE SEMENTES DE OSTRAS DO GÊNERO *CRASSOSTREA* EM LABORATÓRIO

Guilherme Sabino Rupp,
Carlos Henrique Araujo de Miranda Gomes
& Felipe Matarazzo Suplicy

Introdução

As ostras que possuem maior importância econômica no Brasil pertencem ao gênero *Crassostrea* das quais se destacam a espécie exótica, *Crassostrea gigas,* e as nativas, *Crassostrea rhizophorae* e *Crassostrea gasar* (sin=*Crassostrea brasiliana* e *Crassostrea tulipa*). Estas últimas fazem parte da alimentação de populações costeiras tradicionais, porém apenas *C. gasar* apresenta características zootécnicas interessantes para a maricultura, tornando-se a espécie nativa mais produzida no Brasil. A *Crassostrea gigas* é atualmente um dos moluscos com maior sucesso de produção ao redor do mundo, devido à rusticidade, ao rápido crescimento, à ampla aceitação pelo mercado consumidor e à existência de tecnologias consolidadas para a produção de sementes em condições de laboratório. Neste capítulo serão abordados os principais aspectos a serem considerados na produção dessas três espécies em laboratório.

Um requisito básico para o sucesso do cultivo de moluscos é a abundante e confiável disponibilidade de formas jovens, também chamadas de "sementes", para abastecer a demanda dos produtores. A utilização de laboratórios de reprodução tem permitido a produção de grandes quantidades de sementes com significativa previsibilidade e segurança de abastecimento. Isso é particularmente interessante quando não existirem áreas naturais de reprodução para captação de sementes no ambiente, quando as áreas disponíveis não permitem a obtenção de sementes em quantidades suficientes para atender a demanda ou, ainda, quando a produção for irregular ou imprevisível ao longo do ano. Outra vantagem da produção de sementes em laboratório é a possibilidade de realização de trabalhos de melhoramento genético, permitindo a obtenção de linhagens com características desejáveis, como maior crescimento e sobrevivência em determinadas condições de cultivo (URIARTE et al., 2002).

A produção em laboratório torna-se ainda mais importante quando o objetivo é cultivar uma espécie exótica, ou seja, introduzida artificialmente fora da área de sua distribuição natural. Esse é o caso do cultivo de *C. gigas* no Brasil, onde toda a produção se baseia em sementes de laboratórios, uma vez que a importação destas apresenta restrições legais e riscos de introdução de enfermidades. Laboratórios de reprodução de bivalves existem há mais de meio século e estão bem estabelecidos em vários países, incluindo o Brasil, onde existem desde o início da década de 90. Um laboratório de reprodução é um empreendimento de custo elevado e sua operação é complexa, pois integra vários setores e emprega distintas tecnologias. Assim, um meticuloso planejamento deve ser dado à fase de planejamento do empreendimento, caso contrário, existirá sério risco de fracasso. Não existe um plano único para construir e operar um laboratório, pois estes variam muito em

função das tecnologias empregadas, do design, da configuração, das espécies cultivadas, da escala de produção e, acima de tudo, das condições locais.

Este capítulo tem por objetivo descrever as etapas envolvidas no processo de produção de larvas e sementes de ostras em laboratório, tendo como base a experiência acumulada em Santa Catarina, porém não visa descrever minuciosamente todas as etapas de construção e operação de um laboratório de reprodução de moluscos. Manuais específicos sobre montagem e operação de laboratórios de reprodução de bivalves podem ser encontrados entre as publicações técnicas da FAO (ex.: HELM et al., 2004; SARKIS & LOVATELLI, 2007), entre outras. As instalações de um laboratório de reprodução de bivalves incluem os setores: manutenção e maturação de reprodutores; larvicultura; assentamento; berçário; e estrutura para produzir grandes quantidades de microalgas para alimentar todas as etapas do ciclo de produção. Embora esses elementos essenciais sejam os mesmos em todos os laboratórios, existem variações nas tecnologias empregadas e a eficiência de cada fase da operação está diretamente relacionada com a tecnologia selecionada.

6.1 Seleção de local

A seleção do local onde será instalado o laboratório de produção de sementes é um dos aspectos mais importantes a serem considerados. O local deve ser o mais próximo possível do mar, com acesso à água preferencialmente com características oceânicas, que incluem baixa turbidez, pequena variação de salinidade e distante de fontes de poluição. Devem ser evitados locais estuarinos e fundos de baías, onde a alta concentração de material particulado em suspensão pode elevar os custos de filtração e tratamento da água marinha. Quanto mais próximo o laboratório estiver do mar, menores serão os custos de bombeamento da água. Pelo mesmo motivo, devem ser evitados terrenos muito altos em relação ao nível do mar.

O local deve dispor de área suficiente para acomodar todas as instalações do laboratório e possibilitar eventuais necessidades de expansão. Outros aspectos que devem ser considerados são a disponibilidade de energia elétrica, fonte de água doce, e mão de obra qualificada para operar o laboratório e a vigilância.

6.2 Instalações e infraestrutura

6.2.1 Sistema de captação de água

A parte inicial da tubulação de captação da água marinha deve apresentar pré-filtros ou estar enterrada sob fundo arenoso limpo para evitar o acúmulo de incrustações em seu interior, tais com cracas, ostras e mexilhões que gradativamente reduzem o fluxo de água e demandam constante limpeza e manutenção. Pelo mesmo motivo, é recomendável a instalação de duas linhas de tomada de água, que possam ser utilizadas alternadamente, para permitir a operação contínua do laboratório, mesmo durante os períodos de limpeza de uma das tubulações. Em alguns locais pode ser vantajosa a captação através de poços

de água salgada, o que elimina problemas de danos na ponteira causados pelo mar agitado em caso de ressaca, permite uma pré-filtração por meio da percolação de água através do solo e uma maior estabilidade da salinidade e da temperatura.

Deve ser dada preferência a bombas hidráulicas fabricadas inteiramente com plástico de forma a evitar a oxidação de componentes metálicos causada pela água marinha. O sistema de bombeamento deve dispor de bombas reservas já instaladas para evitar a paralisação, em caso de necessidade de reparos ou substituição da bomba.

6.2.2 Sistema de tratamento da água

O sistema de tratamento da água inicia com a filtração dos sólidos em suspensão. Existem diversos tipos de filtros para esta finalidade e a seleção do modelo mais apropriado depende da turbidez da água captada e do tamanho das partículas a serem retidas. Os filtros de areia, similares aos utilizados em piscinas, são uma opção prática, pois permitem a retenção das partículas de 20-40µm de forma eficiente, podendo ser compostos de duas ou mais unidades dispostas em série ou em paralelo. Entretanto, estes filtros podem apresentar a desvantagem de permitir a proliferação de microrganismos indesejáveis aos cultivos. Por isso, eles devem ser lavados regularmente para evitar entupimento do material filtrante e o acúmulo de detritos e organismos incrustantes. Além de causar redução do fluxo de água, estes organismos podem entrar em decomposição e produzir condições anaeróbicas que podem ser tóxicas para as larvas das ostras, bem como propiciar a proliferação de bactérias que podem ser prejudiciais aos cultivos. A água filtrada pode ser armazenada em tanques de grande volume (20 mil litros) para suprir a necessidade emergencial do laboratório no caso de ocorrerem problemas com o sistema de captação de água.

A água salgada é distribuída por todo laboratório, através de um sistema de tubulações, e será utilizada para diferentes finalidades, dependendo da exigência do setor, aumentando com isso a complexidade no seu tratamento. Os setores de produção de microalgas e larvicultura necessitam de água marinha com maior grau de filtração. Nestes setores a água deve passar por uma bateria de filtros de cartucho com elementos filtrantes, sucessivamente de menor porosidade, para retenção de partículas. Geralmente são utilizados filtros com aberturas de 25, 20, 5 e 1µm, podendo chegar a 0,2µm no setor de produção de microalgas.

Antes de abastecer os setores mais exigentes do laboratório, a água deve ser esterilizada com filtros com radiação ultravioleta (UV) (Figura 1). No dimensionamento destes, um aspecto importante, como em qualquer filtração, é a chamada taxa e eficiência de filtração (quantidade de água que passa pelo filtro num determinado tempo e a energia emitida em uma área específica). O tempo de exposição da água à radiação UV é que determina a eficiência do filtro. Recomenda-se que se usem filtros de 30mj/cm^2/s com emissão de UVC devido seu poder germicida.

Figura 1. Sistema de tratamento de água com filtros de retenção de partículas e esterilização com radiação ultravioleta (UV)
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

A potência da bomba de circulação e o tempo gasto para que toda a água passe pelo sistema e seja tratada pode ser calculada por intermédio de uma fórmula simples com base no volume total da água a tratar (V), e a velocidade de processamento da bomba usada (B):

T = 9, 2 x (V / B)
Onde:
9, 2 = Constante
T= tempo - horas
V= Volume - litros
B= Vazão da bomba - litros/h

Por último, a água do mar deve ser aquecida ou resfriada de acordo com a necessidade dos diversos setores do laboratório. A água refrigerada (ou à temperatura ambiente) é frequentemente misturada com água aquecida para fornecer temperaturas intermediárias para uma variedade de propósitos, conforme detalhado adiante. O sistema de aquecimento/resfriamento de água deve utilizar placas de titânio para a troca de calor, uma vez que estas são ótimos condutores térmicos, não são suscetíveis à oxidação causada pela água salgada e não liberam compostos tóxicos aos invertebrados.

A distribuição da água no laboratório pode variar de acordo com o projeto, no entanto, de maneira geral o grau de filtração e a temperatura da água a ser fornecida para cada setor segue o disposto a seguir:

1 - Para cultivo de microalgas em larga escala recomenda-se utilizar água do mar entre 20 e 23°C, tratadas com UV e filtrada a 1µm, sendo que para os cultivos iniciais em alta densidade deve-se utilizar água filtrada a 0,2µm;

2 - Para cultivo larval utiliza-se água aquecida, quando necessário (preferencialmente acima de 23°C), devendo esta ser filtrada a 1µm e esterilizada por UV;

3 - Para sementes recém-assentadas, utiliza-se nos primeiros dias água do mar em temperatura ambiente, pré-filtrada e tratada com UV, não sendo necessário o uso de UV dos dias subsequentes;

4 - Para maturação de reprodutores deve-se utilizar água do mar aquecida (18 a 23°C) e filtrada a 10µm; já para estocagem e manutenção de ostras aptas à reprodução a água deve ser resfriada (16 a 18°C).

6.2.3 Sistemas de aeração e de geração de energia elétrica

Além do sistema hidráulico, todos os setores do laboratório devem ser supridos por um sistema de abastecimento de ar, que pode ser originado a partir de diferentes fontes, sendo comumente utilizados os sopradores radiais, com potências que variam de acordo com a demanda do laboratório. Os sopradores devem ser compostos por um pré-filtro, e seguidos de desumidificadores e filtros de diferentes porosidades para retenção de impurezas, dependendo do setor onde o ar será utilizado. Mais recentemente, os compressores eletromagnéticos têm sido empregados, principalmente, no setor de microalgas.

Deve-se considerar, também, a necessidade de instalação de um gerador autônomo de energia elétrica em regiões suscetíveis a apagões e *blackouts*. Desse modo, evitam-se perdas de produção em caso de queda de energia por períodos prolongados.

6.3 Etapas da produção de larvas e sementes

6.3.1 Condicionamento e maturação de reprodutores

O condicionamento de reprodutores em laboratório é o procedimento utilizado para promover a maturação gonádica das ostras e ampliar seu período de reprodução, quando estas não apresentam gametas maduros na natureza. Este processo é essencial para que os reprodutores se tornem aptos a liberar gametas viáveis para a produção de larvas e sementes, independentemente da estação do ano. Os procedimentos utilizados variam de acordo com a espécie e a latitude onde se encontram. Para o sucesso da maturação de reprodutores em laboratório, é necessária a compreensão do ciclo reprodutivo da espécie considerada na natureza. Ostras do gênero *Crassostrea* amadurecem no primeiro ano de vida como machos. À medida que envelhecem, uma porcentagem crescente pode mudar de sexo e se tornar fêmea. Este comportamento é conhecido como hermafroditismo

protândrico (GUO et al., 1998). O ciclo reprodutivo das ostras envolve uma fase de acúmulo de glicogênio nos tecidos de reserva, seguida da formação e maturação progressiva do tecido gonádico até o período de liberação dos gametas na água (HELM et al., 2004).

Nas espécies de regiões temperadas, como *C. gigas*, o acúmulo energético e a gametogênese ocorrem durante o inverno, finalizando a gametogênese na primavera. A desova e a fertilização externa geralmente ocorrem na primavera ou no início do verão, quando temperaturas mais elevadas da água e florações de microalgas favorecem o desenvolvimento das larvas. A produção de gametas é sincronizada de forma que gametas femininos (ovócitos) e masculinos (espermatozoides) sejam liberados simultaneamente para assegurar a fertilização e a maximização do número de zigotos (THOMPSON et al., 1998).

Em laboratório, é possível obter a maturação gonádica de reprodutores, através da manipulação da temperatura e do fornecimento de quantidade adequada de alimento com alto valor nutricional (UTTING & MILLICAN, 1997; RAMOS et al., 2013). A vazão da água através dos tanques de condicionamento deve ser superior a 25ml por minuto por ostra e não mais de 5kg de biomassa de peso vivo de reprodutores devem ser mantidos em um tanque com volume de 120 a 150L (HELM et al., 2004).

Os reprodutores trazidos do ambiente externo para o laboratório devem passar por um processo de limpeza que inclui escovação da concha e retirada de incrustações, sendo em seguida mantidos em um sistema independente de água com desinfecção dos efluentes para evitar a contaminação do laboratório ou das demais ostras com parasitas ou enfermidades. Esta desinfecção pode ser realizada através da adição de cloro ao efluente.

A sala de condicionamento deve ser instalada em uma área tranquila do laboratório, onde as ostras não fiquem sujeitas a perturbações frequentes (Figura 2). A maioria das espécies responde a estímulos de sombreamento e vibrações fechando a concha. Quanto menos perturbação elas receberem, mais tempo permanecerão abertas e se alimentando (HELM et al., 2004).

Figura 2. Tanques de 2.000L utilizados para armazenamento de reprodutores de *C. gigas* com aeração, fluxo de água e alimentação constantes
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

6.3.1.1 Procedimentos para *Crassostrea gigas*

É uma prática comum manter reprodutores de *C. gigas* na temperatura de 22 a 24°C para induzir a maturação das gônadas em regiões temperadas (HELM et al., 2004). Em regiões subtropicais, as espécies de ostras de clima temperado apresentam um tempo de maturação gonadal mais curto. Em Israel, por exemplo, o período de gametogênese da *C. gigas* é de aproximadamente 50 a 60 dias e a idade inicial de maturação é de 4 a 6 meses (SHPIGEL, 1989). Em Santa Catarina, a temperatura inicial de condicionamento vai depender do estádio de desenvolvimento gonadal dos exemplares e da temperatura da água do mar quando as ostras são trazidas do campo. Caso estas já apresentem reservas de glicogênio (ostras gordas), ou seja, tenham permanecido durante algum período em baixa temperatura no meio ambiente (inverno e outono), o condicionamento deverá ser realizado elevando-se gradativamente até a faixa de temperatura compreendida entre 22 e 24°C. No caso de as ostras estarem sem reserva de glicogênio (ostras magras), o condicionamento em laboratório deverá ser iniciado em baixa temperatura, em torno de 15 a 19°C por um período de no mínimo 30 dias para posteriormente elevar gradativamente a temperatura. Com a manipulação da temperatura, pode-se manter reprodutores maduros até o verão, tornando possível a realização de desovas nessa estação para disponibilização de sementes aos produtores no final do verão até o outono.

A salinidade da água é outro fator que afeta fortemente o desenvolvimento das gônadas de ostras, e para *C. gigas* esta deve ser mantida próxima a 35%.

6.3.1.2 Procedimentos para espécies nativas

Para espécies de clima tropical como *C. gasar*, quando mantidas na natureza, a reprodução ocorre de forma intermitente com desovas parciais ao longo do ano. Entretanto, uma parcela maior da população acumula reservas de glicogênio durante os meses de inverno (18°C) para produzir gametas durante o verão (CASTILHO-WESTPHAL et al., 2013; GOMES et al., 2014). É importante determinar o momento ideal para coletar os reprodutores de espécies nativas na natureza para se obter melhor qualidade e quantidade de gametas. A estimulação da gametogênese e a maturação das espécies nativas de ostras brasileiras são favorecidas quando as espécies são retiradas do campo durante o inverno e o início da primavera, época em que as ostras acumulam suas reservas de glicogênio para a produção de gametas (GOMES et al., 2014). Em sistemas de maturação controlada, a *C. gasar* apresenta maior percentual de indivíduos com gônadas desenvolvidas após um período de 10 dias mantidas a 18°C, para favorecer o acúmulo de reservas, seguido de 90 dias à 22°C para desenvolvimento dos gametas (RAMOS et al., 2014).

A salinidade da água é outro fator que afeta fortemente o desenvolvimento das gônadas de ostras. Enquanto reprodutores de *C. gigas* devem ser mantidos à salinidade de 35%, *C. gasar* apresentam uma melhor maturação em água salobra (24%) (GOMES et al., 2014). Este comportamento foi também confirmado na natureza por Paixão et al., (2013), que acompanharam o estádio reprodutivo de ostras na região amazônica e observaram uma presença maior de ostras com gônadas maduras durante os períodos de maior incidência de chuvas e menor salinidade.

Além da manipulação de temperatura e da salinidade para induzir a maturação de gametas, a qualidade e a quantidade da dieta de microalgas devem ser controladas para melhorar a fecundidade das ostras (FRIAS & SEGOVIA, 2010). Um exemplo de alimentação bem-sucedida para condicionamento e maturação de ostras nativas é a oferta diária ou contínua de microalgas *Chaetoceros muelleri* e *Isochrysis galbana* a uma densidade de 16 x 10^4 células/ml e uma relação 1:1 (RAMOS et al., 2014).

6.3.2 Indução à desova

A indução à desova é o processo pelo qual as ostras sexualmente maduras são submetidas a estímulos externos, com o propósito de liberação de gametas viáveis. Pode ser realizado através de diversos métodos, entretanto, os procedimentos mais adequados são aqueles que minimizam o estresse aos organismos e estimulam a liberação de gametas da maneira mais natural possível. De maneira geral são utilizados choques térmicos, alternando elevação e decréscimo de temperatura da água em um tanque contendo os reprodutores maduros. Pode-se também sacrificar alguns animais e escarificar o tecido reprodutivo diretamente em um recipiente com água do mar esterilizada, despejando esse conteúdo no tanque de desova. Durante a indução normalmente é utilizada água marinha irradiada com ultravioleta. O objetivo do uso do UV vai além da eliminação de bactérias da água, uma vez que, ao entrar em contato com a água, o UV provoca a formação de baixas concentrações de peróxido de hidrogênio (H_2O_2). Este composto, ao ser absorvido pela ostra, desencadeia uma série de processos bioquímicos, que culminam com a síntese de prostaglandinas, substâncias de natureza hormonal que participam do processo de indução à liberação de gametas. Ao liberar os gametas, as ostras são individualizadas e seus gametas observados sob microscópio para identificação de indivíduos machos e fêmeas, os quais devem ser separados em grupos em distintos recipientes para que posteriormente sejam realizados os cruzamentos entre as linhagens de interesse.

Antes da fertilização, a suspensão que contém os óvulos deve ser cuidadosamente filtrada através de uma peneira com malha de abertura de 65µm ou superior, retendo-os em peneira com malha de 20µm, a qual é mantida submersa em um recipiente de maior volume. Este procedimento é necessário para remover as impurezas como fragmentos e dejetos das ostras adultas antes da adição de espermatozoides, e assim reduzir o risco de proliferação de bactérias e outros microrganismos durante a larvicultura (HELM et al., 2004).

Outra forma de obtenção de gametas é através do método chamado *strip spawning*. Neste processo as ostras são abertas através da cisão do músculo adutor e uma amostra do tecido gonádico é retirada e analisada sob microscopia de luz para identificação dos organismos que apresentam os gametas aptos a serem utilizados para reprodução. As ostras selecionadas são separadas por sexo, tendo posteriormente seus gametas obtidos através da escarificação e remoção do tecido reprodutivo para posterior higienização com água marinha filtrada passando por peneiras, conforme já descrito acima. Já a solução contendo os espermatozoides é apenas filtrada em peneiras com malha de 20µm para a retenção de resíduos.

Após a obtenção dos gametas, é realizada a fertilização dos ovócitos através da adição de espermatozoides. Em observação ao microscópio, ao redor de cada ovócito, deve-se observar aproximadamente 5 a 10 espermatozoides. Se uma quantidade menor for observada, deve-se adicionar espermatozoides. Após 15 a 30 minutos, deve-se tomar nova amostra, onde será determinada a taxa de fecundação. Os óvulos fecundados apresentarão uma ou duas pequenas esferas na periferia, denominados corpúsculos polares, ou já apresentarão clivagens (divisões celulares). Uma taxa de fecundação superior a 90% é considerada adequada. A temperatura de fecundação deve situar-se em torno de 23°C. Após aproximadamente uma hora, o conteúdo do recipiente de fecundação deve ser transferido aos tanques de incubação. Estes devem estar previamente limpos e desinfetados, e conter água marinha filtrada e esterilizada por ultravioleta.

Os processos de desova acima descritos são usualmente empregados com sucesso para a reprodução de *C. gigas*, porém não se mostraram eficientes para *C. gasar*. Para estas, o método de desova natural em tanques tem proporcionado melhores resultados, permitindo a obtenção de larvas e a produção de sementes de forma regular. Após a obtenção de reprodutores maduros, remoção do *fouling* e higienização das valvas, as ostras são mantidas em tanques com água marinha tratada com UV, em fluxo constante por algumas horas, para que ocorram o início do estímulo à desova e a depuração do trato intestinal dos animais, de forma a evitar o acúmulo de fezes e pseudofezes no tanque de desova. Após esse processo as ostras são transferidas para os tanques de desova, onde são mantidas em lanternas de um dia para o outro. Durante as duas primeiras horas são adicionadas alíquotas dos gametas, obtidos por *stripping,* ao tanque com o intuito de estimular a desova natural. Apesar dos ótimos resultados, essa técnica dificulta a implementação de programas de melhoramento genético, pois impossibilita a fecundação controlada durante os cruzamentos. Para a outra espécie de ostra nativa, a *C. rhizophorae*, todas as metodologias de desova descritas anteriormente proporcionam bons resultados.

Independente da metodologia utilizada na desova, após as primeiras 24 horas de cultivo, período compreendido entre a fecundação e a primeira troca de água, ocorre o desenvolvimento embrionário. Nesta etapa ocorrem as clivagens ou divisões celulares. Nas primeiras horas, os embriões passam pelas fases de mórula, blástula, gástrula, culminando, após 12 a 18 horas, com a formação de uma larva trocófora, que ainda não se alimenta. Decorridas 24 horas, podem ser observadas larvas denominadas véliger de charneira reta, ou larva D, típica dos moluscos bivalves (Figura 3). Estas já apresentam capacidade de se alimentar e devem ser transferidas para os tanques de larvicultura.

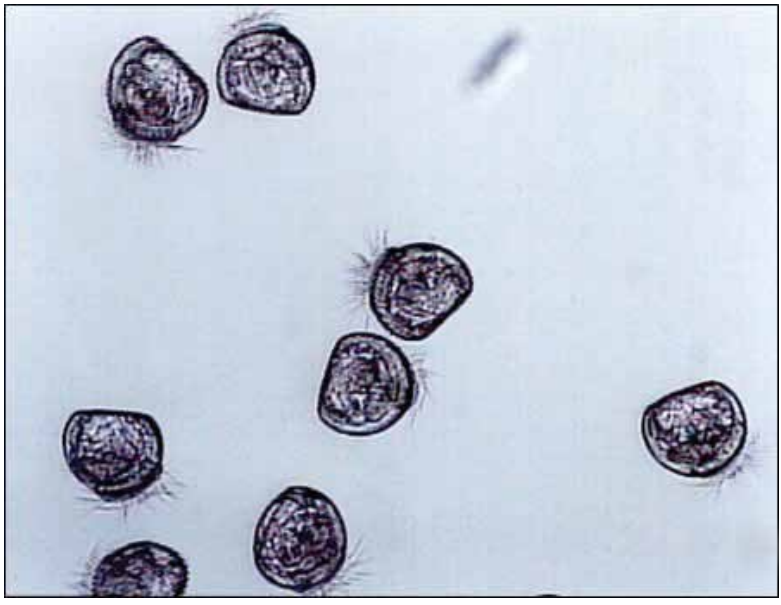

Figura 3. Larva de *Crassostrea gigas* em estádio véliger, ou larva D, 24 horas após a fecundação. (Aumento 100X)
Foto: Guilherme S. Rupp

6.3.3 Larvicultura

A larvicultura é considerada uma etapa crítica do processo de produção, uma vez que as larvas são bastante sensíveis às alterações na qualidade da água e a contaminações de origem bacteriana. Nesse período, deve-se ter um rigoroso controle das condições de cultivo e extrema assepsia, evitando-se assim problemas de mortalidade. As tecnologias básicas de cultivo de larvas se baseiam nas técnicas apresentadas por Loosanoff & Davis (1963) e aprimoradas por Walne (1974), Breese & Malouf (1975), Helm & Millican (1977), entre outros. Posteriormente, técnicas mais sofisticadas de cultivo de larvas em sistemas contínuos ou semicontínuos têm sido utilizadas. Neste capítulo serão detalhadas as técnicas utilizadas em sistema estático, com trocas de água diárias ou em dias alternados, mas será também apresentada uma síntese de técnicas de cultivo em sistema de fluxo contínuo e de recirculação (RAS).

Cerca de 24 horas após a fertilização, o tanque de incubação deve ser drenado e as larvas retidas em malhas de nylon de aproximadamente 35µm. As larvas "D" são então contadas, selecionadas por tamanho e transferidas para os tanques de larvicultura. No sistema estático são realizadas trocas de água diariamente ou em dias alternados e diariamente são fornecidas microalgas como alimento para as larvas. São utilizados tanques, geralmente de fibra de vidro, em volumes que variam entre mil e 20 mil litros (Figura 4).

Figura 4. Tanques de fibra de vidro (20.000L) utilizados na larvicultura de ostras com sistema de cultivo estático
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

Com o andamento da larvicultura, é realizada a redução da densidade de larvas, de maneira geral iniciando-se com 10 larvas ml^{-1} e finalizando o cultivo com densidade entre 1 e 3 larvas ml^{-1}, dependendo do período entre as trocas de água. A alimentação consiste em uma mescla de microalgas que geralmente inclui as espécies *Isochrysis galbana*, variedade Tahiti, *Thalassiosira pseudonana* (clone 3H*); Chaetoceros calcitrans*, *Chaetoceros gracilis*; *Chaetoceros muelleri, Tetraselmis* sp.*, Pavlova lutheri*, entre outras. Geralmente as larviculturas iniciam com algas de menor tamanho (*Isochrysis* sp. ou *Pavlova* sp.) e, com o desenvolvimento larval, adicionam-se diatomáceas (*Chaetoceros* sp.) em diferentes proporções.

Ao final da larvicultura, que pode variar entre duas e três semanas, as larvas apresentam mudanças morfológicas e comportamentais, tais como uma mancha ocular bem conspícua (Figura 5) e o desenvolvimento do pé, e passam a ser denominadas larvas pediveliger. Nesta fase é observada a busca constante de um substrato para se fixar e sofrer o processo de metamorfose, abandonando o modo de vida planctônico. Quando essas características estão bem marcadas e as larvas atingem um tamanho acima de 310µm, elas serão retidas em peneiras de aproximadamente 230 a 240µm em *C. gigas* e de 210 e 236µm em *C. gasar* e *C. rhizophorae,* momento em que ocorre a transferência das larvas para o sistema de assentamento. Antes da transferência para os tanques de assentamento, as larvas podem ser acondicionadas em uma pequena tela de nylon, e mantidas úmidas em geladeira, por 24 a 72 horas.

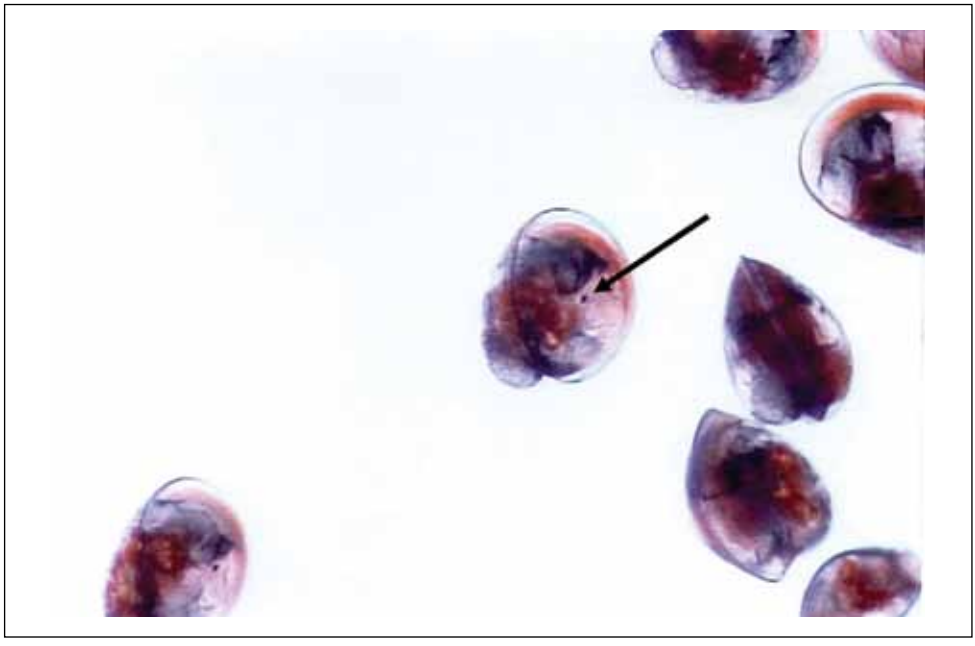

Figura 5. Larvas olhadas de *Crassostrea gigas*. A seta indica a mancha ocular. (Aumento 40X)
Foto: Guilherme S. Rupp

6.3.3.1 Larvicultura em fluxo contínuo

Diferentemente do sistema estático, a larvicultura em fluxo contínuo, ou *flow-through*, proporciona constante renovação de água com qualidade e quantidade controladas (temperatura e salinidade), além da alimentação constante fornecida na densidade desejada. A alimentação pode ser realizada diretamente em tanques de recalque, juntamente com a água que irá abastecer os tanques de cultivo, ou ser ofertada através de bombas dosadoras ou bombas peristálticas, tornando necessário a presença de tanques de alimentação e regulagens no fluxo de entrada de alimentos dentro das unidades.

O sistema de fluxo contínuo tem como objetivo o maior controle das condições de larvicultura e a redução do espaço necessário para produção de sementes. Os tanques de pequeno volume permitem densidades larvais próximas a 200 larvas ml^{-1}.

Mesmo com fluxo constante de água e alimento, as larvas são mantidas no interior dos tanques devido à presença de estruturas com telas (banjos ou penas) que impedem o escape das larvas das unidades de cultivo, mas permitem a passagem da água com metabólitos. Os tanques do sistema de fluxo contínuo diferem dos tanques do cultivo estático no tamanho e no formato. Sua forma de fundo cônico e volumes próximos a 250 litros permitem menor deposição de material no fundo e boa taxa de renovação de água (Figura 6).

Figura 6. Tanques cilindro-cônicos de 250L utilizados em larvicultura de alta densidade com sistemas de fluxo contínuo, semicontínuo e recirculação de água
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

Com o crescimento larval, faz-se necessária a troca dos banjos com aberturas de tela sucessivamente maiores, a fim de facilitar o escoamento da água e evitar a colmatação das telas, causada pela deposição de larvas, seus dejetos e microalgas. Nesses sistemas é muito importante o controle da água e do alimento ofertados, tendo como base a taxa de renovação dos tanques, assemelhando-se aos volumes de água utilizados diariamente em sistemas estáticos. Com a melhora das condições de cultivo proporcionada pelo sistema de fluxo contínuo, o tempo de larvicultura é geralmente menor do que em sistema estático. O cuidado diário pode ser estabelecido em função dos equipamentos disponíveis para garantir a sanidade dos cultivos, entretanto, a prática de drenagem e a limpeza das unidades de cultivo permitem o acompanhamento do desenvolvimento larval e a diminuição dos riscos de contaminações por bactérias e protozoários.

6.3.3.2 Larvicultura em sistema de recirculação

O desenvolvimento de técnicas de larvicultura em sistemas de recirculação permite, assim como no sistema de fluxo contínuo, realizar larviculturas em alta densidade larval. Esse sistema também permite um maior controle das condições de cultivo, visando proporcionar os parâmetros ideais de qualidade de água e alimentação para as larvas. No entanto, ele difere do sistema de fluxo contínuo por realizar o tratamento e reutilização da água da larvicultura após sua passagem pelas unidades de cultivo. O sistema implica maior investimento devido à necessidade de maior controle de qualidade e filtragem da

água já utilizada. O uso de filtros do tipo *skimmer* e filtros de disco garante a remoção de partículas em suspensão, enquanto a esterilização da água é garantida com o uso de filtros UV. Atualmente os sistemas de larvicultura em recirculação apresentam melhorias constantes nos protocolos de cultivo, fazendo uma combinação de condições diversas de densidade larval, alimentação, taxa de renovação de água e manejo para se evitar o desperdício de água, mantendo-se a mesma água durante todo o período de larvicultura.

Figura 7. Desenho esquemático de um sistema de recirculação para larvicultura de moluscos: (A) tanque pulmão ou "*sump*"; (B) tanques cilindro-cônico para larvicultura; (C) tanques de drenagem; (D) filtro "*skimmer*"; (E) filtro mecânico de disco; (F) linha de abastecimento com água tratada
Foto: Caique Sales de Miranda Gomes

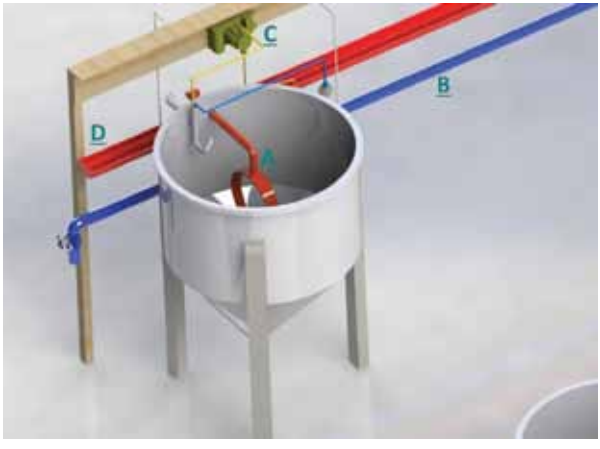

Figura 8. Detalhes do sistema de recirculação para larvicultura de moluscos: (A) banjos para evitar o escape de larvas de ostras; (B) linha de abastecimento com água tratada; (C) entrada de alimento com bomba dosadora; (D) calha de recebimento do efluente do tanque de larvicultura
Foto: Caique Sales de Miranda Gomes

6.3.4 Assentamento e metamorfose

Ao final da larvicultura as larvas passam por mudanças morfológicas, fisiológicas e comportamentais, iniciando o processo de assentamento e metamorfose. Estas perdem o vélum e abandonam o hábito natante, passando a rastejar-se, com auxílio do pé, e buscar um substrato para assentamento e fixação. Ao se fixar, sofrem alterações anatômicas e morfológicas, passando a assumir o formato de uma pequena ostra, quando passam a ser chamadas de pré-sementes. Após um período de crescimento, quando atingem o tamanho de aproximadamente 0,5cm, passam a ser chamadas de sementes.

Vários são os sistemas utilizados para o assentamento, podendo-se utilizar o sistema com pó de conchas, nos quais as larvas irão se fixar, ou fazer-se uso de indutores químicos, tais como epinefrina, para promover a metamorfose sem a necessidade do uso de substrato.

No caso de utilização de pó de conchas, esse material é preparado através da trituração de cascas de ostras secas, sendo posteriormente peneirado para a utilização do material retido em peneira de 300µm. Este deve ser exaustivamente lavado com água doce e hipoclorito de sódio, sendo enxaguado até a retirada completa de sedimentos e posteriormente secado ao sol e guardado em ambiente seco até ser utilizado. Os assentamentos larvais são geralmente realizados em tanques retangulares de fibra de vidro, com capacidade de aproximadamente 500L (Figura 9).

Figura 9. Tanques para assentamento de larvas de ostras em pó de concha
Foto: Guilherme S. Rupp

Nestes tanques são dispostas bandejas, com o fundo composto de tela de nylon de 200µm. No interior de cada uma destas é espalhado o pó de concha sobre toda a superfície. Sobre as bandejas é colocado horizontalmente um tubo de PVC perfurado, que provoca "chuveirinho" constante através de suas perfurações. Assim, um fluxo constante de água marinha e alimento é levado ao interior das bandejas de assentamento. Durante as primeiras 24 horas, não é necessário o fornecimento de alimento. As trocas de água devem ser realizadas diariamente, sendo os tanques drenados e lavados com água doce para eliminação de dejetos e excesso de alimento.

Deve-se observar diariamente uma amostra do conteúdo das bandejas sob microscópio estereoscópico, para monitoramento da taxa de assentamento. Inicialmente a alimentação pode ser realizada uma vez ao dia, na concentração máxima de 12 x 10^4 células ml^{-1}. Com o passar do tempo, a alimentação pode ser dividida em duas etapas, sendo a primeira realizada durante a manhã e a outra no final da tarde, com um intervalo mínimo de 6 horas entre elas, com concentrações entre 14 e 25 x 10^4 células ml^{-1}.

As espécies normalmente utilizadas são: *Isochrysis galbana* (Tahiti) e *Chaetoceros muelleri*. Decorridas aproximadamente duas semanas do assentamento, deve-se realizar o peneiramento para separar as pré-sementes do pó de concha. Utilizam-se para isso peneiras com abertura de malha com abertura de 1.000, 900, 800, 710 e 600µm. Dependendo do tamanho, as sementes já podem ser transferidas para o mar ou para tanques em sistema de *upwellers* para crescimento por um período adicional em laboratório.

Este método apresenta algumas dificuldades, tais como manter uma boa higienização e favorecer o aparecimento de aglomerados de sementes em virtude da fixação das larvas em uma partícula do pó de concha em comum. Já no sistema assentamento com uso de epinefrina, as larvas são expostas a uma baixa concentração desse neurotransmissor e, em seguida, transferidas diretamente para tanques tipo *downwellers* (Figura 10). A epinefrina (333,29 g/mol) deve ser dissolvida na proporção de 0,33g em um litro de água destilada. Para cada 5 milhões de larvas olhadas é diluído 1 litro da solução mãe de epinefrina em 9 litros de água do mar tratada, onde as larvas serão mantidas por até 4 horas.

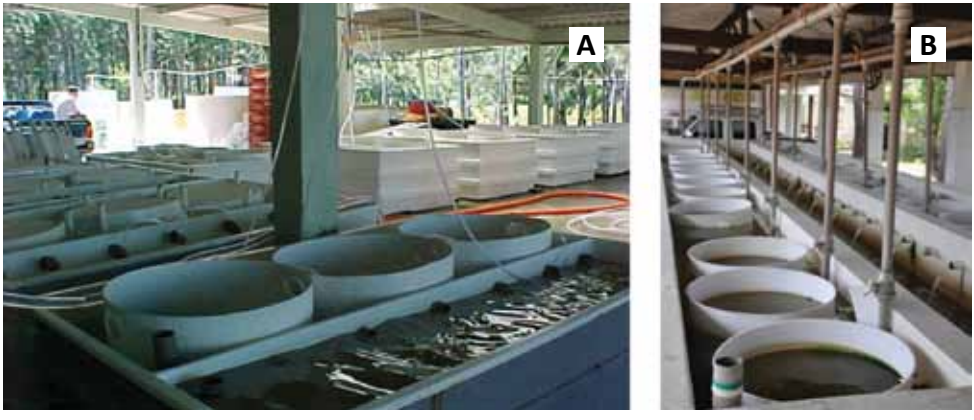

Figura 10. Tanques *upweller* (A) e tanque *downweller* (B) utilizados no assentamento de larvas de ostras
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

As larvas que sofrem metamorfose passam por um processo de crescimento rápido da dissoconcha, passando a ser chamadas de pré-sementes. Estas são facilmente separadas das larvas remanescentes através do peneiramento com malha acima de 250µm. Desta forma as larvas remanescentes podem receber uma nova dose de indutor à metamorfose. Este processo pode acontecer por até três vezes intercaladas por períodos de 48 horas, até que a maioria das larvas tenha entrado em metamorfose.

6.3.5 Produção de microalgas

No laboratório, as microalgas são utilizadas na alimentação de todas as fases do ciclo de vida, desde o estádio larval, até sementes e reprodutores. A cultura de microalgas representa uma das etapas mais delicadas de todo o ciclo de produção e requer recursos humanos capacitados e investimentos, podendo representar 30-50% dos custos totais de produção (PONIS et al., 2003). A produção de bivalves em laboratório está diretamente relacionada à qualidade e à quantidade de microalgas disponíveis (HELM et al., 2004), sendo muitas vezes considerada fator limitante na determinação da capacidade de produção de sementes.

Algas unicelulares são utilizadas na alimentação de bivalves, que, por serem autótrofas, realizam fotossíntese e necessitam de nutrientes, fonte de carbono e iluminação para seu cultivo. Várias são as microalgas utilizadas em laboratórios de produção de moluscos. As espécies rotineiramente produzidas e amplamente utilizadas como alimento incluem várias diatomáceas (*Skeletonema costatum*, *Thalassiosira pseudonana*, *Chaetoceros gracilis*, *Chaetoceros calcitrans*, *Chaetoceros muelleri*) e apenas dois flagelados (*Isochrysis galbana* e *Pavlova lutheri*) (PONIS et al, 2006a). A espécie *Tetraselmis* sp., que apresenta maior tamanho, é utilizada em alguns laboratórios principalmente para a alimentação de sementes já assentadas (PONIS et al., 2006b). *Nannochloropsis oculata* é, eventualmente, utilizada em combinação com outras espécies de microalgas, porém apresenta uma forte parede celular que dificulta sua digestão pelos bivalves.

A produção de algas é geralmente realizada em três tipos de sistemas: estático, também conhecido como sistema *batch* ou em batelada, semicontínuo e contínuo. Os meios de cultivo, os tipos de iluminação e os sistemas de cultivo são bastante variáveis entre laboratórios, sendo os principais apresentados abaixo.

6.3.5.1 Meios de cultivo

De forma geral os meios de cultivo possuem em sua formulação micronutrientes, como vitaminas (B7, B12 e B1) e minerais, e de macronutrientes, como fosfato e nitrato. Para as algas diatomáceas deve-se adicionar silicato à água marinha. Os meios mais conhecidos são o Walne e o Guillard's F/2, que apresentam modificações em suas formulações. Entretanto, visando reduzir os custos de produção, alguns cultivos em larga escala utilizam apenas os macronutrientes (COUTTEAU, 1996). O ar deve ser enriquecido com CO_2 a fim de suprir demanda por carbono durante a fase clara da fotossíntese. A aeração garante a movimentação da água do cultivo, proporcionando momentos de maior exposição à superfície que recebe iluminação, além de evitar a deposição de microalgas

no fundo das estruturas de cultivo. É importante que a aeração não seja realizada com pedra porosa a fim de evitar pequenas bolhas que podem causar a formação de espuma nos tanques.

6.3.5.2 Iluminação

Existe uma variedade de lâmpadas disponíveis no mercado que podem ser utilizadas nos cultivos de microalgas. Dentre as amplamente utilizadas destacam-se as lâmpadas fluorescentes, as lâmpadas de vapor metálico (HQI) e as lâmpadas de LED (diodo emissor de luz). Estas últimas têm sido aprimoradas e amplamente estudadas hoje em dia devido à sua qualidade e seu baixo consumo (Figura 11). No passado, as lâmpadas eram avaliadas de forma equivocada, levando em consideração apenas energia luminosa (lumens ou Lux). Contudo, nem sempre uma lâmpada de alta potência (watt) e luminosidade irá permitir a excitação dos pigmentos que promovem a fotossíntese na microalga. É considerada boa iluminação aquela que propicia alta quantidade de radiação fotossinteticamente ativa (PAR) com baixo consumo de energia (watts). Atualmente, diferentes tipos de lâmpadas têm sido estudados nas diferentes etapas de cultivo, a fim de entender a importância de determinadas quantidades de energia luminosa nos diferentes comprimentos de onda luminosa.

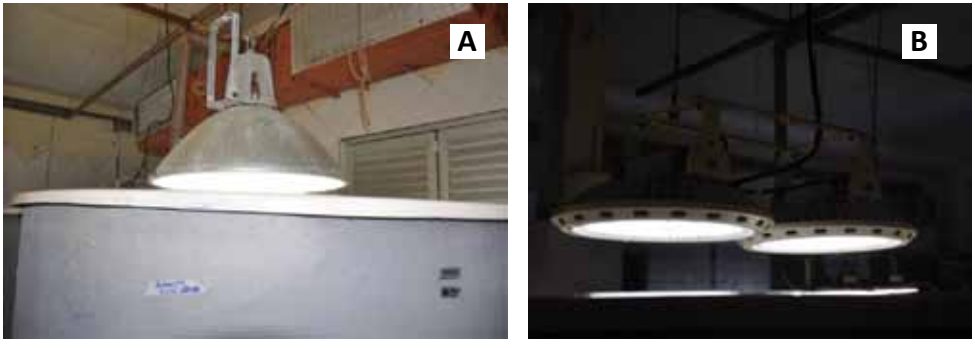

Figura 11. Lâmpadas utilizadas na produção de microalgas em laboratório de reprodução de moluscos: (A) Lâmpadas de vapor metálico (HQI); (B) Lâmpadas de diodo emissor de luz (LED)
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

6.3.5.3 Sistemas de cultivo de microalgas

6.3.5.3.1 Sistema estático

Este sistema é caracterizado por utilizar toda microalga produzida na unidade de cultivo de uma única vez ao atingir a densidade desejada. Podem ser utilizadas diferentes estruturas, sendo mais comuns os tanques de fibra de vidro, tubos de acrílico e sacos plásticos. Os tanques de fibra têm sido amplamente utilizados desde as primeiras produções em laboratório (Figura 12). Estes cultivos são mais suscetíveis à contaminação por serem realizados em tanques abertos, podendo ser praticados *indoor* ou *outdoor* para aproveitar

a iluminação natural. A inoculação da microalga acontece a partir de cultivos controlados de menor volume e alta densidade celular que são diluídos nos tanques contendo água marinha filtrada e nutrientes sob intensa iluminação e fluxo de ar enriquecido com gás carbônico.

Figura 12. Tanques de fibra de vidro utilizados para produção de microalgas em sistema estático
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

O cultivo apresenta a fase de crescimento exponencial seguida da redução da taxa de crescimento proporcionado pela diminuição da disponibilidade de nutrientes no meio. Já na fase estacionária ocorre o equilíbrio entre a multiplicação de células e a mortalidade, possibilitando a estabilização da concentração de microalgas. A fase estacionária é a mais adequada para fornecimento da microalga aos bivalves antes que ocorra a diminuição da densidade celular em função da mortalidade.

6.3.5.3.2 Sistema semicontínuo

O sistema semicontínuo apresenta colheitas parciais em tempos determinados pelo crescimento algal, podendo ocorrer em diferentes proporções, seguido da reposição de água filtrada e de nutrientes no mesmo volume fornecido para alimentação dos moluscos. O cultivo geralmente encontra-se na fase de crescimento exponencial. É realizado em unidades de cultivos controladas para que se evite a contaminação pelo meio externo. Geralmente são utilizadas bolsas plásticas fechadas (Figura 13) havendo apenas entrada esporádica de água marinha filtrada e da aeração contínua conduzida por mangueiras com ar enriquecido com CO^2, passando por filtros de membrana. Este tipo de sistema permite a utilização da mesma unidade de cultivo por várias semanas.

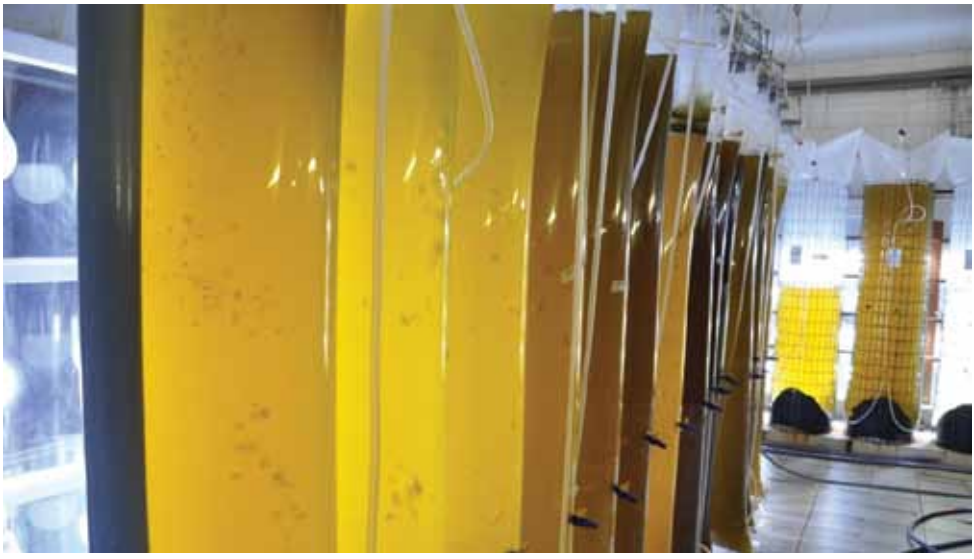

Figura 13. Sistema semicontínuo para produção de microalgas em laboratórios de reprodução de moluscos
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

6.3.5.3.3 Sistema contínuo

Visando à produção contínua de microalgas de alta qualidade e concentração, este método controla variáveis que permitem garantir a produtividade da cultura. É possível aplicar diferentes propostas que visam ao monitoramento e ao controle das condições de cultivo, proporcionando a automatização dos sistemas, tendo em comum a constante entrada de água e o meio de cultivo nas unidades de produção devido à retirada contínua de microalga (Figura 14).

Figura 14. Sistema contínuo para produção de microalgas em laboratórios de reprodução de moluscos
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos – LMM/UFSC

Atualmente o modelo mais estudado é o de fotobiorreatores, porém ainda não amplamente utilizado em *hatcheries* comerciais. Estes se assemelham com as unidades propostas para os sistemas semicontínuos, diferindo por apresentar fluxo contínuo através de sistemas de medição e controle de vazão de água e nutrientes na entrada, e do volume utilizado na saída das unidades. Sua utilização é iniciada quando ocorre a estabilização da densidade celular.

6.3.5.4 Qualidade de microalgas

As espécies de microalgas produzidas em laboratório, já detalhadas anteriormente, devem ser propícias aos cultivos em alta densidade celular, apresentar formato e tamanho que permitam sua ingestão e estrutura celular que facilite sua digestão. A quantidade e o tipo de ácidos graxos poli-insaturados (PUFAS) são fatores relevantes na determinação do valor nutricional da microalga (HENDRIKS et al., 2003; ROBERT et al., 2004). Estes são nutrientes essenciais, pois o ácido eicosapentaenoico (EPA) 20:5(n-3) e o ácido docosahexaenoico (DHA) 22:6(n-3) não são produzidos pelos bivalves, devendo ser obtidos a partir da dieta à base de microalgas.

O balanceamento efetuado durante a escolha da dieta deve atender às exigências das espécies nos diferentes estádios do ciclo de vida. Os protocolos de produção apresentam variações em composição e quantidade ao longo do ciclo de vida do bivalve, usualmente focado na oferta de pelo menos uma espécie de alga flagelada, rica em DHA, e de uma espécie de diatomácea, rica em EPA.

Independentemente do sistema de cultivo utilizado, a produção de monoculturas saudáveis de espécies de algas selecionadas exige cuidados extremos para garantir sua qualidade e evitar contaminações. As linhagens puras de microalgas devem ser mantidas em condições de extrema assepsia, em instalações denominadas sala de cepas e dependem de manutenção, limpeza e repicagens frequentes (Figura 15). As cepas puras devem ser mantidas em tubos de ensaio, ou em meio sólido em placas de Petri.

Figura 15. Sala asséptica para manutenção e manejo de cepas de microalgas
Foto: Laboratório de Moluscos Marinhos - LMM/UFSC

A etapa inicial da produção de microalgas é realizada em recipientes de pequenos volumes (Erlenmeyers) que progressivamente são transferidos para recipientes maiores (Carboys), em função do aumento da concentração celular. A contaminação destas culturas pode ocorrer através do manejo incorreto, suprimento de água do mar, suprimento de ar e contaminação cruzada de culturas de algas próximas. Por esse motivo, técnicas de transferência, assepsia e limpeza são fundamentais para uma operação saudável da produção de algas (SARKIS & LOVATELLI, 2007).

6.4 Considerações finais

As técnicas atualmente utilizadas na produção de larvas e sementes de ostras em laboratório remontam de longa data (HELM & MILLICAN, 1977), porém elas têm apresentado constante evolução até os dias atuais, tais como o desenvolvimento de sistemas de cultivo de algas em fotobiorreatores e o cultivo de larvas em sistemas de recirculação, os quais começam a ser utilizados comercialmente em várias partes. Esse desenvolvimento, juntamente com o aumento do conhecimento sobre as condições adequadas para a maturação gonádica e a desova das espécies cultivadas, tem permitido a otimização da produção e a ampliação da disponibilidade de sementes, garantindo sua previsibilidade e o seu suprimento aos produtores.

Em Santa Catarina, a produção de sementes de ostras em laboratório permitiu a implantação e o desenvolvimento da ostreicultura, fazendo com que o Estado tenha passado a ocupar a expressão máxima no cultivo desses organismos no Brasil. Com isso, o país passou a ocupar posição de destaque na produção de ostras na América Latina. As técnicas já bem estabelecidas para o cultivo da ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas,* têm sido adaptadas para a produção de espécies nativas *Crassostrea rhizophorae* e *Crassostrea gasar*, possibilitando a diversificação de espécies cultivadas e, com isso, a ampliação da matriz de espécies produzidas pela aquicultura brasileira.

Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Capítulo 7 – SISTEMAS BERÇÁRIO PARA SEMENTES DE OSTRAS

Felipe Matarazzo Suplicy

Introdução

Quando a larva de ostra deixa de ser nadante e assenta, ela passa a ser chamada de semente e pode ser transferida para um berçário. A maneira mais rápida de fazer com que as sementes de ostras cresçam é mantê-las com abundante e constante alimentação. No entanto, a alimentação de sementes de ostras exige um grande volume de microalgas, e o custo desta operação vai aumentando à medida que as sementes vão crescendo. Por exemplo, 1 milhão de sementes com 0,3mg requer 17g de peso seco de algas por dia, o que equivale a 85.700 milhões de células de *Tetraselmis suecica*, ou 85,7L de cultura colhida a 1 milhão de células por mL. Com uma concha de 5mm de comprimento, a necessidade de comida para o mesmo número de sementes aumenta para 9.130L de *Tetraselmis* na mesma densidade de células. O aumento de 4mm no comprimento da concha é associado a um aumento de mais de 100 vezes na biomassa, sendo necessário o mesmo aumento na oferta de alimento (HELM et al., 2004). Por este motivo, quanto antes as larvas recém-assentadas puderem ser transferidas para um berçário com alimentação natural, menor será o custo de produção das sementes. Existem diversos sistemas berçários, alguns que operam ainda dentro do laboratório e outros que mantêm as sementes já no ambiente natural

Dentro do laboratório, os sistemas mais comuns para manutenção de sementes recém-assentadas são conhecidos como *upweller* e *downweller*. De maneira geral, o assentamento das larvas com tamanho entre 175 e 500µm é realizado em um sistema *downweller*, onde a água rica em fitoplâncton abastece um tanque ou bandejas contendo as sementes. As bandejas ficam apoiadas sobre um tanque contendo água do mar. Essa técnica evita que as larvas recém-assentadas, que são extremamente leves, flutuem com a água para fora do tanque. Quando passam de 500µm, as minúsculas sementes podem ser transferidas para um tanque cilíndrico com sistema *upweller*. No *upweller* um cano abastece o tanque onde o cilindro está instalado, a água entra pelo fundo de tela do cilindro, forçando a passagem de uma corrente de água com microalgas entre as sementes que estão acondicionadas sobre a tela, e flui para fora do cilindro e do tanque do *upweller* através de um cano fixo na sua lateral superior (Figura 1).

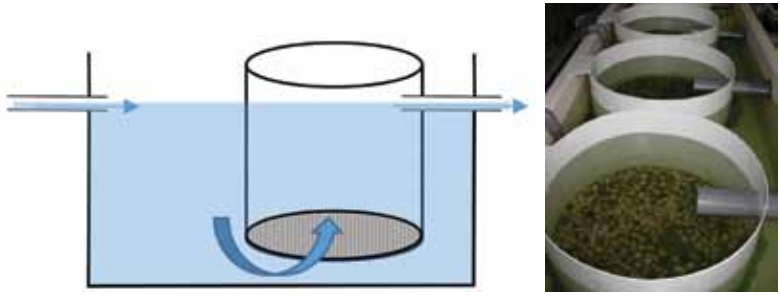

Figura 1. Desenho esquemático e imagem de um upweller com juvenis de ostras
Desenho e foto: Felipe Matarazzo Suplicy

As sementes permanecerão no *upweller* até que atinjam 1,5mm e possam ser transferidas para o cultivo no mar. Neste tamanho as sementes já consomem um volume muito grande de microalgas, tornando economicamente inviável sua manutenção no laboratório. Uma forma de estender o período de manutenção das sementes em um sistema *upweller* é empregando um sistema de *upweller* flutuante, também conhecido em alguns países como FLUPSY (*Floating Upweller System*).

7.1 *FLUPSY* (*Floating Upweller System*)

O *FLUPSY* consiste em uma balsa com vários *upwellers* forçando a passagem de alimento natural por silos contendo as sementes. Sem a limitação técnica e financeira de manter uma produção artificial de microalgas, no *FLUPSY* as sementes podem ser mantidas até 35mm de altura de concha, antes de serem transferidas para as fazendas. Devido à passagem forçada de alimento pelas ostras, proporcionada pelos *upwellers*, as sementes apresentam taxas de crescimento superiores às das sementes mantidas em outras estruturas berçárias instaladas no mar.

O *FLUPSY* utiliza rodas d'água ou hélice acionadas por motores elétricos para gerar um fluxo de água em uma canaleta central, à qual estão conectados os tanques com fundo de tela. A água entra por baixo dos silos e é liberada no final da canaleta central (Figura 2).

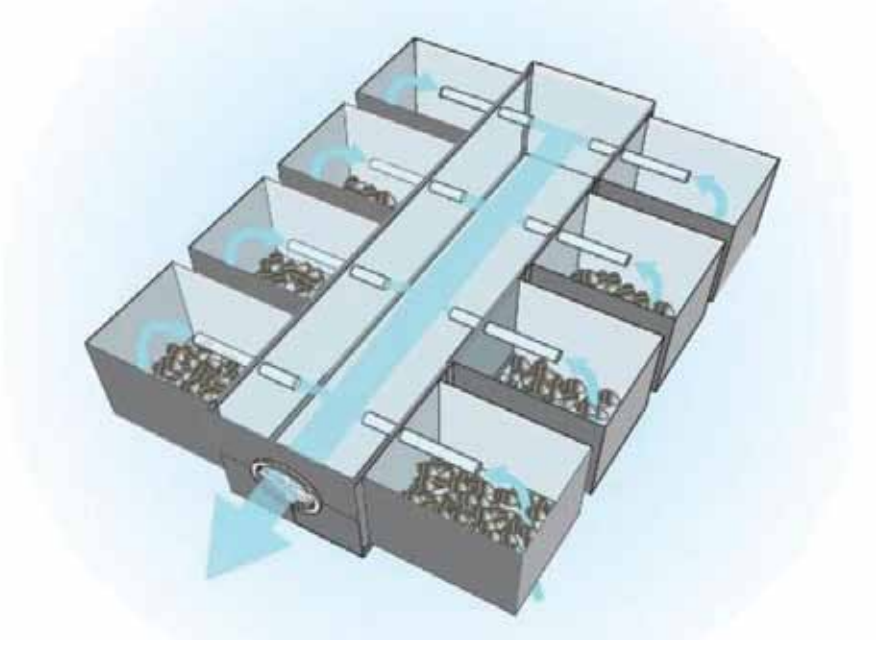

Figura 2. Desenho esquemático mostrando o fluxo de água ascendente de um *Floating Upweller System - FLUPSY*
Desenho: Dale Leavitt

Como em qualquer sistema berçário instalado no mar, os *FLUPSY* requerem que as telas dos tanques sejam limpas periodicamente. À medida que as sementes crescem, elas são peneiradas e transferidas para tanques de fibra de vidro com telas com maior abertura de malha, evitando que as sementes maiores compitam com as menores pelo alimento e favorecendo uma altura de concha mais uniforme no final da fase de berçário (Figura 3).

Figura 3. Exemplos de tanques comumente empregados em *Floating Upweller System* (*FLUPSY*)
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

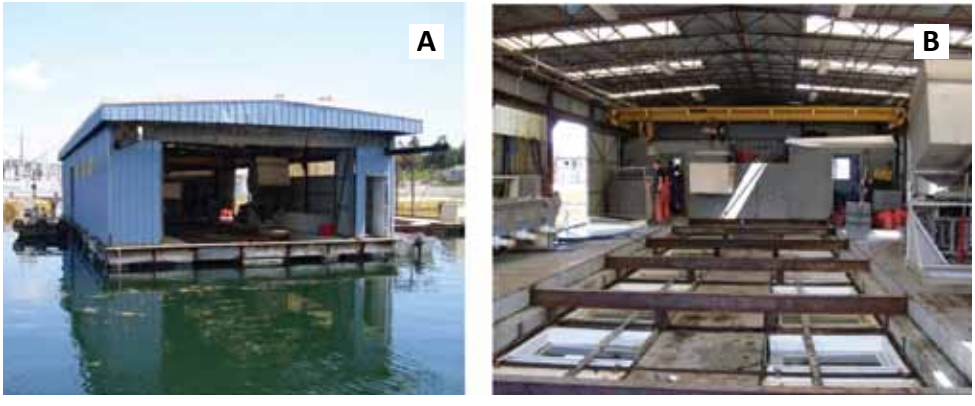

Figura 4. (A) Vista externa de um *FLUPSY* com cobertura; (B) vista interna de um *FLUPSY* coberto, com uma ponte hidráulica para manejar os tanques com sementes de ostras
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Existem vários tipos de *FLUPSY*, desde modelos fechados com uma cobertura como uma garagem, modelos sem cobertura, acionados por energia elétrica ou fotovoltaica, e com tanques fabricados em madeira, fibra de vidro, alumínio ou aço (Figuras 4 e 5).

Figura 5. Exemplo de *FLUPSY* sem cobertura, construídos em madeira e com tanques de alumínio naval, e com energia fotovoltaica
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy e Brian Kingzett

7.2 Caixas flutuantes

Um sistema berçário bastante empregado por produtores de ostras de Santa Catarina são as caixas flutuantes confeccionadas com madeira, para manutenção de sementes com tamanho inicial de 1,5mm (Figuras 6 e 7). A tela inicial destes berçários flutuantes tem 500µm de abertura de malha, que necessita ser limpa a cada três dias para evitar sua colmatação por algas. O entupimento da tela impede a circulação de água e alimento dentro do berçário, afetando o crescimento e causando a mortalidade das sementes. A abertura de malha, a densidade de sementes e o tempo entre manejos variam de acordo com o tamanho das sementes (Tabela 1).

Tabela 1. Tamanho de semente, abertura de malha, densidade e intervalo entre manejos nas caixas berçário flutuantes

Fase	Tamanho da semente (mm)	Abertura de malha (mm)	Densidade (Litros/m^2)	Intervalo entre manejos (dias)
Caixa 1	1,5	0,5	4	3
Caixa 2	2	1,5	6	6
Caixa 3	4	2,5	9	10-12
Caixa 4	13	4	12	15-21

Figura 6. Caixa berçário flutuante para sementes de ostras, construída em madeira e tela com flutuadores de PVC
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 7. Acondicionamento de sementes de ostras em caixa berçário com malha de 2,5mm

Em cada manejo, as sementes devem ser peneiradas e as que atingirem o tamanho adequado devem ser transferidas para a caixa berçário com malha de abertura maior. A peneiração deve ser feita gentilmente, dentro da água, e as sementes devem ser cuidadosamente manejadas, com espátulas de plástico e sempre com água para evitar que fiquem grudadas nas caixas, nas peneiras ou nos vasilhames empregados (Figura 8). Quando uma parte das sementes não atinge o tamanho para ser transferida para outra caixa, é preferível substituir a caixa retirada do mar por uma caixa limpa e seca, ao invés de lavar e usar a mesma caixa. A reutilização da mesma caixa, mesmo após sua limpeza, favorece o desenvolvimento de algas que rapidamente colmatam a tela (vide Capítulo 9 – Manejo no cultivo de ostras).

Com um manejo adequado, e em locais com condições favoráveis de temperatura da água, baixa agitação da superfície do mar e boa disponibilidade natural de microalgas, as sementes de ostras *C. gigas* podem passar de 1,5mm a 7mm em 30 dias, com sobrevivência superior a 80% (FERREIRA et al., 2011), e atingir 20mm dentro de 45 dias. Utilizando caixas flutuantes como berçários para *C. gasar* com tamanho inicial de 4mm, Tureck et al., (2014) obtiveram sementes com tamanho superior a partir de cinco semanas, com uma sobrevivência de 95,3% após nove semanas.

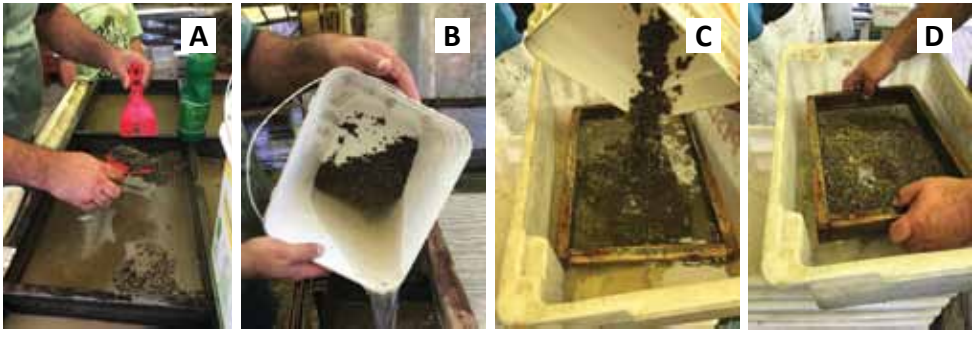

Figura 8. Sequência de manejo de sementes de ostras (A) utilizando espátulas de plástico, (B) água do mar para movimentação e (C e D) peneiração realizada dentro de recipientes com água do mar

Estas taxas de crescimento e sobrevivências são superiores aos resultados obtidos em lanternas berçário, indicando que as caixas flutuantes são mais apropriadas para o cultivo das ostras até o tamanho de 20mm. Apesar de vantajoso, este sistema berçário ainda apresenta alguns inconvenientes, como dificuldade de manejar as caixas no mar, elevada manutenção da estrutura de madeira e relativa dificuldade de retirar as sementes dos cantos da caixa sem danificá-las. Outro problema das caixas berçários é que, com a ação do vento e das ondas, as sementes tendem a se acumular em apenas uma parte dos compartimentos da caixa, afetando negativamente o seu desenvolvimento.

7.3 Cilindros flutuantes

Outro sistema berçário desenvolvido em Santa Catarina utiliza cilindros flutuantes confeccionados em fibra de vidro, ou com o reaproveitamento de baldes ou galões plásticos de 200 litros (Figura 9).

Figura 9. (A) Cilindros berçários confeccionados em fibra de vidro; (B) com seções cortadas de um galão plástico de 200L
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Estes berçários não apresentam os inconvenientes apontados acima para as caixas berçários confeccionadas em madeira. De forma similar aos berçários com caixas flutuantes, as densidades de cultivo e os intervalos entre manejo e limpeza dos cilindros variam de acordo com o tamanho da semente e a abertura de malha. A limpeza deve ser sempre realizada com água salgada, pois as sementes neste sistema são pequenas (podendo ser de 500µm) quando comparadas a outros tipos de berçário. Com estas técnicas de manejo as taxas de crescimento são maiores que outros sistemas berçários tradicionais usados em Santa Catarina. A Tabela 2 apresenta as densidades e o intervalo entre manejos recomendados para este tipo de berçário.

Tabela 2. Tamanho de semente, abertura de malha, densidade e intervalo entre manejos no cilindro flutuante utilizado como berçário para ostras

Fase	Tamanho da semente (mm)	Abertura de malha (mm)	Densidade (Litros)	Intervalo entre manejos (dias)
Cilindro 1	1,5	0,5	1	3
Cilindro 2	2	1,5	2	6
Cilindro 3	4	2,5	3	8

De forma similar ao cilindro flutuante, o balde flutuante é um sistema berçário muito utilizado por pequenos produtores canadenses. Este berçário é confeccionado cortando o fundo de um balde de 20 litros e substituindo-o por tela com a abertura de malha adequada para o tamanho de semente recebida no cultivo. Na parte superior do balde é adicionado um disco de isopor para prover flutuação (Figura 10). Os baldes flutuantes podem receber sementes com tamanho a partir de 200µm, que são retiradas e transferidas para outro equipamento de cultivo quando atingem o tamanho de 1 a 2cm.

Figura 10. Baldes flutuantes empregados como berçários para sementes de ostras
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Capítulo 8 – SELEÇÃO DE SISTEMAS PARA CULTIVO DE OSTRAS

Felipe Matarazzo Suplicy
& Francisco José Lagreze Squella

Introdução

O cultivo de ostras tem uma das maiores diversidades de técnicas de cultivo quando comparado com outros bivalves. Em grande parte, isto é devido a uma grande resistência ao manejo, exposição ao ar e à variação de salinidade. A escolha do sistema de cultivo está relacionada com a fase de cultivo, as características geográficas, o nível tecnológico e até com fatores culturais.

Ao selecionar o sistema e o equipamento de cultivo, o produtor deve ter em mente o objetivo de acelerar o crescimento a fim de reduzir o tempo total de cultivo e, é claro, reduzir os custos de manuseio e mão de obra. Tendo isto em mente, é importante saber diferenciar os conceitos de preço e valor de um determinado equipamento. Como consumidores, o comportamento natural é o de sempre buscar o equipamento mais barato. No entanto, um equipamento um pouco mais caro pode reduzir muito os custos de mão de obra e ainda apresentar uma maior durabilidade (BISHOP, 1996).

Três aspectos devem ser considerados ao se selecionar o sistema e o equipamento de cultivo: 1) Qualidade do equipamento, 2) Eficiência e 3) Custo do manejo. Em relação à qualidade, o principal aspecto é a durabilidade do equipamento. Um equipamento que custa 50% a mais do que uma opção mais barata, porém com durabilidade três vezes maior, significa uma economia de capital no longo prazo. Além disso, deve ser levado em conta o risco de o equipamento quebrar e levar a perdas de produto que podem ser drásticas nos estágios iniciais do cultivo, com perda de milhares de sementes, ou ainda mais prejudiciais quando as perdas ocorrem nos estágios finais do cultivo, quando já foi despendida muita mão de obra e tempo para as ostras atingirem o tamanho próximo do ponto de colheita. No quesito eficiência, se um equipamento com preço 20% mais caro permite o acondicionamento e o manejo de 30% a mais de ostras, o investimento adiantado na sua compra vale a pena, porque o produtor vai aumentar o retorno sobre o capital investido. O produtor precisa considerar qual o aumento de produtividade ou de utilização da área de cultivo que o equipamento mais caro proporcionará (BISHOP, 1996).

O custo da mão de obra deve ser considerado não só no momento presente, mas também para toda a vida útil esperada do equipamento. Se for possível reduzir o custo de mão de obra em 10% a 50%, devido à facilidade ou redução do manejo, a aquisição de um equipamento de melhor qualidade refletirá em um maior retorno do investimento. Também é importante atentar para o fato de que o uso indevido de um equipamento melhor pode resultar na redução do rendimento e no aumento do custo da mão de obra.

Um denominador comum para todos os sistemas é a necessidade de proteger as ostras de predadores, maximizar o crescimento e a uniformidade do produto. Neste capítulo serão apresentados alguns sistemas de cultivo utilizados ao redor do mundo. Sistemas de cultivo de ostras são amplamente divulgados na Internet por empresas

provedoras de equipamentos. Neste capítulo, serão apresentadas informações técnicas provenientes da experiência profissional dos autores colhidas durante visitas a produtores em diferentes regiões do Brasil e de outros países.

A fase de cultivo se refere à idade ou ao tempo de vida da ostra. Quando são sementes ou juvenis, na fase chamada de berçário, o cultivo pode ser realizado em sistemas instalados em terra (*upwellers*[3]); no mar com caixas ou cestos flutuantes, lanternas berçário submersas ou balsas com *upwellers;* e em sistemas entre marés com travesseiros ou cestos berçários. Tanto *upwellers* como *FLUPSY* precisam de uma fonte de energia para realizar o bombeamento de água. Mais informações sobre sistemas berçários são apresentadas no Capítulo 7 desta obra.

A fase de engorda compreende o período de crescimento das ostras juvenis, desde 5cm de altura de concha, até o tamanho comercial de 8 a 10cm. Devido ao elevado consumo de microalgas para alimentar as ostras e o alto custo de produção deste alimento em laboratório, a engorda é realizada exclusivamente no ambiente natural e a escolha do sistema ideal dependerá das condições geográficas do local.

Os sistemas de cultivo são divididos em três tipos básicos de estrutura: sistemas de fundo, sistemas fixos e sistemas flutuantes (Tabela 1).

Tabela 1. Sistema para cultivo de ostras de acordo com tipo de cultivo, estrutura, característica do ambiente, fase, sistema e apetrechos empregados

Tipo de cultivo	Tipo de estrutura	Características do ambiente	Fase de cultivo	Sistema de cultivo	Apetrechos de cultivo	Exposição ao ar
De fundo	Cercados	Plataforma plana e arenosa, na região entre marés	Engorda, e fase final de cultivo	-	Nenhum ou travesseiros	Sim
Suspenso	Fixos	Plataforma plana e local raso	Berçário e engorda	Mesa	Lanternas, cestos	Sim
				Tabuleiros	Travesseiros e telas	Sim
				Racks	Travesseiros	Sim
				Longline ajustável	Cestos e travesseiros	Sim
	Flutuantes	Locais de profundidade > 3m	Berçário e engorda	Balsa	Lanternas e cestos	Não
				Longline	Lanternas, cestos ou travesseiros	Não

[3]*Upweller* é um sistema hidráulico de montagem de tanques que promove um fluxo ascendente de água do mar com alimento para as sementes de ostra, acelerando sua ingestão e seu desenvolvimento.

Em locais rasos, com profundidade até três metros na maré alta, podem ser empregados sistemas de fundo (Figura 1), onde os animais ficam em contato direto com o sedimento, ou sistemas fixos, como tabuleiros com telas, mesas com lanternas, *racks* com travesseiros, e o sistema de varal, com cestos plásticos (Figuras 2 e 3).

Os sistemas flutuantes geralmente são espinhéis (longlines) ou balsas, onde são penduradas lanternas, caixas e cordas com *clusters* (aglomerado de ostras fixadas em uma concha vazia). A seguir será feita uma descrição de cada uma destes sistemas.

8.1 Cultivo de fundo

Neste tipo de cultivo as ostras ficam em contato direto com o sedimento. Ostras juvenis acima de 4cm são colocadas diretamente no substrato ou dentro de travesseiros na região de entremarés, preferencialmente na zona inferior, para que permaneçam o menor tempo possível expostas ao ar. O substrato tem que ser firme e consolidado, do tipo pedregoso, arenoso ou areno-lodoso para evitar que as ostras sejam cobertas pelo substrato. Outro detalhe importante neste sistema é a seleção de local, que deve ser em fundos de baías, abrigados da alta energia de ondas e da correnteza provocada pela troca de maré. Na maioria dos casos, as ostras são colocadas de forma aleatória e distribuídas em aproximadamente 1kg de ostras por metro quadrado. Antes de colocar as ostras é realizada uma limpeza retirando predadores e conchas vazias. O manejo neste tipo de cultivo consiste basicamente no controle de predadores. No caso do cultivo de fundo com travesseiros, estes devem ser virados periodicamente.

Este tipo de cultivo é amplamente utilizado em países como Estados Unidos, Canadá e Austrália, entre outros. O objetivo principal do sistema é o engrossamento da concha devido à exposição diária ao ar e ao contínuo movimento das ostras a cada ciclo de marés. Esta não é uma prática comum no Brasil e um dos poucos locais no país onde se tem registros desta técnica é no Complexo Estuarino de Paranaguá, no litoral do Paraná, onde comunidades tradicionais costumam coletar ostras nativas maiores que 5cm e as colocam enterradas pelo umbo na lama (Figura 1A).

Figura 1. Cultivo de fundo: (A) sedimento areno-lodoso na Ilha Rasa, Paraná, (B) sedimento pedregoso na Ilha Cortez, Canadá
Fotos: (A) Francisco José Lagreze Squella; (B) Felipe Matarazzo Suplicy

Em alguns casos são construídos cercos ao redor do cultivo para proteger as ostras de predadores como raias e também para dificultar o roubo do estoque. Embora o sistema de fundo proporcione um custo muito baixo de produção, esta técnica apresenta várias desvantagens que devem ser consideradas pelo produtor, como a baixa produtividade por metro quadrado, a elevada mortalidade por predadores ou o sufocamento por lodo, além de perdas por fenômenos climáticos extremos ou roubos.

8.2 Cultivos suspensos fixos

8.2.1 Cultivo em mesas

Os sistemas fixos apresentam algumas vantagens e desvantagens sobre os sistemas flutuantes, como facilidade de manejo e, no caso das mesas, maior durabilidade e menor custo de implantação. No ambiente marinho, os materiais lenhosos são atacados por uma espécie de molusco alongado e vermiforme, conhecido como teredo (*Teredo navalis*), que destrói a madeira. Para proteger a madeira que estará em contato permanente com a água, é possível recobrir as estacas com lâminas de plástico PET cortadas de garrafas vazias de refrigerante, esquentadas com pistola de calor e enroladas firmemente em volta da madeira, para formar uma proteção contra o teredo.

Considerando o uso de materiais baratos, o bambu é mais resistente do que a madeira, sendo de fácil reposição e resistindo de 6 a 12 meses no mar. Neste sistema, o ideal é que o produtor invista um pouco mais e utilize canos de PVC de 100mm preenchidos com concreto, que apresentam uma durabilidade de até 20 anos. Neste caso, uma mangueira plástica pode ser inserida no centro do cano com concreto para facilitar a sua inserção no sedimento com o auxílio de uma motobomba. O cano deve ser enterrado até a profundidade de dois metros no sedimento para garantir a estabilidade da mesa, mesmo nas piores condições climáticas.

No cultivo em mesas, o produtor deve assegurar que as lanternas não toquem o leito marinho para evitar a predação por estrelas do mar e caramujos, além de assegurar uma distância de pelo menos 0,5m para promover a circulação de água e a dispersão das fezes das ostras que, de maneira contrária, tendem a acumular-se abaixo do cultivo podendo comprometer sua integridade ecológica. O espaçamento entre as estacas verticais vai depender principalmente da embarcação utilizada, variando de 3 a 5m, e o intervalo entre as lanternas de ostras varia entre 0,8 e 1m. Uma mesa de 1.770m^2 (23 x 77m) pode comportar 3.150 lanternas de quatro andares, suficientes para manter uma produção anual de 10 mil dúzias de ostras *C. gigas.*

Figura 2. Sistema de cultivo de ostras em mesas fixas com lanternas expostas durante a maré baixa. Nesta mesa as estacas verticais são de cano PVC preenchidas com concreto
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

8.2.2 Cultivo em tabuleiros

O sistema de cultivo em tabuleiros é diferente das mesas, tem uma altura máxima de um metro do fundo e dimensões variadas (Figura 3).

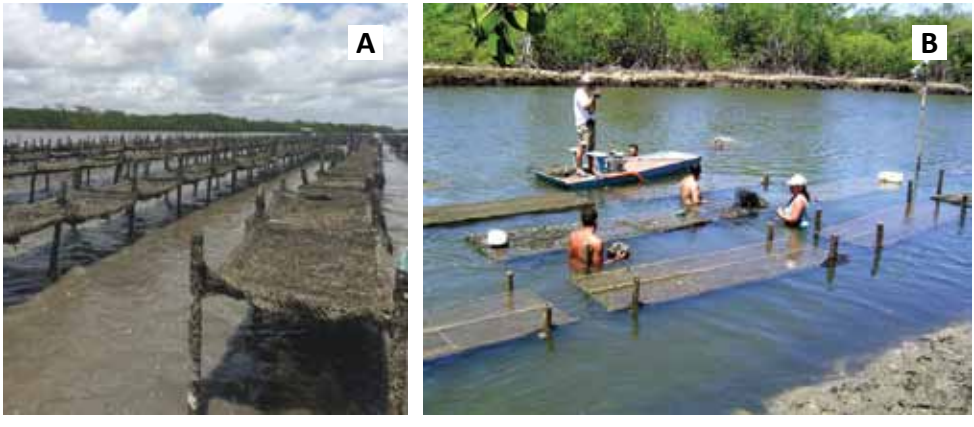

Figura 3. (A) Cultivo de ostras em tabuleiros na maré baixa. Tibau do Sul, RN; (B) Produtores manejando as ostras cultivadas em tabuleiros durante a maré baixa. Coruripe, AL
Fotos: (A) Francisco José Lagreze Squella; (B) Projeto Oceanus

Os tabuleiros são instalados um ao lado do outro, deixando corredores entre as linhas para permitir o fluxo de água e facilitar o manejo. Na parte superior de cada tabuleiro é colocada uma tela onde ficam as ostras, em alguns casos as ostras são colocadas em travesseiros. Em regiões muito quentes é comum que sejam colocadas telas de sombreamento para evitar o aquecimento excessivo. Em tabuleiros de 1,2m^2 podem ser colocadas 400 ostras na fase final de engorda e até 600 ostras quando estão na fase inicial de cultivo.

Este sistema de cultivo é realizado nas margens do mangue ou em estuários abrigados de ondas fortes. Em alguns locais, como no Brasil, os produtores aproveitam os períodos de maré baixa para manejar as ostras, trabalhando dentro da água. No entanto, as marés baixas duram apenas algumas horas, o que limita o tempo de dedicação ao cultivo. Além disso, o trabalho dentro da água e sem um abrigo do sol e das chuvas é extremamente desgastante e pouco produtivo.

8.2.3 Cultivo em *racks*

O cultivo em *racks* é similar ao cultivo em tabuleiros, porém oferece a vantagem das estruturas poderem ser retiradas do mar e transportadas para um local de trabalho, onde as ostras poderão ser manejadas ao longo de um turno normal de oito horas de trabalho, em condições abrigadas e fora da água. Uma vez manejadas, o lote de ostras pode permanecer no galpão durante a noite para serem retornadas aos *racks* na maré baixa do dia seguinte, na mesma ocasião em que forem retiradas outras estruturas para serem manejadas (Figura 4).

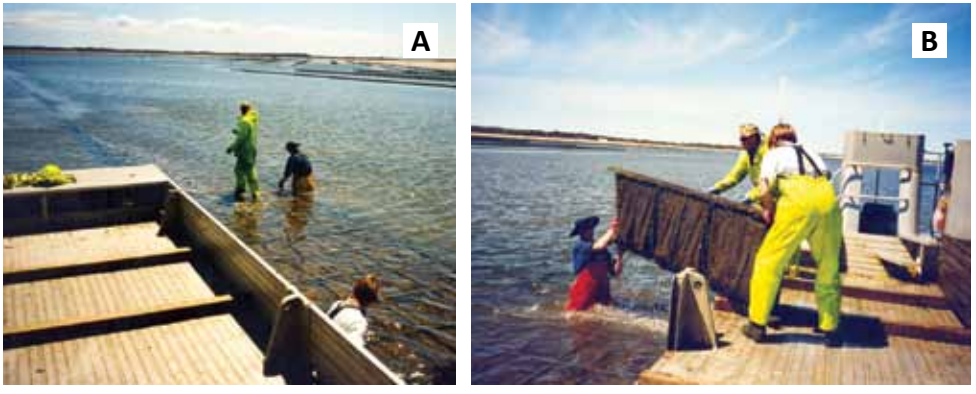

Figura 4. (A) Cultivo de ostra em *racks* na Tasmânia, Austrália; (B) Retirada de sacos com ostras de um *rack* durante a maré baixa para serem manejadas dentro de um local abrigado
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

No sul da Austrália, mais precisamente na ilha da Tasmânia, o cultivo em *racks* é realizado com diferentes petrechos específicos para as fases de berçários, juvenis e engorda. Neste sistema, as ostras são manejadas quinzenalmente, quando são classificadas e a sua densidade é ajustada de acordo com a fase de cultivo. Os *racks* são feitos com caibros de

madeira enterrados verticalmente no sedimento marinho para fornecer suporte. Ligadas a estes estão mais estacas de madeira que correm paralelamente ao fundo do mar e sustentam os cestos e as caixas com as ostras.

Na fase de berçários, as sementes de até 3cm são mantidas em caixas de madeira de 1,8 x 0,9m com tampa e fundo de tela com malha de 1,7mm, na densidade de 0,5 a 2l por caixa (O'CONNOR & DOVE, 2009) (Figura 5).

Figura 5. Caixas berçário empregadas no cultivo de ostras em sistema de *rack* para regiões de entremarés
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Devido a baixas temperaturas da água na Tasmânia, Austrália, as ostras *C. gigas* levam em média 18 meses para atingir o tamanho do mercado de 80mm e, em algumas áreas, onde as condições ambientais e alimentares não são as mais favoráveis, as ostras podem levar mais de 36 meses para atingir este tamanho. Devido ao longo ciclo de cultivo, em relação ao tempo de cultivo no Brasil, na Tasmânia são necessários 14 hectares de cultivo com *racks* para obtenção de uma produção anual de 65 mil dúzias de ostras (RYAN, 1997).

Figura 6. Sacos pregados com ripas de madeira empregados no cultivo de ostras juvenis em *racks* para regiões entremarés
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

As ostras juvenis de 3 a 5cm são cultivadas em sacos pregados com uma ripa em uma moldura de madeira (Figura 6). A densidade nesta fase do cultivo é de cerca de 50 ostras por sacos.

Na fase de engorda as ostras maiores do que 5cm são mantidas em cestos de tela plástica dobrada (28 por 47cm). Os cestos são transpassados por duas estacas de madeira (1m), que são empregadas para fixar os cestos no *rack* com tiras de câmara de pneu (Figura 7). Embora na fase de engorda as ostras já possuam peso individual suficiente para não serem jogadas para fora dos cestos pelas ondas, alguns produtores utilizam uma tela de proteção superior para evitar perdas causadas por predação.

Figura 7. Cestos plásticos utilizados para a fase de engorda de ostras cultivadas em *racks* para regiões entremarés
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

8.2.4 Sistema de cultivo com longline ajustável (BST)

O sistema de cultivo com longline ajustável (BST) foi desenvolvido na Austrália como uma opção para o cultivo com *racks* de madeira e atualmente é o sistema mais empregado naquele país.

Os longlines deste sistema de cultivo são montados com um cabo monofilamento plástico, com 5 ou 6mm de espessura, coberto por uma bainha plástica protetora, com 9 ou 10,8mm de espessura. Nas duas extremidades do longline, são instalados postes-âncora, nos quais os dois cabos com bainha são tensionados com auxílio de uma catraca e amarrados (Figura 8). Os postes-âncora devem ser instalados pelo menos uma semana antes de instalar os longlines de cultivo, para que estes fiquem bem fixados no sedimento.

Figura 8. Poste-âncora do sistema de longline ajustável para o cultivo de ostras: (A) Utilização de uma catraca para esticar o cabo; (B) Poste âncora e estacas de sustentação do cabo plástico
Fotos: Rui Dias Trombeta

Os cabos são apoiados em estacas de pínus tratado (240x10x10cm) instaladas a cada três metros. Em cada estaca são fixados grampos plásticos para elevar ou abaixar os cabos. A cada metro de cabo é instalado um cesto removível de plástico (76x20,5x21,7cm), onde são mantidas as ostras (Figura 9). Os componentes plásticos deste sistema possuem proteção contra radiação ultravioleta para aumentar sua durabilidade no ambiente marinho.

Figura 9. Sistema de cultivo de ostras com longline ajustável BST. No primeiro plano está um cesto removível, instalado no cabo plástico monofilamento. A imagem mostra também as estacas de madeira que sustentam o cabo e o grampo elevador do cabo fixado na estaca. Cultivo localizado em Indiaroba, SE
Foto: Rui Dias Trombeta

O sistema de longline ajustável é geralmente instalado em módulos de dois longlines duplos, com 4 cabos, cada cabo com 105m de comprimento e 33 estacas de madeira. O espaçamento entre os cabos duplos é de 70cm e o espaço entre as duas estacas é de 600mm (Figura 10). Um módulo completo com dois longlines duplos utiliza 132 estacas de pínus tratado enterradas até 1,2m no sedimento. Para definir o quanto enterrar as estacas, o produtor deve observar os sinais naturais de incrustações que se formam sobre as rochas ou vegetação do manguezal, e escolher uma altura ideal para que os elevadores de cabo fiquem todos dentro desta faixa. Este sinal natural dá uma boa indicação da faixa na coluna de água na qual a concentração de alimento é mais abundante. Normalmente, esta faixa de incrustações é de 0,6m, portanto a capacidade de manter as ostras nesta zona ideal de alimento natural é um aspecto central deste sistema de cultivo.

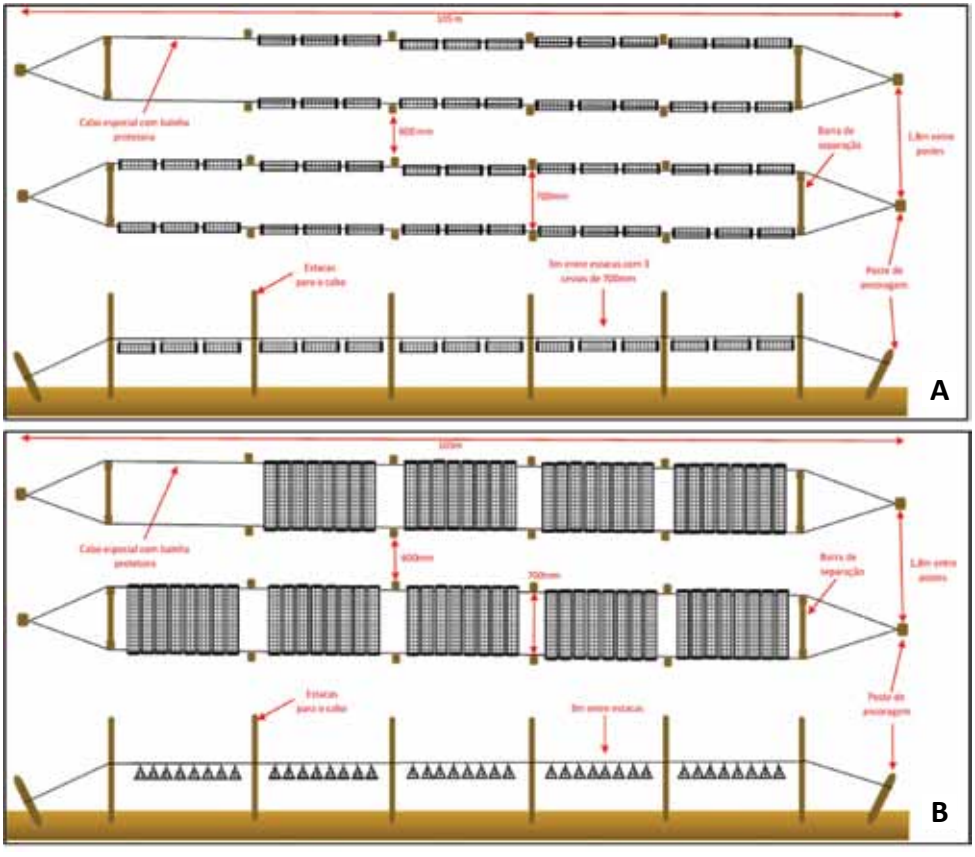

Figura 10. Esquema de um cultivo de ostras com longline ajustável com as principais dimensões e espaçamentos: (A) Forma padrão de disposição dos cestos com ostras; (B) disposição alternativa transversal dos cestos com ostras
Fonte: Esquema ilustrativo e fora de escala adaptado de BST Oyster Supplies, Austrália

Os cestos podem ser instalados perpendiculares aos longlines ajustáveis, totalizando 210 cestos, ou transversais aos longlines, o que aumenta a capacidade para 280 cestos por longline duplo (Figura 11).

Figura 11. Sistema de cultivo de ostras com longline ajustável com cestos instalados longitudinal e transversalmente
Foto: BST Oyster Supplies

Uma vantagem interessante deste sistema é que, apesar de fixo, ele pode ter sua altura ajustada com os grampos elevadores instalados nas estacas. Os elevadores devem ser instalados com pregos ou parafusos de aço inox na porção da estaca que estará desenterrada, começando a partir de 45cm da extremidade superior. Três elevadores devem ser instalados em cada estaca e devem estar fixados aproximadamente 15cm um do outro (Figura 12).

Figura 12. Instalação dos grampos elevadores de cabo nas estacas de madeira. No destaque, detalhe do grampo elevador
Foto: BST Oyster Supplies

A grande vantagem deste sistema é a capacidade ajustar a altura dos cabos com os cestos, o que permite que o produtor controle o crescimento das conchas e a condição da carne das ostras. Quando os cabos com cestos são abaixados, as ostras permanecem imersas e se alimentando, o que contribui para acelerar o crescimento das conchas. Ao erguer o cabo com cestos, as ostras são expostas por mais tempo ao ar e a uma maior energia das ondas. O balanço faz com que as ostras rolem de um lado para outro, gastando a borda das conchas e promovendo o desenvolvimento de ostras mais profundas e com maior conteúdo de carne. Esta é uma técnica de manejo conhecida como *tumbling* (mais detalhes sobre o *tumbling* são apresentados no Capítulo 9 – Manejo no cultivo de ostras). Nestas condições as ostras tendem a direcionar sua energia para a produção de carne, ao invés de promover o crescimento das conchas (Figura 13).

Figura 13. Sistema de cultivo com longline ajustável, mostrando o cabo com cestos de cultivo com altura ajustada para promover o crescimento de carne das ostras
Foto: BST Oyster Supplies

Este rolar das ostras também ajuda a limpar um pouco as conchas que já atingiram o tamanho comercial. Esta capacidade de manejo permite a produção de ostras com excelente formato de concha e rendimento de carne (LA PEYRE et al., 2017). Quanto mais baixa a linha, maior será o crescimento de concha e o desenvolvimento; quanto mais alta a linha, mais a ostra colocará seu esforço para a produção de carne. A elevação dos cabos nas semanas que antecedem a colheita, bem como a maior exposição ao ar durante as marés secas, permitem um condicionamento das ostras para que se mantenham mais tempo com a concha fechada, aumentando assim o seu tempo de prateleira.

Neste sistema é possível instalar 3 mil metros de cabo com 3 mil cestos em um hectare. Usando uma média de seis dúzias de ostras de tamanho comercial (70mm -

85mm) por cesto, esta quantidade de cestos permite a manutenção de 18 mil dúzias por hectare. O número de ostras por cesto não é fixo e deve ser ajustado para melhor atender às condições naturais da área de cultivo selecionada. Com este sistema, uma fazenda de 10 hectares pode produzir uma média de 166 mil dúzias por ano.

8.2.5 Sistema de cultivo *flip bag*

O sistema de cultivo *flip bag* foi desenvolvido na costa oeste norte-americana por produtores que observaram que as ostras adquirem um melhor formato de concha e rendimento de carne quando são continuamente movidas dentro das estruturas de cultivo. Este sistema é semelhante ao sistema de longline ajustável e é indicado para locais com baixa profundidade (Figura 14). O sacolejar das ostras quebra as frágeis bordas de crescimento das conchas, fazendo com que elas cresçam mais lentamente. As ostras cultivadas com *flip bags* têm um formato de concha característico - larga e profunda – são mais pesadas, menos sujas e rendem mais carne. Além disso, este sistema de cultivo exige muito menos manutenção do que sistemas de cultivo estáticos (LEAVITT & GRIFFIN, 2015; LEAVITT et al., 2017).

Figura 14. Sistema de cultivo *flip bag*. As ostras são acondicionadas em travesseiros plásticos com uma boia na extremidade inferior, fazendo com que elas sacolejem com o subir e o descer das marés
Foto: Hama Hama Company, Lissa Monberg

8.3 Cultivos suspensos flutuantes

8.3.1 Sistema de cultivo com balsas

Em locais com profundidade superior a quatro metros na maré baixa, o sistema de cultivo em balsas pode ser uma alternativa interessante. Este sistema de cultivo é amplamente empregado na costa oeste do Canadá, onde são utilizadas balsas construídas com caibros de madeira 5x15cm e flutuadores de isopor cobertos com lona encerada (Figura 15). Cada balsa com 64m^2 (8m x 8m) pode manter até 10 mil dúzias de ostras cultivadas com 80 pilhas de bandejas. Devido à baixa resistência a eventos climáticos extremos, as balsas de madeira, que têm durabilidade de 5 a 7 anos, podem ser substituídas por balsas com perfis de aço galvanizado e flutuadores de Polietileno de Alta Densidade (PEAD) preenchidos com poliuretano expandido (Figura 16) (KINGZETT et al., 2010).

Figura 15. Balsa de cultivo construída em madeira e flutuadores de isopor forrados em lona encerada
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 16. Balsas para cultivo de ostras construídas com perfis de aço e flutuadores de PEAD
Foto: Brian Kingzett

A disposição e o tamanho das balsas devem estar de acordo com as condições de circulação de água do local de cultivo. Para facilitar e baratear sua instalação, as balsas podem compartilhar o uso de poitas e ser instaladas em conjuntos de dez ou mais balsas unidas em série. A ancoragem das balsas deve ser realizada nas extremidades, a favor e contra a maré ou corrente determinante do local e, quando as balsas são colocadas em série, somente as extremidades são fixadas (Figuras 17 e 18).

Figura 17. Foto aérea mostrando a disposição de balsas de cultivo de ostra na costa oeste do Canadá. Na imagem é possível notar como as balsas são instaladas em séries, alinhadas e compartilhando poitas
Foto: Francisco José Lagreze Squella

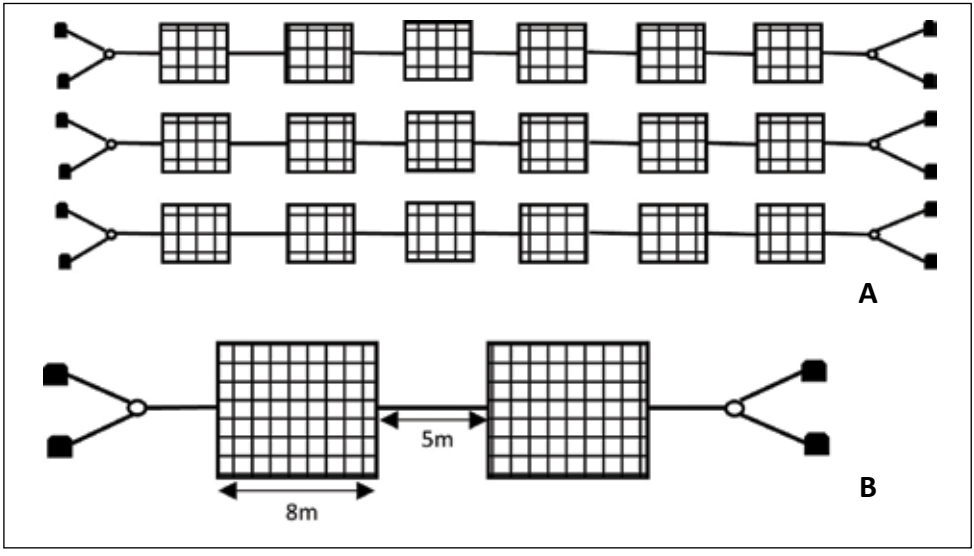

Figura 18. (A) Esquema para mostrar a forma de instalação e ancoragem de um conjunto de balsas para cultivo de ostras; (B) detalhe com dimensões da balsa e espaçamento recomendado

Como ponto positivo da utilização de balsas, podemos mencionar a possibilidade de trabalhar sobre elas, permitindo realizar o manejo das estruturas e, em alguns casos, até o armazenamento das estruturas de cultivo sobre elas (Figura 19).

Figura 19. Balsas para o cultivo de ostras instaladas em linhas, com um pequeno depósito e com as bandejas de cultivo empilháveis armazenadas sobre as balsas
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Uma desvantagem deste sistema pode ser o valor de construção e limpeza de incrustantes que podem trazer problemas de flutuabilidade devido ao aumento de peso. As balsas são geralmente utilizadas com ostras armazenadas em lanternas ou bandejas empilháveis, ou com ostras cultivadas em *clusters*. O melhor aproveitamento das balsas é obtido com as bandejas empilháveis (Figura 20). Neste equipamento, 10 ou 15 bandejas de plástico resistente a raios UV são empilhadas e suspensas por um eixo central de plástico e aço inox. Bandejas com aberturas de 0,6cm são utilizadas para as sementes e as de abertura de 1,3cm são utilizadas para a engorda de ostras. Cada bandeja de 60 x 60cm pode conter 100 ostras com tamanho comercial. As bandejas devem ser penduradas em duas profundidades diferentes para evitar que se choquem e sejam danificadas nos dias de ventos fortes e de mar agitado. As pilhas se desmontam rápida e facilmente quando fora da água. No entanto, é preciso uma embarcação com um pau de carga ou guincho elétrico para instalar e remover as pilhas de bandejas que, quando cheias de ostras, possuem um peso de 140kg (Figura 21) (KINGZETT et al., 2010).

Figura 20. Bandejas empilháveis para cultivo de ostras. (A) Montagem da pilha com eixo central visível; (B) pilha montada com 15 bandejas
Fotos: Francisco José Lagreze Squella

Figura 21. Barco de alumínio equipado com pau de carga e guincho elétrico para a movimentação de pilhas de bandejas com ostras
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

8.3.2 Cultivo com longline

Por ser um sistema de cultivo que apresenta um custo de instalação e manutenção relativamente baixo, o longline é o sistema de cultivo de ostras mais disseminado em Santa Catarina. A utilização de longline permite instalar os cultivos em locais mais abertos e até com influência de ondulação. A sua instalação deve ser em locais com profundidade mínima de quatro metros e eles devem sempre ser posicionados na mesma direção das correntes marinhas predominantes.

Existem dois tipos de longline: os de superfície, para locais abrigados, e os submersos, recomendados para locais com maior exposição às ondas. Os longlines de superfície também podem ser divididos em longlines simples e longlines duplos (Figuras 22 e 23).

Figura 22. Longline simples de superfície com boias de 30 litros
Foto: Arquivo CEDAP/Epagri

A construção do longline simples consiste em um cabo principal de 80 ou 100m com boias de sustentação a cada metro, onde serão amarradas as estruturas de cultivo. O cabo principal é instalado no mar com dois cabos de ancoragem que devem ter um comprimento de três vezes a profundidade no local formando assim um ângulo de 45° com o fundo (Figura 23). A bitola dos cabos deve ser de no mínimo 22mm, com cabo torcido multifilamento de polipropileno, e as boias podem ser amarradas ao cabo principal com cabo trançado de 8mm.

As boias podem ser de plástico injetado, que duram cerca de 5 anos ou rotomoldadas, com vida útil superior a dez anos. O volume das boias e o espaçamento entre elas dependem da carga à qual serão submetidas. Nos longlines simples normalmente são utilizadas boias de 30L com espaço de 1m entre elas, e uma lanterna de 4 ou 5 andares pendurada em

cada espaço. Para a ancoragem no fundo podem ser utilizadas estacas, trados ou poitas, estas últimas devem ser de 1.000kg em cada extremidade e podem ser divididas em duas de 500kg em cada lado (Figura 23). A densidade de ostras em cada fase de cultivo com longlines e lanternas é apresentada na Tabela 1.

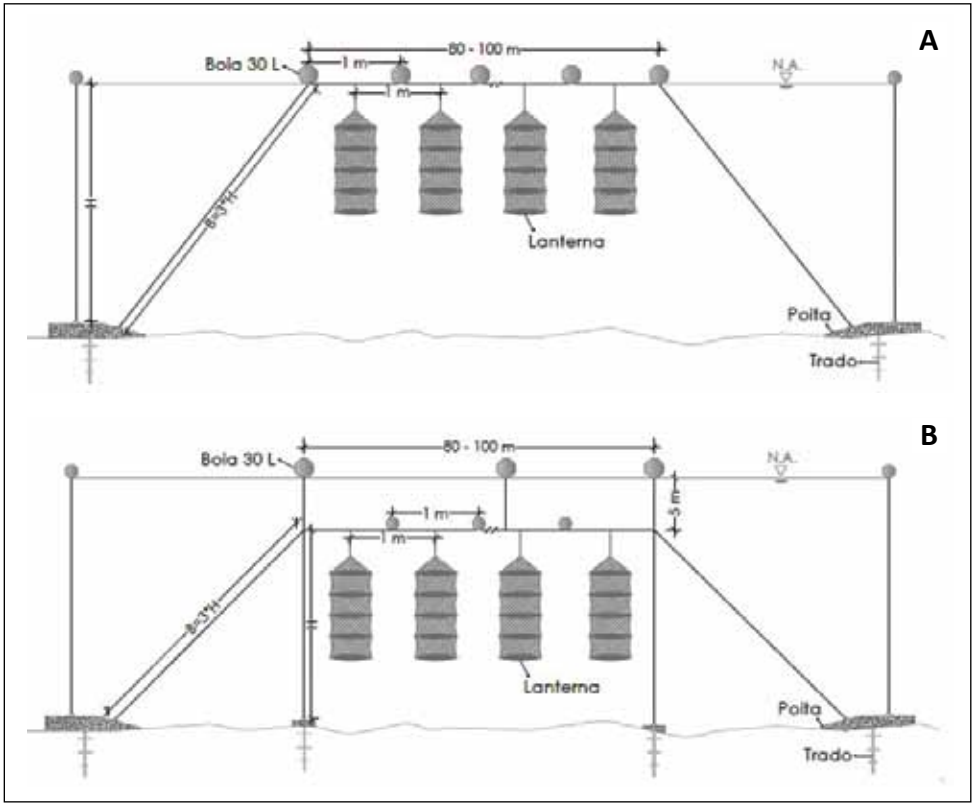

Figura 23. Desenho esquemático de longlines para cultivo de ostras: (A) longline simples de superfície; (B) longline de meia-água ou submerso
Desenho: Serena Sühnel Lagreze

Tabela 1. Altura da concha, abertura de malha e densidades de ostras nas fases de cultivo com lanternas de 5 andares

Fase	Abertura de malha	Altura da concha	Densidade (ostras por andar da lanterna)
Berçário	4mm	1 a 3cm	1.000 a 2.000
Intermediário	16mm	3 a 5cm	150 a 200
Definitivo	27mm	5 a 8cm	60

Já o longline duplo pode ser montado com dois cabos torcidos de 24mm com comprimento de 100m. Em locais com muita força de correntes, o cabo pode ser de 26 ou até 28mm de espessura. O longline duplo utiliza boias rotomoldadas de 60, 90, 180 ou 250L (Figura 24). No Brasil, um longline duplo de 100m utiliza 60 boias de 60L, com quatro lanternas entre cada par de boias. Nesta configuração de montagem, o longline duplo carregado pode manter 3 mil dúzias de ostras.

No Chile, um longline duplo de 100m emprega 14 boias de 250L para manutenção de 400 bolsas de tela plástica com 120 ostras de tamanho comercial. Ou seja, cada longline duplo pode manter 4 mil dúzias de ostras. As bolsas utilizadas possuem diferentes aberturas de malha (4, 10, 12, 21 e 24mm), que são empregadas de acordo com a fase de cultivo e o tamanho das ostras. A densidade de cultivo, que inicia com 375 sementes por bolsa, é ajustada a cada manejo e classificação até chegar a 120 ostras nas bolsas com abertura de 24mm (Figuras 24 e 25).

Figura 24. (A) Cultivo de ostras com longline duplo com boias de 60 litros; (B) longline duplo com boias de 250 litros em cultivo no Chile
Fotos: (A) Felipe Malagoli; (B) Alberto Paredes

Figura 25. Cestos de tela plástica empregados em longline duplo para cultivo de ostras no Chile
Fotos: Alberto Paredes

Em geral são instalados 20 longlines simples por hectare para obter uma produção de 80 mil dúzias/ano, ou 10 longlines duplos para uma produção de 40 mil dúzias/ano.

8.3.3 Cultivo em *cluster*

O cultivo de ostras em lanternas, cestas ou travesseiros visa à produção de ostras individuais que são apresentadas ao consumidor com metade da concha. Quando o objetivo é a comercialização apenas da carne de ostras, seja fresca ou seja congelada, é necessária a utilização de métodos de cultivo que reduzam ao máximo o custo de produção, pois o rendimento no desconche é de apenas 1kg de carne para cada 15 dúzias de ostras.

Um dos métodos mais econômicos de produzir ostras é o de *clusters* ou aglomerados. Este método consiste na utilização de conchas vazias de ostras, nas quais se fixam larvas provenientes de produção em laboratório ou da captação no ambiente natural. Quando as larvas de ostras são produzidas em laboratório, o processo inicia com a instalação de sacos de rede com conchas vazias em um tanque com água do mar filtrada e aeração abundante, no qual são adicionadas as larvas no estágio de desenvolvimento ideal para o assentamento. A concentração indicada é de 50 larvas por concha de ostra. Após 48 horas no tanque de assentamento, os sacos com as conchas e as larvas aderidas são transferidos para o mar, pendurados em longlines ou balsas. Cerca de duas semanas após a transferência para o mar, as sementes são facilmente visualizadas nas conchas, sendo comum uma taxa de retenção de 10 a 20 sementes com cerca de 1cm por concha (Figura 26).

Figura 26. Saco de rede com sementes de ostras aderidas a conchas vazias, após duas semanas de transferência para o mar. As sementes estão indicadas pelas setas

Depois de cinco semanas que as conchas estão ensacadas no mar, as sementes atingem 2 a 3cm. É quando as conchas estão prontas para serem colocadas em um cabo torcido de 5mm, a uma distância de 10 a 15cm uma da outra. A instalação das conchas no cabo pode ser distorcendo o cabo ou separando-as com pedaços de mangueira de plástico (Figura 27).

Figura 27. (A) Concha de ostra com sementes de 2 a 3cm; (B) instalação da concha distorcendo o cabo de 5mm; (C) instalação das conchas no cabo de 5mm, intercaladas com pedaços de mangueira plástica
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

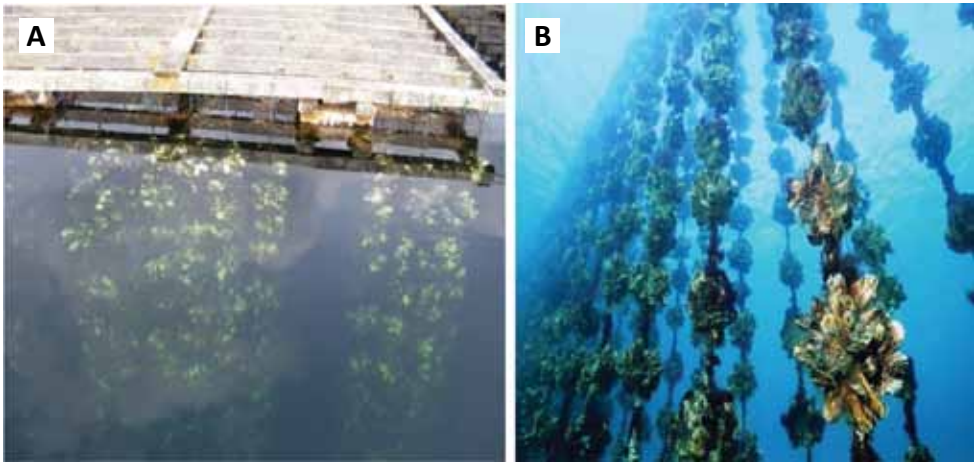

Figura 28. (A) Cabos com clusters de ostras instalados em uma balsa; (B) cabos com *clusters* de ostras instalados em um longline
Fotos: (A) Felipe Matarazzo Suplicy; (B) Miyagi Prefecture Fisheries Research and Development Center

Uma vez montadas as cordas, elas podem ser penduradas em um longline, balsa ou mesa, onde permanecerão até o final do ciclo de cultivo, que leva cerca de 8 meses (Figura 25). O comprimento dos cabos e a quantidade de *clusters* em cada cabo dependerão da profundidade do local de cultivo.

8.3.4 Cultivo com travesseiros flutuantes

O cultivo com travesseiros flutuantes é uma técnica desenvolvida no Canadá e bastante empregada tanto nesse país como nos Estados Unidos. A partir de 2015 este sistema passou a ser empregado por alguns produtores de Santa Catarina, de forma integrada com o cultivo em lanternas. A vantagem deste sistema de cultivo é a manutenção das ostras na porção superior da coluna de água, onde existe uma concentração maior de alimento (MALLET et al., 2013). Outro benefício deste sistema é a capacidade de virar e secar os travesseiros ao sol para matar os organismos incrustantes dos apetrechos (MALLET et al., 2009). As ostras permanecem imersas e se alimentando continuamente.

Este sistema de cultivo pode ser instalado de diversas maneiras. Uma forma de instalação é montando espinhéis triplos de 60m de comprimento e 3m de largura, com 100 travesseiros. Os espinhéis possuem seis tubos de PVC com diâmetro de 100mm e 3m de comprimento, e com extremidades fechadas, dispostas a cada dez metros. Estes tubos têm a função de manter os três cabos do espinhel separados, evitando que os cestos subam uns sobre os outros. O sistema é montado em uma superfície plana e relativamente limpa, esticando três pedaços de cabo torcido de polietileno 18mm, com 70m de comprimento. Os tubos de PVC são instalados a cada 10m, prendendo-os aos três cabos com lacres plásticos de 40cm resistentes à radiação UV (Figuras 29 e 30).

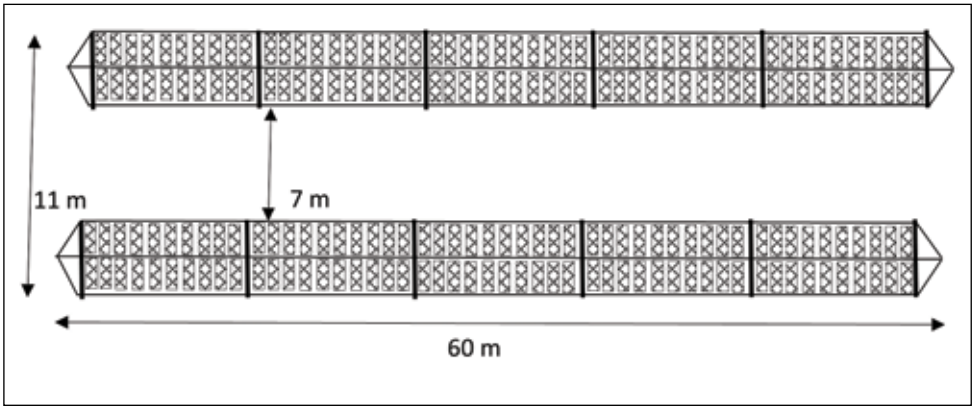

Figura 29. Esquema de instalação e principais dimensões do sistema de cultivo de ostras com travesseiros flutuantes
Desenho: Felipe Matarazzo Suplicy

Neste sistema o único trabalho é o de fixar as boias nas duas laterais maiores de cada cesto. As boias são fixadas aos travesseiros com lacres plásticos de 40cm de comprimento, que passam por dentro da tela plástica e ao redor da boia, e são posicionados nas concavidades que ela tem para este propósito (Figura 30D). Os travesseiros são instalados com 1,4m de cabo torcido (5mm), dobrado ao meio e com um nó de calão para evitar que o travesseiro corra para o lado no espinhel (DOIRON, 2008).

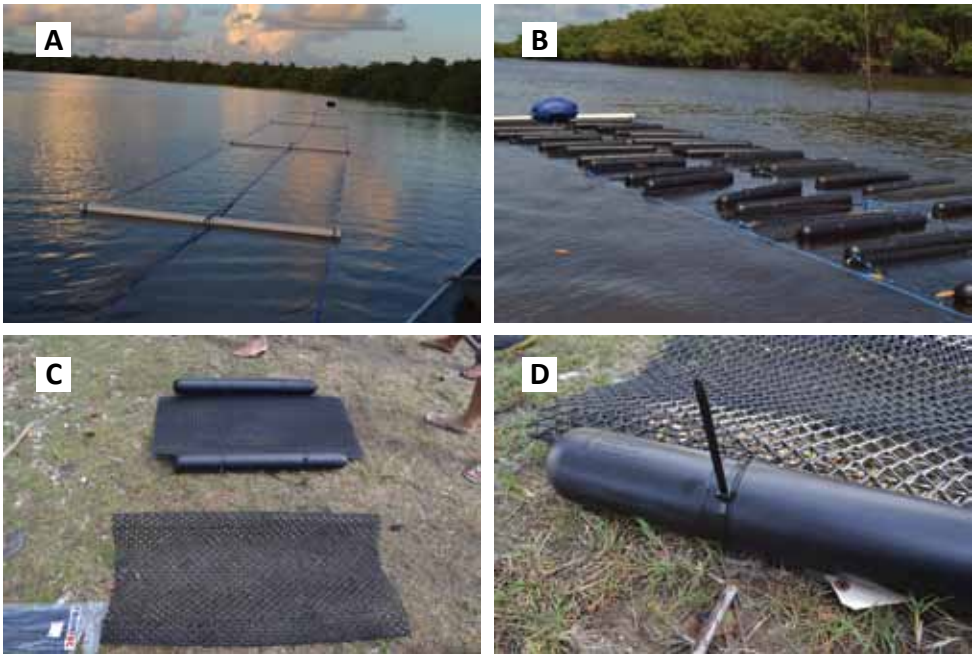

Figura 30. Sistema de cultivo de ostras com travesseiros flutuantes instalado em Indiaroba, SE: (A) espinhel instalado com flutuadores de PVC; (B) espinhel com travesseiros instalados; (C) travesseiros para fase de engorda e berçário (com flutuadores); (D) detalhe da fixação do flutuador ao travesseiro com um lacre plástico resistente à radiação UV
Fotos: Rui Dias Trombeta

Outra forma de utilizar os travesseiros flutuantes é utilizando flutuadores de tubos PVC de 40mm de diâmetro. Assim, ao invés de empregar um espinhel para receber os travesseiros, deve-se instalá-los com pequenas poitas individuais (Figura 31). Nesta forma de instalação do cultivo, o produtor pode circular com o barco entre os travesseiros, sem o risco de prender a hélice do motor em cabos na superfície do mar.

Figura 31. Sistema de cultivo de ostras com travesseiros flutuantes com flutuadores de PVC e instalados com poitas individuais
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Este sistema de cultivo é economicamente interessante, uma vez que os travesseiros têm um custo unitário de R$12,00 em comparação com o custo de R$50,00 das lanternas. Além de diminuir as despesas com manutenção, o sistema é mais fácil de manejar, de limpar e possui maior vida útil do que as lanternas.

Uma opção interessante é adotar um sistema misto de cultivo, iniciando com travesseiros flutuantes na fase de berçário, passando-as para o cultivo com lanternas em sistema fixo ou flutuante para a fase de engorda e crescimento até o tamanho comercial. Neste caso, as ostras juvenis passam por três malhas de travesseiro até atingirem a altura de concha de 50mm, o que ocorre entre 45 e 60 dias (Tabela 2). Ao atingir 50mm, as ostras são transferidas para lanternas de rede e penduradas no sistema suspenso fixo que, segundo o proprietário da fazenda, proporciona um desenvolvimento melhor das ostras a partir desta fase. As ostras acondicionadas em lanternas são peneiradas a cada 30-45 dias, até atingirem a altura de concha de 80mm. Neste sistema misto, é possível colher as primeiras ostras do lote dentro de quatro meses de cultivo.

Tabela 2. Fases do sistema misto de cultivo com travesseiros flutuantes e lanternas, e respectivas informações sobre tamanho das ostras, densidade, abertura de malha e periodicidade de manejo recomendado para produção de ostras em Santa Catarina

Fase	Altura inicial da concha (mm)	Densidade (Litros)	Densidade (Ostras)	Malha (mm)	Tempo entre manejos (Dias)	Margem de dias extras
Travesseiro 1	13	4	12.400	4	15	6 dias
Travesseiro 2	25	6	3.185	6	15	6 dias
Travesseiro 3	35	7	1.170	9	15	6 dias
Lanterna 1	50	13	640	9	30	15 dias
Lanterna 2	60	13	350	9	30	15 dias
Lanterna 3	60	13	350	16	30	15 dias
Estoque	80	13	300	27,5	7	-

Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Capítulo 9 - MANEJO NO CULTIVO DE OSTRAS

Felipe Matarazzo Suplicy
& Simone Sühnel

Introdução

O manejo apropriado das ostras durante todo ciclo de produção é tão importante quanto a seleção do local, do sistema de produção e dos equipamentos de cultivo. Para obter um melhor retorno econômico, é preciso empregar técnicas de cultivo que produzam maiores rendimentos com despesas controladas. Em outras palavras, é necessário usar técnicas que tornem o cultivo de ostras um negócio lucrativo. Manejando corretamente o cultivo de ostras, o produtor obterá:

- Crescimento mais rápido das ostras;
- Maior sobrevivência das ostras;
- Melhor controle de incrustações tanto nos animais como nos petrechos de cultivo;
- Melhor formato e aparência da concha;
- Maior rendimento de carne das ostras;
- Maior uniformidade do produto;
- Melhor utilização e rotatividade dos equipamentos (capital);
- Maior controle da produção;
- Maior lucratividade.

Além das características do local e da espécie cultivada, o sistema de cultivo irá definir qual técnica de manejo poderá ser empregada e com que frequência. Embora as ostras sejam filtradoras e se alimentem sozinhas, o cultivo desses moluscos requer um manejo contínuo em busca dos indicadores de produtividade relacionados acima.

Uma boa forma de adotar um manejo eficiente do cultivo pode ser seguir o sucesso de alguém que esteja utilizando o mesmo sistema de cultivo e possua um manejo que esteja apresentando bons resultados na produção, adaptando seu manejo lentamente, de acordo com as características encontradas no seu local de cultivo. O importante aqui é não ser tão rápido para se adaptar aos métodos que são bem-sucedidos, a menos que você tenha um entendimento completo sobre como adaptar as práticas de manejo para o seu local.

9.1 Dimensões e formato ideal de ostras

As medidas das conchas das ostras foram descritas por Galtsoff (1964) como sendo a altura a distância entre o umbo e a margem extrema da parte ventral; o comprimento a distância máxima entre a extremidade anterior (onde estão as brânquias) e a posterior (onde está o reto), paralela ao umbo; e a largura a maior medida entre as valvas fechadas (Figura 1A). Recentemente, outra terminologia para biometria de ostras do gênero *Crassostrea* foi proposta por Mizuta & Wikfors (2018) e vem sendo empregada por alguns produtores, comerciantes e consumidores de ostras (Figura 1B).

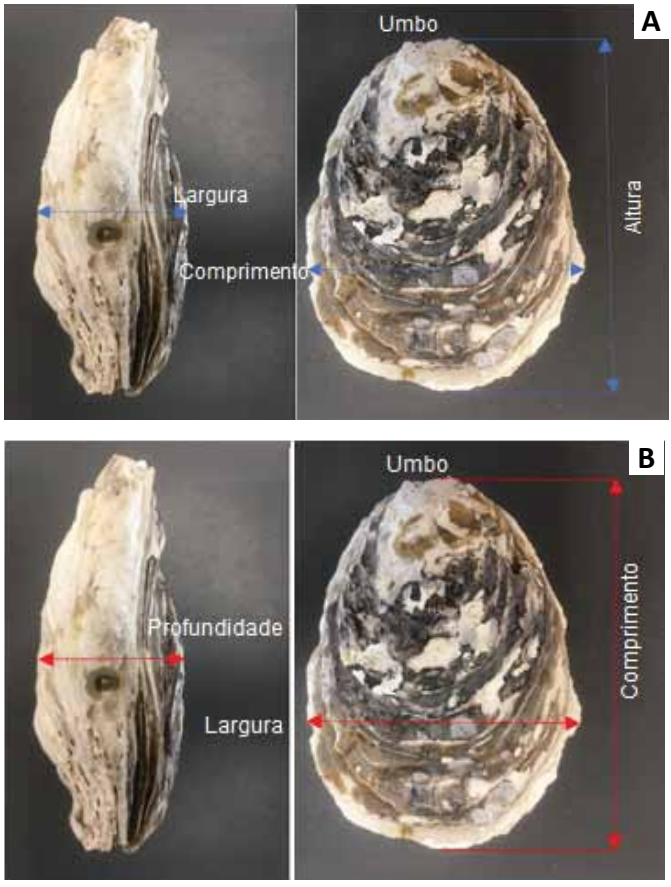

Figura 1. As medidas para biometria de ostras do gênero *Crassostrea*: (A) altura, comprimento e largura de acordo com Galtsoff (1964); (B) comprimento, largura e profundidade de acordo com Mizuta & Wikfors (2018)
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

As características da casca são importantes índices de qualidade para comercialização, valor comercial e aceitação do produto. Diferentes fatores influenciam a aparência da concha (valvas) das ostras. Além das práticas de manejo, diferentes fatores, como a presença de predadores ou organismos incrustantes e a movimentação da água, são capazes de influenciar a forma da concha (BRUNDU et al., 2020).

De acordo com a revisão de Mizuta & Wikfors (2018) sobre os efeitos das técnicas de manejo no formato das conchas de ostras, existe um consenso entre os produtores e o mercado sobre quais características definem uma "boa" ostra: as conchas devem ser limpas, sem vestígios de sedimentos, perfurações, incrustações externas ou bolhas

internas. Além disso, dentro do gênero *Crassostrea*, uma ostra desejável deve ser grossa, profunda e larga, com a forma ideal semelhante à de uma lágrima. De acordo com o mesmo estudo, as proporções perfeitas de uma *Crassostrea* desejável seriam uma relação de 3:2:1 entre o comprimento, a largura e a profundidade da concha, respectivamente, utilizando as medidas propostas por Mizuta & Wikfors (2018).

As ostras cultivadas em densidade elevada e sem um manejo adequado tendem a desenvolver uma concha mais longa, estreita e rasa, com um formato chamado pelos maricultores de "banana" e são consideradas um produto inferior (KUBE et al., 2011; DAVIS, 2013; MACCACCHERO et al., 2005). Já uma ostra "boa" tem a concha em forma de lágrima, é espessa, profunda e larga (DOIRON, 2008) (Figura 2).

Figura 2. Efeito do manejo no formato da concha de *Crassostrea gigas*: (A) ostra com formato de concha adequado; (B) ostra cultivada em alta densidade e concha com formato "banana"
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

As características de uma boa concha vão além de um formato ideal e predefinido, pois boas ostras também devem ter uma concha relativamente espessa e robusta para suportar choques mecânicos durante o manejo, a classificação, o transporte e a distribuição do produto (WHEATON & HALL, 2007). A quebra das conchas causa o vazamento do líquido intervalvar, um importante componente do prazer de degustar as ostras, além de reduzir o tempo de vida de prateleira do produto (DOIRON, 2008).

9.2 Classificação das ostras

Manter as ostras classificadas por tamanho e nas densidades adequadas são aspectos básicos de um bom manejo do cultivo. Seja com sementes produzidas em laboratório, seja com sementes captadas na natureza, devido principalmente à variabilidade genética, as ostras de um mesmo lote de cultivo não crescem todas na mesma velocidade (SINGH, 1978). Uma parte menor delas se desenvolve mais rápido e atinge o tamanho comercial em um menor tempo de cultivo em relação aos demais animais do mesmo lote (ex. seis meses de cultivo). Estas ostras são chamadas pelos produtores como a "cabeça" do lote. Uma porção maior do lote cresce mais lentamente e atinge o tamanho comercial posteriormente (ex. de seis meses a um ano de cultivo), e são chamadas pelos produtores de "meio" do lote. Já o "rabo" do lote corresponde às ostras que levam de um ano a um ano e meio para chegar ao tamanho de venda, apresentando um crescimento lento. A classificação a cada manejo permite separar as ostras de crescimento mais rápido e acondicioná-las com densidade menor em um petrecho com uma malha de maior abertura.

A classificação por tamanho das ostras é realizada através do peneiramento manual ou mecanizado, sendo este um aspecto fundamental no cultivo de ostras. O peneiramento manual deve ser realizado com as ostras dentro da água, preferencialmente da água do mar. De maneira geral, as máquinas para classificação de ostras utilizam telas vibratórias ou cilindros com aberturas de diferentes tamanhos, mas existem máquinas mais sofisticadas que podem classificar por peso individual, ou por formato de concha, empregando leitores óticos. Além de proporcionar uma classificação muito mais precisa do que o peneiramento manual, o emprego de máquinas permite uma limpeza externa das ostras e reduz consideravelmente os custos de produção, dado que a mão de obra despendida no manejo representa cerca de 35% do custo total (Figura 3).

Figura 3. Classificação de ostras durante o manejo: (A) classificação manual das ostras com peneira dentro da água; (B) máquina para classificação de ostras
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

9.3 Ajuste de densidade e periodicidade de limpeza

A densidade de cultivo é um fator determinante na qualidade final do produto. A densidade correta evita a aglomeração e permite que as ostras possam crescer sem obstáculos. O ajuste da densidade de estocagem significa um aumento gradativo no número de estruturas de cultivo. Este ajuste de densidade é essencial porque o crescimento e o aumento de biomassa de ostras levam à redução da troca de água nos recipientes, afetando negativamente a alimentação e o suprimento de oxigênio. A redução no acesso ao alimento e ao oxigênio retarda o desenvolvimento das ostras, aumenta a disparidade na taxa de crescimento e afeta negativamente o formato da concha (DAVIS, 2013; BRUNDU et al., 2020).

Considerando que existem diversos sistemas e petrechos para o cultivo de ostras, o produtor pode utilizar uma regra geral praticada em vários países, que é a ocupar apenas 1/3 do volume para evitar a superlotação. Esta regra diz que o recipiente deve ser inicialmente cheio com sementes até 1/3 de seu espaço. À medida que as ostras crescem e ocupam 2/3 do espaço dentro do recipiente, elas devem ser classificadas e o volume novamente reduzido para 1/3 para evitar a formação de ostras atrofiadas e deformadas. O manejo deve ser feito bem antes que o petrecho de cultivo fique superlotado, pois isso retardaria todo o ciclo de crescimento (COMEAU et al., 2011).

Outra regra útil para o ajuste da densidade recomenda que, no momento do manejo e transferência das ostras para um petrecho com maior abertura de malha, todas as ostras deverão ter chegado a um tamanho de concha suficientemente grande para serem retidas na malha maior da sequência de cultivo, e que nenhuma ostra retorne para o petrecho em que estava. Caso contrário, essas ostras ocuparão mais espaço no cultivo e reduzirão a rotatividade e o melhor aproveitamento dos equipamentos. Além disso, as ostras de crescimento lento poderão causar problemas com a mistura de lotes entre um novo lote de ostras que ingressar na fazenda, pois ele vai precisar utilizar a mesma área e equipamento da ostra que acabou de ser classificada e precisou ficar para trás. Se uma parte das ostras não tiver atingido o tamanho desejável para ser transferida para a próxima etapa de cultivo, esta é uma indicação de que a densidade de cultivo está elevada e necessita ser ajustada. O objetivo geral é o de trazer, dentro do possível, todas as ostras com uma mesma taxa de crescimento, reduzindo assim horas de trabalho adicional para separar e manejar as ostras atrasadas, o que poderia atrapalhar toda a estratégia de gestão do cultivo. Por exemplo, se 500 sementes foram colocadas em um petrecho com malha de 6mm e, no momento da classificação, apenas 400 ostras atingirem o tamanho para serem transferidas para um petrecho com malha maior, pode-se dizer que a densidade estava 20% acima do ideal, e que no próximo ciclo o produtor deverá usar 400 ostras por petrecho.

Mesmo com estas regras gerais, o produtor deve estar ciente de que tanto a densidade de cultivo como a frequência de manejo variam de acordo com o sistema de cultivo, o equipamento utilizado, a localização da fazenda e uma série de fatores oceanográficos, incluindo a disponibilidade de alimento. Idealmente, o produtor deve experimentar algumas densidades até definir qual é a mais indicada para as suas condições de cultivo. Por exemplo, se a densidade recomendada no petrecho é de 250 ostras, o

produtor pode variar para cima ou para baixo a partir desta densidade para descobrir qual é a mais adequada para as suas condições. Experimentar com petrechos carregados com 100, 150, 200, 250 e 300 ostras ajudará a fornecer informações valiosas e acelerar a base de conhecimento do produtor sobre as densidades que proporcionarão as melhores taxas de crescimento das ostras. Testando várias densidades logo no início do cultivo, o processo de observação é acelerado, reduzindo assim o tempo para avaliar qual densidade funciona melhor para a sua área.

Tendo apresentado estes conceitos básicos, exporemos a seguir alguns protocolos de manejo empregados no cultivo de ostras no Brasil que poderão servir de ponto de partida para o produtor realizar seus próprios testes e identificar a melhor densidade de cultivo para suas condições.

O primeiro e mais crítico manejo ocorre na fase de berçário, quando o produtor recebe as sementes do laboratório de reprodução. Com tamanho de 300µm a 1,5mm, as sementes produzidas em laboratório são extremamente frágeis e suscetíveis, crescem rapidamente e requerem manejo frequente para evitar aglomeração. Considerando que nesta fase milhares de ostras são acondicionadas em poucos petrechos, a limpeza frequente das malhas e o peneiramento das sementes em intervalos regulares aumentam enormemente as chances de o produtor obter uma boa taxa de sobrevivência ao final do ciclo de cultivo. Exemplos de estruturas berçárias, como baldes flutuantes e caixas são apresentados no Capítulo 7 – Sistemas berçários para ostras. Apresentamos na Tabela 1 um protocolo de manejo de sementes empregado por produtores de *C. gigas* em Santa Catarina.

Tabela 1. Tamanho de semente, densidades e periodicidade de manejo indicadas para a fase de sementes de *C. gigas* em Santa Catarina, empregando um balde flutuante de quatro litros

Fase de cultivo	Tamanho inicial das ostras	Densidade (ml)	Periodicidade de limpeza da malha	Periodicidade de peneiramento (dias)	Malha da peneira para povoamento
Assentamento	300µm	100	Três vezes por dia	7	230µm
	500µm	400	A cada três dias	6	300µm
	1mm	750	A cada seis dias	6	2,5mm
Berçário I	2,5mm	1.000	A cada dez dias	12	4mm

Quando as sementes atingem um tamanho para serem retidas na peneira com malha de 4mm, elas podem ser transferidas para travesseiros flutuantes ou lanternas. A partir desta fase, o manejo pode ser feito com algum intervalo mais flexível, em função da disponibilidade de tempo do produtor e com alguns dias de margem extra. Por exemplo, no travesseiro de 4mm, o manejo deve ser feito a cada 15 dias, não ultrapassando 21

dias (Tabela 2). De acordo com a fase do cultivo, os travesseiros flutuantes podem apresentar malha com diferentes aberturas (Figura 4). Para a fase de berçário II, podem ser utilizados travesseiros 1 e 2 (Tabela 2); para berçário III e intermediário I, II e III, pode ser utilizado travesseiro 3; já para fase definitiva e estoque, deve-se usar os travesseiros 4 e 5, respectivamente (Tabela 4).

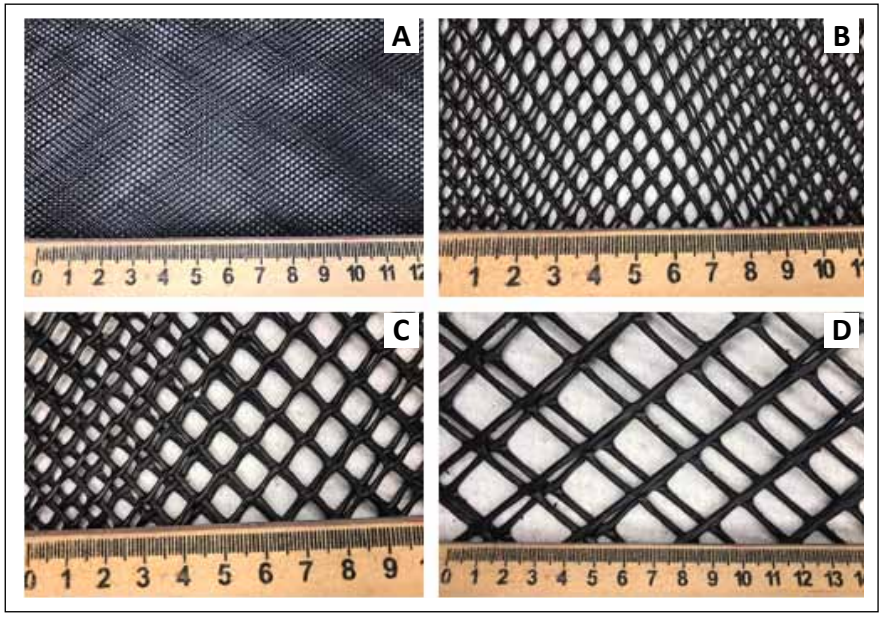

Figura 4. Exemplo de malha de travesseiros com diferentes aberturas de malha para cada fase de cultivo: (A) 2mm, (B) 4mm (C) 9mm e (D) 27,5mm
Fotos: Simone Sühnel

Tabela 2. Fase de cultivo, petrecho de cultivo, tamanho de concha, densidade e periodicidade de manejo para o cultivo de ostras *C. gigas* juvenis e adultas em Santa Catarina utilizando sistema misto de cultivo com travesseiros flutuantes e lanternas

Fase de cultivo	Estrutura de cultivo	Altura de concha (mm)	Densidade (L)	Malha do petrecho de cultivo (mm)	Periodicidade de manejo (dias)	Margem de dias extras (dias)
Berçário II	Travesseiro 1	13	4	4	15	6
Berçário II	Travesseiro 2	25	6	6	15	6
Berçário III	Travesseiro 3	35	7	9	15	6
Intermediário I	Lanterna 1	50	13	9	30	15
Intermediário II	Lanterna 2	60	13	9	30	15
Definitivo	Lanterna 3	70	13	16	30	15
Estoque	Lanterna 3	80 ou mais	13	27,5	7	-

No cultivo utilizando lanternas na fase de berçário, o manejo de limpeza da malha das lanternas inicia com periodicidade de 3 a 7 dias, em seguida a cada 15 dias e concomitante com o peneiramento das ostras até a fase intermediária I, quando passa a ser realizada a cada 30 dias até a fase definitiva (Tabela 3).

Tabela 3. Fase de cultivo, petrecho de cultivo, altura de concha, densidade, malha do petrecho de cultivo e periodicidade de manejo de limpeza e de peneiramento para o cultivo de ostras *C. gigas* na fase de semente juvenil e adulta em Santa Catarina utilizando lanternas berçário nas fases iniciais

Fase de vida	Fase de cultivo	Petrecho	Altura de concha (mm)	Densidade (por andar de lanterna)	Malha do petrecho (mm)	Periodicidade de limpeza da malha (dias)	Periodicidade de peneiramento (dias)
Semente	Berçário I	Caixa Flutuante	0,5	300ml	0,3	3	7
	Berçário I	Caixa Flutuante	0,71	250ml	0,5	3	7
	Berçário I	Caixa Flutuante	1,5	200ml	0,5	3	7
	Berçário I	Lanterna berçário 1	5	30ml	3	3 ou 7[1]	15
Juvenil	Berçário II	Lanterna berçário 2	15	100ml	8	15	15
	Berçário III	Lanterna berçário 3	30	200ml	8	15	15
Adulto	Intermediário I	Lanterna 1	> 30	2L	8	30	30
	Intermediário II	Lanterna 2	45	2L	15	30	30
	Intermediário III	Lanterna 2	60	2L	15	30	30
	Definitivo	Lanterna 3	>60	50 a 25 ostras[2]	25	30	60
	Estoque	Lanterna 3	>80	25 ostras	25	7	-

Fonte: Adaptado de Sühnel et al., (2017)
1: Dependendo da turbidez da água, lavar a cada três dias
2: Dependendo do tamanho da ostra, ajustar a densidade a fim de ocupar aproximadamente 80% da parte plana da lanterna
3: Caixa de 80 x 80cm, com quatro quadros de 40 x 40cm e altura de 2cm

Apesar de serem do mesmo gênero, a ostra nativa *Crassostrea gasar* apresenta desempenho zootécnico diferenciado em relação a *C. gigas* e pode apresentar um crescimento mais lento, dependendo do local de cultivo. Este aspecto faz com que o manejo seja diferenciado entre as duas espécies. No nordeste e no norte do Brasil, onde o sistema fixo de mesa é muito utilizado, as ostras são geralmente semeadas em travesseiros com malha de 9mm, iniciando com juvenis de 20 a 30mm de altura, ou seja, o cultivo inicia já na fase de berçário III com travesseiro de malha 9mm e densidade de 2 mil ostras por travesseiro, sendo recomendado o primeiro manejo após 30 ou 45 dias de cultivo, sendo os demais a cada 45 dias até a colheita (Tabela 4).

Períodos muito longos entre manejos podem levar a uma grande incrustação de organismos nas conchas, como a fixação de outras espécies de ostras (ex. *Crassostrea rhizophorae*), parasitismos por *Polidora*, fixação de cracas, entre outros. Por outro lado, um período muito curto pode afetar o crescimento e a sobrevivência das ostras. Desta forma é necessário que o produtor ajuste a periodicidade do manejo de acordo com o local de cultivo.

Tabela 4. Fase de cultivo, petrecho de cultivo, tamanho de concha, densidade e periodicidade de manejo para o cultivo de ostras nativas *C. gasar* juvenis e adultas, nas regiões Norte e Nordeste do Brasil utilizando travesseiros (100cm x 50cm)

Fase de vida	Fase de cultivo	Estrutura de cultivo	Altura de concha (mm)	Densidade (número de ostras por travesseiro)	Abertura de malha (mm)	Periodicidade de limpeza da malha (Dias)	Periodicidade de peneiramento (Dias)
Juvenil	Berçário III	Travesseiro 3	20-30	2.000	9	30 a 45	30 a 45
Adulto	Intermediário I	Travesseiro 3	40	1.000	9	45	45
	Intermediário II	Travesseiro 3	50	500	9	45	45
	Intermediário III	Travesseiro 3	> 60	150	9	45	45
	Definitivo	Travesseiro 4	70-80	150	14	45	45
	Estoque	Travesseiro 5	>100	100	21	45	45

O produtor pode utilizar sempre o mesmo recipiente para quantificar o volume de ostras que será acondicionado no petrecho de cultivo. Se a classificação, seja por peneiramento manual, seja por peneiramento mecânico, tiver sido bem realizada, é possível saber com uma precisão relativamente boa quantas ostras por litro estão sendo estocadas.

Figura 5. Exemplo da utilização de um recipiente para dosar o volume de ostras e a densidade de cultivo nos petrechos
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Um método rápido e fácil para determinar o número de ostras colocadas em cada petrecho é a utilização de um recipiente com volume conhecido (ex. de 1 ou 2L) para medir o volume de ostras estocadas. A quantidade de ostras é determinada através da contagem em alíquotas menores de 100 ou 200ml, quando se estiver trabalhando com sementes, ou contando todas as ostras do recipiente, quando o manejo estiver sendo realizado com ostras juvenis e adultas. O produtor deve fazer a contagem pelo menos 5 vezes para calcular o número médio de ostras, como no exemplo abaixo:

Contagens de ostras em um recipiente de 1L:

1 - 245 ostras
2 - 255 ostras
3 - 229 ostras
4 - 261 ostras
5 - 267 ostras

A soma das 5 contagens é 1.257 ostras, que divididas pelo número de amostras, dá uma média de 251 ostras por litro. Se a densidade alvo é de 1.000 ostras por petrecho, então deverão ser colocados quatro litros de ostras em cada um.

A periodicidade de limpeza da malha está muito ligada à qualidade da água, podendo variar de acordo com o local de cultivo. Em locais com maior turbidez, a periodicidade de manejo tende a ser com intervalo de tempo menor. Assim, o importante é manter a malha do petrecho de cultivo limpa para uma boa circulação de água. Algas filamentosas crescem rapidamente sobre as malhas dos petrechos, entupindo-as rapidamente (Figuras 6 e 7). Impedir que as malhas dos petrechos fiquem entupidas é um aspecto fundamental, pois, se não houver uma circulação de água, não haverá uma boa renovação de alimento e de oxigênio para as ostras. A frequência e o tempo de controle de incrustações nas estruturas de cultivo podem ser fatores determinantes da lucratividade de uma fazenda (PIT & SOUTHGATE, 2003).

Figura 6. Algas filamentosas que se desenvolvem dentro de uma caixa flutuante berçário para ostras, após duas semanas de sua instalação no mar
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Embora a limpeza do equipamento com jato de água remova as algas, deixando a malha limpa e pronta para ser reutilizada, o ideal é trocar o petrecho que estava sendo utilizado do mar por outro que se encontre armazenado e seco. Agindo desta forma, o produtor consegue retardar o crescimento das algas, que se desenvolvem a partir de qualquer resquício que possa ter permanecido no petrecho, mesmo após a limpeza. Sistemas de cultivo que permitem a exposição regular dos petrechos ao sol e ao ar também contribuem para redução de algas e incrustações que causam o entupimento das malhas.

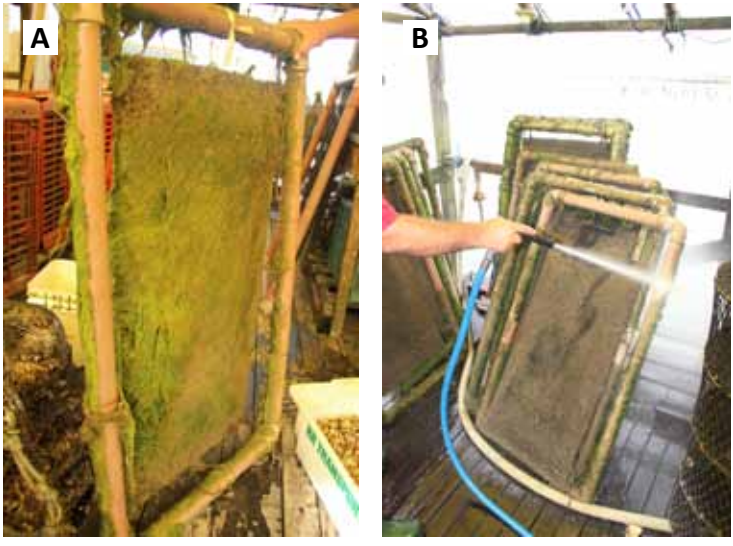

Figura 7. Travesseiro flutuante para cultivo de ostras: (A) Malha totalmente entupida por algas filamentosas; (B) limpeza da malha plástica do travesseiro com jato de água pressurizado
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

9.4 *Tumbling*: o rolar das ostras

Além da classificação e do ajuste da densidade, uma prática de manejo comum em vários países é a quebra da borda de crescimento da concha para deixar a ostra côncava e larga, aumentando assim o conteúdo de carne, o que representa um ganho em termos de qualidade do produto para o marketing (ORTON, 1936) (Figura 8).

Este processo, chamado de *tumbling*, nada mais é do fazer com que as ostras rolem de um lado para o outro dentro do petrecho de cultivo. Isto pode ser realizado utilizando estruturas de cultivo que, com a ação da movimentação da água do mar, sacodem as ostras uma contra as outras e contra as malhas plásticas do petrecho. Neste caso, é fundamental que as ostras estejam estocadas em uma densidade correta, dando espaço adequado para que a borda de crescimento possa ser aparada pelo *tumbling*. Outra forma de promover a quebra da borda de crescimento é com o auxílio de máquinas classificadoras durante o manejo fora da água (Figura 9).

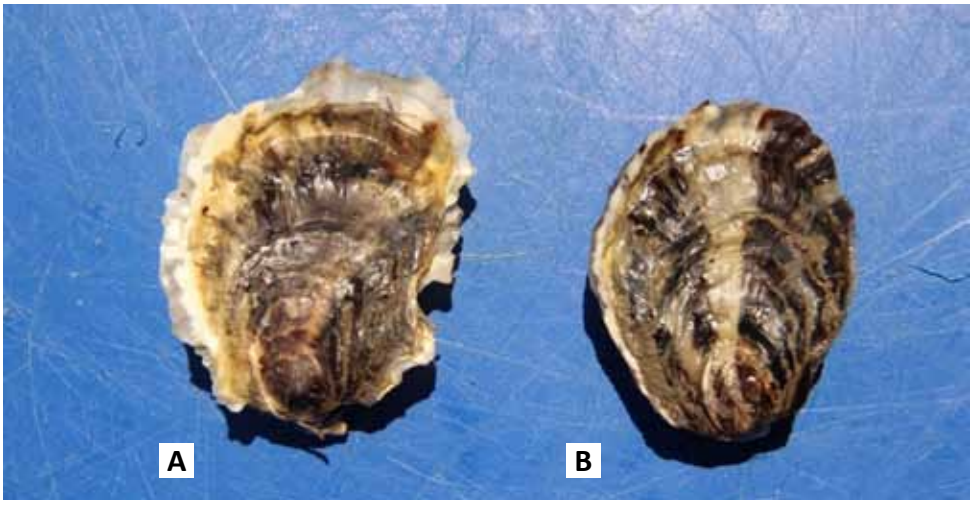

Figura 8. *Crassostrea gigas*: (A) ostra com borda de crescimento da concha bem desenvolvida; (B) concha de ostra submetida a manejo que causou a quebra da borda de crescimento
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 9. Exemplos de máquinas classificadoras que promovem a quebra da borda de crescimento das conchas de ostras: (A) esteira elevadora e classificadora por trepidação, com três telas metálicas; (B) classificadora com tubos de PVC giratórios, para três tamanhos de ostras
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

O sistema de cultivo com longline ajustável e o sistema *flip-bag* (ver mais detalhes no Capítulo 8 - Sistemas de cultivo) proporcionam o *tumbling* das ostras devido à constante agitação do mar e ao subir e descer das marés (Figura 10). Ostras submetidas ao *tumbling* têm um crescimento de altura de concha retardado, mas desenvolvem conchas mais côncavas e largas, bem como maior conteúdo de carne (DAVIS, 2013) (Figura 11).

Figura 10. Sistemas de cultivo que promovem o *tumbling* das ostras: (A) Sistema fixo com longline ajustável; (B) Sistema *flip-bag*
Fotos: BST Oyster Supplies (A) e Lissa Monberg (B)

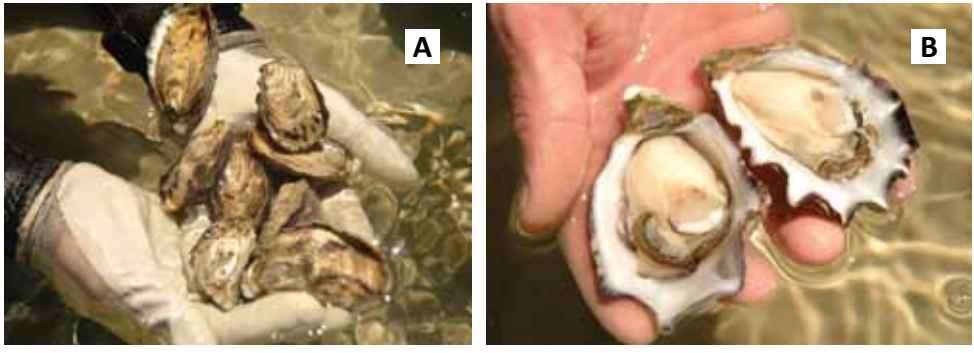

Figura 11. Ostras submetidas ao manejo com *tumbling* no sistema de cultivo com longline ajustável: (A) formato largo e côncavo das conchas de ostras; (B) carne das ostras ocupando uma grande concavidade da valva inferior
Fotos: BST Oyster Supplies

9.5 Manejo metabólico

Em sistemas de cultivo que permitem o controle da exposição das ostras ao ar, como o de longline ajustável, o produtor pode escolher entre deixar os petrechos imersos para favorecer o crescimento das conchas, ou deixar as ostras expostas ao ar diariamente para aumentar o rendimento de carne. Quando mantidas algumas horas fora da água (por exemplo, 2 a 4h), as ostras vão direcionar sua energia para o crescimento da carne e, consequentemente, o índice de condição (quantidade de carne em relação ao animal com concha) de ostras expostas ao ar diariamente é maior do que o das ostras expostas ao ar semanalmente ou mantidas submersas (LA PEYRE, 2017).

9.6 Banhos de imersão e exposição ao sol

Mais cedo ou mais tarde, dependendo da época do ano e das especificidades do local, o produtor terá que lidar com parasitas e incrustações, especialmente se o cultivo estiver instalado em águas relativamente rasas e se o tempo de permanência das ostras no cultivo, para atingir tamanho comercial, for longo (exemplo: de 1,5 a 2 anos). Para o controle de alguns parasitos e incrustações, podem ser adotadas práticas profiláticas, chamadas pelos maricultores de "castigos", que auxiliam na redução desses organismos nas conchas das ostras. As práticas profiláticas podem ser através da imersão das ostras em soluções como água hipersalina (água saturada com sal), água doce, cal, vinagre, banho de calor (60°C), exposição ao sol, limpeza com água pressurizada, raspagem das conchas, entre outras técnicas (Figura 12).

O tratamento com água hipersalina é uma prática empregada em vários países produtores, principalmente na fase juvenil, onde as ostras são imersas em água hipersalina por alguns minutos a uma hora, para eliminar parasitas como poliquetas, antes das ostras entrarem na fase de engorda. Este método foi primeiramente descrito em 1960 nos Estados Unidos por Loosanoff (LOOSANOFF, 1960) para o controle de esponjas e outros organismos incrustantes de moluscos comerciais e foi patenteado (patente número US2955068A). Um aspecto importante descrito por Loosanoff (1960) para este método de controle é assegurar que a solução de imersão continue hipersalina, uma vez que, junto com os animais, vem água do mar e esta pode diluir a solução, tornando-a menos efetiva. Uma forma de garantir que a solução continue hipersalina é adicionar sal após a realização de 2 ou 3 banhos de diferentes lotes de ostras.

Outro método de controle de parasitos e incrustantes, além do sal, é a imersão das ostras em uma solução de cal. Em um estudo realizado com a ostra *Crassostrea virginica* em Nova Jersey, EUA, pelo *Sustainable Agriculture Research & Education* e apresentado no Relatório Anual da FNE13-780 de 2013 (SARE, 2014), foram testadas imersões de água hipersalina (90g de sal L^{-1}) e água doce durante 15 minutos e de água com cal (0,2% de hidróxido de cálcio - HC; 2g de HC L^{-1}) por cinco minutos como método de controle do poliqueta *Polydora cornuta*.

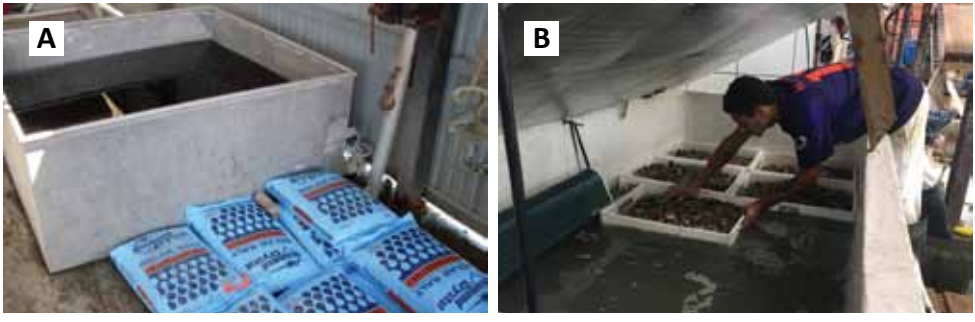

Figura 12. (A) Tanque empregado para banho hipersalino em ostras juvenis, em British Columbia, Canadá; (B) produtor acondicionando caixas com ostras em tanques para banho com solução de água com vinagre, em Florianópolis, SC
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

No nordeste do Brasil, produtores relatam a utilização da imersão de *C. gasar* em água hipersalina por seis minutos para o tratamento contra *Cliona* spp. a cada 60-90 dias, de acordo com a intensidade da infestação. O tempo de imersão precisa ser testado por cada produtor, pois ele pode variar em função do parasito-alvo (espécie, prevalência e infestação), da frequência e do local de cultivo.

O banho de imersão de ostras em água doce é estratégia de controle de *Polydora websteri*, apresentada por Hood et al., (2020) para o cultivo de ostras em Maryland nos Estados Unidos. Um informativo descrito por Morse et al., (2018) cita que a infestação de *Polydora* pode ser reduzida submergindo as ostras em água doce por três a seis horas e subsequentemente expondo-as ao ar por uma hora. A imersão de animais adultos em água doce também já foi utilizada pelos ostreicultores em Santa Catarina. Atualmente esta técnica é mais utilizada para sementes durante o peneiramento.

Uma prática bastante empregada em Santa Catarina é o banho de imersão com vinagre de álcool nas sementes de ostras para redução de protozoários e profilaxia contra *Polydora*. A concentração utilizada é de 10ml L^{-1}, por cerca de 10 a 30 minutos. Esta técnica também é empregada por alguns produtores para ostras adultas, onde o banho com vinagre de álcool também combate parasitas como *Polydora* e planária. Neste caso, a concentração utilizada é de 60 ml L^{-1}, e as ostras são deixadas de um dia para outro imersas na solução.

O tratamento por calor é uma técnica mais cara e que exige que um grande volume de água seja mantido a uma temperatura de 60 a 70°C. Nel et al., (1996) citam que o banho de ostras em recipientes com água salgada a 70°C por 40 segundos reduziu a infestação de *Polydora* sem afetar a sobrevivência das ostras.

Além dos banhos de imersão, o método de exposição ao ar também é uma medida profilática muito empregada. Nos cultivos em sistema fixo, onde as estruturas de cultivo ficam expostas ao ar e ao sol na maré baixa, esse tratamento profilático ocorre naturalmente. Em sistemas de cultivo onde os animais ficam submersos, é necessário retirar os animais da água para sua exposição ao ar. Neste caso, os petrechos de cultivo com as ostras são colocados fora da água por período de 12 a 24 horas. Neste sistema, alguns maricultores deixam as estruturas de cultivo de um dia para outro em balsas flutuantes ou em local de manejo em terra. As sementes são bastante frágeis e a exposição prolongada ao sol durante a maré baixa pode afetar a sobrevivência delas. A exposição ao ar na fase final do cultivo, além de reduzir as incrustações e parasitos, também condiciona o músculo adutor das ostras para que elas se mantenham fechadas por mais tempo, o que aumenta o seu tempo de vida na fase de comercialização (Figura 13).

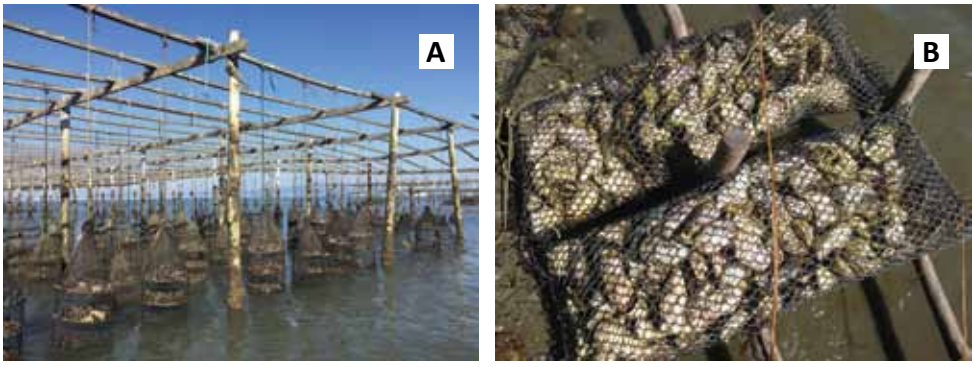

Figura 13. Exemplo de medida profilática (exposição ao ar) de ostras: (A) sistema fixo durante a maré baixa; (B) travesseiros expostos ao ar para condicionamento das ostras antes de serem comercializadas

Fotos: (A) Felipe Matarazzo Suplicy; (B) Alberto Paredes

A limpeza com água pressurizada e a raspagem das conchas auxiliam na retirada de incrustantes como cracas, briozoários, acídias, macroalgas, entre outros bivalves que se fixam nas conchas. A técnica de *tumbling*, dependendo do equipamento utilizado, também contribui para retirada desses organismos das conchas das ostras.

Um aspecto interessante e muito adotado em outros países é a combinação de duas ou mais técnicas de retirada e controle de organismos incrustantes e parasitos. A realização dos banhos, por tempo definido para cada tipo de solução, seguida de exposição ao ar ou retirada com água pressurizada ou raspagem, é um exemplo. Considerando que a quantidade e tipo de organismos incrustantes pode variar de acordo com o local de cultivo, o produtor deve monitorar as épocas de incrustações desses organismos e avaliar a técnica que proporcione um melhor controle deles.

Cabe destacar que a ocorrência de mortalidades massivas ou anormais de ostras causadas por fatores não controlados pelo produtor deve ser reportada ao órgão de defesa sanitária animal (ODSA), que atende a mesorregião do local de cultivo. É muito importante esta comunicação do produtor com o ODSA para o diagnóstico e o monitoramento de doenças de notificação obrigatória (apresentadas no Capítulo 12) que podem comprometer a saúde dos cultivos.

9.7 Tamanho comercial

O tamanho comercial das ostras está relacionado com o mercado consumidor e a espécie. Na Região Sul do Brasil, ostras japonesas *C. gigas* são comercializadas em três tamanhos, ostras menores, conhecidas como “Baby”, com altura entre 60 a 70mm, ostras médias entre 70 a 80mm e ostras maiores, chamadas de “Master” >80mm. O tempo de cultivo para esta espécie alcançar o tamanho comercial é de 6 a 7 meses de cultivo. Contudo, pelo rápido crescimento, a ostra pode até atingir tamanho comercial, mas suas valvas (concha) são finas e, para que haja um engrossamento da concha, é

necessário manter as ostras por mais tempo no cultivo antes da comercialização fazendo manejo de quebra da borda de crescimento com frequência. Cabe destacar que em outras localidades o crescimento de *C. gigas* não é o mesmo, dependendo do sistema de cultivo e das características de qualidade da água. Como exemplo, na Carolina do Norte, Estados Unidos, ostras da mesma espécie atingem o tamanho comercial (acima de 60mm) após 12 meses de cultivo e somente após 24 meses de cultivo a maioria dos animais, de um mesmo lote, atinge o tamanho comercial.

Em alguns países, como os Estados Unidos e a França, as ostras podem ser classificadas em 5 classes de tamanho comercial por peso de carne, sendo a classe 0 a maior delas (acima de 150g de ostra^{-1}), a classe 5 a menor (de 30 a 45g de ostra^{-1}) e a classe 3 a média (em torno de 66 a 85g de ostra^{-1}). Ostras pequenas são comercializadas como ostras *cocktail*, ou seja, tamanho de aperitivo (BEHIND THE FRENCH MENU, 2021). Esta prática é muito benéfica para a malacocultura, pois o menor tempo de cultivo reduz os custos de produção e a exposição das ostras a parasitos e incrustantes.

Na Região Sul do Brasil, onde a temperatura do mar pode variar de 12 a 31°C, a ostra nativa *C. gasar* apresenta um crescimento mais lento e atinge o tamanho comercial (60-70mm) após onze meses de cultivo (LOPES et al., 2013; LEGAT et al., 2017). Nas regiões Norte e Nordeste do Brasil, esta espécie apresenta um crescimento similar ao de *C. gigas* em Santa Catarina, atingindo tamanho comercial dentro de seis meses de cultivo. Entretanto, com seis meses de cultivo, *C. gasar* ainda apresenta uma concha fina, sendo necessário permanecer mais tempo no cultivo para o engrossar da concha.

9.8 Outros aspectos do manejo

As ostras podem apresentar diferentes sabores, de acordo com a qualidade da água do local de cultivo. Ostras nativas *C. gasar* cultivadas em Florianópolis podem apresentar sabor diferenciado daquelas cultivadas em Guaratuba ou no Rio Grande do Norte. Este aspecto está principalmente relacionado com a salinidade da água, as microalgas e outras partículas em suspensão presentes na água.

Um aspecto muito interessante e utilizado na França é a produção de ostras com a borda verde, chamadas de *Fine de Claire* ou *green-gilled oyster* em Manenne-Oléron. Neste sistema de produção as ostras são cultivadas na sua fase final de engorda em viveiros, chamados de *Claires,* enriquecidos de algas produtoras de pigmentos verde-azulados por aproximadamente 30 dias entre novembro e março em densidade de 3kg de ostra.m^{-2}. A microalga *Haslea ostrearia* é uma diatomácea produtora do pigmento *marennime*, que apresenta coloração verde-azulada. Este pigmento, além de alterar a coloração das brânquias das ostras, apresenta, de acordo com Gastineau et al., (2014), diferentes atividades biológicas: alelopática, antioxidante, antibacteriana, antiviral e ação inibidora do crescimento. Ostras produzidas neste sistema apresentam valor de mercado diferenciado na Europa e em outros países. Este processo de esverdeamento natural das brânquias de ostras já foi relatado na região de Florianópolis há bastante tempo, ocorrendo de forma natural com a presença de microalgas produtoras de pigmentos. Contudo, somente em 2009 a *Haslea ostrearia* foi isolada e confirmada como a causadora

deste efeito nessa região (Figura 14) (PROENÇA et al., 2011). Na Carolina do Norte, nos Estados Unidos, também são produzidas ostras de borda verde, como a *American Jade*™, produzida em baixa salinidade e a *Atlantic Emerald*™, produzida em salinidades maiores.

Figura 14. Ostra *Crassostrea gigas* com coloração verde causada pela presença da alga *Haslea ostrearia* na região de Florianópolis, SC
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Capítulo 10 - CONTROLE SANITÁRIO DE OSTRAS

Felipe Matarazzo Suplicy

10.1 Padrões de qualidade em ostras

A certificação sanitária de moluscos bivalves é um assunto problemático devido ao fato destes animais se alimentarem por filtração de fitoplâncton e de partículas de matéria orgânica em suspensão na água do mar. Na água do mar, juntamente com o alimento, estão presentes também grandes variedades de microrganismos patogênicos, alguns integrantes naturais do ecossistema marinho, como víbrios e outros, que são procedentes de aportes estranhos ao meio natural, como esgotos que geralmente contêm bactérias entéricas de origem humana. Os microrganismos procedentes desses dois sistemas se acumulam durante certo tempo no tubo digestivo e em outros órgãos dos moluscos filtradores (WOOD, 1979).

Devido a essa acumulação, os microrganismos patogênicos que podem estar presentes na água onde as ostras são cultivadas, ainda que não cheguem a uma concentração perigosa, podem passar a alcançá-la na carne do animal. As pessoas, ao consumirem moluscos crus ou ligeiramente cozidos, incorporam estes microrganismos com o risco subsequente de contrair uma enfermidade ou transtorno, ampliando o número de toxinfecções alimentares (CASABELLAS, 1991).

Por estes motivos, não só o negócio do cultivo de ostras, mas também os de todos demais moluscos filtradores como mexilhões, vieiras e berbigões, precisam invariavelmente construir a qualidade do produto segundo a pirâmide de qualidade da Figura 1, a seguir (SUPLICY, 2019):

Figura 1. Pirâmide de qualidade no cultivo de moluscos bivalves
Fonte: Suplicy, 2019

Esta pirâmide reflete a priorização de fatores de qualidade na cadeia produtiva de moluscos bivalves. O primeiro e o mais importante nível da pirâmide é a qualidade sanitária das áreas de cultivo, pois este deverá prover uma sólida base para os demais fatores de qualidade que um produtor de ostras deve assegurar em seu produto. Por mais que a proximidade de alguma propriedade na costa possa prover uma vantagem em termos de apoio ao manejo e na vigilância do cultivo, se o local não tiver padrões bacteriológicos apropriados para a produção de moluscos filtradores, o produto será inadequado para o consumo, ou, se o nível de contaminação for moderado, o produtor terá um acréscimo de custo para purificar as ostras através da depuração (SUPLICY, 2019)

No segundo nível, é necessário comprovar, através da coletas e análises regulares de amostras de carne e de água do mar, que o local é apto ao cultivo e se enquadra dentro dos limites permissíveis para a coleta e o consumo de ostras cruas. O monitoramento precisa incluir o controle de bactérias fecais indicadoras de poluição, como *E. coli*, na carne dos moluscos e na água do mar, além da análise da presença de toxinas produzidas por microalgas (as ficotoxinas), através da contagem de algas unicelulares ou da análise regular da carne das ostras. No Brasil, atualmente somente Santa Catarina possui um programa regular de monitoramento bacteriológico e toxicológico das áreas de maricultura executado pelo governo estadual. Nos demais estados, o produtor de ostras precisará incluir o custo destas análises em seu plano de negócio para comprovar a qualidade sanitária de seu cultivo e produto (SUPLICY, 2019).

O terceiro nível da pirâmide de qualidade em moluscos consiste no controle sanitário das etapas de processamento e distribuição, utilizando estabelecimentos com inspeção sanitária para processar moluscos e assegurando que as ostras serão mantidas na cadeia de frio ao longo do transporte, do armazenamento e da distribuição. Uma regra máxima geral quando se trata de moluscos bivalves é MOVA-OS RÁPIDO E MANTENHA-OS LIMPOS E FRIOS! (UNIVERSITY OF DELAWARE, 2021). A exposição ao sol e ao calor, em qualquer etapa da cadeia produtiva, reduz drasticamente o tempo de vida e de prateleira das ostras frescas (BUZIN et al., 2011).

No nível acima da pirâmide estão os padrões de qualidade dos consumidores que envolvem aspectos como embalagem, uniformidade das ostras, formato de concha, condição de carne e outros aspectos relacionados à segurança de consumo e desenvolvimento de confiança do consumidor do produto, como rastreabilidade das ostras desde a área de cultivo e certificações de sustentabilidade, comércio justo ou de produto orgânico (SUPLICY, 2019).

O último nível da pirâmide de qualidade é o marketing, que deve ser feito somente quando os níveis inferiores estiverem bem equacionados e permitirem uma sólida base por trás da qualidade ofertada em uma boa campanha de marketing para as ostras. Se o produtor não tiver abordado adequadamente as etapas anteriores da pirâmide, ou invertê-la, começar com ações de marketing de um produto sem ter assegurado antes a sua qualidade sanitária, o negócio não prosperará e o produtor estará passível de pagar indenizações às pessoas que possam vir a ser intoxicadas pelo consumo de suas ostras (SUPLICY, 2019)

10.2 Monitoramento e classificação das áreas de cultivo

Os programas oficiais de monitoramento sanitário das áreas de produção de moluscos são uma atribuição dos órgãos estaduais de controle sanitário animal e seguem as orientações previstas em norma federal específica. Atualmente, no Brasil, a norma federal está passando por um processo de revisão para obtenção de equivalência internacional com os demais países produtores de moluscos. As alterações previstas nesta revisão visam aumentar os níveis de segurança microbiológica, facilitar o futuro acesso dos produtos da maricultura brasileira a mercados internacionais e otimizar os recursos atualmente disponíveis para a execução do programa de controle sanitário nos estados.

10.2.1 Monitoramento bacteriológico

Quanto ao monitoramento bacteriológico, existem basicamente duas abordagens: a metodologia empregada pelos EUA e países que possuem memorando de entendimento com os EUA, que utilizam a água do mar como matriz para análises microbiológicas; e a empregada pela UE e países que possuem acordos de comércio de moluscos com a UE, que utiliza a carne dos moluscos para análises microbiológicas (SOUZA et al., 2014). Alguns países que exportam moluscos para os mercados norte-americano e europeu, como o Peru e o Chile, possuem programas de controle sanitário que preveem o uso das duas matrizes.

São estabelecidas basicamente três classificações de áreas quanto a riscos microbiológicos:

1) Áreas pouco contaminadas, de onde moluscos podem ser destinados para consumo humano direto. Ex: “Classe A” da UE e “Aprovada” dos EUA;

2) Áreas intermediariamente contaminadas, de onde os moluscos só poderão ser destinados ao consumo humano após depuração ou outro tratamento para redução de carga microbiana. Ex: “Classe B” da UE e “Restrita” dos EUA;

3) Áreas muito contaminadas, onde o cultivo e a extração de moluscos não são permitidos. Em alguns países, as duas primeiras classes mencionadas podem ter a colheita de moluscos condicionada a períodos em que eventos previsíveis de poluição não estejam ocorrendo (Ex: Classes “Condicionalmente aprovada” e “Condicionalmente restrita” dos EUA).

Na UE, uma classe adicional estabelecida (Classe C) tolera níveis ainda maiores de contaminação, mas não permite a depuração como tratamento pós-colheita. Para essa classificação é exigida a relocação dos moluscos em áreas com baixos níveis de contaminação por períodos de até dois meses ou tratamento térmico por método aprovado antes da venda para consumo humano (SOUSA et al., 2014).

Em relação à frequência e ao tamanho da série temporal de dados empregados, a recomendação internacional é que resultados de até três anos de monitoramento sejam considerados para classificar as áreas, como na União Europeia, ou que os 15 resultados mais recentes sejam levados em consideração, como no programa norte-americano (SUPLICY et al., 2018).

A classificação inicial de uma área deve ser feita após a obtenção de um número mínimo de resultados e a manutenção dessa classificação é condicionada ao monitoramento periódico. A frequência do monitoramento periódico varia, sendo maior na fase inicial de classificação e diminuindo com o tempo e/ou aumento da série temporal de dados. Na UE, a recomendação é que a primeira classificação só seja estabelecida após os primeiros 12 resultados (mínimo de seis meses de monitoramento) e a frequência de coletas seja pelo menos quinzenal ao longo do primeiro um ano e meio (18 meses) de monitoramento, e pelo menos mensal para áreas de produção com mais de três anos de dados disponíveis. Em casos específicos de áreas não afetadas por contaminação de origem humana (áreas remotas), essa frequência pode ser bimestral. Nos EUA, o número de coletas anuais pode ser de cinco a seis amostras, dependendo do padrão de coleta empregado, e são requeridas apenas duas ou três coletas anuais em áreas remotas (SUPLICY et al., 2018).

10.2.2 Monitoramento toxicológico

O termo ficotoxinas indica metabólitos naturais produzidos por microalgas unicelulares. A maioria das ficotoxinas é produzida por dinoflagelados, embora cianobactérias sejam relatadas por produzir a saxitoxina (STX) e o ácido domoico (AD) produzidas por diatomáceas (WIESE et al., 2010; VALE, 2004). Até o ano de 2003 eram registrados em uma escala global perto de 2.000 casos de intoxicações humanas provocados pelo consumo de peixe ou marisco contaminado. Desses, aproximadamente 15% resultavam em mortes. Muitas destas mortes provocadas pelas síndromes relacionadas às toxinas de algas (HALLEGRAEFF, 2003).

No monitoramento de espécies de microalgas potencialmente produtoras de toxinas são coletadas amostras de água marinha para a realização de análise quantitativa e uma amostra concentrada em rede de fitoplâncton para análise qualitativa. A identificação das espécies de microalgas produtoras de toxinas é feita por microscopia ótica e a contagem dos organismos é realizada pelo método de câmara de sedimentação. Na contagem são estimados o fitoplâncton total e as espécies de microalgas potencialmente produtoras de toxinas associadas à contaminação de moluscos bivalves (SOUZA et al., 2015).

As intoxicações mais conhecidas e que podem afetar a saúde humana são nomeadas segundo os sintomas experimentados pelos seres humanos, sendo as principais a síndrome paralisante ou envenenamento paralisante por moluscos (Paralytic Shellfish Poisoning – PSP), a síndrome diarreica ou envenenamento diarreico por moluscos (Diarrheic Shellfish Poisoning – DSP), a síndrome amnésica ou envenenamento amnésico por moluscos (Amnesic Shellfish Poisoning – ASP), a síndrome neurotóxica ou envenenamento neurológico por moluscos (Neurotoxic Shellfish Poisoning – NSP), a síndrome por consumo de azaspirácidos (Azaspiracid Shellfish Poisoning – AZP) e a síndrome do venerupino (Venerupine Shellfish Poisoning – VSP) (CASTRO & MOSER, 2012; SOUZA et al., 2015).

Em Santa Catarina a frequência de monitoramento é quinzenal, podendo ser aumentada durante episódios de Florações de Algas Nocivas (FAN), fenômeno natural popularmente conhecido como “maré vermelha” (Figura 2). Quando as espécies tóxicas de microalgas são detectadas em concentrações perigosas, são coletadas também amostras de moluscos para determinação da concentração de toxinas na carne dos animais. As

concentrações máximas aceitáveis (por quilograma de parte comestível) são: 0,8mg de saxitoxina, 0,16mg de ácido ocadaico, 1,0mg de yessotoxina, 0,16mg de azaspirácidos (AZA1) e 20mg de ácido domoico (BRASIL, 2012; PROENÇA & SCHRAMM, 2012).

Figura 2. (A) área afetada por uma Floração de Algas Nocivas – FAN, com uma coloração alaranjada da água do mar; (B) microalga *Dinophysis acuminata*, presente em altas concentrações durante FANs, causadora de síndrome diarreica
Fotos: Luis Antônio de Oliveira Proença

A partir dos resultados das contagens de microalgas e análises de toxinas na carne das ostras, caso estas sejam iguais ou superiores aos valores máximos dispostos nas normas federais, a colheita é oficialmente suspensa pelo órgão estadual responsável pelo controle sanitário. Um ponto importante é que os moluscos de uma área com a colheita suspensa devido a uma FAN não precisam ser descartados, ou seja, não há perda do lote produzido, apenas uma interrupção temporária da colheita e da comercialização. Uma vez passada a FAN, o que precisa ser confirmado pelas análises de carne, as mesmas ostras podem voltar a ser colhidas e vendidas. Apesar de não ocorrerem perdas, as suspensões da colheita causam problemas aos produtores devido à quebra na regularidade de fornecimento do produto para os clientes enquanto o fenômeno perdurar.

Atualmente somente Santa Catarina mantém um programa estadual de monitoramento sanitário de moluscos com análises microbiológicas e toxicológicas. Nos estados sem programa oficial em operação é o produtor que deve providenciar as análises e arcar com estas despesas. Uma dificuldade adicional, neste caso, é que as análises precisam ser realizadas em laboratório oficiais da rede de laboratórios do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Mapa. As análises de ficotoxinas, a identificação e a quantificação de microalgas são realizadas na Rede Nacional de Laboratórios da Pesca e Aquicultura (www.renaqua.gov.br), enquanto o diagnóstico microbiológico é executado nos laboratórios credenciados da Rede Nacional de Laboratórios Agropecuários – Lanagro.

10.3 Controle de pontos críticos no cultivo

A prevenção de perigos de origem alimentar exige cada vez mais colaboração entre órgãos reguladores e produtores de alimentos para garantir que os produtos sejam tão seguros quanto possível para os consumidores. A chave para isso é a prevenção, e esta pode

ser incorporada às práticas de uma fazenda de ostras, identificando onde poderá ocorrer a contaminação do produto e tomando medidas para eliminar o risco. A estratégia preferida para isso é a adoção de Análise de Perigos e Pontos Críticos de Controle (Traduzido do inglês Hazard Analysis & Critical Control Point - HACCP), onde cuidados são tomados ao longo do processo produtivo, em oposição à estratégia tradicional de inspeção somente do produto ao final do processo (PEDRO, 2008).

Além dos aspectos relacionados aos controles bacteriológico e toxicológico das áreas de cultivo já mencionados acima, existem outros pontos críticos de controle que devem ser monitorados ainda na fazenda de ostras, antes de seu processamento, embalagem e distribuição. O principal risco é a redução na qualidade do produto devido à exposição das ostras ao sol e às temperaturas elevadas. Por isso, no momento da colheita no mar, o produtor deve retirar as ostras do sol o quanto antes. Ainda durante o transporte embarcado é preciso cuidado para que as ostras não sejam expostas à água com óleo ou combustíveis, os quais poderiam penetrar nas conchas entreabertas e contaminar o produto. Uma vez em terra, o lote de ostras deve ser mantido em local arejado e abrigado do sol, sem a presença de animais como cães e gatos, que poderiam urinar sobre o produto sem que o produtor perceba e causar leptospirose ou toxoplasmose nos consumidores (SILVA et al., 2020).

10.4 Controle sanitário na recepção, processamento e embalagem de ostras

O processamento das ostras deve ser realizado dentro de uma unidade de beneficiamento de pescado, que é o estabelecimento destinado para recepção, lavagem do pescado recebido da produção primária, manipulação, acondicionamento, rotulagem, armazenagem e expedição de pescado e de produtos de pescado, que pode realizar também sua industrialização, conforme determina o Regulamento da Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA) - Decreto nº 10.468 de 18/08/2020. A unidade de beneficiamento de pescado necessita ser registrada em algum serviço de inspeção sanitária, como o Serviço de Inspeção Federal – SIF, administrado pelo Mapa; o Serviço de Inspeção Estadual – SIE, administrado pelo governo estadual; ou o Serviço de Inspeção Municipal – SIM, administrado pela prefeitura local. O SIF permite o comércio interestadual e internacional, o SIE permite o comércio dentro do estado, e o SIM permite o comércio dentro do município e nos arredores.

O Sistema Brasileiro de Inspeção de Produtos de Origem Animal (Sisbi-Poa) faz parte do Sistema Unificado de Atenção à Sanidade Agropecuária (Suasa) e tem o objetivo de padronizar e harmonizar os procedimentos de inspeção de produtos de origem animal para garantir a procedência e a segurança alimentar. Além disso, é uma ferramenta de inclusão que respeita as especificações regionais de produtos de origem animal em diferentes escalas de produção e permite a inserção no mercado formal (local, regional e nacional) de uma categoria de produtos que necessita ainda de regulamentação específica. Qualquer estabelecimento em nível municipal ou estadual que produza produtos de origem animal pode aderir ao sistema. O ingresso ao Sistema Brasileiro de Inspeção de Produtos de

Origem Animal (Sisbi-Poa) é voluntário e pode ser solicitado junto às Superintendências Federais de Agricultura (SFAs). Com a adesão, os produtos podem ser comercializados em todo o Brasil, diferentemente dos que possuem apenas selos municipais ou estaduais, cuja comercialização é apenas interna. Estados e municípios incluídos no sistema têm os serviços de inspeção reconhecidos como equivalentes ao Serviço de Inspeção Federal (SIF).

As ostras são consumidas preferencialmente cruas e vivas, na forma *in natura*, e são comercializadas com as suas conchas. A menos que o produto seja carne de ostra sem conchas, ou pratos à base de ostras, como ostras gratinadas ou outra forma de apresentação similar, as ostras vendidas *in natura* necessitam apenas de uma limpeza externa com água potável hipoclorada, antes de serem embaladas e despachadas para o comércio. Apesar de ser um processamento muito simples, alguns cuidados precisam ser tomados para evitar a contaminação do produto durante este processo. A área de recepção e limpeza das ostras deve ser abrigada do sol, com paredes e piso de fácil higienização e sistema de drenagem da água utilizada (Figura 3). Esta área deve ser externa e não possuir acesso direto para a sala de embalagem, a qual pode ser acessada somente por funcionários que higienizaram as botas, as mãos e que estiverem com touca para evitar a queda de cabelos sobre o produto (Figura 4).

Figura 3. Limpeza externa das ostras com jato de água hipoclorada, em área externa coberta e com paredes e piso de fácil higienização
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 4. Área de higienização das mãos e limpeza de botas com funcionário utilizando uma touca para os cabelos. Na imagem da direita é possível ver um lavador de botas
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

Uma vez higienizadas externamente, as ostras são passadas, através de um óculo, para a sala de embalagem, onde são contadas em uma mesa de aço inox, embaladas com saco plástico e caixa de isopor com gelo também ensacado, e despachadas para o comércio em veículo com câmara refrigerada (Figura 5). As ostras devem ser posicionadas com a concha côncava para baixo, para reduzir a perda de líquido intervalvar, o que poderia causar o ressecamento e a morte prematura das ostras. Este processamento simples somente pode ser realizado com ostras provenientes de áreas com baixas concentrações de bactérias fecais. As ostras colhidas em áreas com concentração moderada de coliformes fecais necessitam passar pelo processo de depuração ou tratamento térmico.

Figura 5. (A) óculo para passagem das ostras da área de lavação para a área de contagem e embalagem; (B) sala higienizada para contagem e embalagem de ostras *in natura*
Fotos: Felipe Matarazzo Suplicy

10.5 Depuração de ostras

A depuração é um processo de purificação de ostras moderadamente contaminadas, por meio da imersão dos moluscos em tanques com água do mar esterilizada. Antes de serem depuradas, as ostras devem ser lavadas externamente e limpas de incrustações, lodo e algas. Dentro do tanque de depuração, as ostras filtrarão a água do mar, ou água marinha artificial esterilizada, e eliminarão as bactérias patogênicas que estão acumuladas em seu intestino (LEE et al., 2008).

Como a depuração é considerada uma forma de processamento, este processo somente pode ser realizado em um estabelecimento para processamento de pescado, com inspeção sanitária – não pode ser realizado em um restaurante, a menos que o estabelecimento tenha uma área de manipulação de pescados com inspeção sanitária (MPA/MAPA, 2012). Existem diversos modelos de depuradoras de moluscos desenvolvidos para pequena, média ou grande escala de moluscos (Figuras 6, 7 e 8) (SEAFISH, 2018).

De maneira geral, alguns pontos são essenciais para assegurar a eficiência do processo de depuração. O sistema de tratamento de água deve prover uma boa filtragem de material particulado presente na água, tanto de matéria orgânica como inorgânica, sendo desejável uma bateria de filtros de 100µm, 10µm e 1µm. Uma vez que a água estiver límpida, ela pode passar pelo processo de esterilização, que pode empregar filtros com lâmpada ultravioleta (UV), geradores de ozônio ou cloração. O método mais comumente utilizado é a esterilização por UV, por ter um baixo custo, alta eficiência, quando a potência da lâmpada é bem dimensionada para a vazão da água a ser tratada. Além da filtragem e da esterilização, a água necessita ser resfriada com um *chiller* para evitar estresse das ostras durante o processo, o que poderia causar uma indução à desova ou redução do tempo de prateleira das ostras nos dias subsequentes à depuração (LEE et al., 2008).

O volume de ostras no tanque de depuração deve ser tal que permita que elas abram as conchas para filtrar. Um excesso de ostras nos cestos de depuração pode impedir que as ostras posicionadas na parte inferior das caixas filtrem a água normalmente. Da mesma forma, se a vazão de água não for adequadamente ajustada para o volume de ostras, ou se as caixas de depuração não forem suficientemente vazadas, permitindo uma boa passagem da água pelos animais, a depuração poderá ser prejudicada, não purificando as ostras ou elevando o tempo de depuração necessário para que elas atinjam padrões aceitáveis para o consumo. Em geral, moluscos moderadamente contaminados atingem condições aceitáveis para o consumo após 36 ou 48 horas de depuração. Por este motivo, uma depuradora deve operar com pelo menos dois tanques para assegurar um fornecimento diário de ostras (SEAFISH, 2018; LEE et al., 2008).

Figura 6. Depuradora de pequena escala com tanque de 660 litros, para depurar até 60 dúzias de ostras
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 7. Tanque de depuração de média escala com volume de 4.000L e capacidade para 70 caixas vazadas, cada uma com 10 dúzias de ostras (total de 700dz.). Em primeiro plano está uma caixa vazada com ostras
Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Figura 8. Planta de depuradora industrial com caixas empilháveis
Foto: Manuel Portela

A depuração deve sempre ser realizada com um rigoroso controle dos lotes de moluscos. Uma vez iniciado um ciclo de depuração, o processador não pode adicionar mais ostras ao tanque. Concluído o ciclo, os tanques devem ser drenados antes da retirada das caixas com ostras, e os tanques de depuração devem ser limpos e higienizados. Em cada depuração deve ser registrada ao menos a data, a origem do lote, os horários inicial e final da depuração e o volume de ostras. Em depuradoras médias e grandes é recomendável também ter um registro do oxigênio dissolvido na água de depuração (SEAFISH, 2018).

A planta de processamento deve ter sempre um fluxo unidirecional no sentido da área de recepção e lavação externa, para a área de depuração, área de contagem e embalagem, e área de armazenamento e despacho do produto (Figura 9). Antes de construir uma planta de processamento de pescados, é recomendável procurar orientações junto ao serviço de inspeção sanitária municipal e, se este não estiver disponível em sua cidade, o serviço de inspeção sanitária estadual ou federal. De maneira geral, a aprovação do projeto e a concessão do selo de inspeção tende a ser facilitada quando o interessado busca orientação e até mesmo quanto à localização do terreno. No caso da depuração, há de se considerar ainda o acesso à água do mar livre de contaminação ou moderadamente contaminada que, após tratamento esterilizador, possa ser utilizada no processo de purificação das ostras.

Uma alternativa para pequenos e médios produtores que desejam ter um produto com inspeção sanitária, depurado ou não, e que não disponham de recursos para montar ou construir uma planta de processamento de pescados, é a terceirização do processamento para um estabelecimento com inspeção. Neste caso, o produto processado pode ter uma embalagem com o rótulo e a marca do produtor, com informações e número de inspeção sanitária do estabelecimento processador. O registro de rótulo pode ser solicitado ao serviço de inspeção sanitária municipal, estadual ou federal.

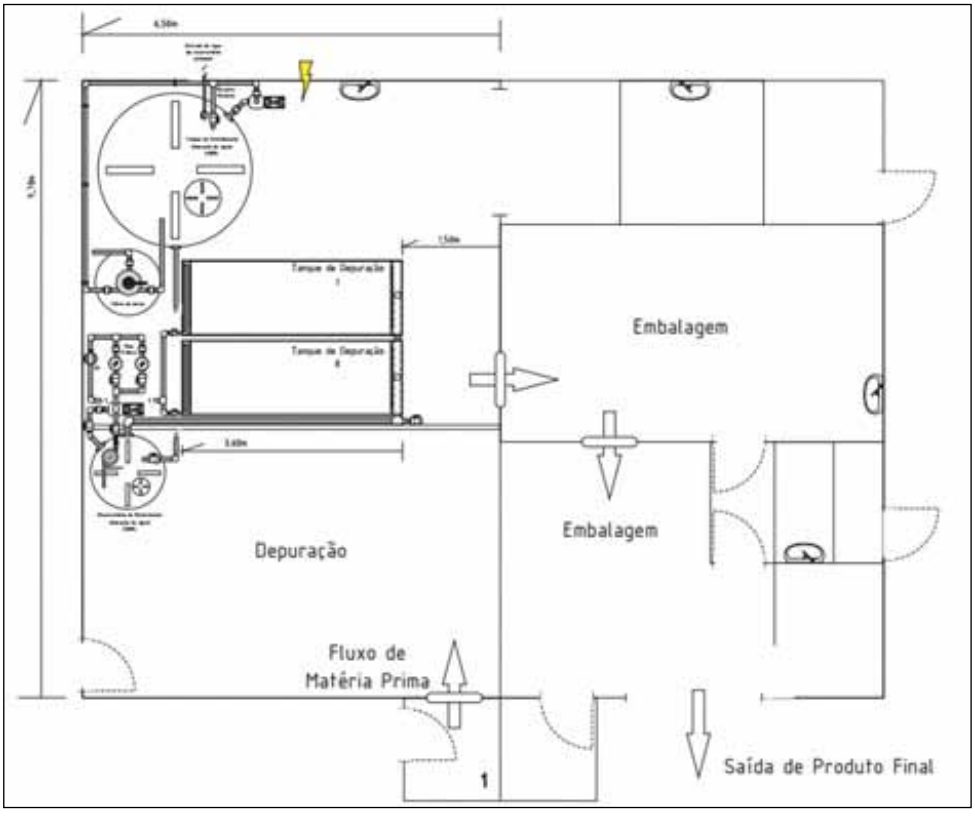

Figura 9. Leiaute de uma depuradora de média escala com dois tanques de 4.000 litros. As ostras são lavadas externamente na área assinalada com "1", passando por óculos em um sentido unidirecional até a saída do produto. Planta baixa da depuradora de Coruripe, AL
Projeto: Felipe Matarazzo Suplicy e Marcel Boaventura

10.6 Distribuição e comércio

Uma vez que as ostras estejam processadas e devidamente embaladas, todo o cuidado deve ser tomado para evitar a deterioração ou contaminação durante a distribuição e o comércio do produto. A cadeia de frio deve ser mantida sob pena de redução do tempo de vida de prateleira das ostras que, mesmo embaladas, devem estar sempre abrigadas do sol e a uma temperatura máxima de 15°C (MPA/MAPA, 2012). Idealmente, os pontos de venda devem manter registros para poder oferecer uma rastreabilidade das ostras com informações de seu local de origem, data de colheita, além do local e do tipo de processamento (ECKSCHIMDT, 2009; LEE et al., 2008).

Foto: Sandra Puente

Capítulo 11 – ANÁLISE ECONÔMICA DO CULTIVO DE OSTRAS

Felipe Matarazzo Suplicy
& Luis Augusto Araujo

Introdução

A gestão é uma prática determinante para o sucesso de qualquer negócio e os estabelecimentos que cultivam ostras não são uma exceção. A produção de ostras precisa se adequar às mudanças relacionadas à adoção contínua de novas tecnologias, aumento do capital investido, busca de novas alternativas de comercialização e maior risco. Esse conjunto de variáveis cria novos desafios, mas também revela novas oportunidades para o produtor que possuir as habilidades certas para a gestão de seu negócio.

Apesar do cultivo de ostras parecer uma atividade glamorosa e prazerosa, realizada na beira do mar, e de atrair diversas pessoas interessadas em investir nesse segmento, é preciso ter ciência de que esta atividade não é um negócio para quem quer enriquecer rápido. Todos aqueles que triunfaram nesse negócio o fizeram através de muito trabalho, dedicação, investimentos significativos e sacrifício pessoal. É preciso ter em mente que, em primeiro lugar, a maricultura é um negócio. E como em qualquer outro negócio, o propósito aqui não é produzir ostras, e sim gerar lucro. Por isso, o produtor deve fazer um estudo de viabilidade econômica antes de iniciar o cultivo, pois se não souber como e para onde ir, ele nunca chegará a ter um negócio lucrativo (CHAMMAS & SUPLICY, 1999).

Um bom estudo e planejamento prévio é ainda mais necessário no cultivo de ostras, cujo custo de produção pode variar muito entre regiões e locais de cultivo, espécies cultivadas, sistemas de cultivo empregado e escalas de produção. Além disso, não é recomendável que se adotem análises econômicas de cultivos existentes como referência de rentabilidade para pessoas interessadas em investir nesse negócio. Cada empreendimento de cultivo de ostras possui infraestrutura, produção, marketing e finanças diferentes, de forma que cada situação deve ser analisada individualmente, considerando as circunstâncias locais (PARKER et al., 2020).

Apesar disso, e apenas para dar alguma ideia ao leitor sobre custos e rentabilidade deste negócio, apresentaremos aqui alguns trabalhos realizados sobre o tema. Uma análise precedente sobre o custo de produção e a rentabilidade de uma propriedade modal para o cultivo de ostras em Florianópolis (MUNOZ & MATAVELI, 2016) considerou um cultivo de *Crassostrea gigas* com área de 1ha, manejo de 400 mil sementes em dois ciclos e produção de 18 mil dúzias por ano. Ela possuía na época do estudo um custo de produção de R$5,85/dz. Esta análise não considerou os custos de comercialização que, de acordo com a estratégia e os canais utilizados, podem afetar enormemente a rentabilidade do negócio.

Tendo exposto isto, este capítulo apresenta uma análise econômica do negócio de cinco produtores de ostras de Florianópolis, os quais utilizam diferentes sistemas de cultivo.

11.1 Caracterização dos produtores analisados

A Tabela 1 contém, de forma resumida, as principais características das fazendas de ostras analisadas. Dos cinco empreendimentos, dois são registrados como pessoas jurídicas, na categoria de microempresas com regime de tributação Simples. Os outros três produtores são pessoas físicas, tributados como produtores rurais.

Tabela 1. Sistema de cultivo, estratégia para inspeção sanitária e canais de comercialização adotados pelos cinco empreendimentos de maricultura analisados

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Tipo de entidade	Pessoa jurídica	Pessoa jurídica	Pessoa física	Pessoa física	Pessoa física
Sistema de cultivo	Longline simples com lanternas	Longline simples com lanternas	Travesseiros flutuante e mesa fixa com lanternas	Travesseiros flutuante e mesa fixa com lanternas	Longline duplo com lanternas
Inspeção sanitária	SIM/SISB	Sem inspeção	Sem inspeção	Sem inspeção	Terceirizada
Canais de comercialização	Peixarias e restaurantes locais	Processador	Processador	Restaurante próprio e distribuidores	Distribuidores, delivery, restaurantes e peixarias locais

O Produtor 1 é o único que possui o cultivo e o processamento constituídos dentro de uma mesma empresa, sendo que a análise econômica considerou os custos de produção e de processamento. O Produtor 3 paga pelo processamento terceirizado e posteriormente vende sua produção como produtor rural. Os Produtores 2 e 4 não possuem despesas de comercialização, além dos impostos e das taxas de emissão da Guia de Trânsito Animal (GTA) para lotes de moluscos que são inspecionados e comercializados por terceiros.

Em relação ao sistema de cultivo, os Produtores 1 e 2 utilizam longlines simples com boias de 30 litros e apenas lanternas para acondicionar as ostras. Os Produtores 3 e 4 utilizam travesseiros flutuantes para as fases de berçário e juvenis e lanternas em sistema fixo suspenso para a fase de engorda. O Produtor 5 utiliza longlines duplos com boias de 60 litros e lanternas. Mais detalhes sobre cada sistema de cultivo são apresentados no Capítulo 8 deste livro.

Apesar da variedade na utilização dos recursos e da especificidade de cada fazenda, adianta-se ao leitor que o uso dos dados dos cinco produtores tem dois motivos principais: contextualizar aspectos estratégicos e de interesse econômico no planejamento do negócio e avaliar o impacto das estratégias de produção e comercialização na rentabilidade e lucratividade desses estabelecimentos. Ainda nessa perspectiva, outro propósito deste capítulo é o de apresentar técnicas de análise econômica da ostreicultura.

11.2 Contextualização da análise econômica

A análise econômica completa da fazenda de ostras é parecida com um exame médico completo: deve ser realizada periodicamente para ver se existem sintomas que indiquem se o negócio está funcionando como deveria. Os resultados de cinco fazendas semelhantes serão utilizados como padrões de comparação, buscando-se empregar uma abordagem sistemática para analisar esses resultados reais. Parafraseando Kay et al., (2014), a análise de um empreendimento rural pode ser dividida em quatro áreas de investigação:

1. Lucratividade - A lucratividade é analisada comparando-se rendas e despesas. Uma elevada renda líquida do negócio de ostras é geralmente uma meta importante para o produtor, embora não necessariamente a única.

2. Escala de produção - Não possuir recursos adequados, muitas vezes, é motivo de lucros baixos. Por outro lado, expandir o negócio rápido demais ou exceder a escala de produção que o produtor consegue manejar e gerir eficazmente também afetam negativamente os lucros.

3. Eficiência - Baixa lucratividade da fazenda aquícola, muitas vezes, pode ter sua origem no uso ineficiente dos recursos em uma ou mais áreas do negócio. Devem ser examinadas medidas de eficiência econômica e física.

4. Financeiro - A análise financeira se concentra na posição de capital do negócio, incluindo solvência, liquidez e alterações do patrimônio líquido.

Tomando-se por base as três primeiras áreas de investigação, com exceção da área financeira, por não se dispor desses dados, busca-se analisar essas áreas a partir do uso de indicadores econômicos empregados pela pesquisa e pela extensão rural junto aos agricultores de Santa Catarina (FERRARI et al., 2021).

A análise a seguir é restrita ao cultivo de ostras *Crassostrea gigas* nas condições encontradas em Santa Catarina. Os dados técnicos e os indicadores econômicos foram apurados no segundo semestre de 2020. Considerando que a pandemia causada pelo Covid-19 naquele ano alterou consideravelmente o volume de produção, a operação e a rentabilidade das fazendas, os produtores entrevistados forneceram informações relativas ao período anterior à pandemia. As informações se referem a um ano civil, que corresponde também a uma safra de ostras.

11.3 Tamanho da fazenda

Na definição do tamanho da fazenda e da escala de produção é preciso ter em mente que este não é um hobby e sim um negócio. Portanto, ao planejar o negócio, o produtor deve levar em conta a necessidade de produzir um volume constante de ostras necessário para abrir mercado e manter uma carteira regular de clientes. A lucratividade deste negócio está relacionada não só com o tamanho da fazenda de ostras, mas também com a complexidade do empreendimento. Em alguns casos, uma fazenda com volume intermediário de produção anual, mas que se concentra apenas na etapa de cultivo das ostras no mar, sem adentrar em toda a complexidade e carga de trabalho necessário para registrar e manter uma área de processamento com serviço de inspeção, pode ser tomada como exemplo.

O tamanho e a escala de produção de uma fazenda de ostras podem ser sucintamente descritos por medidas como o tamanho da área ocupada no mar, o volume anual de sementes de ostras utilizadas, o volume anual de dúzias produzidas e o número de funcionários. A Tabela 2 apresenta as principais medidas de tamanho das cinco fazendas analisadas neste capítulo.

Tabela 2. Indicadores de tamanho e escala de produção de cinco fazendas de ostras, em Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Produção anual (dz.)	200.000	100.000	100.000	20.000	15.000
Área ocupada (ha)	2,4	3	0,8	0,3	0,3
Volume anual de sementes	5.000.000	4.000.000	3.000.000	1.000.000	400.000
Funcionários	14	7	8	1	-
Mão de obra familiar	2	2	2	1	2

11.4 Componentes do custo de produção

O Custo Operacional Efetivo (COE) envolve todas as despesas relacionadas ao processo produtivo, como mão de obra, insumos, pró-labore, manutenção, e despesas de processamento e de comercialização. A diferença entre o COE e o Custo Operacional Total (COT) é que este último inclui também o custo de depreciação dos bens e dos equipamentos da fazenda de ostras. A participação percentual dos componentes do COE dos cinco produtores analisados são apresentados na Tabela 3 e na Figura 1.

As despesas com mão de obra representam o maior componente do COE, variando de 41% a 46% do custo de produção. As despesas com este item estão diretamente relacionadas com o volume de ostras produzidas anualmente. Por este motivo, a mecanização da classificação de ostras é um ponto importante, além de ser acessível tanto para pequenos como para grandes produtores. Apesar da escala de produção variar bastante entre os produtores analisados, a participação percentual no COE não variou muito entre os produtores que possuem funcionários. Já no caso do Produtor 5, que não possui empregados e utiliza mão de obra familiar, o pró-labore representou 56% do custo.

As despesas com insumos, com uma média de 16,25% do COE, e as despesas com comercialização, com média de 14,5%, aparecem como segundo e terceiro componentes mais importantes após a mão de obra.

Tabela 3. Valores e participação percentual dos componentes do Custo Operacional Efetivo (COE) dos cinco produtores analisados

Componentes do COE	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Insumos	150.000 (11%)	120.000 (24,3%)	90.000 (16,6%)	30.000 (19,3%)	12.000 (14%)
Mão de Obra	598.000 (43,7%)	206.375 (41,7%)	243.100 (44,9%)	71.500(45,9%)	-
Desp. Gerais	116.960 (8,6%)	23.340 (4,7%)	76.220 (13%)	5.760 (3,7%)	4.980 (5,7%)
Despesas financeiras	6.840 (0,5%)	6.840 (1,4%)	-	-	-
Despesas com comercialização	305.000 (13,1%)	91.308 (18,5%)	-	-	16.854 (19,7%)
Manutenção	76.800 (5,6%)	10.500 (2,1%)	33.600 (6,2%)	12.436 (8%)	3.800 (4,4%)
Pró-labore	240.000 (17,5%)	36.000 (7,3%)	74.400 (13,8%)	36.000 (23,1%)	48.000 (56,1%)
COE total	1.493.600	494.363	517.320	155.696	85.634

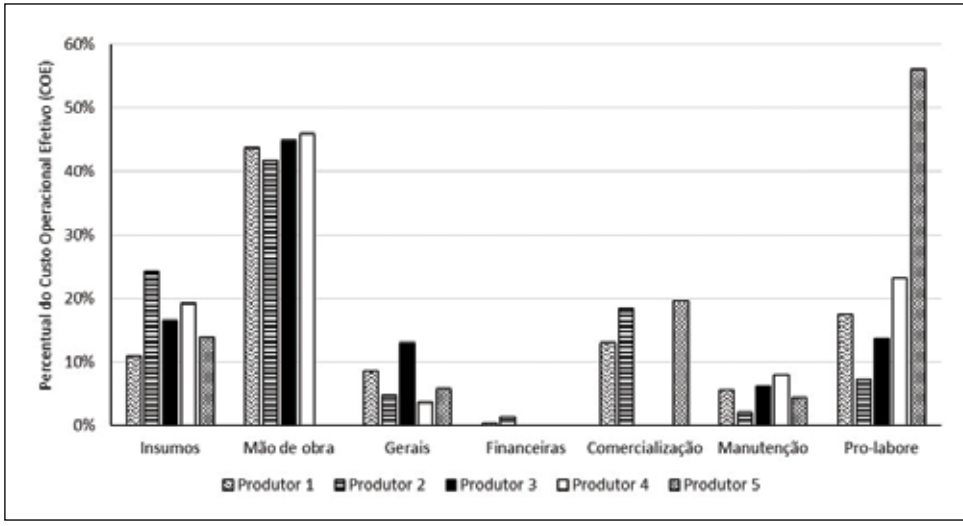

Figura 1. Comparação da participação percentual dos componentes do Custo Operacional Efetivo (COE) entre os cinco produtores analisados

Com o menor volume de produção entre as fazendas analisadas, e uma com despesa com processamento terceirizado em outro estabelecimento que dispõe de inspeção sanitária, o Produtor 5 apresentou um custo de comercialização de 19,7% do COE, sendo este o maior gasto percentual com processamento e comercialização entre os produtores analisados. Com um volume de produção de 200 mil dúzias/ano, sua própria planta de processamento com inspeção sanitária e o maior número de funcionários entre as fazendas estudadas, o Produtor 1 apresenta uma participação do custo de comercialização no COE

menor do que os Produtores 2 e 5. De fato, realizando simulações de aumento ou redução no volume de produção, nas planilhas elaboradoras com os dados levantados na pesquisa, os dados indicam que o volume mínimo para uma fazenda de ostras ser rentável com sua própria planta de processamento e inspeção sanitária seria de 150 mil dúzias por ano.

O Custo Operacional Total (COT) por unidade produzida variou de R$5,70 para o Produtor 3 até R$8,34/dz. para o Produtor 1. O COT médio entre os cinco produtores foi de R$6,96/dz. (Tabela 4).

Tabela 4. Componentes do custo operacional por dúzia de ostras produzidas por cinco produtores de ostras em Florianópolis, Brasil. Os valores em verde e vermelho indicam o menor e o maior custo por unidade entre os cinco produtores, respectivamente.

Custo por unidade (R$/dz.)	**Prod. 1**	**Prod. 2**	**Prod. 3**	**Prod. 4**	**Prod. 5**
Insumos	0,75	1,20	0,90	1,50	0,80
Mão de obra	2,99	2,06	2,43	3,58	-
Gerais	0,58	0,23	0,76	0,29	0,33
Financeiras	0,03	0,07	-	-	-
Comercialização	1,53	0,91	-	-	1,12
Manutenção	0,38	0,11	0,34	0,62	0,25
Pró-labore	1,20	0,36	0,74	1,80	3,20
Depreciação	0,87	1,09	0,53	0,49	0,74
Custo de produção total (R$/dz.)	**8,34**	**6,03**	**5,70**	**8,27**	**5,45**

11.5 Lucratividade do cultivo de ostras

A lucratividade é geralmente o primeiro ponto de interesse do empreendedor, ao considerar o investimento na produção de ostras.

Entre as medidas de lucratividade, o Lucro Operacional (LO) é uma das mais importantes medidas. O LO é obtido da diferença entre a Receita Bruta (RB), obtida pela multiplicação da produção da fazenda pelo preço de venda praticado por cada produtor - e o Custo Operacional Total (COT). A Margem Líquida de lucro (ML) é outra medida interessante para análise. Esse indicador mostra a relação entre o LO e a RB, em percentagem, ou seja, mede a proporção da RB restante após se deduzirem todos os custos operacionais totais. Isso pode ser dito ainda de outra forma, a ML mostra a taxa disponível de receita do cultivo de ostras, após o pagamento de todos os custos operacionais.

As medidas de lucratividade dos cinco produtores analisados são apresentadas na Tabela 5.

Tabela 5. Medidas de lucratividade de cinco produtores de ostras em Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Receita Bruta (RB)	2.400.000,00	1.000.000,00	600.000,00	143.000,00	150.000,00
Custo Operacional Total (COT)	1.667.836,67	602.878,83	570.490,00	165.485,64	96.764,97
Lucro Operacional (LO)	724.841,70	397.121,17	57.510,00	- 22.485,64	53.235,03
Margem Líquida (ML)	30,2%	39,7%	9,6%	-15,7%	35,5%

Entre os produtores analisados, o LO vai de um extremo mais alto, de R$724.841,70 para o Produtor 1, até um prejuízo de R$22.485,64 para o Produtor 4. Podemos observar também que uma maior receita e um maior lucro operacional não significam necessariamente que o negócio possui a maior lucratividade. Com um volume de produção menor do que o Produtor 1, e sem uma planta de processamento própria, o Produtor 2 apresenta a ML mais alta entre as fazendas analisadas, com 39,7%. Outro ponto interessante apresentado na Tabela 4 é que, embora o Produtor 3 tenha uma receita quatro vezes superior à do Produtor 5, seus LOs são próximos e sua ML é bem inferior à média de 35% observada para os Produtores 1, 2 e 5.

Com base nestas constatações, dois questionamentos podem ser feitos: Quais elementos determinam e explicam essas diferenças? O que pode ser feito para melhorar o desempenho das fazendas menos lucrativas? A heterogeneidade na qualidade dos recursos disponíveis pode constituir uma resposta parcial, sendo que, para chegarmos a respostas mais pormenorizadas, é preciso realizar uma análise completa do negócio em cada fazenda de ostras. Nas próximas seções deste capítulo, vamos nos aprofundar na análise do negócio destes produtores.

11.6 Análise do preço de venda das ostras

A definição correta do preço de venda é um fator determinante para assegurar a lucratividade da fazenda de ostras. Apesar do preço ser em grande parte regulado pelo mercado, cabe ao produtor conhecer exatamente qual é o seu custo de produção e o nível de agregação de valor em seu produto, para poder definir um preço de venda adequado e condizente. Obviamente, o preço de venda de um produto com inspeção sanitária deve ser superior ao de um produto similar, porém sem inspeção. A Tabela 6 apresenta os preços de venda por dúzia de ostras praticados pelos produtores analisados neste capítulo.

Tabela 6. Preços de venda unitários de cinco produtores de ostras em Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Preço de venda (R$/dz.)	12,00	10,00	6,00	7,15	12,00

Os Produtores 1 e 5, que possuem produtos com inspeção sanitária, vendem as ostras com um valor superior ao dos valores praticados pelos três produtores sem inspeção. O preço praticado pelo Produtor 1 contribui para ampliar em pelo menos 20% sua RB, em relação ao preço praticado pelos demais produtores. Entre os produtores sem inspeção, o Produtor 3 possui o menor preço, sendo que este é ligeiramente superior ao seu custo de produção unitário de R$ 5,70/dz. Já o Produtor 4 tem vendido sua produção por um preço inferior ao seu custo de produção unitário de R$ 8,27/dz. A definição de um preço de venda próximo ou abaixo do custo de produção explica em grande parte a baixa lucratividade destes dois produtores.

A Figura 2 mostra o resultado da análise de sensibilidade da margem líquida de lucro (%) para variação de mais ou menos 10% e 20% no preço de venda, considerando-se o preço médio, entre os cinco produtores, de R$9,03/dz. O negócio do Produtor 4 se revela com prejuízo, sendo lucrativo apenas caso ocorra aumento de 20% no preço da ostra. O negócio do Produtor 3 passa a ter prejuízo com uma redução de apenas 10% no preço de venda. Já o negócio dos Produtores 1, 2 e 5 são menos sensíveis a variações no preço de venda e mantêm uma margem líquida de lucro mesmo com uma redução de 20% no preço.

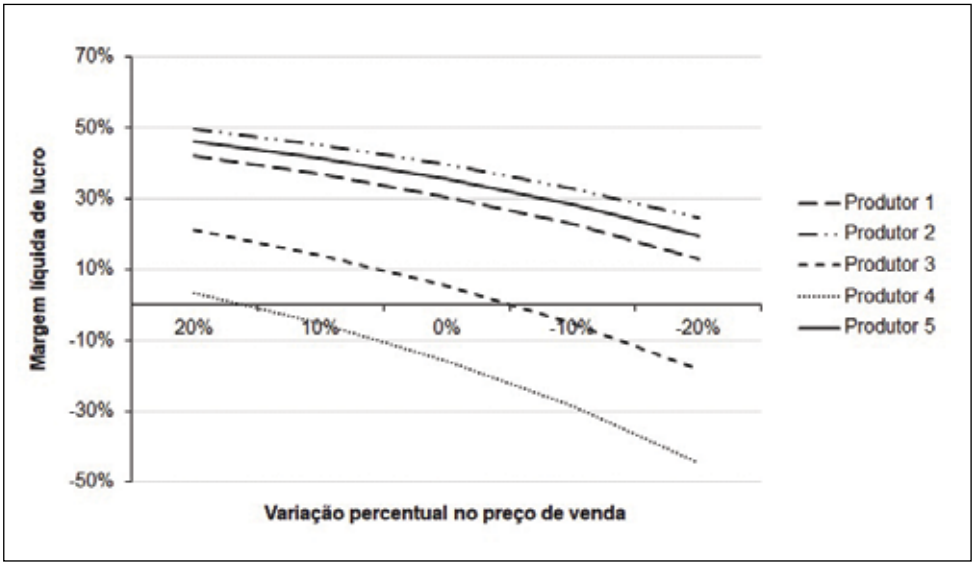

Figura 2. Análise de sensibilidade da margem líquida de lucro de cinco produtores de ostras de Florianópolis, para variações de ±10% e 20% no preço de venda das ostras

Em um cenário hipotético com a igualação do preço de venda de todos os produtores em R$12,00/dz., o negócio do Produtor 3 é o que apresentaria a maior margem de lucro (48,8%), seguido do Produtor 2 com 48% e do Produtor 5, com 46%. Neste cenário de preço igualado, o Produtor 1, que mantém uma unidade de inspeção sanitária própria e possui um maior custo de comercialização, apresenta a menor margem de lucro líquido, com 30,2%. Uma análise de sensibilidade da margem líquida de lucro para variações de

±10% e 20% no preço de venda demonstra que os cultivos dos Produtores 2 e 3 poderiam apresentar uma lucratividade próxima a 60%, com um preço de venda de R$14,40/dz. (Figura 3).

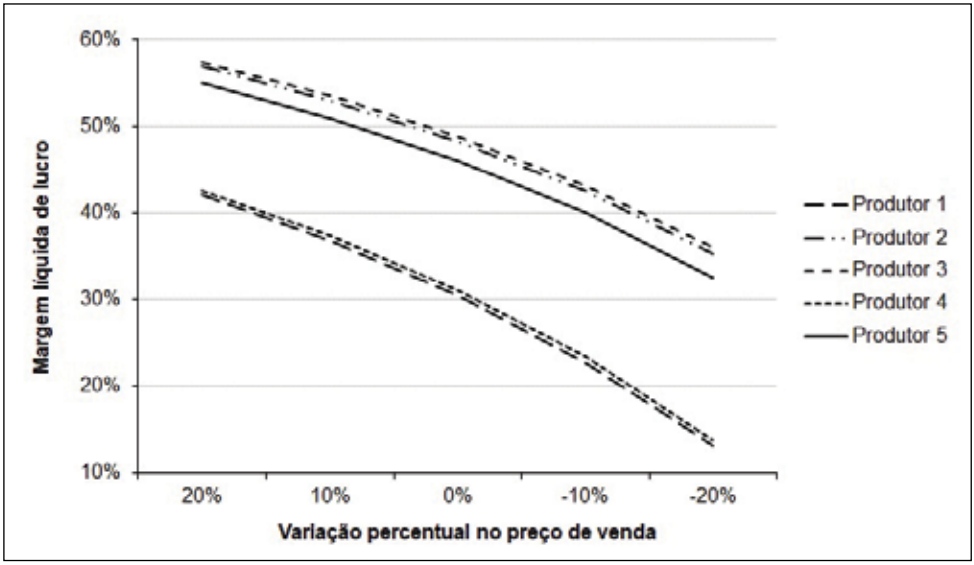

Figura 3. Análise de sensibilidade da margem líquida de lucro de cinco produtores de ostras de Florianópolis para variações de ±10% e 20% no preço de venda das ostras, com o preço igualado em R$12,00/dz.

Esta comparação de preços igualados visa demonstrar que não só o preço de venda, mas também a eficiência na utilização dos recursos empregados, são determinantes para se obterem lucratividades elevadas nas fazendas de ostras.

11.7 Medidas de eficiência

Alguns produtores conseguem obter uma produção maior de ostras, ou um menor custo de produção por utilizarem seus recursos com mais eficiência. Medidas de eficiência normalmente consideram o produto ou valor de produção obtido por unidade de recurso empregado.

Um negócio de cultivo de ostras pode empregar diversos tipos de recursos, o que exige abordagens distintas para medir tanto a eficiência física como a econômica. Algumas das abordagens mais úteis serão apresentadas aqui.

11.7.1 Medidas de eficiência econômica

As medidas de eficiência econômica são apuradas como uma percentagem relacionada ao uso do capital ou como valores em dinheiro por unidade de recurso

empregado. A Tabela 7 apresenta algumas medidas de eficiência econômica que devem ser consideradas na análise econômica do cultivo de ostras.

Tabela 7. Medidas de eficiência econômica para cinco produtores de ostras de Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Eficiência de capital					
Razão de despesa operacional	0,62	0,49	0,82	1,09	0,57
Razão de depreciação	0,07	0,11	0,08	0,07	0,07
Razão de lucro operacional	0,31	0,40	0,09	- 0,16	0,35
Eficiência de mão de obra Receita por colaborador (R$ x 1.000)	160	111	75	48	75
Eficiência pecuniária					
Dúzias produzidas por R$100,00 de insumo	75	120	90	150	80

Em relação à eficiência de capital, a razão de despesa operacional é obtida da relação entre o COT e a RB. Com uma escala de produção entre as mais baixas das fazendas analisadas, despesa de mão de obra por unidade produzida mais alta (Tabela 4) e preço de venda abaixo de seu custo de produção, o Produtor 4 exibe a mais alta razão de despesa operacional (1,09).

A razão de depreciação, de forma similar à razão de despesa operacional, é calculada dividindo-se o valor da depreciação pela RB. O Produtor 2 obteve o maior coeficiente para esta medida, sugerindo que possui uma estrutura física proporcionalmente mais custosa em sua fazenda em relação aos demais produtores.

Em relação à eficiência de mão de obra, a medida normalmente utilizada é a receita por funcionário, devendo ser apurado o custo tanto da mão de obra contratada como da familiar, que neste caso foi informado como valor de pró-labore dos familiares envolvidos. Essa medida é obtida dividindo-se a RB da fazenda em determinado período pelo número de colaboradores envolvidos. Neste ponto, o Produtor 1 apresentou a melhor eficiência no uso da mão de obra e o Produtor 3 a menor.

Por fim, em relação à eficiência pecuniária, a medida de produção de ostras por R$100,00 de insumo é calculada dividindo-se a produção obtida em um determinado período pelo valor total dos insumos empregados, e multiplicando-se o resultado por 100. Neste caso, o Produtor 4 é o que obteve a maior eficiência pecuniária, produzindo 150 dúzias de ostras para cada R$100,00 empregados em insumos, mesmo apresentando o maior custo de insumos por dúzia de ostra produzida entre os cinco produtores (Tabela 4).

Em termos de eficiência econômica por dúzia de ostra produzida, o Produtor 2 se mostrou mais eficiente no período analisado, apresentando o menor custo de produção por unidade em cinco dos oito componentes que compõem o COT (Tabela 4).

11.7.2 Medidas de eficiência física

A eficiência física na utilização dos recursos depende de diversos fatores intrínsecos e extrínsecos à fazenda marinha. Os fatores intrínsecos são os que estão sob a capacidade de decisão do produtor. Entre eles podemos citar a seleção do local e do sistema de cultivo, e o resultante do bom aproveitamento da área de cultivo, a eficiência do manejo adotado, e o nível de tecnologia empregada no cultivo de ostras. Já os fatores extrínsecos estão relacionados a aspectos que afetam a eficiência física, mas que estão além do controle do produtor, como a influência da temperatura e a disponibilidade de alimento natural para as ostras. Algumas medidas de eficiência física, como a taxa de sobrevivência das sementes até o tamanho adulto, dependem tanto de fatores intrínsecos (sistema de cultivo e técnica de manejo), como de fatores extrínsecos como temperatura, salinidade e disponibilidade de alimento na água do mar. A Tabela 8 apresenta as medidas de eficiência física nas fazendas dos cinco produtores analisados neste capítulo.

Tabela 8. Medidas de eficiência física de cinco produtores de ostras de Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Produtividade por área (dz./ha)	83.333	33.333	125.000	66.667	50.000
Produtividade por funcionário (dz./funcionário)	14.286	14.286	12.500	20.000	-
Sobrevivência das sementes (%)	48	30	40	24	45

Em termos de produtividade por área da fazenda, o sistema de cultivo com travesseiros flutuantes para a fase berçário e lanternas suspensas em sistema fixo na fase de engorda permite que o Produtor 3 obtenha uma produtividade por área 3,75 vezes superior à do Produtor 2, que utiliza longlines simples. Embora empreguem o mesmo sistema de cultivo e possuam áreas com dimensões similares, o Produtor 1 possui uma produtividade por área 2,5 vezes superior ao Produtor 2. Isto pode indicar que a técnica de manejo empregada pelo Produtor 1 está sendo mais eficiente que o manejo adotado pelo Produtor 2. Entretanto, quando se considera o rendimento por pessoa empregada, o Produtor 3 se mostrou mais eficiente, os Produtores 1 e 2 possuem praticamente a mesma eficiência, e o Produtor 4, o menor rendimento por funcionário.

Em relação ao aproveitamento de sementes, o Produtor 1 apresenta a maior taxa de sobrevivência, com 48%, enquanto o Produtor 4 apresentou a menor taxa, com 24%. Os demais produtores apresentam taxas intermediárias, variando de 30% a 45%, o que são consideradas taxas normais para *Crassostrea gigas* cultivadas em Santa Catarina (Tabela 8).

11.8 Remuneração de capital e produção mínima de nivelamento

No método de análise econômica por custo operacional, o custo de oportunidade, ou taxa de remuneração do capital é calculado pela divisão do LO pela soma do estoque de capital médio. Onde o estoque de capital médio é calculado somando-se o valor de aquisição dos equipamentos de cultivo, máquinas, equipamentos e veículos, com o valor residual do item (valor de venda após a conclusão de sua vida útil), dividido por dois. Já a produção mínima de nivelamento corresponde ao volume mínimo de ostras que precisam ser produzidas para pagar ao menos o seu custo de produção, ou seja, é calculada dividindo o COT pelo preço de venda praticado para a dúzia de ostra (FERRARI et al., 2021). A taxa de remuneração de capital e a produção mínima de nivelamento dos cinco produtores analisados neste capítulo são apresentadas na Tabela 9.

Tabela 9. Taxa de remuneração da capital e produtividade de nivelamento calculados para cinco produtores de ostras em Florianópolis, SC

	Produtor 1	Produtor 2	Produtor 3	Produtor 4	Produtor 5
Taxa de remuneração do capital	149%	127%	10%	-48%	74%
Produção de nivelamento (dz.)	138.986	60.288	95.082	23.145	9.676

No período analisado, o Produtor 1 apresentou a melhor taxa de remuneração do capital, seguido pelo Produtor 2 e o Produtor 5. No caso do Produtor 3, o preço de venda mais baixo entre todos os produtores foi o maior determinante para chegar a uma taxa de remuneração do capital de apenas 10%.

As taxas anuais de remuneração de capital dos Produtores 1, 2 e 5 são muito superiores às taxas reportadas para produtores de ostras nos Estados Unidos, que são de 13% para um produtor com um volume de 2 milhões de sementes e produção de 83 mil dúzias por ano (PARKER et al., 2020). Maguire & Nell (2007) mencionam que fazendas de *C. gigas* em regiões favoráveis na ilha da Tasmânia, Austrália, podem atingir uma taxa de remuneração sobre o capital de até 27% por ano. Há de se considerar ainda que o preço das ostras no Brasil é bastante inferior ao preço médio de R$33,00/dz. (US$0,50 por ostra) pagos para os produtores nos Estados Unidos e na Austrália (PARKER et al., 2020; O'CONNOR & DOVE, 2009) e R$ 48,50/dz. (€$ 7,30/dz.) pagos na França (STATISTA, 2020).

A produção de nivelamento, ou seja, o volume mínimo de ostras necessário para custear as operações da fazenda varia entre 60% e 69% do volume produzido anualmente em cada empreendimento, com exceção do Produtor 4, cuja produção de 20 mil dúzias ainda está aquém do ponto de nivelamento.

11.9 Considerações finais

Na análise do negócio de ostras, o emprego de uma abordagem sistemática se faz necessário para um melhor diagnóstico e apoio à tomada de decisão. As áreas de investigação propostas por Kay et al., (2014) permitem organizar a forma de se analisar. Assim, por exemplo, constatando-se uma baixa lucratividade e/ou renda, analisa-se o tamanho do estabelecimento verificando-se a existência de recursos suficientes para gerar renda adequada ao produtor. Após isso, pode-se atentar para as distintas medidas relacionadas à eficiência do negócio, sejam elas econômicas, sejam elas físicas.

Como pudemos observar na análise econômica dos cinco produtores de ostras de Florianópolis, o sucesso de uma fazenda de ostras depende de diversos fatores que incluem não só aspectos já abordados em outros capítulos desta obra, como a seleção do local, o sistema de cultivo utilizado e a técnica de manejo empregada, mas também de um bom planejamento, do acompanhamento econômico do negócio e de um aproveitamento eficiente dos recursos empregados.

O maior volume de produção do Produtor 1 permitiu uma diluição dos custos com insumos, o segundo maior componente do custo de produção. Este ganho de escala, aliado à agregação de valor com inspeção sanitária, uma boa eficiência física em relação ao aproveitamento das sementes e da área de cultivo e um bom preço de venda, permitiu que este produtor obtivesse a melhor taxa de remuneração de capital.

O Produtor 4 foi mais eficiente e apresentou a maior lucratividade entre as fazendas analisadas, a qual poderia ter sido ainda maior se fosse adotada a tributação incidente sobre o produtor rural ao invés dos impostos pagos como microempresa. A menor margem líquida, de apenas 9,2%, foi observada na fazenda do Produtor 3 que, com a estratégia de agregar valor ao produto e aumentar o lucro com as vendas no restaurante do qual é sócio, optou por adotar um preço de venda quase igual ao seu custo de produção.

A temperatura subtropical da água do mar encontrada em Santa Catarina permite que os produtores locais colham as ostras *Crassostrea gigas* a partir de seis meses e até 18 meses de cultivo. Esta é uma grande vantagem se for levado em conta que produtores de ostra desta espécie nos demais países levam de 12 a 36 meses para concluir um ciclo de cultivo, sendo que a maior parte das ostras leva dois anos para atingir o tamanho comercial (BARILLÉ et al., 2020; O'CONNOR & DOVE, 2009).

A análise das fazendas de ostras com características de negócio distintos demonstra que a lucratividade deste setor depende de gestão, da escala de produção, da estratégia de produção, de processamento e do preço de venda, entre outros fatores. Além disso, é possível ressaltar a importância da manutenção de um acompanhamento e do controle de receitas, de despesas e de custo de produção. A propósito, só assim se pode avançar na análise financeira da fazenda, quarta área de investigação proposta por Kay et al., (2014), a fim de se avaliar os aspectos relacionados à solvência e à liquidez da fazenda, ainda não tratados neste capítulo.

Foto: Felipe Matarazzo Suplicy

Capítulo 12 - PATOLOGIAS DE OSTRAS DE INTERESSE COMERCIAL

Fernando Ramos Queiroga,
Patricia Mirella da Silva
& Andrei Félix Mendes

12.1 Aspectos gerais

De forma geral, as estratégias de controle de agentes patogênicos levam em consideração a sua capacidade de disseminação no ambiente e seus impactos adversos. No âmbito da ostreicultura, a transferência de ostras de um local para outro, com diferentes fins, pode causar a introdução e disseminação de parasitas – oriundos da população introduzida – na população local. Como a maioria esmagadora de patógenos de moluscos é composta de microrganismos (BOWER, 2010), eles podem ser facilmente transportados junto com as ostras (aderidos na concha, internamente nos tecidos ou na água da cavidade paleal). Ainda, muitos parasitas são liberados com as fezes ou muco branquial e podem ser levados pelas correntes, marés ou com a água de lastro de navios. Uma vez que o parasita chega a uma área de produção de ostras, há uma enorme possibilidade de que, caso se adapte àquele ambiente, a transmissão e a disseminação deles sejam facilitadas devido às altas densidades de produção a que os animais são submetidos, favorecendo assim a ocorrência de epizootias. Dessa forma, destaca-se a necessidade de ter extrema cautela nas práticas de translocação de água e, principalmente, de ostras, entre diferentes locais.

Em populações de ostras, existem exemplos históricos de epizootias registradas após introduções voluntárias de ostras de outros continentes, como no caso da doença da brânquia, causada por iridovírus na ostra portuguesa *Crassostrea angulata* na França (ARZUL et al., 2017), ou no caso das patologias causadas pelos protozoários como o *Haplosporidium nelsoni*, que afetou populações da ostra americana *Crassostrea virginica* nos Estados Unidos (EUA) e *Bonamia ostreae* na ostra europeia *Ostrea edulis*, na França (ARZUL & CARNEGIE, 2015). Nestes exemplos, o parasita foi trazido junto com a ostra introduzida e encontrou um hospedeiro suscetível. Neste contexto, a Organização Mundial para a Saúde Animal (do inglês, *World Organization for Animal Health*, OIE) reúne em uma lista os patógenos de moluscos denominados de *declaração* ou *notificação obrigatória*, sendo eles: um tipo de herpes-vírus e a bactéria *Xenohaliotis californiensis* que afetam gastrópodes do gênero *Haliotis* (conhecidos como abalones) e cinco protozoários que afetam bivalves, sendo eles: *Bonamia exitiosa*, *B. ostreae*, *Perkinsus marinus*, *P. olseni* e *Marteilia refringens*. Todos estes protozoários afetam espécies de ostras em várias partes do mundo.

O reconhecimento dos parasitas/patologias de ostras se faz necessário para garantir a saúde das populações cultivadas. O diagnóstico correto realizado em tempo hábil pode evitar problemas de redução da produtividade no cultivo, ou ainda, surtos epizoóticos que, se ocorressem, levariam a perdas econômicas. Desta forma, e considerando o grande poder de disseminação dos agentes infecciosos em meio aquático e a ausência

de tratamentos em campo, recomenda-se o monitoramento patológico periódico em populações de ostras cultivadas.

Na ocasião da observação de uma mortalidade anormal (>20%), a coleta e a conservação de animais, mortos, moribundos e vivos, assim como o envio das mesmas a um laboratório de diagnóstico ou de referência, devem ser feitas o mais rápido possível.

Existem inúmeros agentes infecciosos, por isso, cada um deles possui um método de diagnóstico específico. Entretanto, alguns procedimentos são comuns a todos e são aplicados como rotina para monitorar simultaneamente uma ampla diversidade de patologias que acometem as ostras. Estes métodos não utilizam microscopia e serão descritos nesta sessão. Será comentado de forma breve o papel da observação macroscópica que, apesar de não ser capaz de detectar um patógeno, pois a maioria deles é invisível a olho nu, pode auxiliar na avaliação de sintomas externos e do estado de saúde do animal.

Algumas patologias podem causar alterações no aspecto externo da concha, ou nos tecidos moles do animal. As alterações macroscópicas mais comuns da concha são: presença de perfurações e tubos, coloração amarelada ou amarronzada e modificação do tamanho de ambas ou de apenas uma das valvas. Quanto ao aspecto dos tecidos moles, as alterações mais comuns são: redução ou transparência da glândula digestiva, presença de nódulos, redução da condição gonadal e retração do manto. Estas alterações podem, portanto, indicar a presença de um agente patogênico ou estado fisiológico debilitado do animal que deve ser avaliado.

As análises microscópicas são as mais indicadas para o diagnóstico das patologias de ostras. Podemos dividir estas análises em três tipos: o *imprint* de tecidos sólidos, o esfregaço de tecidos líquidos e o corte histológico.

A preparação de um *imprint* é simples, rápida e de baixo custo; basta retirar um fragmento (0,5-1cm^2) do tecido de interesse de uma ostra, secá-lo em um papel absorvente e pressioná-lo na superfície de uma lâmina histológica – pode-se repetir esse procedimento em vários pontos da lâmina – a fim de deixar uma camada de células do animal e, caso esteja infectado, do parasita. A lâmina deve ser fixada (metanol ou etanol) e corada com corantes para células (Giemsa). A observação é feita ao microscópio óptico (MO). Se houver necessidade de arquivar a amostra, deve-se cobrir com uma lamínula utilizando um líquido próprio para esta montagem. Para o diagnóstico que visa ao monitoramento de rotina, pode-se fazer *imprints* de diferentes tecidos em uma mesma lâmina.

O esfregaço é usado basicamente para tecidos líquidos, como a hemolinfa. Mas pode ser usado para a observação de patógenos no muco da superfície branquial ou ainda no líquido da cavidade paleal. O líquido deve ser espalhado sobre a lâmina com auxílio de outra lâmina ou pipeta, deixando secar ou, no caso da hemolinfa, esperar a adesão das células por 15-30 minutos e depois proceder a fixação, coloração e montagem como descrito acima. No caso da hemolinfa, é possível fazer a observação direta da amostra, sem fixação ou coloração, ao microscópio de contraste de fase.

O corte histológico é o método mais indicado e utilizado para a avaliação global da saúde das ostras e para a detecção da presença de agentes patogênicos. Por isso é muito utilizado, isoladamente ou em associação com outros métodos mais específicos. A elaboração de um corte histológico está descrita em detalhes e de forma ilustrada no

livro “Técnicas histológicas para moluscos bivalves marinhos e crustáceos” (HOWARD et al., 2004), que também fornece as composições de soluções fixadoras e corantes.

Cortes histológicos têm vantagens frente às demais preparações, pois permitem avaliar diversos tecidos do animal em uma única preparação, além de identificar um ou mais parasitas, os tecidos afetados e a extensão das lesões em cada um deles.

A reação em cadeia da DNA polimerase (do inglês, *Polymerase Chain Reaction,* PCR) é a técnica de biologia molecular mais usada para o diagnóstico específico dos parasitas. No que se refere aos parasitas de ostras, diversos pares de iniciadores específicos foram desenvolvidos para a PCR convencional e suas variações. Eles podem ser facilmente encontrados na literatura científica, e alguns no Manual de Testes de Diagnóstico para Animais Aquáticos da OIE (vide https://www.oie.int).

A manutenção da saúde das ostras é a condição imprescindível para obter-se altas taxas de produtividade. Para alcançar esta condição, deve-se primariamente selecionar um ambiente propício de cultivo. No entanto, mesmo nestas condições, alguns microrganismos presentes ou introduzidos podem provocar doenças e causar surtos de mortalidades, afetando a produção e trazendo prejuízos econômicos. Neste capítulo serão abordadas as doenças com maior impacto na ostreicultura mundial e nacional, incluindo neoplasias, infecções virais e infecções por protozoários.

12.2 Doenças de grande impacto na produção de ostras

12.2.1 Neoplasia

Os bivalves, assim como outros animais, também estão sujeitos ao desenvolvimento de cânceres. Nestes animais foram relatados dois tipos, denominados de Neoplasia Disseminada (ND) e Gonadal (NG) (vide revisão de CARBALLAL et al., 2015). Nesta seção serão abordadas as características da ND, pois a NG não afeta ostras.

A ND é caracterizada pela proliferação excessiva e anormal de células de origem desconhecida nos espaços abertos do sistema circulatório. Muitos autores sugerem que ela se origine a partir dos hemócitos (células de defesa). Esta hipótese resulta do fato das células neoplásicas serem observadas na hemolinfa (análoga ao sangue dos vertebrados), onde os hemócitos estão presentes, assim como no tecido conjuntivo de vários órgãos, que é banhado por ela.

O primeiro caso de ND foi observado na ostra americana *C. virginica* e na japonesa *Crassostrea gigas* nos EUA, com apenas poucos animais doentes. Após este relato outros bivalves foram detectados com esta patologia e atualmente já se conhecem inúmeros casos em espécies de interesse comercial associados com mortalidades expressivas. A incidência da ND em ostras é baixa, sendo o caso mais estudado o da ostra plana europeia *O. edulis*, cultivada na Galícia (Espanha). Nesta espécie a prevalência máxima foi de 40%, com 9,2% dos animais desenvolvendo estado avançado da doença (DA SILVA et al., 2011).

À medida que a ND progride, os hemócitos são “substituídos” por células neoplásicas, que não têm a mesma habilidade de defesa que os hemócitos e não apresentam a capacidade de realizar a fagocitose (DA SILVA et al., 2018), o que sugere uma redução

da capacidade do sistema imunológico em defender-se de eventuais agentes infecciosos invasores. Ainda, em casos avançados da doença, a alta quantidade de células neoplásicas nos tecidos, consumindo nutrientes, leva a uma disfunção dos órgãos que pode levar à morte do animal. A ND pode ser detectada por dois métodos microscópicos, o esfregaço de hemolinfa e cortes histológicos.

12.2.1.1 Neoplasia disseminada no Brasil

No Brasil, a ND foi detectada em duas espécies de ostras no Nordeste. A primeira ocorrência foi feita após um estudo de dois anos (1975-1977) para investigar as causas das mortalidades de ostras (*Crassostrea rhizophorae*) em um estuário da Baía de Todos os Santos, na Bahia. Somente uma ostra entre as 582 analisadas estava com a doença (NASCIMENTO et al., 1986). O segundo relato foi na ostra *Crassostrea gasar*, cultivada no estuário do Rio Mamanguape, no estado da Paraíba, com uma prevalência da doença de 7,1%. A maioria das ostras doentes (61,5%) apresentou neoplasia leve, mas 23,1% avançada (DA SILVA et al., 2018) (Figura 1). Neste evento não houve associação com mortalidades, mas são necessários mais estudos para se conhecer o real impacto da doença na população.

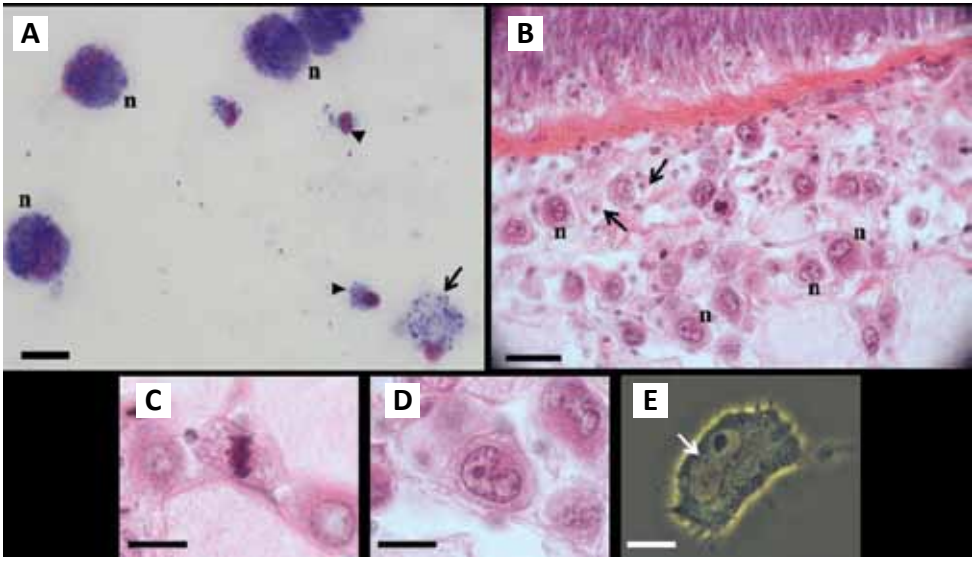

Figura 1. Neoplasia Disseminada em ostras *Crassostrea gasar*: (A) esfregaço de hemolinfa, contendo células neoplásicas (n) bem maiores que os hemócitos hialinos (ponta de seta) e os granulares (seta); (B) células neoplásicas (n) e hemócitos (setas) no tecido conjunto; (C) célula neoplásica em divisão (metáfase); (D) e (E) note o grande núcleo e nucléolo proeminente nestas células neoplásicas. Barra: 10µm para todas as imagens, exceto B que é 20µm.

Fonte: Imagem modificada de da Silva et al., (2018)

12.2.2 Herpes-vírus

Uma grande variedade de vírus foi relatada em bivalves, incluindo iridovírus, herpesvírus, papovavírus, togavírus, retrovírus, reovírus, birnavírus e picornavírus (ARZUL et al., 2017). Nesta sessão será abordado o caso mais recente de infecção por um herpesvírus associado à mortalidades massivas em *C. gigas* (ARZUL et al., 2017).

Desde a década de 90, o cultivo da ostra *C. gigas* tem sofrido sérias perdas econômicas em nível global provocadas por surtos sazonais de mortalidades acometendo principalmente larvas e juvenis. Estes surtos foram frequentemente associados com a presença de um vírus do tipo herpes, denominado Herpesvírus 1 da ostra (OsHV-1). A partir de 2008, durante os meses de verão na França, ocorreram mortalidades ainda mais expressivas (variando entre 60 e 100%) em sementes e juvenis, que culminaram em severas perdas econômicas. Estas mortalidades foram associadas ao surgimento de uma nova variante viral (OsHV-1 µVar). Esta variante afetou outros países da Europa e também atingiu países da Ásia e da Oceania, como Coreia do Sul, Japão, Nova Zelândia e Austrália, demonstrando sua rápida proliferação e ampla distribuição geográfica. A presença do OsHV-1 foi recentemente relatada na Argentina (BARBIERI et al., 2019) e no Brasil (MELLO et al., 2018), como vai ser comentado mais adiante.

Acredita-se que o OsHV-1 use diferentes meios de transmissão para infectar novos hospedeiros, incluindo a transmissão horizontal direta e indireta e a transmissão vertical (ALFARO et al., 2019). É importante considerar que o OsHV-1 apresenta baixa chance de sobrevivência após dois dias no ambiente e a 20°C.

Acredita-se que a entrada do OsHV-1 na ostra se dê através da glândula digestiva. Em uma primeira etapa da infecção, o vírus passa para circulação (hemolinfa) e infecta os hemócitos, onde se replica podendo levá-los à morte. A morte massiva dos hemócitos leva a um estado de imunossupressão da ostra, favorecendo o aparecimento de bactérias oportunistas. Em um estado mais avançado da infecção, através da hemolinfa, o vírus alcança diversos tecidos, onde se prolifera e causa lesões ulcerativas e erosivas. O conjunto destes acontecimentos culmina na morte do hospedeiro, após aproximadamente 7 dias da infecção (ARZUL et al., 2017). A análise histopatológica revela as alterações celulares, especialmente a hipertrofia do núcleo, a marginalização da cromatina e a picnose.

Um método de manejo recomendado para diminuir a transmissão da doença é o cultivo de ostras associado com mexilhões. Os mexilhões não são susceptíveis e por isso não desenvolvem a doença. O mexilhão funcionaria como um filtro biológico capturando e reduzindo as partículas virais da água.

A dinâmica de infecção do OsHV-1 em uma determinada população é influenciada por complexas interações entre fatores bióticos e abióticos, sendo que os principais são a idade das ostras, a comunidade bacteriana, a salinidade e a temperatura (ARZUL et al., 2017; FUHRMANN et al., 2018). Ostras em estágios de vida iniciais apresentam maior susceptibilidade à infecção viral, apresentando maior prevalência e mortalidade. Quanto à salinidade, as flutuações de salinidade, a ausência de aclimatação das ostras a uma determinada salinidade e as salinidades extremas influenciam negativamente o sistema imune das ostras e, por conseguinte, tornam-nas mais susceptíveis à infecção viral. Já a temperatura da água é o fator abiótico mais estudado. Sabe-se que o aumento

da temperatura está diretamente relacionado com o surgimento da infecção por OsHV-1. A faixa de temperatura entre 14 e 24°C é ideal para a transmissão do OsHV-1 na França, decaindo à medida que a temperatura se afasta desses valores, e 16°C dá início às mortalidades. Entretanto, na Austrália, as mortalidades ocorrem com temperaturas entre 22°C e 24°C. Este fato demonstra uma variação da temperatura ideal de acordo com a latitude do local de cultivo.

Duas técnicas são usadas para o diagnóstico do herpesvírus OsHV-1, cortes histológicos e PCR. O manto e as brânquias são os tecidos ideais para o diagnóstico por PCR e PCR quantitativa em tempo real (do inglês, *Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction Quantitative Real Time*, RTq-PCR). O par de iniciadores C2/C6 está entre os mais utilizados para a PCR convencional e o HVDP-F/ HVDP-R para RTq-PCR.

12.2.2.1 OsHV-1 no Brasil

No Brasil, um único estudo detectou a presença do OsHV-1 em ostras *C. gigas* e *C. gasar* coletadas na Ilha de Santa Catarina (SC) (Ribeirão da Ilha e Sambaqui), na região metropolitana de Florianópolis (Biguaçu e Palhoça) e no Balneário Barra do Sul (Norte do Estado de SC). O DNA do patógeno foi detectado nas ostras de todas as localidades. No entanto, não foi feita análise histopatológica para avaliar sinais clínicos da doença. As prevalências variaram entre 22 e 32%, com as mais altas ocorrendo no mês de março de 2014 (MELLO et al., 2018). Estas prevalências são consideráveis, sugerindo a necessidade de um monitoramento contínuo do vírus nas populações de ostra de Santa Catarina para que um manejo possa ser realizado em tempo hábil para evitar eventuais mortalidades.

12.2.3 Bactérias

Vibrio spp. são bactérias gram-negativas bacilares de ocorrência natural em ambientes aquáticos. Possuem diversos hábitos de vida, incluindo de vida livre, simbiontes e patogênicos (TRAVERS et al., 2015). Os víbrios mais importantes em ostras, por estarem associados a eventos de mortalidade, são: *V. splendidus*, *V. harveyi*, *V. aestuarianus*, *V. tubiashii* e *V. coralliilyticus*. Eles afetam principalmente as primeiras fases de vida das ostras (larvas). Portanto, as maiores mortalidades ocorrem em laboratórios (plantas) de produção de sementes de ostras. Alguns sinais e sintomas da infecção em larvas são: redução da motilidade, destruição do epitélio larval e necrose dos tecidos. No Brasil, *V. splendidus* foi identificado em ostras adultas *C. gasar* e *C. gigas* de Santa Catarina, com uma prevalência média de 15% e sem associação à mortalidade (MELLO et al., 2018). A utilização destas ostras como reprodutores poderia levar o víbrio para a planta de produção de sementes levando a mortalidades larvais.

12.2.4 Protozoários

12.2.4.1 *Perkinsus* spp.

O primeiro protozoário do gênero *Perkinsus* foi detectado na ostra *C. virginica* e foi denominado *P. marinus* (VILLALBA et al., 2011). Desde a sua ocorrência, outras seis espécies foram descritas, infectando em sua maioria moluscos bivalves, com exceção da espécie *P. olseni*, que infecta gastrópodes do gênero *Haliotis*. Das sete espécies descritas, cinco infectam espécies de ostras (Tabela 1).

Tabela 1. Espécies do gênero *Perkinsus* e seus hospedeiros-tipo

Espécies	Hospedeiro tipo	País do relato
P. marinus	*Crassostrea virginica*	Estados Unidos
P. olseni (= *P. atlanticus*)	*Haliotis uber*	Austrália
P. chesapeaki (= *P. andrewsi*)	*Mya arenaria*	Estados Unidos
P. mediterraneus	*Ostrea edulis*	Espanha
P. honshuensis	*Ruditapes philippinarum*	Japão
P. beihaiensis	*Crassostrea hongkongensis*	China
P. qugwadi	*Patinopecten yessoensis*	Canadá

O ciclo de vida mais aceito para os parasitas do gênero *Perkinsus* está esboçado na Figura 2**.** Algumas destas fases estão ilustradas em cortes histológicos na Figura 3.

A transmissão da Perkinsiose entre os hospedeiros se dá principalmente através da filtração pelas brânquias, embora estudos mais recentes sugiram que o muco dos palpos labiais aumente a proliferação e a infectividade de *P. marinus*.

O processo patológico induzido por *Perkinsus* spp. se dá após a entrada no hospedeiro, com a progressiva invasão dos tecidos até o ponto de causar alterações profundas nos órgãos, afetando o estado fisiológico do animal. Nos casos mais graves, as alterações podem culminar com a morte. Na prática, a patologia é evidenciada pela redução drástica no crescimento das ostras, perda do potencial reprodutivo e aumento da suscetibilidade a outros patógenos como vírus e bactérias.

A dinâmica de infecção por *Perkinsus* spp. numa dada população e região é influenciada por diversos fatores ambientais, sendo os principais e mais estudados a salinidade e a temperatura da água. Salinidades e temperaturas altas favorecem a proliferação, a sobrevivência e a infectividade do parasita. Quanto à salinidade, pode-se afirmar que ambientes com baixa salinidade (em torno de 12‰) são historicamente livres da Perkinsiose. Contudo, a elevação da salinidade por um período longo, por exemplo, na ocorrência de secas, pode propiciar a proliferação no *P. marinus* na ostra *C. virginica*. Com relação à temperatura, estudos realizados em zonas temperadas, principalmente nos

Estados Unidos e na Europa, demonstram que a infecção progride com o aumento das temperaturas. Em regiões tropicais, onde as variações de temperatura e salinidade são menos dinâmicas e menos flutuantes que nas regiões temperadas, a dinâmica de infecção por *Perkinsus* spp. foi pouco estudada.

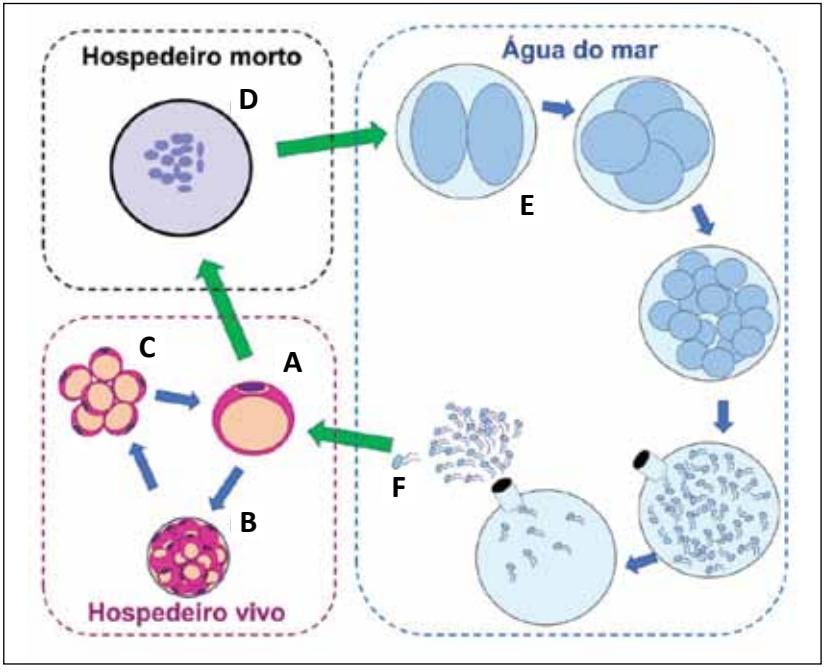

Figura 2. Esquema representativo do ciclo de vida proposto para *Perkinsus* spp. No hospedeiro vivo, trofozoítos (A) se dividem por esquizogonia (B) produzindo inúmeros trofozoítos (C) que proliferam afetando diversos órgãos do animal. Quando o hospedeiro morre, os trofozoítos formam os hipnósporos (D), que em contato com a água do mar, entram em processo de esporulação (E), levando à produção de zoósporos biflagelados (F) que infectam um novo hospedeiro. Setas verdes indicam a passagem para um ambiente distinto (linhas tracejadas) e as setas azuis indicam as mudanças celulares

Para o diagnóstico da Perkinsiose, um dos métodos recomendados pela OIE baseia-se na simulação da transformação da fase de trofozoíto em hipnósporo. Este método é simples e de baixo custo. Ele foi usado por Ray na primeira detecção deste parasita na ostra *C. virginica*, por isso denomina-se Meio Fluido de Tioglicolato de Ray (do inglês, *Ray's Fluid Thioglycolate Medium*, RFTM). Posteriormente, o método foi aprimorado ao receber a adição de antifúngico e antibióticos. Os tecidos, principalmente as brânquias e o reto – mas também pode ser utilizado o animal inteiro – são incubados por alguns dias (5-7) neste meio que simula as condições de anoxia e disponibilidade de nutrientes que ocorrem durante a degradação dos tecidos do hospedeiro *post mortem*. Estas condições

induzem um aumento considerável do tamanho dos trofozoítos que culmina na formação do hipnósporo, facilitando a sua visualização ao microscópio óptico após coloração com lugol (Figura 4). Este método também é usado para medir a intensidade de infecção no hospedeiro. Apesar de ter vantagens, o RFTM é um método limitado, pois não identifica a(s) espécie(s) de *Perkinsus*, mas serve como método preliminar e de monitoramento.

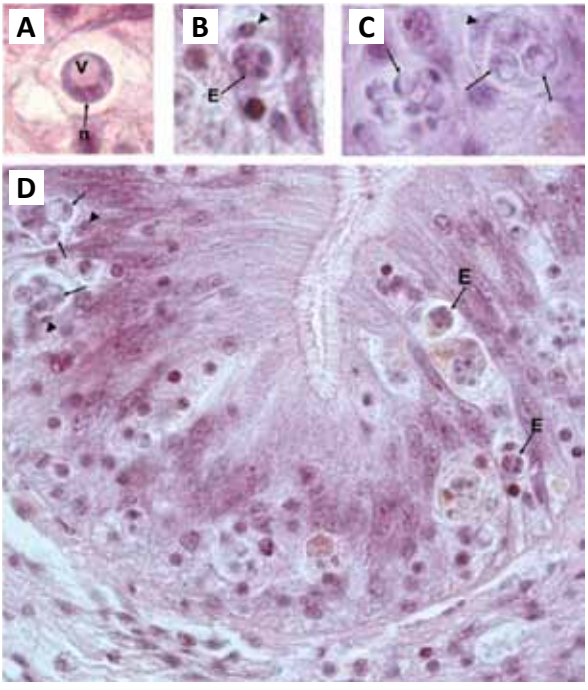

Figura 3. *Perkinsus* sp. em ostras *Crassostrea gasar*: (A) trofozoíto exibindo um grande vacúolo (V) e núcleo excêntrico (n) com nucléolo proeminente; (B) esquizonte (E) fagocitado contendo quatro células-filhas. Núcleo excêntrico do hemócito (ponta de seta); (C) trofozoítos (setas) com diversos tamanhos. (D) Epitélio do intestino altamente infectado por trofozoítos (setas) e esquizontes (E). Barra: 5µm para as figuras A, B e C e 20µm para a figura D.
Fonte: Imagem modificada de Queiroga et al., (2015)

Para fins de confirmação da Perkinsiose, a OIE recomenda a PCR convencional utilizando iniciadores específicos para o gênero *Perkinsus* (PerkITS750 e PerkITS85), que apresentam alta sensibilidade, exceto para *P. qugwadi*, que é a espécie do gênero mais distinta geneticamente. Sobre os produtos desta PCR pode-se realizar a PCR-RFLP, que corresponde à análise do Polimorfismo de Comprimento de Fragmentos de Restrição do DNA (do inglês, *Restriction Fragment Length Polymorphism*, RFLP), que diferencia entre

espécies *P. marinus*, *P. olseni*, *P. mediterraneus* e *P. chesapeaki* (ABOLLO et al., 2006). Esta técnica é muito utilizada nas infecções de ostras por *Perkinsus* spp. no Brasil (QUEIROGA et al., 2015; SABRY et al., 2009; SCARDUA et al., 2017). No entanto, ainda se pode realizar PCRs específicas para *P. marinus* (PmarITS-70F - PmarITS-600R) e *P. olseni* (Pk-ITS1 S - Pk-ITS2 As). O sequenciamento de regiões gênicas, como o ITS, NTS e actina, pode também ser usado na confirmação da espécie e estudos de filogenia.

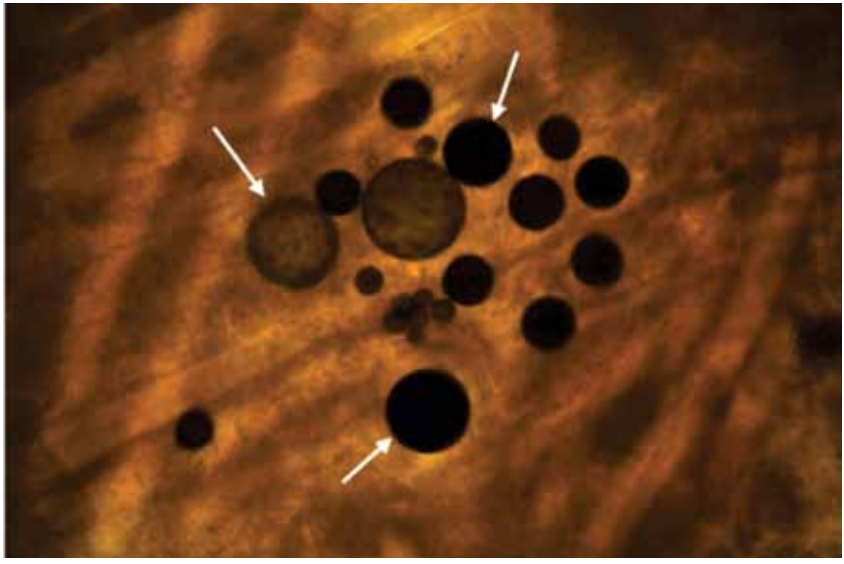

Figura 4. Preparação de brânquias de uma ostra *Crassostrea gasar* infectada por *Perkinsus* sp. após incubação em RFTM por sete dias e adição de lugol. Observe os hipnósporos do parasita (setas), com formato esférico e corado (preto e acinzentado). Barra: 100µm
Fonte: Banco de imagens do Labipi

12.2.4.1.1 *Perkinsus* no Brasil

Os estudos da Perkinsiose em ostras no Brasil iniciaram em 2008 com um estudo que avaliou a presença de *Perkinsus* em duas espécies de ostras, *C. rhizophorae* de bancos naturais do litoral do Ceará (CE) e de Santa Catarina (SC) e *C. gigas* de cultivo de SC. *Perkinsus beihaiensis* foi identificado nas ostras do CE, mas não nas ostras de SC (SABRY et al., 2011, SABRY et al., 2009). Este achado ocorreu quase que simultaneamente com a descrição da espécie *P. beihaiensis* em ostras *Crassostrea ariakensis* e *Crassostrea hongkongensis* na China (VILLALBA et al., 2011).

Nos anos subsequentes estudos foram realizados em ostras nativas (*C. rhizophorae* e *C. gasar*) de populações naturais e cultivadas, em sua maioria, do litoral dos estados do Nordeste (Tabela 2). O primeiro caso de uma espécie de *Perkinsus* de declaração obrigatória à OIE se deu no ano de 2010, quando *P. marinus* e *P. olseni* foram detectados

em ostras *C. gasar* de ambiente natural e de cultivo de Sergipe (DA SILVA et al., 2014). Em seguida, amostras de ostras (*C. rhizophorae*) coletadas em 2011, no estuário do Rio Paraíba (PB), revelaram prevalências alcançando 100% e intensidades elevadíssimas de *P. marinus*, o que culminou com o primeiro isolamento e cultivo *in vitro* deste parasita (DA SILVA et al., 2013). Este foi o primeiro caso de notificação à OIE para bivalves do Brasil. Na ocasião também houve a publicação de uma portaria para a restrição de movimentação de ostras a partir da PB.

Além das três espécies citadas anteriormente, *Perkinsus chesapeaki* foi registrada em 2012 no CE infectando ostras *C. rhizophorae* com baixos índices parasitários (prevalência e intensidade de infecção) (DANTAS-NETO et al., 2016).

Em Santa Catarina, estado que detém a maior produção nacional de bivalves, recentemente se registrou a primeira ocorrência de *P. marinus* nas ostras *C. gasar* e *C. gigas*, e *P. beihaiensis* na ostra *C. gasar* (LUZ CUNHA et al., 2019). Estas detecções sugerem uma possível introdução do parasita ocorrida posteriormente ao ano 2008, quando um monitoramento específico da Perkinsiose foi realizado em ostras (*C. gigas* e *C. rhizophorae*) na Ilha de Santa Catarina (SABRY et al., 2009).

Tabela 2. Ocorrências dos primeiros casos de *Perkinsus* spp. em ostras no Brasil até o presente momento

Estado	*Perkinsus* spp.	*Crassostrea* spp.	Referência
MA	*P. beihaiensis*	*C. rhizophorae*	(DANTAS-NETO et al., 2015)
PI	*P. beihaiensis*	*C. rhizophorae*	(DANTAS-NETO et al., 2015)
CE	*P. beihaiensis* *P. chesapeaki*	*C. rhizophorae*	(DANTAS-NETO et al., 2016; SABRY et al., 2009)
RN	*Perkinsus* sp.	*C. gasar* *C. rhizophorae*	(DA SILVA et al., 2016; SILVA et al., 2018)
PB	*P. beihaiensis* *P. marinus* *P. olseni*	*C. rhizophorae* *C. gasar*	(DA SILVA et al., 2013; QUEIROGA et al., 2015)
SE	*P. beihaiensis* *P. marinus* *P. olseni*	*C. rhizophorae* *C. gasar*	(DA SILVA et al., 2014; SCARDUA et al., 2017)
BA	*Perkinsus* sp. *P. beihaiensis*	*C. rhizophorae* *C. gasar*	(BRANDÃO et al., 2013; LUZ et al., 2018; LUZ & BOEHS, 2016)
SC	*P. beihaiensis* *P. marinus*	*C. rhizophorae* *C. gigas*	(LUZ CUNHA et al., 2019)

Apesar dos inúmeros registros de *Perkinsus* spp. no Brasil, alguns onde o parasita infectou com prevalências e intensidades elevadas, não há confirmação de mortalidades associadas. Um estudo revelou que *Perkinsus* sp. causa alterações na capacidade de defesa da ostra *C. gasar* nas intensidades de infecção avançadas (QUEIROGA et al., 2013), o que pode causar uma imunossupressão e favorecer infecções oportunistas. Em um prognóstico de aumento expressivo dos casos de intensidade avançada em uma população de ostras cultivadas, pode-se prever consequências negativas na produtividade do cultivo. Somente dois estudos, realizados no NE, avaliaram o efeito da Perkinsiose em parâmetros de produção (mortalidade e crescimento) e concluíram que há pouco ou nenhum impacto da doença (DA SILVA et al., 2016; SCARDUA et al., 2017). No entanto, nestes exemplos, prevaleceram infecções por *Perkinsus* spp. muito leves, leves ou moderadas, como visto em outros estudos no NE (BRANDÃO et al., 2013; DA SILVA et al., 2015; DANTAS-NETO et al., 2015; DANTAS-NETO et al., 2016; QUEIROGA et al., 2015). Portanto, pode-se, de certa forma, concluir que na atualidade, nos cultivos de ostras do NE, está havendo um equilíbrio entre parasita-hospedeiro (*Perkinsus* spp.- ostras). Ainda que hoje a Perkinsiose não pareça representar uma ameaça à ostreicultura, a intensificação dos cultivos pode mudar esta situação, como visto em outros países. Uma medida preventiva é proibir as transferências de ostras entre locais para evitar a introdução do parasita em áreas livres. O trabalho de (DA SILVA et al., 2016) mostrou que é possível comercializar sementes de ostras *C. gasar* livres de *Perkinsus* spp. produzidas em laboratórios de reprodução.

Quanto à dinâmica da infecção, no Brasil, pouco ainda se conhece, mas os dados obtidos até hoje indicam que salinidades e temperaturas baixas não são favoráveis à proliferação do parasita, o que ocorre no inverno do NE com o predomínio de chuvas (BRANDÃO et al., 2013; DA SILVA et al., 2014; LUZ et al., 2018). Um estudo com isolados *P. marinus* de ostras do Brasil também sugere que salinidade e temperatura baixa (5 e 15°C, respectivamente) não favorecem à proliferação do parasita, enquanto a salinidade de 20 e temperatura de 25°C foram satisfatórias ao crescimento *in vitro* do parasita (QUEIROGA et al., 2016). No entanto, ainda são escassos os estudos da Perkinsiose nas populações cultivadas de ostras em diversas regiões do Brasil. Desta forma, é recomendável a realização de um monitoramento constante dos índices parasitários e das taxas de mortalidade. Em caso de uma mortalidade superior a 20%, deve-se contatar o laboratório de referência nacional de moluscos para uma avaliação do estado de saúde da população e realização de estudos do agente etiológico.

12.2.4.2 *Marteilia refringens*

Este parasita foi identificado pela primeira vez em 1968 na ostra plana europeia *O. edulis* após surtos de mortalidade em massa que ocorreram nas décadas de 60 e 70 em Aber Wrac'h, na França. Inicialmente a doença foi denominada *doença Aber* ou da *glândula digestiva*, que é o órgão afetado. Os episódios consecutivos de mortalidade causaram um declínio abrupto nas populações de ostras da França. Depois a doença se espalhou por vários países da Europa (CARRASCO et al., 2015).

Células primárias uninucleadas aparecem inicialmente no epitélio dos palpos labiais e do estômago. Estas células se dividem dentro do citoplasma da célula mãe e formam oito

células secundárias internas denominadas pré-esporângios. Os pré-esporângios migram para os túbulos da glândula digestiva, onde sofrem divisões internas formando quatro células terciárias, denominando-se agora de esporângio. As células terciárias amadurecem formando esporos, que rompem a célula primária e são liberados no lúmen do túbulo digestivo, indo para as fezes e posteriormente para a água do mar. A esporulação é observada nos estágios avançados de infecção (Figura 5).

Sinais clínicos da infecção por *M. refringens* são a descoloração da glândula digestiva e a redução na assimilação de nutrientes, levando à perda das reservas de glicogênio, a qual afeta diretamente a gametogênese e indiretamente o crescimento. As alterações histopatológicas mais evidentes são observadas nas células epiteliais do estômago e, principalmente, dos túbulos digestivos que, nos casos avançados da doença, sofrem desintegração e alterações necróticas, levando o animal à morte.

A dinâmica da infecção está associada com a temperatura da água. O início das infecções ocorre no final da primavera, quando as temperaturas alcançam 17°C, que é o gatilho para a multiplicação do parasita e para a transmissão entre as ostras. No verão e no início do outono ocorre o pico das prevalências e das mortalidades, ocasionadas pela alta intensidade de infecção nos túbulos digestivos. Inúmeros esporos são liberados na água do mar após a ruptura dos túbulos digestivos. No inverno ocorre o recuo da infecção.

Para o diagnóstico de infecções por *M. refringens* estão os métodos não específicos por análise microscópica de macerados da glândula digestiva ou das fezes e o *imprint* de glândula digestiva. Estes métodos são especialmente úteis em estágios avançados da doença. Nestes preparados deve-se observar corpos esféricos (esporângios maduros) contendo grânulos refringentes em seu interior (esporos). A PCR é feita para confirmar o diagnóstico, utilizando preferencialmente a glândula digestiva e o par de iniciadores é M2A-M3AS. Não há casos de *M. refringens* em ostras no Brasil.

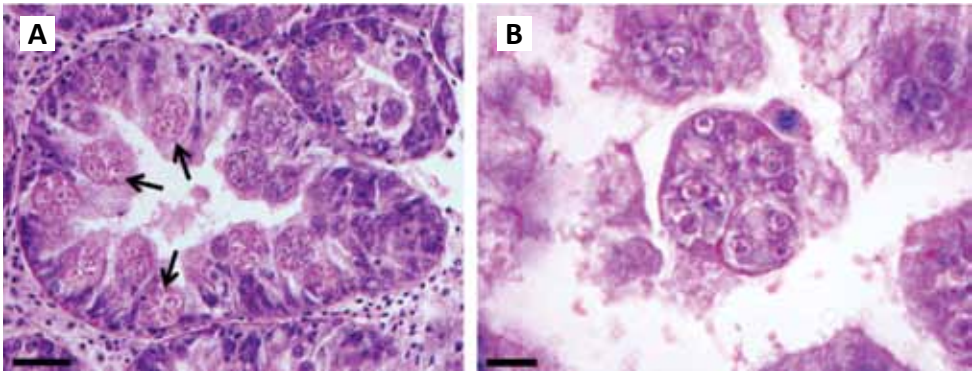

Figura 5. *Marteilia refringes* em ostras *Ostrea edulis*: (A) túbulo digestivo com estágio avançado de infecção mostrando vários esporângios (setas). Barra: 100µm; (B) esporângio no lúmen de um túbulo digestivo mostrando esporos refringentes. Barra: 10µm
Fonte: Imagens cordialmente cedidas por Dr. Antonio Villalba (CIMA, Galicia, Espanha).

12.2.4.3 *Haplosporidium nelsoni*

O primeiro registro de *H. nelsoni* na ostra *C. virginica* ocorreu em 1957, na Baía de Delaware, e em 1959, na vizinha Baía de Chesapeake (EUA), quando o parasita causou mortalidades de 100% (FORD et al., 2018).

Durante muitos anos nas baías citadas acima as mortalidades foram recorrentes, ocasionando uma redução abrupta da produção anual. Este fato conduziu a criação do primeiro programa de seleção artificial para resistência a um parasita em moluscos (vide revisão de (vide revisão de DÉGREMONT et al., 2015). Hoje, 90% da produção de ostras destes locais utilizam linhagens selecionadas para resistência. Igualmente, já se tem evidências de desenvolvimento de resistência ao parasita em populações naturais de ostras destas baías [ver revisão de Ford et al., (2018)]. Apesar destas alternativas, em outros locais, como em Maine (EUA) e no Canadá, epizootias foram relatadas e a doença ainda é um problema [vide revisão de Ford et al., (2018)].

Em sua primeira observação, o parasita não foi classificado em um grupo filogenético, sendo apenas denominado de Esferas Multinucleadas Desconhecidas (do inglês, *Multinucleate Sphere Unknown*, MSX), fazendo referência à aparência do protozoário nos tecidos (Figura 6). Estas esferas são os plasmódios, uma das formas de vida do parasita. Um processo de esporulação do plasmódio forma os esporos. Ambas as fases de vida do parasita são extracelulares e os plasmódios são observados no tecido conjuntivo, enquanto os esporos se desenvolvem no epitélio dos túbulos digestivos. Curiosamente, a esporulação ocorre somente em juvenis (sementes com menos de um ano de idade) e as mortalidades em ostras adultas.

Em nível macroscópico, ostras afetadas apresentam alterações da concha, retração do manto e palidez da glândula digestiva, que resultam em perda de peso e redução do crescimento. Não obstante, em casos de infecção aguda, a doença progride rapidamente e as ostras tendem a morrer antes do aparecimento de qualquer sintoma. Em nível microscópico, em uma fase inicial da doença, os plasmódios infectam o epitélio dos palpos labiais e das brânquias; em seguida, invadem o tecido conjuntivo de vários órgãos; posteriormente, afetam os epitélios digestivos. Em um estágio avançado, os plasmódios são observados na circulação e as infiltrações de hemócitos são abundantes. Na fase terminal, observam-se muitas células necróticas.

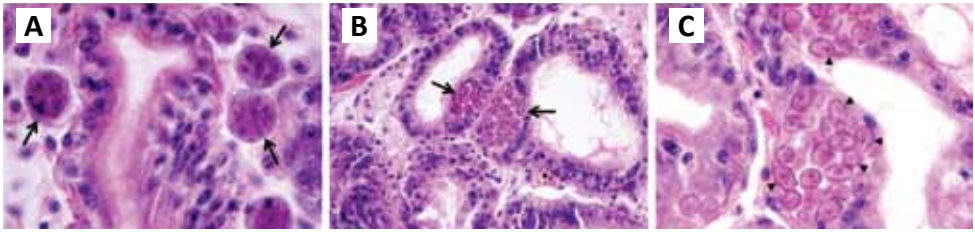

Figura 6. *Haplosporidium nelsoni* em *Crassostrea virginica*: (A) tecido conjuntivo contendo plasmódios do parasita (setas). Barra: 10µm; (B) glândula digestiva mostrando dois túbulos digestivos infectados com esporocistos (setas). Barra: 100µm; (C) ampliação de um esporócitos mostrando esporos (pontas de seta) Barra: 10µm
Fonte: Imagens cordialmente cedidas por Dr. Antonio Villalba (CIMA, Galicia, Espanha).

A infecção está associada com o aumento da temperatura. O início das infecções se dá no final da primavera, ocorrendo um aumento progressivo até o verão e o outono. As mortalidades ocorrem no inverno. A salinidade também tem um papel fundamental na proliferação do parasita, o qual resiste a salinidades inferiores a 10 e tem uma expressiva proliferação em salinidades próximas de 20. Não há casos registrados de *H. nelsoni* no Brasil.

Cortes histológicos e o *imprint* do coração são usados para a detecção (FORD et al., 2018), assim como amostras de brânquias para a confirmação por PCR com o par de iniciadores MSX-A'-MSX-B' (STOKES et al., 1995).

12.2.4.4 *Bonamia ostreae* e *B. exitiosa*

A bonamiose é uma doença causada por duas espécies de *Bonamia*, *B. ostreae* e *B. exitiosa.* O primeiro registro de *B. ostreae* ocorreu em 1979, quando se investigou as causas das mortalidades em massa da ostra *O. edulis* em Île Tudy (França). Essas mortalidades causaram uma diminuição abrupta da produção, a qual nunca se recuperou, pois o parasita não pode ser erradicado uma vez no ambiente. Atualmente, *B. ostreae* encontra-se amplamente distribuído na Europa e em alguns locais dos EUA. O primeiro registro de *B. exitiosa* ocorreu em 1986, após mortalidades em massa na ostra *Ostrea chilensis* de Foveaux (Nova Zelândia). Estudos mais recentes revelaram a presença de *B. exitiosa* em várias espécies de ostras e localidades do mundo. Na Austrália na ostra *Saccostrea glomerata,* nos EUA *B.* em *C. virginica*, na Argentina em *Ostrea puelchana*, na Tunísia em *Ostrea stentina* e na Europa em *O. edulis* (ABOLLO et al., 2008; ARZUL & CARNEGIE, 2015; ENGELSMA et al., 2014; HILL-SPANIK et al., 2014).

A observação de tecidos de ostras (*O. edulis*) infectadas revelou a presença de inúmeras microcélulas, por isso a doença foi inicialmente denominada de *doença das microcélulas*. Estas formas do parasita infectam os hemócitos e neles se dividem, por isso formas binucleadas são também observadas. Plasmódios são observados somente na ostra moribunda. O ciclo de vida do parasita fora do hospedeiro é desconhecido, mas se sabe que a transmissão se dá diretamente de ostra a ostra, afetando larvas, juvenis e adultos, não havendo hospedeiros intermediários. Essa descrição também é válida para *B. exitiosa*.

As microcélulas vivem e se multiplicam dentro dos hemócitos, alcançando uma quantidade elevadíssima que leva ao rompimento da célula e à liberação dos parasitas nos tecidos (Figura 7). Os parasitas liberados são engolfados (fagocitados) por outros hemócitos, repetindo-se o dano celular. O parasita é transferido para todos os órgãos através da hemolinfa que leva continuamente hemócitos infectados. Nas infecções sistêmicas, observam-se muita infiltração de hemócitos e alterações na arquitetura e nas funções dos órgãos, levando à morte do animal. Em nível macroscópico, ocasionalmente, as brânquias podem apresentar erosões e uma coloração amarelada. No caso de *B. exitiosa* pode haver deformações na glândula digestiva. Não obstante, a maioria dos animais infectados com ambas as espécies de *Bonamia* não mostra estes sinais.

A transmissão de *B. ostreae* ocorre durante todo o ano, mas os picos de prevalência ocorrem no inverno e na primavera. As mortalidades sempre afetam ostras na fase final de crescimento. Por isso alguns produtores decidem comercializar as ostras com tamanho

menor para evitar as perdas por mortalidades em ostras maiores. No caso de *B. exitiosa* a dinâmica da infecção ainda não está esclarecida para todos os locais de ocorrência. Na Nova Zelândia, as maiores prevalências do parasita na ostra *O. chilensis* são registradas nos meses de janeiro a abril, e se reduzem a quase zero entre os meses de setembro e outubro. Na Austrália, as mortalidades acontecem em ostras de dois e três anos, em locais com altas salinidades e durante o inverno e o início da primavera (SPIERS et al., 2014). Na Europa não foi possível ainda traçar a dinâmica da infecção, especialmente devido à coocorrência com *B. ostreae.* Não há registros de bonamiose no Brasil.

Alguns métodos podem ser utilizados para o diagnóstico de infecções por *Bonamia* spp. Entre os métodos não específicos estão o *imprint* do coração, das brânquias e o esfregaço de hemolinfa. Nestas preparações observam-se células pequenas, esféricas ou ovoides, de 2 a 5µm de tamanho dentro do citoplasma de hemócitos. Para o diagnóstico molecular de *B. ostreae* existe o par de iniciadores da PCR, BossF03-BossR03 (ENGELSMA et al., 2010). No entanto, dois pares de iniciadores, Bo-Boas e C_F-C_R, são usados para o diagnóstico da bonamiose, ou seja, do gênero. O produto da amplificação com os iniciadores Bo-Boas pode ser usado, na PCR-RFLP, para diferenciar as duas espécies. Os tecidos indicados são as brânquias e o coração.

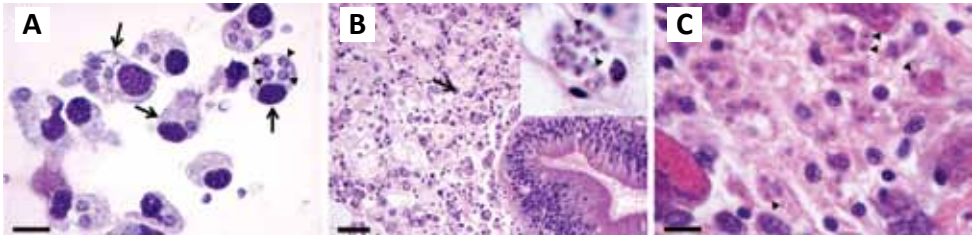

Figura 7. *Bonamia* spp. em *Ostrea edulis*: (A) esfregaço de hemolinfa mostrando hemócitos (setas) infectados (setas), alguns contendo até quatro células de *B. ostreae* (pontas de seta). Barra: 10µm; (B) grande quantidade de hemócitos infectados infiltrados no tecido conjuntivo. Barra: 100µm. Na ampliação, um hemócito contendo inúmeras células do parasita (pontas de seta). Observe o núcleo excêntrico; (C) tecido conjuntivo infectado por *B. exitiosa* (pontas de seta), observe o núcleo que, ao contrário de *B. ostreae*, posiciona-se no centro da célula. Barra: 10µm
Fonte: Imagens cordialmente cedidas por Dr. Antonio Villalba (CIMA, Galicia, Espanha).

12.3 Doenças encontradas em ostras no Brasil, sem impacto na produção

12.3.1 Vírus

A hipertrofia gametocítica (HG) é uma alteração nos folículos reprodutivos, tanto de ostras fêmeas quanto de machos, provocada pela presença de um tipo de vírus, provavelmente das famílias Papillomaviridae ou Polymaviridae, por isso a doença é denominada de Vírus da Hipertrofia Gametocítica. O vírus infecta o núcleo dos gametas deixando-o hipertrofiado, ficando muitas vezes maior que o tamanho de um núcleo normal. Pelo fato dessa virose afetar as gônadas, há uma preocupação relacionada à atividade reprodutiva da ostra. Entretanto, a doença geralmente ocorre com baixa prevalência e

intensidade de infecção, não resultando em problemas de redução de fecundidade na população afetada. No Brasil, a HG já foi relatada em ostras *C. gasar* na Região Nordeste (DA SILVA et al., 2015; QUEIROGA et al., 2015; SABRY et al., 2017) e em *C. rhizophorae* em Santa Catarina (DA SILVA et al., 2012).

12.3.2 Bactérias

As bactérias gram-negativas do tipo *Rickettsia* são organismos intracelulares obrigatórios. Em bivalves, são geralmente encontradas em vacúolos intracitoplasmáticos no epitélio das brânquias e da glândula digestiva. Na maioria dos casos não causam problemas para o bivalve, mas em algumas exceções foram observadas mortalidades em espécies cultivadas (TRAVERS et al., 2015). No Brasil há vários registros de bactérias do tipo *Rickettsia* infectando as ostras *C. gigas*, *C. gasar* e *C. rhizophorae* de diversas localidades do Norte, Nordeste e Sul (AZEVEDO et al., 2005; DA SILVA et al., 2015; DA SILVA et al., 2012; QUEIROGA et al., 2015; SABRY et al., 2017).

12.3.3 Protozoários

12.3.3.1 *Nematopsis* sp.

Os protozoários do gênero *Nematopsis* (Apicomplexa: Porosporidae) apresentam ciclo de vida do tipo indireto, ou seja, necessitam de um hospedeiro intermediário para concluí-lo. A fase de vida deste protozoário, denominada de oocisto, é encontrada principalmente nas brânquias das ostras, sendo uma célula ovoide com uma membrana espessa, refringente e que contém um esporozoíto em seu interior. Este protozoário é frequentemente encontrado em ostras cultivadas e selvagens do litoral do Brasil, sempre com baixa intensidade (BRANDÃO et al., 2013; DA SILVA et al., 2015; LUZ & BOEHS, 2015; QUEIROGA et al., 2015; ROMÃO et al., 2014; SABRY & MAGALHÃES, 2005; SABRY et al., 2013; SABRY et al., 2017; SABRY et al., 2007).

12.3.3.2 *Steinhausia* sp.

Este protozoário microsporídeo infecta os oócitos de bivalves. Esporocistos esféricos contendo inúmeros esporos ocorrem no citoplasma e no núcleo dos oócitos, podendo haver infiltração de hemócitos nos folículos gonadais. No Brasil poucos casos deste parasita foram registrados em ostras *C. gigas* e *C. rhizophorae* (DA SILVA et al., 2015; SABRY et al., 2011, 2013).

12.3.4 Metazoários

12.3.4.1 *Tylocephalum* sp.

O cestódeo *Tylocepalum* sp. infecta ostras que são hospedeiras intermediárias em seu ciclo de vida, sendo peixes os hospedeiros definitivos (BOWER, 2010). As larvas dos

cestódeos são observadas no tecido conjuntivo das ostras com uma reação de defesa denominada de encapsulamento. Uma vez que o parasita é grande demais para ser fagocitado, inúmeros hemócitos formarão camadas de células justapostas e sobrepostas que irão isolar e destruir o parasita extracelularmente.

No Brasil, a presença de *Tylocephalum* sp. foi registrada em ostras com baixa intensidade e prevalência (BRANDÃO et al., 2013; LUZ; BOEHS, 2015; QUEIROGA et al., 2015; ROMÃO et al., 2014; SABRY & MAGALHÃES, 2005; SABRY et al., 2013, 2017; SABRY; GESTEIRA; BOEHS, 2007).

12.3.4.2 Polidariose

A Polidariose é uma doença bastante conhecida pelos produtores de ostras e mexilhões em várias partes do mundo, inclusive no Brasil. Ela é causada por poliquetas da família Spionidae, especialmente os do gênero *Polydora*, mas também há representantes dos gêneros *Bocardia* e *Pseudopolydora* (BOWER, 2010). Estes poliquetas medem de 1,5 a 6cm de comprimento, dependendo da espécie e da idade. Eles escavam túneis na concha e depositam sedimento em seu interior. O sedimento pode ser visto tanto fora quanto dentro da concha, já que em estados avançados da infestação os tubos podem alcançar o interior da concha e até causar lesões no manto. As ostras defendem-se recobrindo os tubos e por isso podem despender menos energia para o crescimento e a reprodução. No entanto, o maior problema causado por esta infestação é a aparência e o odor desagradáveis das conchas e do animal, que reduz significativamente seu valor comercial.

O diagnóstico é feito pela observação dos tubos na concha, podendo em algumas ocasiões observar-se a saída do poliqueta dos tubos. Para a identificação da espécie é necessário realizar uma análise microscópica. No Brasil, os cultivos de ostras *C. gigas* em Santa Catarina (MACIEL et al., 2010) e *C. gasar* e *C. rhizophorae* no Nordeste (observação pessoal) sofrem com esta patologia.

12.3.5 Fungos

O mal-do-pé é uma patologia causada pelo fungo *Ostracobable incomplexa* que infesta a concha das ostras (BOWER, 2010). A infecção inicia-se com o surgimento de pequenas manchas brancas, em seguida, ocorre a deposição de conchiolina dando uma coloração acastanhada. Com a progressão da infestação, o fungo induz a um espessamento da concha, podendo causar lesões nos tecidos moles ou interferir no fechamento das valvas quando a infecção atinge áreas próximas ao músculo adutor, daí o nome “mal-do-pé”. As alterações na concha podem prejudicar a aparência das ostras e inviabilizar a sua comercialização. No Brasil, esta patologia foi observada com baixa prevalência em ostras de cultivo de Florianópolis, SC (SABRY; MAGALHÃES, 2005).

Foto: Sandra Puente

Capítulo 13 - A IMPORTÂNCIA DAS OSTRAS NA PRESTAÇÃO DE SERVIÇOS ECOSSISTÊMICOS

João Guzenski

Introdução

As ostras vivem naturalmente em ecossistemas de estuários, manguezais e águas costeiras de mares temperados a subtropicais. Esses moluscos bivalves são colhidos nesses ambientes e utilizados como alimento há milhares de anos, e sua inclusão em nossa dieta é de 300 a 200 mil anos atrás, quando o *Homo Sapiens* surgiu na África (BAYNE, 2017). Comemos ostras desde o início de nossa existência, pois estas foram essenciais para a nossa sobrevivência como homem primitivo durante a expansão das áreas de vida. De acordo com Marean et al., (2007), a primeira coleta de bivalves ocorreu há cerca de 164 mil anos, no sul da África do Sul. Walter et al., (2000) descreveram a colheita de ostras dos gêneros *Hyotissa* e *Ostrea* durante o último período interglacial, há aproximadamente 125 mil anos, às margens do Mar Vermelho (BAYNE, 2017). Presume-se também que as conchas destes moluscos foram utilizadas como os primeiros instrumentos auxiliares no preparo e no consumo de alimentos, servindo como facas e colheres.

Contudo, o que até pouco tempo não se valorava é o fato de que as ostras são consideradas "espécies–chave", pois realizam múltiplos serviços ecossistêmicos, tanto em sistemas naturais como naqueles modificados pelo homem, trazendo vários benefícios aos ecossistemas marinhos costeiros, além de ser um alimento de alta qualidade vendido em mercados quando cultivado em fazendas marinhas. Em acréscimo à geração de renda aos produtores, estes organismos desempenham um papel importantíssimo no ambiente, fornecendo uma infinidade de bens e serviços aos ecossistemas e à sociedade que não são comercializados (GRABOWSKI et al., 2012). Pode-se citar, como exemplos, a contribuição dos cultivos de ostras na diminuição da concentração de nutrientes disponíveis no meio marinho oriundos da agricultura e de fontes domésticas da bacia hidrográfica adjacente, o fornecimento de abrigo e proteção contra os predadores para as espécies mais frágeis, ou servindo os organismos que se fixam nas estruturas e incrustações das conchas dos bivalves cultivados como fonte de alimento para outras espécies (RICE, 2008). As ostras também são muito sensíveis às mudanças climáticas e à qualidade da água, atuando como sentinelas das condições locais, sendo fundamentais no equilíbrio e na manutenção dos ambientes onde vivem.

13.1 Serviços ambientais ou serviços ecossistêmicos

Mas o que são serviços ambientais ou serviços ecossistêmicos? São os múltiplos benefícios que os seres humanos recebem direta ou indiretamente dos ecossistemas. Vários destes benefícios não têm sido considerados economicamente nas relações do homem com o ambiente, porém eles existem e são fundamentais em uma relação saudável das atividades humanas, como no caso da ostreicultura, em suas interações com

o ambiente marinho costeiro. Os serviços do ecossistema são considerados de extrema importância para o bem-estar humano e para as atividades econômicas, sendo produzidos pelos ecossistemas e usados pelas pessoas. Eles podem ser utilmente concebidos como parte de um sistema socioecológico, pois na ausência de pessoas não há serviços, e as pessoas muitas vezes modificam os ecossistemas para melhorar a produção de serviços específicos, como no caso da produção de alimentos. Diversos estudos de serviços ecossistêmicos associados à maricultura e à restauração de bancos de bivalves têm focado em ostras e mexilhões, reunindo as evidências disponíveis sobre os serviços de abastecimento, de regulação, culturais e de apoio fornecidos pelas espécies de moluscos comumente usadas em cultivo (NEWELL, 2004; COEN et al., 2007; BARROSO et al., 2007, FORREST et al., 2009, KRAUSE et al., 2019, SCHATTE OLIVIER et al., 2020).

Todos estes serviços compartilham de uma propriedade comum, pois são baseados no desempenho de organismos individuais que, quando somados em agregações, têm efeitos que se estendem além do indivíduo, impactam o ambiente de forma mais ampla, até um grau capaz de efetuar mudanças nas propriedades do ecossistema como um todo. A estrutura de serviços ecossistêmicos ajuda a estabelecer um valor monetário em um ambiente saudável, quando se consideram todas as coisas que ele produz, servindo para avaliar as perdas e os ganhos ao longo do tempo, quando este ambiente é degradado ou modificado. Este processo de converter os serviços ecossistêmicos em dinheiro é chamado de monetização, podendo ajudar a aumentar a conscientização, no nível das partes interessadas, da importância das ostras além dos valores da produção comercial (POLLACK et al., 2013). Coletivamente, os serviços ecossistêmicos fornecidos pelos habitats marinhos e costeiros globais (por exemplo, recifes de coral, vegetação marinha, pântanos) foram avaliados em 50 trilhões de dólares por ano (COSTANZA et al., 2014). Uma avaliação dos serviços ecossistêmicos realizados pela ostreicultura pode nos indicar a importância de sustentar e melhorar esta atividade e os ecossistemas que os fornecem. Em uma aproximação da avaliação realizada por Grabowski (2012) para bancos de ostras, estima-se que as fazendas marinhas de ostras em Santa Catarina realizam serviços ecossistêmicos, excluindo a colheita e a comercialização, que podem variar de 3,7 a 66 milhões de reais por ano.

13.2 Classificação dos serviços ecossistêmicos

Os serviços ecossistêmicos, segundo o Millennium Ecosystem Assessment (2005), podem ser classificados em quatro categorias: serviços de abastecimento, serviços reguladores, serviços culturais e serviços de suporte (Tabela 1).

Partindo do princípio que o cultivo de moluscos, tais como as ostras têm sido considerados parcialmente autorregulados e integrados aos ecossistemas naturais, (FREITAS et al., 2009), a ostreicultura pode fornecer uma contrapartida valiosa para a entrega parcial de uma ampla gama de serviços ecossistêmicos (ALLEWAY et al., 2018), uma vez que os bancos naturais de ostras são alguns dos mais degradados ecossistemas marinhos do mundo, cuja restauração exige grandes esforços e fontes de financiamento público. Assim, podemos sintetizar essas evidências para fornecer uma estimativa do potencial de mercado e do valor econômico não mercadológico do cultivo de ostras (Tabela 1).

Tabela 1. Principais serviços ecossistêmicos fornecidos por ostras

Serviços de Abastecimento	Serviços Reguladores	Serviços Culturais
•Alimento (carne) •Pescado oriundo da pesca artesanal, amadora e de subsistência •Fertilizantes e materiais de construção (cal) •Joalheria •Artesanato	•Manutenção da qualidade da água •Regulação da composição química da atmosfera e oceano •Remoção de Nitrogênio •Remoção de Fósforo •Remoção de Carbono	•Turismo •Recreação •Contemplação •Simbolismo da herança pesqueira •Produção cultural •Saúde física e mental •Conhecimento ecológico local •Estudos e pesquisas
Produtos obtidos do ecossistema	**Benefícios obtidos do ajuste dos processos ecossistêmicos**	**Benefícios abstratos obtidos dos ecossistemas**
Serviços de Apoio ou Suporte Ciclagem de nutrientes; Berçários para formas jovens; Habitat para outros organismos **Serviços necessários para a produção de outros serviços**		

Fonte: Elaborado a partir de Millenium Ecosystem Assessment (2005), Pollack et al., (2013)

13.3 Serviços de abastecimento

Os serviços de abastecimento são os mais conhecidos dos serviços ecossistêmicos, sendo totalmente identificável o valor econômico para estes produtos obtidos a partir da natureza. A ostreicultura gera produtos que possuem valor social e econômico, sendo basicamente estes produtos usados como alimento. Além deste serviço de abastecimento, a produção de recursos medicinais para a indústria de cuidados com a saúde poderá ser uma fonte crescente de benefícios em um futuro próximo (ALLEWAY et al., 2018). Também os materiais crus como a concha das ostras possuem uma ampla e variada gama de aplicações atuais e potenciais, servindo de substrato para a restauração de bancos de ostras, materiais de construção, corretivos de solo (ALLEWAY et al., 2018), cálcio para o combate à osteoporose e ao balanceamento de rações de aves. Como servem de abrigo ou de substrato para a fixação e alimentação de diversas espécies, as estruturas de cultivo atraem peixes que, na busca de alimento, concentram-se nestes locais, facilitando sua captura com diversas artes de pesca, principalmente redes de emalhe no caso da pesca artesanal, tarrafa e molinete no caso da pesca amadora. As ostras do Pacífico *Crassostrea gigas*, principal espécie cultivada no mundo, foram responsáveis por uma produção de 643,5 mil toneladas em 2018, com um valor dos serviços de abastecimento provenientes somente da colheita estimado em 1,37 bilhões de dólares (FAO, 2020b). Em contrapartida, em Santa Catarina foram produzidas 2,86 mil toneladas de ostras das espécies *Crassostrea gigas* e *Crassostrea gasar* em 2019 (EPAGRI/CEDAP, 2020), representando um valor pelos serviços de abastecimento próximo de 5,2 milhões de dólares já na primeira comercialização. O crescimento consistente na produção mundial da aquicultura nas últimas décadas representou 46% da produção global de alimentos por meio da pesca e aquicultura em 2018 (FAO, 2020b). As espécies tróficas de nível mais baixo, como os

moluscos, não dependem de fontes externas de alimento e são consideradas mais ambientalmente corretas, porque como os moluscos são filtradores e têm maior ecoeficiência, contribuindo substancialmente para o suprimento global de frutos do mar (WILLIAMS, 1997). Os moluscos, juntamente com as algas (que também são espécies de baixo nível trófico), representam atualmente cerca da metade de toda a produção aquícola e oferecem potencial para uma contribuição significativa ao crescimento sustentável da produção global de alimentos aquáticos (FAO, 2020b).

13.4 Serviços reguladores e de manutenção

Além do suprimento de alimentos produzidos nos chamados serviços de abastecimento, há um reconhecimento crescente dos benefícios mais amplos da ostreicultura em águas costeiras, incluindo os serviços reguladores.

Serviços reguladores são benefícios obtidos a partir da modulação do ambiente feita pelos ecossistemas e/ou seres vivos, como a absorção de CO_2 pelas conchas de ostras, a manutenção da qualidade da água, através da remoção de clorofila e a redução da turbidez, por meio da filtração (FORREST et al., 2009), a remoção de biomassa bacteriana, a remediação de nutrientes e os benefícios indiretos decorrentes da formação de agregados de moluscos (LANDRY, 2002; COEN et al., 2007; BURKHOLDER & SHUMWAY, 2011; POLLACK et al., 2013; FILGUEIRA et al., 2015).

O cultivo de ostras usa pouco espaço e pouca água, não depende da adição de nitrogênio e fósforo no local de criação e apresenta potencial para retirar esses nutrientes em excesso no ambiente aquático (CERCO, 2015), além de absorver gases causadores do efeito estufa, sendo sistemas que apresentam alta sustentabilidade ambiental (MIRALDO, 2015). Um dos serviços reguladores mais importantes realizados pelas ostras é a remediação de nutrientes. Estudos realizados com as ostras *Crassostrea virginica* no estuário de Mission-Aransas, localizado no estado do Texas, EUA, consideraram a regulação do nitrogênio, realizada em função da desnitrificação, do enterro e do transporte físico do sistema via colheita. Neste local os bivalves removem 49 mil toneladas de nitrogênio e 6 mil toneladas de fósforo, no valor potencial de 1,20 bilhão de dólares por ano. Estima-se que os bancos de ostras removam 502,5kg N/km^2 através da desnitrificação de biodepósitos e 251,3kg N/km^2 com o enterro de biodepósitos no sedimento. O nitrogênio também é transportado fisicamente para fora do estuário através da colheita das ostras. A colheita comercial de ostras no estuário de Mission-Aransas pode remover aproximadamente 21.665kg de nitrogênio por ano, por meio do transporte físico do sistema (POLLACK et al., 2013).

Pollack et al. (2013) criaram um método transferível para avaliar o serviço de regulação de nitrogênio por ostras, cujo valor potencial equivalente à regulação de nitrogênio é quantificado por meio de estimativas de custo para a remoção biológica dos nutrientes em uma estação de tratamento de águas residuais. O potencial equivalente ao custo anual da engenharia do serviço de regulação e remoção de nitrogênio fornecido pelos bancos naturais de ostras no estuário de Mission-Aransas é de aproximadamente 300 mil dólares por ano. Segundo Andrade (2016), a ostreicultura também realiza o serviço

de regulação de remoção de carbono, que também pode ser chamado de biosequestro de carbono, pois as ostras incorporam este elemento químico em suas conchas por muito tempo. O óxido de cálcio (CaO) da concha das ostras pode sequestrar o CO_2 ambiental para a produção de carbonato de cálcio ($CaCO_3$) (CERCO, 2015). De acordo com Hinckey (2008), em 100g de conchas de ostras do Pacífico se encontram 12g de carbono absorvido permanentemente. Em experimentos realizados com ostra-do-mangue em Cananéia, Miraldo (2015) observou que mais de 2,63t em dióxido de carbono são absorvidas por tonelada de ostra produzida. Para efeitos de avaliação do serviço regulador de remoção de carbono prestado pelo cultivo de ostras, baseado na produção local, somente em Santa Catarina há uma absorção próxima de 7.500t de CO_2 por ano.

Por absorver gases do efeito estufa, como gás carbônico e metano, o cultivo de ostras contribui para a redução do aquecimento global. Este mecanismo produz efeitos positivos no meio ambiente e os produtores deveriam ser compensados por esse serviço, participando no mercado de créditos de carbono. Além disso, o cultivo de moluscos tem sido reconhecido desde a década de 1980 como uma das medidas para melhorar a qualidade das águas costeiras (SHUMWAY, 2011). As ostras se alimentam do fitoplâncton e de partículas de matéria orgânica presentes na água. Portanto, a adição de alimento ao sistema não é necessária, e todos os nutrientes utilizados pelos animais são oriundos do ambiente. Desse modo, após a despesca, todos os nutrientes adquiridos pelos animais, como nitrogênio e fósforo, são retirados permanentemente do ambiente (RICE, 2008), o que pode reduzir a concentração de nutrientes do corpo de água onde o cultivo está inserido (MANN & RYTHER, 1977; SHUMWAY et al., 2003; RIMMER, 2008). Assim, o cultivo de moluscos filtradores pode ser usado para biorremediação em ambientes eutrofizados (MIRALDO, 2015).

13.5 Serviços culturais

Os serviços culturais são aqueles benefícios intangíveis, obtidos do contato com a natureza, que contribuem para a cultura e as relações sociais, podendo servir como exemplos o patrimônio cultural, a contemplação da paisagem, o enriquecimento espiritual, o desenvolvimento cognitivo, a meditação e a pesca esportiva. Quantificar serviços culturais é um desafio reconhecido em muitos domínios (CHAN et al., 2012) e os serviços ecossistêmicos culturais do cultivo de bivalves ainda é pouco avaliado em sua capacidade. Atualmente, existem poucas evidências sobre os serviços culturais realizados anualmente com o cultivo de bivalves, mas se pode argumentar que esses valores culturais são amplos, embora difíceis de quantificar (SCHATTE OLIVIER et al., 2020).

No contexto da ostreicultura sustentável, um serviço cultural bastante tangível é que esta atividade permite às comunidades pesqueiras artesanais ficarem em seu ambiente familiar, não tendo que se mudar para áreas urbanas para buscar emprego. Assim, o cultivo de ostras pode atuar como uma atividade fundamental para a criação de significado de local, moldando as identidades culturais, tanto de um lugar quanto da propriedade. Isto novamente pode ser relacionado a alguns serviços culturais menos visíveis, como a satisfação no trabalho, a sensação de liberdade, o modo de vida e a aprendizagem ao

longo da vida. Isso proporciona uma sensação de lar e melhora a relação com a natureza, valoriza a espiritualidade, a consciência de que se está fazendo algo com e para o ambiente marinho e para sustentar a produção de alimentos saudáveis em um ecossistema costeiro sadio (KRAUSE et al., 2019).

Avaliações indicam que os serviços globais não alimentares do cultivo de moluscos bivalves valem em média 6,47 bilhões de dólares por ano. No entanto, é provável que esteja subestimado o verdadeiro valor destes serviços ecossistêmicos, uma vez que existem lacunas significativas na evidência do valor de vários serviços essenciais. A análise apresentada pode ser usada para indicar uma escala provável de pagamentos por serviços ecossistêmicos fornecidos, antes de avaliações mais detalhadas (SCHATTE OLIVIER et al., 2020). Outros serviços culturais se manifestam, como a recreação, a produção de fotografias, os livros, as pinturas e as feiras para a promoção da ostreicultura e sua crescente participação nas comunidades locais, como, por exemplo, o Rock Oyster Festival, que ocorre anualmente na cidade de Wishtable, Província de Kent, no Reino Unido, reunindo 80 mil visitantes, o Washington Oyster Festival, que acontece em Shelton, no estado de Washington, EUA, com 15 mil visitantes e no Brasil, onde se promove a Festa Nacional da Ostra (Fenaostra) (Figura 1), maior evento dedicado à gastronomia de ostras do Brasil, realizada anualmente em Santa Catarina, na cidade de Florianópolis, há mais de 21 anos. Em sua edição de 2019, a Fenaostra reuniu 70 mil pessoas, segundo a imprensa local.

Figura 1. Momento da Festa Nacional da Ostra (Fenaostra) e cartaz alusivo
Foto: Leo Munhoz / Diário Catarinense

13.6 Serviços de suporte

São aqueles serviços que contribuem para a produção de outros serviços ecossistêmicos, como a ciclagem de nutrientes e a criação de berçários para as formas jovens de peixes, moluscos e crustáceos. Os serviços de suporte sustentam a entrega de todos os outros tipos de serviços ecossistêmicos. Os serviços de apoio prestados por moluscos incluem: a ciclagem de nutrientes através da alimentação por filtragem e a criação de sedimentos (CRANFORD et al., 2007); aumento da rugosidade do fundo do mar; e fornecimento de habitats para outros organismos (SEITZ et al., 2014). As estruturas de cultivo causam impacto nos fluxos de água em diferentes escalas: (1) em microescala (milímetros a centímetros) por meio da biomistura criada pelo jato de água dos sifões exalantes e (2) numa escala macro (dezenas de metros), através da variação dos locais, por alternância entre áreas com estruturas de lanternas de ostras e áreas sem cultivo, de maneira semelhante às observadas em áreas com bancos de mexilhões e manchas nuas (SAUREL et al., 2013; FOLMER et al., 2014). Essa mistura de água sustenta vários serviços de apoio ou intermediários, incluindo ciclagem de nutrientes, alteração da turbidez, acúmulo de sedimentos e moderação da energia das ondas.

As ostras quando em cultivo também fornecem habitat para outros organismos, assim executando uma ampla gama de funções ecológicas. Elas providenciam refúgio entre as conchas e um substrato duro para outras espécies de invertebrados e algas se fixarem. Estudos mostraram que a diversidade de espécies pode ser maior nos cultivos e nos bancos de ostras do Pacífico dentro do habitat em que as ostras se instalam (HERBERT et al., 2012) e agir para facilitar e restabelecer a biodiversidade de comunidades nas margens, onde *Ostrea edulis* se tornou extinta (ZWERSCHKE et al., 2018).

As estruturas artificiais usadas na ostreicultura também fornecem um habitat para os organismos aderirem, nas lanternas, redes, cordas e todas as conchas das ostras em cultivo propiciam um substrato adequado para a colonização (SHUMWAY et al., 2003). Isso pode criar comunidades ecológicas mais ricas, apoiando numerosos níveis de espécies não apenas nos próprios cultivos, mas nos arredores. Nos cultivos realizados em Santa Catarina, tem se observado que as ostras suportam uma grande variedade de fauna acompanhante, tais como cracas, poliquetas e ascídias. Segundo Grabowski et al., (2012) estudos realizados no estuário da Baía de Tampa indicaram que cada $10m^2$ de banco de ostras restaurado criam 2,6kg adicionais de peixes pelo aumento da taxa de recrutamento de formas jovens ou pelo aumento do crescimento e sobrevivência por meio do fornecimento de habitat, alimento e abrigo de predadores durante as primeiras fases da vida.

Há pouco tempo foi publicado um artigo por Schatte Olivier et al., (2020), onde foi produzida uma estimativa global da quantidade em toneladas (Tabela 2) e do valor (Tabela 3) dos principais serviços ecossistêmicos realizados por moluscos cultivados, baseado em dados de produção publicados pela FAO, em 2015.

Tabela 2. Estimativa das quantidades potenciais de alguns constituintes na produção da malacocultura em 2015 (em toneladas)

Região	Américas	Santa Catarina (moluscos)	Santa Catarina (ostras)	Mundo
Resíduos de conchas	124.387	5.486	813	4.525.876
Nitrogênio Removido	2.253	99.4	14.7	49.210
Fósforo Removido	215	9.5	1.4	5.886
Produção Total	463.419	20.439	3.030	14.649.532
Produção de carne	81.856	3.610	535	2.222.762

Fonte: Elaboração própria baseada em Epagri/Cedap (2020) e Schatte Olivier et al., (2020)

Neste estudo foi estimado que são gerados anualmente aproximadamente 4,5 milhões de toneladas de resíduos de conchas no mundo, que possuem um valor estimado de 5,3 bilhões de dólares, se bem utilizados. Além disso, os moluscos cultivados removem anualmente 49,2 mil toneladas de nitrogênio com um valor estimado em 985 milhões de dólares e 5,8 mil toneladas de fósforo, que equivalem aproximadamente a 211 milhões de dólares do ambiente marinho costeiro. Além disso, outros serviços ecossistêmicos de regulação, culturais e de apoio, passíveis de serem monetizados, teriam um valor estimado em 6,5 bilhões de dólares.

Tabela 3. Estimativa do valor potencial dos serviços ecossistêmicos de moluscos para a produção de moluscos em 2015 (valores em dólares americanos)

Região	Américas	Santa Catarina (moluscos)	Santa Catarina (ostras)	Mundo
Serviços de abastecimento	2.300.791.000	101.476.000	15.043.399	23.919.193.000
Uso das conchas	144.973.000	6.394.000	948.000	5.274.912.000
Remoção de Nitrogênio	45.110.000	1.990.000	295.000	985.336.000
Remoção de Fósforo	7.690.000	339.000	50.255	210.969.000
Outros serviços ecossistêmicos	197.777.000	8.723.000	1.293.000	6.471.217.000
Soma dos serviços ecossistêmicos	2.498.564.000	118.922.000	17.644.697	30.390.410.000

Fonte: Elaboração própria baseada em Epagri/Cedap (2020) e Schatte Olivier et al., (2020)

Como forma de comparar a importância da malacocultura catarinense em um cenário global, estimamos a contribuição estadual, na qual obtivemos uma remoção anual de nitrogênio por meio da ostreicultura em Santa Catarina, na ordem de 14,7 toneladas com um valor de 295 mil dólares e de fósforo de 1,4 toneladas, representando cerca de 50 mil dólares, além de outros serviços ecossistêmicos avaliados em aproximadamente 1,3 milhão de dólares anualmente. A soma de todos os serviços ecossistêmicos realizados pela ostreicultura de Santa Catarina possíveis de serem estimados equivalem a 17,6 milhões de dólares (baseado em dados da produção de 2015).

Portanto, aumentar o reconhecimento, a compreensão e a contabilização da provisão de serviços ecossistêmicos pela ostreicultura por meio de políticas inovadoras, possibilidades de financiamento da atividade e esquemas de certificação pode incentivar a entrega ativa de benefícios e possibilitar efeitos em uma escala ainda maior das vantagens da atividade para as pessoas e para a natureza (ALLEWAY et al., 2018).

Foto: Eonir Teresinha Malgaresi

Capítulo 14 - O PRAZER DE CONSUMIR OSTRAS

Narbal Correa
& Felipe Matarazzo Suplicy

Introdução

As ostras catarinenses são referência na região desde antes da chegada dos europeus. Prova disso são as cascas que fazem parte dos sambaquis – montes compostos de moluscos (de origem marinha, terrestre ou de água salobra) – do estado de Santa Catarina, alguns com mais de 5 mil anos. Os primeiros registros sobre ostras deixados pelos colonizadores europeus datam de 1527. Trata-se da *Relación de lo recebido e pagado por Enrique Montes em la Isla de Santa Catalina*.

Montes era náufrago da expedição de Juan Dias de Solis e morava há mais de 10 anos nas proximidades da Baía Sul da atual Florianópolis, quando encontrou a frota do veneziano Sebastião Caboto. Pelo seu convívio com os carijós acabou se tornando traduitor da língua e guia. No referido documento, o autor descreve: *Más dí por veinteséis cargas de ostras, dos pares de tiseras, é ventecuatro ponzones é ventecuatro anzuelos* (MELLO, 2005). Sobre a qualidade de nossas ostras nativas podemos destacar o texto escrito por Dom Pernetty, que visitou a região no ano de 1763:

> Um espanhol nos trouxe um dia algumas centenas de ostras: eram muito maiores que as ostras brancas de Saintonge; suas cascas tinham pelo menos 5 polegadas de diâmetro. Não se comem mais gordas e melhores na França. Era um verdadeiro creme fresco, pelo gosto e brancura. Fizemos todo o possível para contratar o espanhol e descobrirmos, então, o lugar onde as pegava, mas todos nossos cuidados foram inúteis pois ele guardou seu segredo, como se fosse interesse do governador (BERGER, 1979).

Portanto, pode-se dizer que Florianópolis já possuía uma vocação natural para se tornar uma região produtora de ostras. No final dos anos 80 saem de cena as famosas ostras verdes citadas por diversos viajantes que por aqui passaram e as ostras exóticas provenientes de cultivo passaram a ser comercializadas para a população. Atualmente, duas espécies estão disponíveis: a ostra nativa de manguezais brasileiros, *Cassostrea gasar*, e ostra do pacífico, *Crassostrea gigas*, introduzida no Brasil há várias décadas.

Com o passar do tempo a maricultura transformou economicamente a região. Se no período imediatamente anterior à implantação das fazendas marinhas as ostras eram preparadas principalmente cozidas (raramente assadas em brasa ou cruas), com o advento do cultivo desses moluscos, restaurantes especializados se estabeleceram na cidade, oferecendo receitas variadas e rotas gastronômicas foram criadas nos bairros costeiros.

Neste capítulo são apresentadas receitas selecionadas e informações importantes para que o leitor possa aproveitar com segurança a experiência única proporcionada pelo consumo desta iguaria.

14.1 A qualidade e segurança em ostras

O primeiro e mais importante quesito em se tratando de ostras é a segurança alimentar do consumidor. Como as ostras são moluscos filtradores e podem não ser cultivadas em áreas livres de poluição ou estar contaminadas com bactérias fecais presentes no ambiente, é imprescindível que o cozinheiro ou consumidor assegure a boa origem do produto de fazendas marinhas, cujas condições sanitárias devem ser continuamente monitoradas, comprando sempre moluscos com certificado de inspeção sanitária.

De forma similar aos vinhos, as ostras desenvolvem sabores e qualidades únicas, de acordo com a espécie e com as caraterísticas do local onde foram cultivadas. Fatores que afetam a cor, formato e sabor das ostras incluem níveis de salinidade da água, limpeza da água, tipo de solo e intensidade de chuvas na região. As diferentes técnicas de cultivo também afetam o sabor. Ostras cultivadas mais próximas do sedimento marinho adquirem um sabor mais terroso do que as ostras cultivadas em lanternas. Também devido ao hábito alimentar filtrador, o sabor das ostras pode variar de acordo com o tipo de microalga predominante da região. Em alguns casos, as microalgas podem conferir não apenas um sabor distinto, mas também uma coloração diferenciada das brânquias. Na França, algumas variedades de ostras são transferidas do mar para as *claires* pelo período de um a três meses em um processo conhecido como afinamento. Ligadas por canais até o mar aberto, as *claires* eram lagoas rasas utilizadas na antiguidade para a produção de sal. Graças ao afinamento nas *claires*, as ostras adquirem um sabor mais forte e um pouco mais doce. As ostras que passam pelo afinamento, chamadas "*Fine de Claire*", possuem Identificação Geográfica (IG), são muito apreciadas na Europa e têm um valor de mercado mais elevado. Em Santa Catarina, Proença et al., (2011) relatam florações ocasionais da microalga *Haslea ostrearia,* que levam as ostras a adquirir naturalmente uma cor esverdeada e sabores distintos, de forma similar às "Fine *de Claire*" da França (vide Capítulo 9 – Manejo no cultivo de ostras).

14.2 Selecionando ostras

Antes de comprar as ostras, inspecione-as para se certificar de que estão vivas e com a concha intacta. As valvas devem estar bem fechadas, ou devem fechar-se rapidamente assim que forem tocadas. As ostras começam a perder líquido assim que saem do mar. Por isso, as ostras que parecem densas e pesadas na mão indicam que estão cheias de líquido e, portanto, mais frescas. Elas devem estar com um doce e agradável odor de mar. Descarte as ostras que não se fecharem ou que estiverem com mau odor.

O maior valor agregado de uma ostra é o seu frescor. A regra com estes moluscos é "mova-as rápido e mantenha-as frias". Em casa, as ostras podem ser mantidas em uma tigela grande na parte inferior da geladeira, posicionadas com a parte côncava para baixo para evitar a perda de líquido interno e cobertas com um pano úmido. Armazenadas desta forma, as ostras podem sobreviver por até sete dias. As ostras possuem alguma respiração aérea e por isso não devem ser guardadas em sacos plásticos selados. Elas também morrerão se forem mantidas mergulhadas em água doce ou no gelo derretido.

A forma mais popular de consumo de ostras é certamente a crua, ainda vivas, regadas ou não de algumas gotas de sumo de limão, ou com algum molho de acompanhamento. As ostras cruas devem sempre ser servidas sobre uma camada de gelo para que sejam saboreadas bem geladas.

Outro fator importante a ser considerado é a condição da ostra em relação a sua maturação sexual, e isto varia de acordo com a espécie e a região onde são cultivadas. As gônadas das ostras são formadas por reservas de glicogênio que lhes dão um sabor adocicado. Quando as gônadas estão cheias, as ostras estão em sua melhor condição de sabor e textura. É possível saber se as ostras estão com as gônadas maduras, virando-as dentro da concha após cortar o músculo adutor e observando-a. Quando as ostras estão maduras, elas ocupam quase toda a cavidade da concha e a glândula digestiva está totalmente coberta pela gônada (Figura 1). Salgadas, cremosas, doces, picantes e ácidas, as melhores ostras têm esses cinco traços de sabor em perfeito equilíbrio. No caso de ostras do mangue, a intensidade do sabor salgado dependerá da localização do cultivo dentro do estuário, quanto mais próxima do oceano, mais salgado será o seu sabor.

Figursa 1. Ostra com as gônadas repletas de glicogênio, em sua melhor condição (A), e uma ostra com as gônadas parcialmente cheias (B). A Glândula digestiva está apontada por uma flecha na ostra B
Foto: Daniel Honan

Chamado por alguns como “um beijo do mar”, saborear uma ostra crua é uma experiência sensorial intensa e única. Esta experiência foi descrita de maneira criativa e poética por McKean & Whitbeck (2000) da seguinte forma:

> Molhadas e trêmulas, cada suculenta ameixa-do-mar se desdobra em uma explosão de sabor, florescendo como um buquê na sua língua. Quando você mastiga a ostra lentamente, o poder do mar é subitamente liberado, surgindo através dos sentidos em ondas espumosas de gostos e emoções. Seu paladar é vibrante e vivo, como crispas de pepino arrepiadas com o sabor salgado do surf. Camadas de sabor caem em seus sentidos – cogumelos da terra, minerais atrevidos, névoa fria e úmida do oceano. Você persegue a ostra com um gole frio e refrescante de vinho acerado. Ele corre através de você como o vento, levando consigo todos os aromas e sabores do mar, deixando-o alegre e clamando por mais.

14.3 Como abrir as ostras

O processo de abertura de ostras é relativamente difícil para uma pessoa sem experiência e é somente através da prática que qualquer pessoa pode se tornar um bom abridor de ostras. Apesar de diversas tentativas já realizadas no passado para desenvolver um abridor de ostras, até hoje as mãos humanas munidas de uma boa faca para ostras continuam sendo a melhor forma de abri-las. Um habilidoso abridor de ostras consegue executar esta tarefa sem esforço, com graça e pureza de movimentos, sem causar nenhum dano à carne e sem deixar nela resíduos de concha quebrada que poderiam tornar a experiência menos aprazível. As ostras devem sempre ser abertas com a concha côncava voltada para cima, para preservar o seu precioso líquido interior.

As ostras devem sempre ser abertas logo antes de serem servidas para que sejam saboreadas o mais frias e frescas quanto for possível. Comece preparando um prato gelado com uma camada de gelo picado para servir as ostras abertas. Caso não tenham sido previamente limpas, as ostras devem ser lavadas com uma escova de cerdas duras e água abundante, para remoção de qualquer lodo ou sujeira externa. Utilize um pano de prato limpo para proteger a mão. Isto ajuda a prevenir cortes, caso a lâmina da faca escorregue e talhos na mão possam ser causados pela concha irregular e afiada das ostras.

Existem várias técnicas para abrir as ostras. A mais comumente empregada e explicada a seguir é a técnica de cortar o ligamento que une duas valvas da concha e que fica localizado em seu umbo, a parte mais fina e pontuda da ostra.

Segure a ostra firmemente sobre uma superfície não escorregadia, como uma tábua de madeira, por exemplo. Para uma pessoa que nunca abriu uma ostra, é comum tentar segurá-la com as pontas dos dedos ao tentar abri-la. Segurá-la firmemente significa ter a maior parte da mão em volta da ostra, e não apenas as pontas dos dedos, de forma que ela não possa se mover enquanto a faca é empurrada para dentro da concha.

1 - Insira a ponta da faca no ligamento localizado no umbo da ostra. A única coisa que deve se mover é a ponta da sua faca, que deve ser introduzida gradualmente, ao invés de usar toda a força de uma só vez. Durante a abertura, é preciso alguma sensibilidade, combinando força e cuidado para não quebrar a concha;

2 - Quando sentir a ruptura do ligamento, posicione a lâmina da faca na parte superior interna da concha e deslize-a rente à valva plana superior até cortar inteiramente o músculo adutor, que fica posicionado no quadrante superior direito da ostra;

3 - Descarte a valva superior, mantendo a carne e o líquido interno na concha de baixo. Corte o músculo adutor que ainda está ligado à valva inferior, deslizando a faca o mais próximo possível da concha. Esta etapa tem que ser realizada com cuidado para preservar a carne inteira;

4 - Verifique se a ostra foi aberta com perfeição sem a presença de resíduos de concha e retire com a ponta da faca qualquer partícula de concha ou sujeira que possa ter caído dentro da ostra. Com a ponta da faca, vire cuidadosamente a ostra dentro da concha, para revelar seu lado mais atrativo.

Figura 2. Sequência abrindo as ostras
Fotos: Daniela de Cassia de Araujo Vaz

Observação: Existe uma outra técnica para abrir as ostras, pela lateral da concha. Porém, esta técnica possui um risco maior de deixar resíduos de concha na carne, e por isso não será apresentada neste capítulo.

14.4 Receitas com ostras

14.4.1 Ostras frescas cruas

Figura 3. Ostras frescas cruas
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Esta é a receita mais simples com ostras. Basta abrir as ostras frescas conforme a explicação da seção anterior e dispô-las em uma travessa ou prato com gelo picado. Acrescente alguns pedaços de limão e sirva imediatamente após elas serem abertas.

14.4.2 Ceviche de ostras

Figura 4. Ceviche de ostras
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 12 tiras de cebola pigmentada (veja receitas básicas, abaixo)
- 12 tiras de gengibre
- ½ pimenta dedo-de-moça, sem sementes, cortada em cubos pequenos
- Salsa bem picada
- 12 cubos de 5mm de batata-doce cozida
- 6 pimentas biquinho
- 3 colheres (sopa) de azeite
- 1 colher (sopa) de sumo de limão siciliano

Modo de preparo

Abra as ostras seguindo o procedimento descrito acima. Arrume sobre cada ostra uma tira de cebola e uma tira de gengibre formando um "X". Salpique a pimenta dedo-de-moça e a salsa sobre as ostras. Corte as pimentas biquinhos ao meio. Distribua as pimentas biquinho e os cubos de batatas sobre as ostras. Misture o azeite com o sumo de limão siciliano e regue as ostras. Sirva-as sobre uma camada de sal grosso, que tem a finalidade de mantê-las equilibradas e voltadas para cima, com o líquido dentro da concha.

14.4.3 Ostras no vapor

Figura 5. Ostras no vapor
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 12 gomos de limão
- Água

Modo de preparo

Distribua as ostras, em uma caçarola, com a parte côncava (valva inferior) para baixo. Coloque água até uma altura que não alcance a abertura das ostras, para evitar que a água entre no interior da concha. Leve ao fogo até que a ostra abra. Neste ponto, retire do fogo e sirva as ostras, com ou sem a concha superior, em um prato sobre uma cama de sal grosso. Guarneça com limão e molho de pimenta (opcional).

14.4.4 Ostras estaladas com ouriços e molho oriental

Figura 6. Ostras estaladas com ouriços e molho oriental
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 1 pepino japonês
- 12 "ovas" (gônadas) de ouriços
- Molho oriental (veja receitas básicas, abaixo)
- 2 colheres (sopa) de nata fresca
- 1 colher (sobremesa) de sumo de limão siciliano
- 1 colher (chá) de açúcar branco

Decore com mostarda wasabi, repolho roxo, rúcula ou nabo branco

Modo de preparo

Acenda a churrasqueira e forme uma camada regularmente distribuída de brasa forte. Prepare o molho oriental misturando a nata, o sumo de limão e o açúcar. Retire a casca e as sementes do pepino e corte-o em cubos de 2cm. Leve os cubos de pepino ao freezer por dez minutos, antes do momento de montar o prato. Leve as ostras à churrasqueira sobre uma grelha próxima da brasa. Mantenha as ostras na churrasqueira até elas começarem a estalar. Arrume as ostras sem concha superior em um prato com uma camada de sal grosso. Regue com uma colher (chá) de molho oriental e distribua uma colher (chá) de pepino sobre cada ostra. Com o auxílio de uma manga de confeiteiro recheada com o creme com limão, disponha aproximadamente uma colher (café) sobre o pepino e cubra com uma ova de ouriço. Decore com o ingrediente de sua preferência entre os sugeridos na receita.

14.4.5 Ostras gratinadas (sem queijo)

Figura 7. Ostras gratinadas (sem queijo)
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 1 colher (sopa) de ervas picadas (salsa, manjericão, tomilho e alecrim)
- 6 colheres (sopa) farinha panko ou migalhas de pão
- 100 gramas de manteiga
- 12 gomos de limão

Modo de preparo

Abra as ostras, descarte a concha superior e o líquido interior. Leve as ostras a uma assadeira com sal grosso no fundo para manter as ostras equilibradas. Derreta a manteiga e misture com as ervas e com a farinha. Cubra as ostras com a mistura e leve ao forno até dourar. Sirva em um prato sobre uma camada de sal grosso. Guarnecer com limão e molho de pimenta (opcional).

14.4.6 Ostras gratinadas (com queijo)

Figura 8. Ostras gratinadas (com queijo)
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 1 colher (sopa) de manteiga
- ½ colher (sopa) de cebola bem picada
- 3 colheres (sopa) de nata fresca
- 3 colheres (sopa) de molho branco (veja receitas básicas, abaixo)
- 3 colheres (sopa) de queijo parmesão ralado
- 1 colher (sopa) de salsa e alfavaca bem picadas
- 12 gomos de limão

Modo de preparo

Abra as ostras, descarte a concha superior e o líquido interior. Retire a carne das ostras. Reserve as conchas inferiores. Em uma panela branqueie a cebola na manteiga. Acrescente as ostras, a nata, uma colher (sopa) de queijo parmesão, molho branco e ervas, mantendo no fogo por três minutos. Posicione as conchas inferiores das ostras em uma assadeira com sal grosso. Preencha as conchas com as ostras e o molho. Distribua o parmesão restante sobre as ostras recheadas e leve ao forno, preaquecido a 200°C, por 10 minutos ou até que o queijo doure. Sirva com gomos de limão.

14.4.7 Ostras cobertas com pâte brisée (massa podre)

Figura 9. Ostras cobertas com pâte brisée
Foto: Aires Carmen Mariga; Prato: Narbal Correa

Ingredientes

- 12 ostras frescas
- 1 colher (sopa) de manteiga
- ½ colher (sobremesa) de alho bem picado
- 3 colheres (sopa) de nata fresca
- 3 colheres (sopa) de molho branco
- 1 colher (sopa) de alfavaca bem picadas
- Pâte brisée (massa podre) (veja receitas básicas, abaixo)
- 2 gemas
- 12 gomos de limão

Modo de preparo

Abra as ostras, descarte a concha superior e o líquido interior. Retire a carne das ostras. Reserve as conchas inferiores. Em uma panela frite o alho na manteiga até começar a dourar. Acrescente as ostras, a nata, o molho branco e a alfavaca, mantendo no fogo por três minutos. Posicione as conchas inferiores das ostras em uma assadeira com sal grosso. Preencha as conchas com as ostras e o molho. Retire a massa da geladeira e corte retângulos maiores que as ostras. Cubra cada ostra com o retângulo, pressionando nas laterais para lacrar, fazendo assim uma tampa de massa podre para o molusco. Bata a gema e pincele sobre a massa. Leve ao forno, preaquecido a 180°C, entre 15 a 20 minutos ou até que a massa esteja cozida e dourada. Sirva com limão.

14.5 Receitas básicas

14.5.1 Molho oriental (Ponzu)

Ingredientes
•50ml de vinagre de arroz
•Sumo de 1 limão
•25ml de saquê mirim
•25ml de saquê
•1 colher (sopa) de óleo de gergelim
•50ml de água
•Sumo de ½ laranja
•1 colher (café) de sal

Modo de preparo
Leve o saque e o mirim ao fogo em uma panela e ferva por um minuto para que o álcool evapore. Retire do fogo e misture os ingredientes restantes. Conserve na geladeira.

14.5.2 Cebola pigmentada

Ingredientes
•1 cebola cortada em tiras de 3mm
•½ xícara de vinagre de álcool
•1 colher (sopa) açúcar branco
•1 beterraba pequena cortada em quatro
•500ml de água

Modo de preparo
Coloque todos os ingredientes em uma panela e cozinhe em fogo médio por 20 minutos. Neste ponto, retire do fogo e deixe esfriar. Retire as beterrabas e coloque as tiras de cebola com o líquido em um vidro de conserva. Mantenha na geladeira.

14.5.3 Gengibre pigmentado

Ingredientes
•100g de gengibre cortado em tiras de 2mm
•½ xícara de vinagre de álcool
•2 colheres (sopa) de açúcar branco
•1 colher (chá) de cúrcuma (açafrão da terra)
•500ml de água

Modo de preparo
Leve todos os ingredientes em uma panela e cozinhe em fogo médio por 30 minutos.

Neste ponto, retire do fogo e deixe esfriar. Coloque as tiras de gengibre com o líquido em um vidro de conserva. Mantenha na geladeira.

14.5.4 Molho branco “Bechamel”

Ingredientes

- 300ml litro de leite em temperatura ambiente
- 1 colher (sopa) de farinha de trigo
- 1 colher (sopa) de manteiga
- 1 colher (café) de noz-moscada
- Sal e pimenta-do-reino moída na hora, a gosto

Modo de preparo

Derreta a manteiga em uma panela, junte a farinha e mexa vigorosamente com um batedor de arame, por cerca de três minutos, para que cozinhe a ponto de não deixar gosto de farinha na mistura. Neste ponto acrescente o leite mexendo até que crie um molho espesso. Tempere com noz-moscada, sal e pimenta.

14.5.5 Massa podre “pâte brisée”

Ingredientes

- 400g de farinha de trigo
- 200g de manteiga sem sal cortada em cubos
- 2 ovos
- 1 colher (chá) de sal
- 4 colheres (sopa) de água gelada

Modo de preparo

Misture a farinha peneirada com o sal e a manteiga gelada até formar uma farofa. Neste ponto acrescente os ovos batidos, misturando o mínimo possível. Coloque a água aos poucos e incorpore à massa obtida até dar liga. Esticar com rolo entre dois plásticos até obter a espessura de 3mm. Leve à geladeira.

Referências

ABOLLO, E.; CASAS, S.M.; CESCHIA, G.; VILLALBA, A. Differential diagnosis of *Perkinsus* species by polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism assay. **Molecular and Cellular Probes**, Londres, v.20, n.6, p.323-329, 2006.

ABOLLO, E.; RAMILO, A.; CASAS, S.M.; COMESAÑA, P.; CAO, A.; CARBALLAL, M.J.; VILLALBA, A. First detection of the protozoan parasite *Bonamia exitiosa* (Haplosporidia) infecting flat oyster *Ostrea edulis* grown in European waters. **Aquaculture**, Amsterdam, v.274, n.2-4, p.201-207, 2008.

ABSHER, T.M. **Populações naturais de ostras do gênero *Crassostrea* do litoral do Paraná - Desenvolvimento larval, recrutamento e crescimento.** 1989. 185f. Tese (Doutorado em Oceanografia) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo. 1989.

AFINOWI, M.A. **The mangrove oyster, *Crassostrea gasar* cultivation and potential in the Niger Delta (Nigeria).** Lagos, Nigeria: Nigerian Institute for Oceanography and Marine Research, Technical Paper, n.14, 1984. 14p.

AKABOSHI, S. Notas sobre o comportamento da ostra Japonesa *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1795), no litoral do Estado de São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, n.6, p.93-104, 1979.

AKABOSHI, S.; PEREIRA, O.M. Ostreicultura na região lagunar de Cananéia, São Paulo, Brasil. 1. Captação de larvas da ostra *Crassostrea brasiliana* (Lamarck 1819) em ambiente natural. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, n.8, p.87-104, 1981.

AKABOSHI, S.; PEREIRA, O.M.; SINQUE, C. Cultivo experimental de *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1795), na região estuarina lagunar de Cananéia (25° 05'S; 48° 01'W) São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto da Pesca**, São Paulo, n.10, p.1-8, 1983.

ALFARO, A.C.; NGUYEN, T. V; MERIEN, F. The complex interactions of Ostreid herpesvirus 1, Vibrio bacteria, environment and host factors in mass mortality outbreaks of *Crassostrea gigas*. **Reviews in Aquaculture**, Hoboken, v.11, n.4, p.1148-1168, 2019.

ALLEWAY, H.K.; GILLIES, C.L.; BISHOP, M.J.; GENTRY, R.R.; THEUERKAUF, S.J.; JONES, R. The ecosystem services of marine aquaculture: Valuing benefits to people and nature. **BioScience**, Oxford, v.69, p.1-10, 2018.

AMARAL, V.S.; SIMONE, L.R.L.; TÂMEGA, F.T.S.; BARBIERI, E.; CALAZANS, S.H.; COUTINHO, R.; SPOTORNO-OLIVEIRA, P. New records of the non-indigenous oyster *Saccostrea cucullata* (Bivalvia: Ostreidae) from the southeast and south Brazilian coast. **Regional Studies in Marine Science**, Amsterdam, n.33, p. 2352-4855, 2020.

ANDRADE, G.J.P.O. Maricultura em Santa Catarina: A cadeia produtiva gerada pelo esforço coordenado de pesquisa, extensão e desenvolvimento tecnológico. **Revista Eletrônica de Extensão**, Florianópolis, v.13, n.24, p.204-217, 2016.

ARAKAWA, K.Y. Natural spat collecting in the Pacific oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg). **Marine Behaviour Physiology**, London, v.17, p.95-128, 1990.

ARZUL, I.; CARNEGIE, R.B. New perspective on the haplosporidian parasites of molluscs. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.131, p.32-42, 2015.

ARZUL, I.; CORBEIL, S.; MORGA, B.; RENAULT, T. Viruses infecting marine molluscs. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.147, p.118-135, 2017.

ASCOMA. **Grupo de Ostreicultura Familiar. Associação Comunitária de Matarandiba – ASCOM**. Disponível em: https://cirandas.net/ascoma/artigos-dos-empreendimentos/grupo-de-ostreicultura-familiar. Acesso em: 16 ago. 2019.

AZEVEDO, C.; MENDONÇA, I.; MATOS, E. Ultrastructural analysis of Rickettsia-like organisms in the oyster *Crassostrea rhizophorae* from the Northeastern Atlantic coast of Brazil. **Brazilian Journal of Morphology Science**, São Paulo, v.22, n.1, p.5-8, 2005.

BAHIA PESCA. **Governo entrega a quilombolas ferramentas para cultivo de ostras**. Disponível em: https://www.brasil247.com/geral/governo-entrega-a-quilombolas-ferramentas-para-cultivo-de-ostras. Acesso em: 16 ago. 2019.

BARBIERI, E.S.; MEDINA, C.D.; VÁZQUEZ, N.; FIORITO, C.; MARTELI, A.; WIGDOROWITZ, A.; SCHWINN E.; MORGAN, B.; RENAULT, T.; PARREÑO, V.; BARÓN, P.J. First detection of Ostreid herpesvirus 1 in wild *Crassostrea gigas* in Argentina. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.166, p.107222, 2019.

BARILLÉ, L.; BRIS, A.L.; GOULLETQUER, P.; THOMAS, Y.; GLIZE, P.; KANE, F.; FALCONER, L.; GUILLOTREAU, P.; TROUILLET, B.; PALMER, S.; GERNEZ, P. Biological, socio-economic, and administrative opportunities and challenges to moving aquaculture offshore for small French oyster-farming companies. **Aquaculture**, Amsterdam, n.521, p.735045, 2020.

BARROSO, G.F.; POERSCH, L.H.; CASTELLO, J.P.; CAVALLI, R.O. Premissas para a sustentabilidade da aquicultura costeira. *In*: BARROSO, G.F.; POERSCH, L.H.; CASTELLO, J.P.; CAVALLI, R.O. (Eds.) **Sistemas de Cultivos Aquícolas na Zona Costeira do Brasil: recursos, tecnologias, aspectos ambientais e sócio-econômicos.** Museu Nacional, Série Livros n°26, Rio de Janeiro. p.15-24. 2007.

BARROZA, R.F.; PRADO, A.E. O mar não está só para peixe. Da ostra ao petróleo, há muito a explorar nas nossas 200 milhas. **Realidade**, São Paulo, n. 65, p.18-22, 1971. Disponível em: http://memoria.bn.br/pdf/213659/per213659_1971_00065.pdf Acesso em: 28 fev. 2021.

BAYNE, B.L.; AHRENS, M.; ALLEN, S.K.; ANGLÈS D´AURIAC, M.; BACKELJAU, T.; BENINGER, P.; BOHN, R.; BOUDRY, P.; DAVIS, J.; GREEN, T.; GUO, X.; HEDGECOCK, D.; IBARRA, A.; KINGSLEY-SMITH, P.; KRAUSE, M.; LANGDON, C.; LAPEGUE, S.; LI, C.; MANAHAN, D.; MANN, R. PEREZ-PARALLE, L.; POWELL, E.N.; RAWSON, P.D.; SPEISER, D.; SANCHEZ, J.-L.; SHUMWAY, S.; WANG, H. The proposed dropping of the genus *Crassostrea* for all Pacific cupped oysters and its replacement by a new genus *Magallana*: a dissenting view. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.36, n.3, p.545-547, 2017

BAYNE, B.L. Oysters and the Ecosystem. *In*: BAYNE, B. (Ed.) **Biology of Oysters.** Developments in Aquaculture and Fisheries Science. v.41. 2017. p.703-834.

BEHIND THE FRENCH MENU. Oysters. **Huitres II: How fresh oysters in France are sold by weight.** Disponível em: https://behind-the-french-menu.blogspot.com/2012_12_30_archive.html. Acesso em: 02 ago. 2021.

BERGER, P. **Ilha de Santa Catarina – Relato de Viajantes Estrangeiros nos séculos XVIII e XIX.** Florianópolis, SC: Assembleia Legislativa. Assessoria Cultural, 1979.

BERTRAM, J.G. **The harvest of the sea. A contribution to the natural and economic history of the British Food Dishes**. London, R. Clark. 1865.

BISHOP, D. **Consider more than gear price.** 1996. Disponível em: http://www.fukuina.com/articles/mar_apr96.htm. Acesso em: 30 de jul. 2021.

BOEHS, G.; LUZ, M.S.A.; ANDRADE, V.R.D. Molecular identification of cryptic species of oysters (genus *Crassostrea* Sacco, 1897) in the northeast Atlantic coast of Brazil. **Boletim do Instituto da Pesca**, São Paulo, v.45, n.2, p.446, 2019.

BOUDRY, P.; HEURTEBISE, S.; COLLET, B.; CORNETTE, F.; GERARD, G. Differentiation between populations of the Portuguese oyster, *Crassostrea angulata* Lamarck and the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* Thunberg, revealed by mtDNA RFLP analysis. **Journal of Experimental Marine Biology Ecology**, Amsterdam, n.226, p.279-291, 1998.

BOWER, S.M. **Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish**. Fisheries and Oceans Canada, Namaimo. 2010. Disponível em: https://www.dfo-mpo.gc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/index-eng.html. Acesso em: 26 fev. 2021.

BRANDÃO, R.P.; BOEHS, G.; SABRY, R.C.; CEUTA, L.O.; LUZ, M.S.A.; QUEIROGA, F.R.; DA SILVA, P.M. *Perkinsus* sp. infecting oyster *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) on the coast of Bahia, Brazil. J**ournal of Invertebrate Pathology,** San Diego, v.112, n. 2, p.138-141, 2013.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura; Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Instrução normativa interministerial nº 7, de 8 de maio de 2012**. Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil, Poder Executivo, Brasília, DF, 9 maio 2012. Seção 1, p.55-59. 2012.

BREESE, W.P.; MALOUF, R.E. **Hatchery manual for the Pacific oyster**. Sea Grant Program Publication, n. ORESU-H-002. Corvallis, OR: Oregon State University. 1975. 22p.

BRUNDU, G.; LOI, B.; CHINDRIS, A.; GRAHAM, P.; BERNABÈ, D.; GIMÉNEZ PAPIOL, G. Rearing equipment on the quality aspects and growth performance of *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793): Implications for marketability. **Aquaculture Research**, London, v.51, n.7, p.2936-2947, 2020.

BURKHOLDER, J.M.; SHUMWAY, S.E. Bivalve shellfish aquaculture and eutrophication. *In*: SHUMWAY, S. (Ed.) **Shellfish aquaculture and the environment**. Groton, CT: John Wiley & Sons Inc., 2011. p.155-215.

BUZIN, F.; BAUDON, V.; CARDINAL, M.; BARILLÉ, L.; HAURE, J. Cold storage of Pacific oysters out of water: biometry, intervalval water and sensory assessment. **International Journal of Food Science & Technology**, New Jersey, v.49, n.9, p.1775-1782. 2011.

CALLAM, B.R., SUPAN, J. **Using remote setting to produce seed oysters in Louisiana and the Gulf Coast Region**. Louisiana Sea Grant College Program, Louisiana State University, Baton Rouge, LA, 2019. 61p.

CAPE COD TIMES. **Oyster theft puts damper on Sandwich aquaculture efforts**. Disponível em: https://www.capecodtimes.com/news/20190819/oyster-theft-puts-damper-on-sandwich-aquaculture-efforts. Acesso em: 29 jul. 2021.

CARBALLAL, M.J.; BARBER, B.J.; IGLESIAS, D.; VILLALBA, A. Neoplastic diseases of marine bivalves. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.131, p.83-106, 2015.

CARDOSO, A.C.; SERRÃO, D.A.M.; SOUSA, H.L.S.; DOS SANTOS DUAILIBE, I.C.F.; PECORARO, L.W; YAURI, W.L.M.; MAIA, W.P. Captação de sementes de ostras nativas através de coletores artificiais no estuário do rio Cururuca, Paço do Lumiar - MA. *In*: MENDES, L.N. (Ed.) **Aquicultura e Pesca: Adversidades e Resultados 3.** Atena Editora, Ponta Grossa. 2020. p.64-73.

CARRASCO, N.; GREEN, T.; ITOH, N. *Marteilia* spp. parasites in bivalves: A revision of recent studies. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.131, p.43-57, 2015.

CARVALHO FILHO, J. Santa Catarina – A padroeira das ostras e mexilhões. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.5, n.30, p.12-13, 1995.

CASTILHO-WESTPHAL, G.G. **Ecologia da ostra de mangue *Crassostrea brasiliana* (Lamarck, 1819) em manguezais da baía de Guaratuba – PR**. 2012. 118f. Tese (Doutorado em Zoologia) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

CASTILHO-WESTPHAL, G. G.; MAGNANI, F. P.; OSTRENSKY, A. Gonad morphology and reproductive cycle of the mangrove oyster *Crassostrea brasiliana* (Lamarck, 1819) in the Baía de Guaratuba, Paraná, Brazil. **Acta Zoologica,** Stockolm, v.96, n.1, p.99-107, 2013.

CASTRO, N.O.; MOSER, G.A.O. Florações de algas nocivas e seus efeitos ambientais. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v.16, n.2, p.235-264, 2012.

CERCO, C.F. A Multi-module approach to calculation of oyster (*Crassostrea virginica*) environmental benefits. **Environmental Management**, Basingstoke, n.56, p.467-479, 2015.
CHAMMAS, M.; SUPLICY, F.M. Como fazer uma pequena fortuna com aquicultura. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.9, n.51, p.26-27, 1999.

CHOI, K.S. **Oyster capture-based aquaculture in the Republic of Korea. Capture-based aquaculture. Global review.** FAO Fisheries Technical Paper, n.508, p.271-286. 2008.

CHRISTO, S.W.; ABSHER, T.M. Reproductive period of *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) and *Crassostrea brasiliana* (Lamark, 1819) (Bivalvia: Ostreidae) in Guaratuba Bay, Paraná, Brazil. **Journal of Coastal Research**, Coconut Creek, v.2, p.1215-1218, 2006.

COEN, L.D.; BRUMBAUGH, R.D.; BUSHEK, D.; GRIZZLE, R.; LUCKENBACH, M.W.; H. POSEY, M.H.; POWERS, S.P.; TOLLE, S.G. Ecosystem services related to oyster restoration. **Marine Ecology Progress Series**, Hamburg, v.341, p.303-307, 2007.

COMEAU, L.A.; ARSENAULT, G.; DAVIDSON, T.J. **Off-bottom oyster (*Crassostrea virginica* Gmelin) culture in Prince Edward Island: an evaluation of seed sources and stocking density**. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2976. Fisheries and Oceans Canada, New Brunswick, 2011. 21p.

COSTANZA, R.; DE GROOT, R.S.; SUTTON, P.; VAN DER PLOEG, S.; ANDERSON, S.J.; KUBISZEWSKI, I.; FARBER, S.; TURNER, R.K. Changes in the global value of ecosystem services. **Global Environmental Change**, Amsterdam, v.26, p.152-158, 2014.

COUTTEAU, P. Micro-algae. *In*: LAVENS, P.; SORGELOOS, P. (Eds.) **Manual on the production and use of live food for aquaculture.** FAO Fisheries Technical Paper, Rome, n.361, 1996. p.7-48.

CRANFORD, P.J.; STRAIN, P.M.; DOWD, M.; HARGRAVE, B.T.; GRANT, J.; ARCHAMBAULT, M.C. Influence of mussel aquaculture on nitrogen dynamics in a nutrient enriched coastal embayment. **Marine Ecology Progress Series,** Hamburg, v.347, p.61-78, 2007.

CROSS, S.F.; KINGZETT, B.C. **Biophysical criteria for shellfish culture in British Columbia - a site capability evaluation system**. The Branch, Victoria, 1992. 40p.

DA SILVA, P.M.; COSTA, C.P.; ARAÚJO, J.P.B.; QUEIROGA, F.R.; WAINBERG, A.A. Epizootiology of *Perkinsus* sp. in *Crassostrea gasar* oysters in polyculture with shrimps in northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 25, n.1, p.37-45, 2016.

DA SILVA, P.M.; FARIAS, N.D. QUEIROGA, F.R.; HÉGARET, H.; SOUDANT, P. Disseminated neoplasia in cultured *Crassostrea gasar* oysters from northeast Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.159, p.1-5, 2018.

DA SILVA, P.M.; FUENTES, J.; VILLALBA, A. Disseminated neoplasia in flat oysters *Ostrea edulis* from Galicia (NW Spain): Occurrence, ultrastructural aspects and relationship with bonamiosis. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.107, n.1, p.50-59, 2011.

DA SILVA, P.M.; MAGALHÃES, A.R.M.; BARRACCO, M.A. Pathologies in commercial bivalve species from Santa Catarina State, southern Brazil. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, London, v.92, n.3, p.571-579, 2012.

DA SILVA, P.M.; SCARDUA, M.P.; VIANNA, R.T.; MENDONÇA, R.C.; VIEIRA, C.B.; DUNGAN, C.F.; SCOTT, G.P.; REECE, K.S. Two *Perkinsus* spp. infect *Crassostrea gasar* oysters from cultured and wild populations of the Rio São Francisco estuary, Sergipe, northeastern Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.119, p.62-71, 2014.

DA SILVA, P.M.; SCARDUA, M.P.; VIEIRA, C.B.; ALVES, A.C.; DUNGAN, C.F. Survey of pathologies in *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757) Oysters from cultured and wild populations in the São Francisco estuary, Sergipe, Northeast Brazil. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.34, n.2, p.289–296, 2015.

DA SILVA, P.M.; VIANNA, R.T.; GUERTLER, C.; FERREIRA, L.P.; SANTANA, L.N.; FERNÁNDEZ-BOO, S.; RAMILO, A.; CAO, A.; VILLALBA, A. First report of the protozoan parasite *Perkinsus marinus* in South America, infecting mangrove oysters *Crassostrea rhizophorae* from the Paraíba River (NE, Brazil). **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.113, n.1, p.96-103, 2013.

DANTAS-NETO, M.P.; GESTEIRA, T.C.V.; SABRY, R.C.; FEIJÓ, R.G.; FORTE, J.M.; BOEHS, G.; MAGGIONI, R. First record of *Perkinsus chesapeaki* infecting *Crassostrea rhizophorae* in South America. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.141, p.53-56, 2016.

DANTAS-NETO, M.P.; SABRY, R.C.; FERREIRA, L.P.; ROMÃO, L.S.; MAGGIONI, R. *Perkinsus* sp. infecting the oyster *Crassostrea rhizophorae* from estuaries of the septentrional Northeast, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.75, n.4, p.1030-1034, 2015.

DAVIS, J.E. **Effects of basket arrangement and stocking density when using the adjustable long-line system for oyster grow-out**. 2013. 81f. Master Dissertation (Master of Science) – Graduate Faculty, Auburn University, Auburn, AL, 2013.

DÉGREMONT, L.; GARCIA, C.; ALLEN, S.K. Genetic improvement for disease resistance in oysters: A review. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.131, p.226-241, 2015.

DEVAKIE, M.N.; ALI, A.B. Effects of storage temperature and duration on the setting and post-set spat survival of the tropical oyster, *Crassostrea iredalei* (Faustino). **Aquaculture**, Amsterdam, v.190, n.3-4, p.369-376, 2000.

DIADHIOU, H.D.; NDOUR, I. Artificial capture of mangrove oyster spat *Crassostrea gasar* (Mollusca, Bivalvia) in Casamance estuary (Senegal). **Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation**, Cluj-Napoca, v.10, n.1, p.48-55, 2017.

DOIRON, S. **Reference manual for oyster aquaculturists**. Fredericton, NB: Brunswick Department of Agriculture and Aquaculture, 2008. 76p.

DOS SANTOS, A.A.; WINCKLER, S.C. **Síntese informativa da maricultura 2014**. Florianópolis, SC: Epagri. 2015. 8p.

DOS SANTOS, S.S.; EVANGELISTA-BARRETO, N.S.; BARRETO, L.M. Cadeia produtiva de ostras no Baixo Sul da Bahia: um olhar socioeconômico, de saúde pública, ambiental e produtivo. **Acta of Fisheries and Aquatic Resources**, São Cristovão, v.5, n.1, p.10-21, 2017.

ECKSCHIMDT, T.; DONADEL, A.; GIAMPAOLO, B.; ECKSCHMIDT, A. **O livro verde do rastreamento: Conceitos e desafios**. Livraria Varela: São Paulo. 2009. 6p. EGGLESTON, D.B. Behavioral mechanisms underlying variable functional responses of blue crabs, *Callinectes sapidus*, feeding on juvenile oysters, *Crassostrea virginica*. **Journal of Animal Ecology**, New Jersey, v.59, n.2, p.615-630, 1990.

ENGELSMA, M.Y.; CULLOTY, S.C.; LYNCH, S.A.; ARZUL, I.; CARNEGIE, R.B. *Bonamia* parasites: a rapidly changing perspective on a genus of important mollusc pathogens. **Diseases of Aquatic Organisms**, Oldendorf, v.110, n.1, p.5-23, 2014.

ENGELSMA, M.Y., KERKHOFF, S., ROOZENBURG, I., HAENEN, O.L.M., VAN GOOL, A.C.M. Epidemiology of *Bonamia ostrea* infecting European flat oysters *Ostrea edulis* from Lake Grevelingen, The Netherlands. **Marine Ecology Progress Series**, Hamburg, v.409, p.131-142, 2010.

EPAGRI/CEDAP. **Produção de Moluscos. 2020.** Disponível em:< https://www.infoagro.sc.gov.br/> Acesso em 17 dez. 2020.

EUROPEAN COMMISSION. **Oyster**. Fisheries and Aquaculture in Europe, n.60. p.9-10. 2013.

FAGAN, G.G. Sergius Orata: Inventor of the Hypocaust? **Phoenix**, Ontario, v.50, n.1, p. 56-66, 1996.

FAO. 2020. **Fishery and Aquaculture Statistics. Global production 1950-2018** (Online Query Panels). In: FAO Fisheries and Aquaculture Department [online]. Rome. Updated 2020. Disponível em:http://www.fao.org/fishery/statistics/en. Acesso em 23 ago. 2020.

FAO. 2020b. **The state of world fisheries and aquaculture 2020. Sustainability in action**. Rome: FAO. https://doi.org/10.4060/ca9229en.

FAO. 2020c. **Species Fact Sheets. *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793)**. Disponível em: http://www.fao.org/fishery/species/3514/en Acesso em: 28 out. 2020.

FAO. 2020d. **Species Fact Sheets. *Crassostrea iredalei* (Faustino, 1932).** Disponível em: http://www.fao.org/fishery/species/2673/en. Acesso em: 28 janeiro 2020.

FAO. 2020e. **Species Fact Sheets. *Crassostrea virginica* (Gmelin, 1791)**. Disponível em: http://www.fao.org/fishery/species/2669/en. Acesso em: 28 janeiro 2020.

FERNANDES, L.M.B. **Aspectos fisio-ecológicos do cultivo da ostra-de-mangue, *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828): influência da salinidade.** 1975. 81f. Doutorado, Tese em Ciências (Biologia), Universidade de São Paulo, São Paulo, 1975.

FERNANDES, L.M.B.; LIMA, A.M. Possibilidade de cultivo da ostra-do-mangue *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) em Pernambuco. **Estudos de Pesca**, Recife, n.5, p.1-16, 1976.

FERRARI, D.L.; PADRÃO, G.; ARAUJO, A. **Conceitos e métodos aplicados à gestão dos empreendimentos e custos de produção nos programas da Epagri**. Epagri/Cepa, Florianópolis, 2021. 13p.

FERREIRA, J.F.; SILVA, F.C.; GOMES, C.H.A.M.; FERREIRA, F.M. Produção programada e rastreabilidade de larvas e sementes de moluscos em Santa Catarina. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.35, n.2, p.192-197, abr./jun. 2011.

FILGUEIRA, R.; BYRON, C.J.; COMEAU, L.A.; COSTA-PIERCE, B.; CRANFORD, P.J.; FERREIRA, J.G.; GRANT, J.; GUYONDET, T.; JANSEN, H.M.; LANDRY, T.; MCKINDSEY, C.W.; PETERSEN, J.K.; REID, G.K.; ROBINSON, S.M.C.; SMAAL, A.; SONIER, R.; STRAND, Ø.; STROHMEIER, T. An integrated ecosystem approach for assessing the potential role of cultivated bivalve shells as part of the carbon trading system. **Marine Ecology Progress Series**, Hamburg, v.518, p.281-287, 2015.

FOLMER, E.O.; DRENT, J.; TROOST, K.; BÜTTGER, H.; DANKERS, N.; JANSEN, J.; VAN STRALEN, M.; MILLAT, G.; HERLYN, M.; PHILIPPART, C.J.M. Large-scale spatial dynamics of intertidal mussel (*Mytilus edulis* L.) bed coverage in the German and Dutch Wadden Sea. **Ecosystems**, New York, v.17, p.550-566, 2014.

FORD, S.E.; STOKES, N.A.; ALCOX, K.A.; FLORES-KRAUS, B.S.; BARBER, R.D.; CARNEGIE, R.B.; BURRESON, E.M. Investigating the life cycle of *Haplosporidium nelsoni* (MSX): A review. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.37, n.4, p.679-693, 2018.

FORREST, B.M.; KEELEY, N.B.; HPKINS, G.A.; WEBB, S.C.; CLEMENT, D.M. Bivalve aquaculture in estuaries: Review and synthesis of oyster cultivation effects. **Aquaculture**, Amsterdam, v.298, p.1-15, 2009.

FREITAS, R.R.; COSTA, K.G.; SILVESTRI, F. Maricultura e Meio Ambiente: tecnologias, impactos e sustentabilidade. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Dois Vizinhos, v.4, n.3, p.107-113, 2009.

FRIAS, R., SEGOVIA, M. Gonad development of the Japanese oyster *Crassostrea gigas* in a recirculation system: First step toward the development of conditioning and maturation protocols. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.29, n.2, p.303-308, 2010.

FUHRMANN, M.; DELISLE, L.; PETTON, B.; CORPOREAU, C.; PERNET, F. Metabolism of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, is influenced by salinity and modulates survival to the Ostreid herpesvirus OsHV-1. **Biology Open**, Cambridge, v.7, n.2, p.1-10, 2018.

FUJIYA, M. Oyster farming in Japan. **Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen,** Hegoland, n.20, p.464-479, 1970.

FUNO, I.C.S.A.; ANTONIO, Í.G.; MARINHO, Y.F.; GÁLVEZ, A.O. Influência da salinidade sobre a sobrevivência e crescimento de *Crassostrea gasar*. **Boletim do Instituto da Pesca**, São Paulo, n.41, p.837-847, 2015.

GALTSOFF, P.S. **The American oyster *Crassostrea virginica* (Gmelin).** Fishery Bulletin, v.64. United States Government Printing Office, Washington, D. C. 1964. 480 p.

GALVÃO, M.S.N.; ALVES, P.M.F.; HILSDORF, W.S. First record of the *Saccostrea* oyster in Bertioga, São Paulo. Brazil. **Boletim do Instituto da Pesca**, São Paulo, n.43, p.638-645, 2017.

GASTINEAU, R.; TURCOTTE, F.; POUVREAU, J.B.; MORANÇAIS, M.; FLEURENCE, J., WINDARTO, E.; PRASETIYA, F.S.; ARSAD, S.; JAOUEN, P.; BABIN, M.; COIFFARD, L.; COUTEAU, C.; BARDEAU, J.F.; JACQUETTE, B.; LEIGNEL, V.; HARDIVILLIER, Y.; MARCOTTE, I.; BOURGOUGNON, N.; TREMBLAY, R.; DESCHÊNES, J.S.; BADAWY, H.; PASETTO, P.; DAVIDOVICH, N.; HANSEN, G.; DITTMER, J.; MOUGET, J.L. Marennine, promising blue pigments from a widespread *Haslea* diatom species complex. **Marine Drugs**, Bethesda, v.12, n.6, p.3161-3189, 2014.

GOMES, C.H.A.M.; SILVA, F.C.; LOPES, G.R.; MELO, C.M.R. Reproductive cycle of the oyster *Crassostrea gasar*. **Brazilian Journal of Biology**, São Paulo, v.74, n.4, p.967-976, 2014.

GOMES, C.H.A.M. **Crescimento e reprodução de duas espécies de ostras do gênero *Crassostrea* no litoral catarinense**. 2019. 95f. Tese (Doutorado em aquicultura) – Departamento de Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 2019.

GOMES, R.S.; ARAÚJO, R.C.P.; NETO, M.P.D. Contribuição da ostreicultura para a formação de renda familiar: Estudo de caso do projeto de ostreicultura comunitário da Fundação Alphaville, Eusébio – Ceará. *In*: XLVI CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 2008. Rio Branco. **Anais do** [...] Rio Branco. Disponível em: ageconsearch.umn.edu/bitstream/108873/2/155.pdf. Acesso em: 16 de ago. 2019.

GOMES, R.S.; ARAÚJO, R.C.P.; NETO, M.P.D. Contribuição da ostreicultura para a formação da renda familiar: estudo de caso do projeto de ostreicultura comunitária da Fundação Alphaville, Eusébio – Ceará. **Arquivos de Ciências do Mar**, Fortaleza, v.42, n.1, p.72-84, 2009.

GOSLING, E. **Bivalve molluscs: biology, ecology and culture.** John Wiley & Sons, New York. 2008. 456p.

GRABOWSKI, J.H.; BRUMBAUGH, R.D.; CONRAD, R.F.; KEELER, A.G.; OPALUCH, J.J.; PETERSON, C.H.; PIEHLER, M.F.; POWERS, S.P.; SMYTH, A.R. Economic valuation of ecosystem services provided by oyster reefs. **BioScience**, Oxford, v.62, n.10, p.900-909, 2012.

GUIMARÃES, I.M.; ANTONIO, Í.G.; OLIVEIRA, A. Influência da salinidade sobre a sobrevivência da ostra-do-mangue, *Crassostrea rhizophorae*. **Arquivos de Ciências do Mar**, Fortaleza, v.41, n.1, p.118-122, 2008.

GUNTER, G. The generic status of living oysters and the scientific name of the common American species. **American Midland Naturalist**, The University of Notre Dame, n.43, p.438-449, 1950.

GUO, X.; FORD, S.E.; ZHANG, F. Molluscan aquaculture in China. **Journal of Shellfish Research**, Groton, n.18, p.19-31, 1999.

GUO, X.; HEDGECOCK, D.; HERSHBERGER, W.K.; COOPER, K.; ALLEN, JR. S.K. Genetic determinants of protandric sex in the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* Thunberg. **Evolution**, Lawrence, v.52, p.394-402, 1998.

GUO, X.; LI, C., WANG, H.; XU, Z. Diversity and evolution of living oysters. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.37, n.4, p.755-771, 2018.

HALLEGRAEFF, G.M. Harmful algal blooms: a global overview. *In*: HALLEGRAEFF, G.M.; ANDERSON, D.M.; CEMBELLA A.D. (Eds.). **Manual on harmful marine microalgae.** Paris, France: UNESCO, 2003. 551p. (IOC Manuals and Guides, 33).

HELM, M.M.; BOURNE, N.; LOVATELLI, A. **Hatchery culture of bivalves. A practical manual.** FAO Fisheries Technical Paper, n.471, 2004. 177p.

HELM, M.M.; MILLICAN, P.F. Experiments in the hatchery rearing of Pacific oyster larvae (*Crassostrea gigas* Thunberg). **Aquaculture**, Amsterdam, v.11, n.1, p.1-12, 1977.

HENDRIKS, I.E.; VAN DUREN, L.A.; HERMAN, P.M.J. Effect of dietary polyunsaturated fatty acids on reproductive output and larval growth of bivalves. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, London, v.296, n.2, p.199-213, 2003.

HERBERT, R.J.; ROBERTS, C.; HUMPHREYS, J.; FLETCHER, S. **The Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*) in the UK: economic, legal and environmental issues associated with its cultivation, wild establishment and exploitation.** London, UK: Report for the Shellfish Association of Great Britain, 2012. 132p.

HIDU, H.; LAVOIE, E.L. The European oyster, *Ostrea edulis* L., in Maine and Eastern Canada. *In*: MENZEL, W. (Ed.) **Estuarine and Marine Bivalve Mollusk Culture**. Boca Raton: CRC Press,1991. p.36-46.

HILL-SPANIK, K.; STOKES, N.; WEBB, S.; HINE, M.; KROECK, M.A.; MOORE, J.; MORLEY, M.; REECE, K.; BURRESON, E.; CARNEGIE, R. Phylogenetics of *Bonamia* parasites based on small subunit and internal transcribed spacer region ribosomal DNA sequence data. **Diseases of Aquatic Organisms**, Oldendorf, v.110, n.1, p.33-54, 2014.

HINCKEY, J.P. **Carbon sequestration potential of shellfish**. Technical report, School of Natural and Built Environs, LMES, University of South Australia. Seminars in Sustainability—UniSA, 2008.

HORODESKY, A.; CASTILHO-WESTPHAL, G.G.; COZER, N.; ROSSI, V.G.; OSTRENSKY, A. Effects of salinity on the survival and histology of oysters *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757). **Bioscience Journal**, Uberlândia, n.35, p.586-597, 2019.

HOWARD, D.W.; LEWIS, E.J.; KELLER, B.J.; CECELIA S.S. **Histological techiniques for marine bivalve mollusks and crustaceans.** Oxford: NOAA Technical Memorandum NOS NCCOS 5, 2004. 218p.

IABS. **Ostras depuradas de Alagoas**. Instituto Brasileiro de Desenvolvimento e Sustentabilidade – IABS. Disponível em: http://iabs.org.br/ostras/. Acesso em: 16 ago. 2019.

IBGE. **Sistema IBGE de Recuperação Automática – SIDRA. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE**. Disponível em: https://sidra.ibge.gov.br/home/pnadct/brasil Acesso em: 21 ago. 2018.

IFBA. **Salinas capacita 30 marisqueiras em cultivo sustentável de ostras**. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Bahia (IFBA). Disponível em: https://portal.ifba.edu.br/noticias/2019-2/salinas-capacita-30-marisqueiras-em-cultivo-sustentavel-de-ostras. Acesso em: 16 ago. 2019.

IGNACIO, B.L.; ABSHER, T.M.; LAZOSKI, C.; SOLÉ-CAVA, A.M. Genetic evidence of the presence of two species of *Crassostrea* (Bivalvia: Ostreidae) on the Coast of Brazil. **Marine Biology**, London, v.136, n.6, p.987-991, 2000.

INFOAGRO. **Produção de Moluscos**. Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina – Epagri. Disponível em: https://www.infoagro.sc.gov.br/index.php/safra/producao-animal-2. Acesso em: 17 de ago. 2020.

KUBE, P.; CUNNINGHAM, M.; DOMINIK, S.; PARKINSON, S.; FINN, B.; HENSHALL, J.; ROSIE BENNETT, R.; HAMILTON, M. **Enhancement of the Pacific oyster selective breeding program.** Hobart, TAS: CSIRO Marine and Atmospheric Research, Australian Seafood Industries P/L, Seafood CRC, and Fisheries Research and Development Corporation (FRDC), 2011. 117p.

JACKSON, J.B. “What was natural in the coastal oceans?” **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America,** v. 98, n.10, p. 5411-5418, 2001.
KAY, R.D.; EDWARDS, W.M.; DUFFY, P.A. **Gestão de Propriedades Rurais - 7**. Porto Alegre, RS: AMGH Editora, 2014. 468p.

KINGZETT, B.; WADE, J.; NICOLL, R.; STEINKE, D. **Development of new raft technologies for the BC shellfish aquaculture industry.** Namaimo, BC: Centre for Shellfish Research, Vancouver Island University, 2010. 55p.

KRAUSE, G.; BUCK, B.H.; BRECKWOLDT, A. Socio-economic aspects of marine bivalve production. *In*: SMAAL, A.C.; FERREIRA, J.G.; GRANT, J.; PETERSEN, J.K.; STRAND, Ø. (Eds.). **Goods and Services of Marine Bivalves**. Cham: Springer Nature Switzerland AG, 2019. p.317-334.

KURLANSKY, M. **The big oyster: History on the half hell**. New York, NY: Ballantine Books, 2006. 336p.

LA PEYRE, J.F., CASAS, S.M., SUPAN, J.E. Effects of controlled air exposure on the survival, growth, condition, pathogen loads and refrigerated shelf life of eastern oysters. **Aquaculture Research**, London, v.49, n.1, p.19-29, 2017.

LAING, I.; BOPP, J.J. Oysters: Shellfish farming. *In*: COCHRAN, J.K.; HENRY BOKUNIEWICZ, H.; YAGER, P. (Eds.). **Encyclopedia of Ocean Sciences**. 3.ed. Cambridge, MA: Academic Press, 2019. p.1-14.

LAING, I.; SPENCER, B.E. **Bivalve cultivation: criteria for selecting a site**. Science Series Technical Report n. 136. Weymouth: CEFAS, 2006. 25p.

LAM, K; MORTON, B. Morphological and mitochondrial-DNA analysis of the Indo-West Pacific Rock Oysters (Ostreidae: *Saccostrea* Species). **Journal of Molluscan Studies**, London, n.72, p.235-245, 2006.

LANDRY, T. The potential role of bivalve shellfish in mitigating negative impacts of land use on estuaries. *In*: CAIMS, D.K. (Ed). **Effects of land use practices on fish, shellfish, and their habitats on Prince Edward Island**. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences. n.2408. Ottawa: Fisheries and Oceans Canada, 2002. p.155-157.

LANE, A.; HOUGH, C.; BOSTOCK, J. **The long-term economic and ecologic impact of larger sustainable aquaculture**. Brussels: Policy Department B. Structural and Cohesion Policies. Directorate-General for Internal Policies, European Parliament, 2014. 96p.

LAPÈGUE, S.; BOUTET, I.; LEITÃO, A.; HEURTEBISE, S.; GARCIA, P.; THIRIOT-QUIÉVREUX, C.; BOUDRY, P. Trans-Atlantic distribution of a mangrove oyster species revealed by 16S mtDNA and karyological analyses. **The Biological Bulletin**, Chicago, v.202, n.3, p.232-242, 2002.

LAZOSKI, C. **Sistemática molecular e genética populacional de ostras brasileiras (*Crassostrea* spp.).** 2004. 145f. Tese (Doutorado em genética) - Departamento de Genética, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de janeiro. 2004.

LAZOSKI, C.; GUSMÃO, J.; BOUDRY, P.; SOLÉ-CAVA, A.M. Phylogeny and phylogeography of commercially important Atlantic oyster species: evolutionary history, limited genetic connectivity and isolation by distance. **Marine Ecology Progress Series**, Hamburg, v.426, p.197-212, 2011.

LEAVITT, D.; GRIFFIN, M. Does the flip bag improve oyster grade and quality? **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.34, n.2, p.652-652, 2015.

LEAVITT, D.; GRIFFIN, M.; ADAM-COOK, T. Does a flip-bag system produce a better Eastern oyster? **East Coast Shellfish Growers Association (ECSGA) Newsletter**, Toms River, n.4, p.2-3, 2017.

LEE, R.; LOVATELLI, A.; ABABOUCH, L. **Bivalve depuration: fundamental and practical aspects**. FAO Fisheries Technical Paper, n. 511. FAO: Rome. 2008. 139p.

LEGAT, J.F.A.; PUCHNICK-LEGAT, A.; FOGAÇA, F.H.S.; TURECK, C.R.; SUHNEL, S.; MELO, C.M.R. Growth and survival of bottom oyster *Crassostrea gasar* cultured in the Northeast and South of Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.43, n.2, p.172-184, 2017.

LENZ, T.; BOEHS, G. Ciclo reproductivo del ostión de manglar *Crassostrea rhizophorae* (Bivalvia: Ostreidae) en la Bahía de Camamu, Bahia, Brasil. **Revista de Biología Tropical**, San José, v.59, n.1, p.137-149, 2010.

LI, X.; Z. QI. Studies on the comparative anatomy, systematic classification and evolution of Chinese oysters. **Studia Marina Sinica**, Qingdao, n.35, p.143-173, 1994.

LOFTUS, E.; LEE-THORP, J.; LENG, M.; CURTIS MAREAN, C.; SEALY, J. Seasonal scheduling of shellfish collection in the middle and later stone ages of southern Africa. **Journal of Human Evolution**, Amsterdam, n.128, p.1-16, 2019.

LOOSANOFF, V.L. **Some effects of pesticides on marine arthropods and mollusks**. Cincinnati, OH: The Robert A. Taft Sanitary Engineering Center, Technical Report W60-3, p. 89-93. 1960.

LOOSANOFF, V.L.; DAVIS, H.C. Rearing of bivalve mollusks. *In*: RUSSEL, F. C. (Ed.). **Advances in Marine Biology**. New York, NY: Academic Press, 136p. 1963.

LOPES, G.R.; GOMES, C.H.A.M.; TURECK, C.R.; DE MELO, C.M.R. Growth of *Crassostrea gasar* cultured in marine and estuary environments in Brazilian waters. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.48, n.7, p.975-982, 2013.

LOVATELLI, A. Site selection for mollusc culture. *In*: LOVATELLI, A.; BUENO, P.B. (Eds). **Seminar report on the status of oyster culture in China, Indonesia, Malaysia, Philippines and Thailand.** NACA-SF/WP/88/8. Bangkok: NACA, 1988. 55p.

LUZ CUNHA, A.C.; PONTINHA, V.A.; CASTRO, M.A.M.; SÜHNEL, S.; MEDEIROS, S.C.; LUZ, A.M.M.; HARAKAVA, R.; TACHIBANA, L.; MELLO, D.F.; DANIELLI, N.M.; DAFRE, A.L.; MAGALHÃES, A.R.M.; MOURIÑO, J.L.P. Two epizootic *Perkinsus* spp. events in commercial oyster farms at Santa Catarina, Brazil. **Journal of Fish Diseases**, Malden, v.42, n.3, p.455-463, 2019.

LUZ, M.S.A.; BOEHS, G. *Perkinsus beihaiensis* infecting the oyster *Crassostrea rhizophorae* under cultivation and in natural stock in Camamu Bay, Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v.53, n.2, p.191, 2016.

LUZ, M.S.A.; CARVALHO, F.S.; OLIVEIRA, H.C.; BOEHS, G. *Perkinsus beihaiensis (*Perkinsozoa) in oysters of Bahia State, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.78, n.2, p.289-295, 2018.

MACCACCHERO, G.B.; GUZENSKI, J.; FERREIRA, J.F. Allometric growth on mangrove oyster *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828), cultured in Southern Brazil. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, n.36, p.400-403, 2005.

MACEDO, A.R.G.; SILVA, A. dos S. da; SOUZA, N. da C.; SILVA, F.N.L. da; BARROS, F.A.L.; SÜHNEL, S.; SILVA, O.L.L. da; NUNES, E. do S. da C. de L.; CORDEIRO, C.A.M.; FUJIMOTO, R.Y. Crescimento e viabilidade econômica da ostra nativa *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757) cultivadas em dois sistemas. **Custos e @gronegócio on-line**, v.16, Edição Especial, Nov. 2020. Disponível em: http://www.custoseagronegocioonline.com.br/especialv16/OK%2012%20ostra.pdf. Acesso em: 29 jul. 2021.

MACIEL, M.L.T.; IBBOTSON, D.P.; MAGALHÃES, A.R.M. Polidiariose em ostras *Crassostrea gigas* cultivadas na Praia da Ponta do Sambaqui, Florianópolis, Santa Catarina - Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v.47, n.5, p.337, 2010.

MAGUIRE, G.B.; NELL, J.A. History, status and future of oyster culture in Australia. **Oyster Research Institute News**, Izumi-ku, n.19, p.3-12, 2007.

MALLET, A.L., CARVER, C.E., HARDY, M. The effect of floating bag management strategies on biofouling, oyster growth and biodeposition levels. **Aquaculture**, Amsterdam, v.287, n.3-4, p.315-323, 2009.

MALLET, A.L.; CARVER, C.E.; DOIRON, S.; THÉRIAULT, M.H. Growth performance of Eastern oysters *Crassostrea virginica* in Atlantic Canada: Effect of the culture gear. **Aquaculture**, Amsterdam, v.396-399, p.1-7, 2013.

MANLEY, J.; POWER, A.; WALKER, R. **Wild eastern oyster, *Crassostrea virginica*, spat collection for commercial grow-out in Georgia**. Occasional Papers of the University of Georgia Marine Extension Service, v.2, 2008. 21p.

MANN, R., BURRESON, E.M.; AND BAKER, P.K. The decline of the Virginia oyster fishery in Chesapeake Bay: considerations for introduction of a non-endemic species, *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793). **Journal of Shellfish Research**, Groton, n.10, p.379-388, 1991.

MANN, R.; RYTHER, J.H. 1977. Growth of six species of bivalve mollusc in a waste recycling aquaculture system. **Aquaculture**, Amsterdam, n.11, p.231-245, 1977.

MAREAN, C.; BAR-MATTHEWS, M.; BERNATCHEZ, J.; FISHER, E.; GOLDBERG, P.; HERRIES, A.; JACOBS, Z.; JERARDINO, A.; KARKANAS, P.; MINICHILLO, T.; NILSSEN, P.; THOMPSON, E.; WATTS, I.; WILLIAMS, H. **Early human use of marine resources and pigment in South Africa during the Middle Pleistocene**. Nature, London, v.449, n.7164, p.905-908, 2007.

McKEAN, L.; WHITBECK, B. **The Joy of Oysters**. Shoreline, WA: Speed Graphics, 2000. 336p.

MELLO, A.D. de. **Expedições e crônicas das origens. Santa Catarina na era dos descobrimentos geográficos.** 3v. Florianópolis, SC: Expressão, 2005. 1500p.

MELLO, D.F.; DANIELLI, N.M.; CURBANI, F.; PONTINHA, V.A.; SUHNEL, S.; CASTRO, M.A.M.; MEDEIROS, S.C.; WENDT, N.C.; TREVISAN, R.; MAGALHÃES, A.R.M.; DAFRE, A.L. First evidence of viral and bacterial oyster pathogens in the Brazilian coast. **Journal of Fish Diseases**, Malden, v.41, n.3, p.559-563, 2018.

MELO, A.G.C.; VARELA, E.S.; BEASLEY, C.R.; SCHNEIDER, H.; SAMPAIO, I.; GAFFNEY, P.M.; REECE, K.S.; TAGLIARO, C.H. Molecular identification, phylogeny and geographic distribution of Brazilian mangrove oysters (*Crassostrea*). **Genetics and Molecular Biology,** Ribeirão Preto, n.33, p.564-572, 2010a.

MELO, C.M.R.; SILVA, F.C.; GOMES, C.H.A.M.; SOLÉ-CAVA, A.M.; LAZOSKI, C. *Crassostrea gigas* in natural oyster banks in southern Brazil. **Biologic Invasions**, London, n.12, p.441-449. 2010b.

Millennium Ecosystem Assessment. **Ecosystems and Human Well-being: Synthesis**. Island Press, Washington, 2005. 155p.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. **Aquicultura em águas da União**. Disponível em: https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/aquicultura-e-pesca/aquicultura-1/aquicultura-em-aguas-da-uniao. Acesso em: 29 jul. 2021.

MIOSSEC, L.; LE DEUFF, R.M.; GOULLETQUER, P. **Alien species alert: *Crassostrea gigas* (Pacific oyster)**. Copenhagen, Zealand: ICES Cooperative Research, Report n. 299, 2009. 42p.

MIRALDO, M.C. **Análise da sustentabilidade ambiental de um cultivo de ostras em um estuário tropical.** 2015. 40f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP. 40p. 2015.

MIZUTA, D.D.; WIKFORS, G.H. Seeking the perfect oyster shell: a brief review of current knowledge. **Reviews in Aquaculture**, Hoboken, v.11, n.3, p.586-602, 2018.

MORSE, D.; DAVIS, C. **Aquaculture in shared waters: Site selection**. Island Institute Fact Sheets. Rockland, MA: Island Institute, 2016. 4p.
MPA/MAPA. Instrução Normativa Interministerial n.7 de 8 de maio de 2012. Institui o Programa Nacional de Controle Higiênico-Sanitário de Moluscos Bivalves (PNCMB), estabelece os procedimentos para sua execução e dá outras providências. **Diário Oficial** [da República Federativa do Brasil], Brasília, DF.

MUNIZ, E.M.C.; JACOB, S.A.; HELM, M.M. Condition index, meat yield and biochemical composition of *Crassostrea brasiliana* and *Crassostrea gigas* grown in Cabo Frio, Brazil. **Aquaculture**, Amsterdam, n.59, p.235-250, 1986.

MUNOZ, A.E.P.; MATAVELI, M. **Ostreicultores e técnicos discutem os custos de produção de ostras em Florianópolis – SC**. Informativo Campo Futuro, ed. 27. Palmas, TO: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2016. 6p.

NALESSO, R.C.; PARESQUE, K.; PIUMBINI, P.P.; TONINI, J.F.R.; ALMEIDA, L.G.; NÍCKEL, V.M. Oyster spat recruitment in Espírito Santo state, Brazil, using recycled materials. **Brazilian Journal of Oceanography**, São Paulo, v.56, n.4, p.281-288, 2008.

NASCIMENTO, I.A.; SMITH, D.H.; KERN, F.; PEREIRA, S.A. Pathological findings in *Crassostrea rhizophorae* from Todos os Santos Bay, Bahia, Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.47, n.3, p.340-349, 1986.

NASCIMENTO, I.A. *Crassostrea rhizophorae* (Guilding) and *C. brasiliana* (Lamarck) in South and Central America. *In*: MENZEL, W. (Ed.). **Estuarine and marine bivalve mollusk culture.** Boston, MA: CRC Press, 1991. p.125-134.

NEL, R.; COETZEE P.S.; VAN NIEKERK, G. The evaluation of two treatments to reduce mud worm (*Polydora hoplura* Claparède) infestation in commercially reared oysters (*Crassostrea gigas* Thunberg). **Aquaculture**, Amsterdam, v.141, n.1-2, p.31-39, 1996.

NEWELL, R.I.E. Ecosystem influences of natural and cultivated populations of suspension-feeding bivalve molluscs: A review. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.23, p.51-61, 2004.

NSW DEPARTMENT OF PRIMARY INDUSTRIES. **Oyster theft prevention**. 2014. 3p. Disponível em: https://www.dpi.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0009/638199/oyster-theft-prevention.pdf. Acesso em: 29 jul. 2021.

NSW FISHERIES. **Hatchery single seed oyster spat handling guidelines**. Disponível em: https://www.dpi.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0006/638205/Single-Seed-Oyster-Spat-Guidelines.pdf. Acesso em: 30 jul. 2021.

O'CONNOR, W.A.; DOVE, M.C. The changing face of oyster culture in New South Wales, Australia. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.28, n.4, p.803-811, 2009.

OLIVEIRA, L.F.S.; FERREIRA, M.A.P.; LEANDRO JUEN, L.; NUNES, Z.M.P.; PANTOJA, J.C.D.; DA PAIXÃO, L.F.; DE LIMA, M.N.B.; DA ROCHA, R.M. Influence of the proximity to the ocean and seasonality on the growth performance of farmed mangrove oysters (*Crassostrea gasar*) in tropical environments. **Aquaculture**, Amsterdam, n.495, p.661-667, 2018.

ORENSANZ, J.M.; SCHWINDT, E.; PASTORINO, G.; BORTOLUS, A.; CASAS, G.; DARRIGRAN, G.; ELIAS, R.; L´OPEZGAPPA, J.J; OBENAT, S.; PASCUAL, M.; PENCHASZADEH, P.; PIRIZ, M.L.; SCARABINO, F.; SPIVAK, E.D.; VALLARINO, E.A. No longer the pristine confines of the world ocean: a survey of exotic marine species in the southwestern Atlantic. **Biological Invasions**, London, n.4, p.115-143, 2002.

ORTON, J.H. Habitat and shell shape in the Portuguese oyster, *Ostrea angulata*. **Nature**, London, n.138, p.466-467,1936.

PAIXÃO, L.; FERREIRA, M.A.; NUNES, Z.; FONSECA-SIZO, F.; ROCHA, R. Effects of salinity and rainfall on the reproductive biology of the mangrove oyster (*Crassostrea gasar*): Implications for the collection of broodstock oysters. **Aquaculture**, Amsterdam, n.380-383, p.6-12, 2013.

PARKER, M.; LIPTON, D.; HARRELL, R.M. Impact financing and aquaculture: Maryland oyster aquaculture profitability. **Journal of World Aquaculture Society**, New Jersey, p.1-22, 2020. DOI: https://doi.org/10.1111/jwas.12702.

PEDRO, S.; CACHOLA, R.; NUNES, M.L. Boas práticas de higiene e de aplicação dos princípios HACCP para os operadores de bivalves vivos. Publicações avulsas do IPIMAR, Lisboa, n.17, 2008. 37p.

PEREIRA, O.M.; GRAÇA LOPES, R. Fixação de sementes de *Mytella falcata* (sururu) em coletores artificiais no Canal de Bertioga, Estuário de Santos, Estado de São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v.22, n.1, p.165-173, 1995.

PIT, J.H., SOUTHGATE, P.C. Fouling and predation: how do they affect growth and survival of the blacktip pearl oyster, *Pinctada margaritifera*, during nursery culture? **Aquaculture International**, Basingstoke, v.11, n.6, p.545-555, 2003.

POLI, C.R. Cultivo de ostras do Pacífico (*Crassostrea gigas*, 1852). *In*: POLI, C. R.; POLI, A.T.B.; ANDREATTA, E.; BELTRAME, E. (Eds.). **Aquicultura: Experiências Brasileiras**. Florianópolis, SC: Multitarefa Editora, 2004. p.251-256.

POLI, C.R.; SILVEIRA, N.JR.; SILVA, F.C. Introdução da ostra do Pacífico no sul do Brasil. **Red Acuicultura Bol**, n.4, p.14-15, 1990.

POLLACK, J.B.; YOSKOWITZ, D.; KIM, H.C.; MONTAGNA, P.A. Role and value of nitrogen regulation provided by oysters (*Crassostrea virginica*) in the Mission-Aransas Estuary, Texas, USA. **PLOS ONE**, San Francisco, v.8, n.6, 2013. doi: https://doi.org/10.1371/journal.pone.0065314.

PONIS, E.; PROBERT, I.; VÉRON, B.; LE COZ, J.R.; MATHIEU, M.; ROBERT, R. Nutritional value of six Pavlovophyceae for *Crassostrea gigas* and *Pecten maximus* larvae. **Aquaculture**, Amsterdam, n.254, p.544-553, 2006a.

PONIS, E.; PROBERT, I.; VÉRON, B.; MATHIEU, M.; ROBERT, R. New microalgae for the Pacific oyster *Crassostrea gigas* larvae. **Aquaculture**, Amsterdam, v.253, n.1-4, p.618-627, 2006b.

PONIS, E.; ROBERT, R.; PARISI, G.; TREDICI, M. Assessment of the performance of Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) larvae fed with fresh and preserved *Pavlova lutheri* concentrates. **Aquaculture International**, Basingstoke, v.11, n.1-2, p.69-79, 2003.

PROENÇA, L.A.O.; FONSECA, R.S.; PINTO, T.O. **Microalgas em área de cultivo de litoral de Santa Catarina**. São Carlos, SP: RiMa Editora, 2011. 90p.

PROENÇA, L.A.O.; SCHRAMM, M.A. Limites seguros para ficotoxinas em moluscos bivalves. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.22, n.131, 2012.

QUAYLE, D.B.; NEWKIRK, G.F. **Farming bivalve molluscs: methods for study and development.** Baton Rouge, LA: World Aquaculture Society, 1989. 294p.

QUEIROGA, F.R.; MARQUES-SANTOS, L.F.; DE MEDEIROS, I.A.; DA SILVA, P.M. Effects of salinity and temperature on in vitro cell cycle and proliferation of *Perkinsus marinus* from Brazil. **Parasitology**, New York, v.143, n.4, 2016.

QUEIROGA, F.R.; MARQUES-SANTOS, L.F.; HÉGARET, H.; SOUDANT, P.; FARIAS, N.D.; SCHLINDWEIN, A.D.; DA SILVA, P.M. Immunological responses of the mangrove oysters *Crassostrea gasar* naturally infected by *Perkinsus* sp. in the Mamanguape Estuary, Paraíba state (Northeastern, Brazil). **Fish & Shellfish Immunology**, Groton, v.35, n.2, p.319-327, 2013.

QUEIROGA, F.R.; VIANNA, R. T.; VIEIRA, C.B.; FARIAS, N.D.; DA SILVA, P.M. Parasites infecting the cultured oyster *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757) in Northeast Brazil. **Parasitology**, New York, v.142, n.06, p.756-766, 2015.

RAMOS, C.O.; FERREIRA, J.F.; MELO, C.M.R. Maturation of native oyster *Crassostrea gasar* at different diets in the laboratory. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.39, n.2, p.107-120, 2013.

RAMOS, C.O.; GOMES, C.H.A.M.; MAGALHÃES, A.R.M.; DOS SANTOS, A.I.; MELO, C.M.R. Maturation of the mangrove oyster *Crassostrea gasar* at different temperatures in the laboratory. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.33, n.1, p.187-194, 2014.

RAMOS, M.I.S.; NASCIMENTO, I.A.; LOYOLA E SILVA, J. The comparative growth and survival of Pacific oyster (*Crassostrea gigas* Thumberg, *C. gigas* var. Kumamoto) and mangrove oyster (*C. rhizophorae*) in Todos os Santos Bay, Brazil. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v.38, n.9, p.1604-1615, 1986.

REECE, K.S.; CORDES, J.F.; STUBBS, J.B.; HUDSON, K.L.; AND FRANCIS, E.A. Molecular phylogenies help resolve taxonomic confusion with Asian *Crassostrea* oyster species. **Marine Biology**, London, n.153, p.709-721, 2008.

RICE, M.A. A history of oyster aquaculture in Rhode Island. *In*: ALVES, D.A. (Ed.), **Aquaculture in Rhode Island: Annual Report 2006**. Wakefield, RI: Coastal Resources Management Council, 2006. p. 24-38.

RICE, M.A. Environmental effects of shellfish aquaculture in the Northeast. **Northeastern Regional Aquaculture Center Fact Sheet Series**, College Park, n.105, p.1-6, 2008.

RIOS, E. **Seashells of Brazil**. ed.2. Rio Grande, RS: Editora da FURG, 492p. 1994.

ROBERT, R.; CHRETIENNOT-DINET, M.J.; KAAS, R.; MARTIN-JEZEQUEL, V.; MOAL, J.; LE COZ, J.R.; NICOLAS, J.L.; BERNARD, E.; CONNAN, J.P.; LE DEAN, L.; LE GOURRIEREC, G.; LEROY, B.; QUÉRÉ, C. **Amélioration des production phytoplanctoniques en écloserie de mollusques: caractérisation des microalgues fourrage**. Report Ifremer DRV/RA/RST/ LPI/2004-05, 2004. 150p.

ROMÃO, L.S.; FERREIRA, L.P.; MAGGIONI, R.; ARAÚJO, R.L.; GESTEIRA, T.C.V.; DA SILVA, P.M.; SABRY, R.C. Patógenos em duas espécies de bivalves comercialmente importantes do estuário do Rio Pacoti, Estado do Ceará, Brasil. **Arquivos de Ciências do Mar**, Fortaleza, v.47, n.2, p.57-63, 2014.

RYAN, B. Shellfish Farm Operations. *In*: **Shellfish farm attendants manual** (Eds.) DAINTITH, M.; GEORGE, M.; RYAN, B. Hobart, TAS: Fishing Industry Training Board of Tasmania, 53p. 1997.

SABRY, R.C.; LOPES, L.C.S.; SILVA, A.L.; NETO, M.P.D. Monitoramento do status sanitário da ostra nativa *Crassostrea gasar* (Bivalvia: Ostreidae) do Estuário do Rio Jaguaribe, Ceará. **Conexões - Ciência e Tecnologia**, Fortaleza, v.11, n.6, p.100, 2017.

SABRY, R.C.; DA SILVA, P.M.; GESTEIRA, T.C.V.; PONTINHA, V.A.; MAGALHÃES, A.R.M. Pathological study of oysters *Crassostrea gigas* from culture and *C. rhizophorae* from natural stock of Santa Catarina Island, SC, Brazil. **Aquaculture**, Amsterdam, v.320, n.1-2, p.43-50, 2011.

SABRY, R.C.; GESTEIRA, T.C.V.; BOEHS, G. First record of parasitism in the mangrove oyster *Crassostrea rhizophorae* (Bivalvia: Ostreidae) at Jaguaribe River estuary - Ceará, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.67, n.4, p.755-758, 2007.

SABRY, R.C.; GESTEIRA, T.C.V.; MAGALHÃES, A.R.M.; BARRACCO, M.A.; GUERTLER, C.; FERREIRA, L.P.; VIANNA, R.T.; DA SILVA, P.M. Parasitological survey of mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in the Pacoti River Estuary, Ceará State, Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v.112, n.1, p.24-32, 2013.

SABRY, R.C.; MAGALHÃES, A.R.M. Parasitas em ostras de cultivo (*Crassostrea rhizophorae* e *Crassostrea gigas*) da Ponta do Sambaqui, Florianópolis, SC. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v.57, n.2, p.194-203, 2005.

SABRY, R.C.; ROSA, R.D.; MAGALHÃES, A.R.M.; BARRACCO, M.A.; GESTEIRA, T.C.V.; DA SILVA, P.M. First report of *Perkinsus* sp. infecting mangrove oysters, *Crassostrea rhizophorae* from the Brazilian coast. **Diseases of Aquatic Organisms**, Oldendorf, v.88, n.1, p.13-23, 2009.

SALVI, D.; MARIOTTINI, P. Molecular taxonomy in 2D: a novel ITS2 rRNA sequence-structure approach guides the description of the oysters' subfamily Saccostreinae and the genus *Magallana* (Bivalvia: Ostreidae). **Zoological Journal of the Linnean Society**, London, v.179, p.1-14, 2016.

SAMAIN, J.F.; McCOMBIE, H. **Summer mortality of Pacific oyster *Crassostrea gigas*.** Quae, Versailles: The Morest Project, 2008. 379p.

SAMPAIO, D.S. Oyster culture in Brazil: An emerging sector along the Amazon mangrove. **World Fishing & Aquaculture**, Hampshire, 2018. Disponível em: https://www.worldfishing.net/news101/fish-farming/oyster-culture-in-brazil-an-emerging-sector-along-the-amazon-mangrove-coast. Acesso em: 15 ago. 2019.

SAMPAIO, D.S.; TAGLIARO, C.H.; SCHNEIDER, H.; BEASLEY, C.R. Oyster culture on the Amazon mangrove coast: asymmetries and advances in an emerging sector. **Reviews in Aquaculture**, Hoboken, v.11, n.1, p.88-104, 2019.

SARE. **Methods to control biofouling of cultured eastern oysters, *Crassostrea virginica*, by the tube-building polychaete worm, *Polydora cornuta***. Final Report for FNE13-780. New Jersey: Sustainable Agriculture Research & Education-SARE. 2014. Disponível em: https://projects.sare.org/project-reports/fne13-780/. Acesso em: 14 mar. 2021.

SARKIS, S.; LOVATELLI, A. **Installation and operation of a modular bivalve hatchery**. FAO Fisheries Technical Paper. No. 492. Rome: FAO. 2007. 173p.

SAUREL, C.; PETERSEN, J.K.; WILES, P.J.; KAISER, M.J**.** Turbulent mixing limits mussel feeding: direct estimates of feeding rate and vertical diffusivity. **Marine Ecology Progress Series**, Hamburg, v.485, p.105-121, 2013.

SCARDUA, M.P.; VIANNA, R. T.; DUARTE, S.S.; FARIAS, N.D.; CORREIA, M.L.D.; SANTOS, H.T.A.; DA SILVA, P.M. Growth, mortality and susceptibility of oyster *Crassostrea* spp. to *Perkinsus* spp. infection during on growing in northeast Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária,** Jaboticabal, v.26, n.4, p.401-410, 2017.

SCHATTE OLIVIER, A.; JONES, L.; LE VAY, L.; CHRISTIE, M.; WILSON, J.; MALHAM, S.K. A global review of the ecosystem services provided by bivalve aquaculture. **Reviews in Aquaculture**, Hoboken, v.12, n.1, p.1-23. 2020.

SEAFISH. Seafish non-standard design purification systems: Generalised operating manual for purification systems of non-standard design. **Seafish Report**, Seafish: Grimsby, n.723. 2018. 15p.

SEBRAE. **Projeto de integração e fortalecimento da cadeia produtiva da aquicultura da Região Nordeste do Brasil - Relatório Final.** Brasília, DF: Sebrae, Programa AquiNordeste, 2015.

SEBRAE. **Estudo setorial de maricultura.** Fortaleza, CE: SEBRAE/CE, 2005. 20p. Disponível em: http://www.almanaquedocampo.com.br/imagens/files/maricultura%20sebrae.pdf. Acesso em: 16 ago. 2019.

SEITZ, R.D.; WENNHAGE, H.; BERGSTROM, U.; LIPCIUS, R.N.; YSEBAERT, T. Ecological value of coastal habitats for commercially and ecologically important species. **ICES Journal of Marine Science**, Oxford, v.71, n.3, p.648-665, 2014.

SHPIGEL, M. Gametogenesis of the European flat oyster (*Ostrea edulis*) and Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) in warm water in Israel. **Aquaculture**, Amsterdam, v.80, n.3-4, p.343-349, 1989.

SHUMWAY, S.E. **Shellfish aquaculture and the environment.** Groton, CT: Wiley-Blackwell, 2011. 528p.

SHUMWAY, S.E.; DAVIS, C.; DOWNEY, R.; KARNEY, R.; KRAEUTER, J.; PARSONS, J.; RHEAULT, R.; WIKFORS, G. Shellfish aquaculture — in praise of sustainable economies and environments. **World Aquaculture**, Baton Rouge, v.34, n.4, p.8-10, 2003.

SILVA, C.G., DE FIGUEIREDO, N.C., DE LIMA, J.T.A.X., MARTINS, I.X., 2018. Epizootiology of *Perkinsus* sp. infesting *Crassostrea rhizophorae* from the semi-arid region, Brazil. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, 1–8. DOI: https://doi.org/10.1590/1809-6891v19e-49678.

SILVA, C.M.; SILVA, A.L.P.; WATANABE, K.F.C.; CHAVES BEZERRA, N.P.; BEZERRA, D.C.; GOMES, H.M.; FREIRE, T.B.; SANTOS, L.S.DOS; CARVALHO NETA, A.V.; SILVA, CONCEIÇÃO, E.M.; COIMBRA, V.C.S. First report of detection of *Toxoplasma gondii* DNA in oysters (*Crassostrea* sp.) in the state of Maranhão. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v.29, n.3, e003720, 2020. Doi: https://doi.org/10.1590/s1984-29612020050.

SILVEIRA JR., N. **Introdução da ostra japonesa no litoral de Santa Catarina**. Florianópolis, SC: UFSC/CNPq, 1989.

SILVEIRA JR., N.; BROGNOLI, F.F.; SILVA, F.C. Primeira experiência de assentamento remoto no Brasil. **Anais da Semana Nacional de Oceanografia**, Itajaí, 1997. p.10.

SINGARAJAH, K.V. On the taxonomy, ecology and physiology of a giant oyster, *Crassostrea paraibanensis*, a new species. **Bulletin of Marine Science**, Lawrence, v.30, p.833-847, 1980.

SINGH, S.M. A model for the maintenance of genetic variability and its utilization in genetic improvement of oyster populations. **Aquaculture**, Amsterdam, v.15, n.3, p.289-295, 1978.

SIQUEIRA, K.L.F. **Avaliação do sistema de cultivo de ostra do gênero *Crassostrea* (Sacco, 1897) no estuário do rio Vaza-Barris (Sergipe)**. 2008. 80f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Ambiente) - Universidade Tiradentes, Aracaju, SE. 2008.

SMITH, D. **Oyster: A gastronomic history**. New York, NY: Abrams, Harry N., Inc., 2015. 256p.

SOUZA, D.A.; ZANETTE, G.B.; NEVES, M.H.C.B.; SCHRAMM, M.A.; PROENÇA, L.A.O.; OLIVEIRA, M.M. Cultivo de moluscos bivalves: algas nocivas e bases para programa de monitoramento de ficotoxinas em fazenda de maricultura de Arraial do Cabo, RJ. **Boletim do Observatório Ambiental Alberto Ribeiro Lamego**, Campos dos Goytacazes, v.9 n.1, p.119-139, 2015.

SOUZA, R.V.; CAMPOS, C.; GARBOSSA, L.H.P.; VIANNA, L.F.N.; SEIFFERT, W. Optimising statistical models to predict faecal pollution in coastal areas based on geographic and meteorological parameters. **Marine Pollution Bulletin**, Amsterdam, v.129, p.284-292, 2018a.

SOUZA, R.V.; CAMPOS, C.; GARBOSSA, L.H.P.; SEIFFERT, W. Developing, cross-validating and applying regression models to predict the concentrations of faecal indicator organisms in coastal waters under different environmental scenarios, **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v.630, p.20-31, 2018b.

SOUZA, R.V.; NOVAES, A. L. T.; GARBOSSA, L. H. P.; RUPP, G.S. Variações de salinidade nas Baías Norte e Sul da Ilha de Santa Catarina: implicações para o cultivo de moluscos bivalves. Agropecuária Catarinense, Florianópolis, v.29, n.3, p.45-48. 2016.

SOUZA, R.V.; RUPP, G.S.; CAMPOS, C.J.A.; LEE, R. **Moluscos bivalves: medidas de controle microbiológico para atender às exigências da União Europeia.** Florianópolis, SC: Epagri, 2014. 48p. (Epagri. Documentos, 247).

SOUZA, R.V.; SUPLICY, F.M.; NOVAES, A.L.T. **Depuração de moluscos bivalves**. Florianópolis, SC: Epagri, 2020. 70p. (Epagri. Boletim Didático, 160).
SPIERS, Z.; GABOR, M.; FELL, S.A.; CARNEGIE, R.B.; DOVE, M.; O'CONOR, W.; FRANCES, J.; GO, J.; MARSH, I.B.; JENKINS, C. Longitudinal study of winter mortality disease in Sydney rock oysters *Saccostrea glomerata*. **Diseases of Aquatic Organisms,** Oldendorf, v.110, n.1, p.151-164, 2014.

STATISTA. **Fresh oysters average price in France from 2014 to 2018. Disponível** em: https://www.statista.com/statistics/1007354/average-price-of-fresh-oysters-france/#:~:text=This%20statistic%20displays%20the%20average,fresh%20oysters%20reached%207.3%20euros. Acesso em: 22 de out. de 2020.

STENZEL, H.B. Oysters. *In*: MOORE, R.C. (Ed.) **Treatise on Invertebrate Paleontology: Mollusca, Bivalvia.** Lawrence: Geological Society of America and University of Kansas Press, v.3, n.6, 1971. p.953-1224.

STOKES, N.A.; SIDDALL, M.E.; BURRESON, E.M. Detection of *Haplosporidium nelsoni* (Haplosporidia: Haplosporidiidae) in oysters by PCR amplification. **Diseases of Aquatic Organisms**, Oldendorf, v.23, n.2, p.145-152, 1995.

SÜHNEL, S.; PICANÇO, T.; MEDEIROS, S.C.; MAGALHÃES, A.R.M.; MELO, C.M.R. Effects of seeding data and seed size on *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) culture in a subtropical climate. **Journal of Shellfish Research**, Groton, n.36, p.303-313, 2017.

SUPLICY, F.M. **Plano Estratégico para o Desenvolvimento Sustentável da Maricultura Catarinense (2018-2028).** Florianópolis, SC: Epagri, 2019. 76p. (Epagri. Documentos, 290).

SUPLICY, F.M.; SCHMITT, J.F.; MOLTSCHANIWSKYJ, N.A.; FERREIRA, J.F. Modelling of filter-feeding behavior in the brown mussel *Perna perna* (L.), exposed to natural variations of seston availability in Santa Catarina, Brazil. **Journal of Shellfish Research**, v.22, p.125-134, 2003.

SUPLICY, F.M.; VIANNA, L.F.N.; RUPP, G.S.; NOVAES, A.L.T.; GARBOSSA, L. H.P.; SOUZA, R.V.; GUZENSKI, J.; da COSTA, S.W.; SILVA, F.M.; dos SANTOS, A.A. Planning and management for sustainable coastal aquaculture development in Santa Catarina State, south Brazil. **Reviews in Aquaculture**, Hoboken, v.9, n.2, 107-124, 2015.

SUPLICY, F.M.; VIERA, N.L.; SOUZA, R.V. Como aprimorar a execução do Programa Nacional de Controle Higiênico Sanitário de Moluscos Bivalves em Santa Catarina. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v.31, n.2, p.15-18, 2018.

THOMPSON, R.J.; NEWELL, R.I.E.; KENNEDY, V.S.; MANN, R. Reproductive processes and early development. *In*: THOMPSON, R.J.; NEWELL, R.I.E.; EBLE, A.F. (Eds.) **The Eastern Oyster *Crassostrea virginica***. Maryland Sea Grant College, Maryland, pp.335-370. 1998.

TRAVERS, M.A.; BOETTCHER MILLER, K.; ROQUE, A.; FRIEDMAN, C.S. Bacterial diseases in marine bivalves. **Journal of invertebrate Pathology**, San Diego, v.131, p.11-31, 2015.

TREND ECONOMY. Disponível em: https://trendeconomy.com/. Acesso em: 06 ago. 2020.

TURECK, C.R.; MELO, C.M.R.; de MIRANDA GOMES, C.H.A.; LAZOSKI, C.; MARENZI, A.W.C.; FERREIRA, J.P.R.; FERREIRA, J.F. Use of artificial collectors to obtain oyster seeds in Babitonga Bay, Santa Catarina, Brazil. **Boletim do Instituto de Pesca,** São Paulo, v.46, n.1, 2020.

TURECK, C.R.; VOLLRATH, F.; MELO, C.M.R.; FERREIRA, J. F. Rendimento de sementes de ostras *Crassostrea gasar* produzidas em laboratório e cultivadas em Santa Catarina – Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.40, n.2, p.281-290, 2014.

TURGEON, D.D.; LYONS, W.G.; MIKKELSEN, P.; ROSENBERG, G.; MORETZSOHN, F. Bivalvia (Mollusca) of the Gulf of Mexico, *In*: FELDER, D.L.; CAMP, D.K. (Eds.) **Gulf of Mexico–Origins, Waters, and Biota. Biodiversity. V.1.** College Station, TX: Texas A&M Press, 2009. p.711-744.

UNC WILMINGTON. **The North Carolina Shellfish Siting Tool**. Disponível em: https://uncw.edu/benthic/sitingtool/. Acesso em: 29 jul. 2021.

UNIVERSITY OF DELAWARE. **Seafood Health Facts: Making smart choices balancing the benefits and risks of seafood consumption**. Disponível em: https://www.seafoodhealthfacts.org/printpdf/seafood-safety/general-information-patients-and-consumers/seafood-handling-and-storage. Acesso em: 2 ago. 2021.

URIARTE, I.; RUPP, G.S.; ABARCA, A. Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. *In*: MAEDA-MARTINEZ, A. (Ed.) **Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura.** Editorial Acribia, México. 2002. p.147-171.

USACE. **Chesapeake Bay oyster recovery: Native oyster restoration master plan**. Baltimore and Norfolk, MA: U.S. Army Corps of Engineers, 2012, 290p.

VALE, P. Biotoxinas marinhas. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, Lisboa, v.98, n.549, p.3-18, 2004.

VARELA, E.S.; BEASLEY, C.R.; SCHNEIDER, H.; SAMPAIO, I.; MARQUES-SILVA, N.S.; TAGLIARO, C.H. Molecular phylogeny of mangrove oysters (*Crassostrea*) from Brazil. **Journal of Molluscan Studies**, Oxford, v.73, p.229-234, 2007.

VILAR, T.C.; TENÓRIO, D.O.; FEITOSA, F.A.N. Criação experimental da ostra-do-mangue *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) em Barra de São Miguel, Alagoas. **Tropical Oceanography**, Recife, v.40, n.2, 2012.

VILLALBA, A.; GESTAL, C.; CASAS, S.M.; FIGUERAS, A. Perkinsosis en moluscos. *In*: FIGUERAS, A.; NOVOA, B. (Eds.). **Enfermedades de moluscos bivalvos de interés en acuicultura.** Madrid: Publicaciones Científicas y Tecnológicas de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura, 2011. p. 183-242.

WAKAMATSU, T. **A ostra de Cananéia e seu cultivo**. São Paulo, SP: SUDELPA. 1973. 141p.

WALNE, P.R. **Culture of bivalve molluscs, 50 years of experience at Conwy**. Surrey: Fishing New Books, 1974. 189p.

WALTER, R.C.; BUFFLER, R.T.; BRUGGEMANN, J.H.; GUILLAUME, M.M.M.; BERHE, S.M.; NEGASSI, B.; LIBSEKAL, Y.; CHENG, H.; EDWARDS, R.L.; VON COSEL, R.; NÉRAUDEAU, D.; GAGNON, M. Early human occupation of the Red Sea coast of Eritrea during the last interglacial. **Nature**, London, v.405, n.6782, p.65-69, 2000.

WANG, H.; GUO, X.; ZHANG, G.; ZHANG, F. Classification of Jinjiang oysters *Crassostrea rivularis* (Gould, 1861) from China based on morphology and phylogenetic analysis. **Aquaculture**, Amsterdam, n.242, p.137-155, 2004.

WANG, H.; QIAN, L.; LIU, X.; ZHANG, G.; GUO, X. Classification of common cupped oysters from Southern China. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.29, n.4, p.857-866, 2010.
WANG, H.; ZHANG, G.; LIU, X.; GUO, X. Classification of common oysters from North China. **Journal of Shellfish Research**, Groton, v.27, n.3, p.495-503, 2008.

WASHINGTON SEA GRANT. **Shellfish aquaculture in Washington State**. Final report to the Washington State Legislature, Seattle, WA, 2015. 84p.

WHEATON, F.; HALL, S. Research needs for automated oyster shucking. **Aquacultural Engineering**, Amsterdam, v.37, n.1, p.67-72, 2007.

WIESE, M.; D'AGOSTINO, P.M.; MIHALI, T.K.; MOFFITT, M.C.; NEILAN, B.A. Neurotoxic alkaloids: saxitoxin and its analogs. **Marine Drugs**, Bethesda, v.8, p.2185-2211, 2010.

WILLIAMS, M.J. Aquaculture and sustainable food security in the developing world. *In*: BARDACH, J.E. (Ed.) **Sustainable Aquaculture**. Hoboken: John Wiley & Sons, 1997. p.15-51.

WOOD, P.C. **Manual de hygiene de los mariscos**. Zaragoza: Editorial Acribia, 1979. 83p.

WoRMS Editorial Board (2019). **World Register of Marine Species**. Disponível em: http://www.marinespecies.org at VLIZ. Acesso em: 13 ago. 2019.

ZWERSCHKE N.; HOLLYMAN, P.R.; WILD, R.; STRIGNER, R.; TURNER, J.R.; KING, J.W. Limited impact of an invasive oyster on intertidal assemblage structure and biodiversity: the importance of environmental context and functional equivalency with native species**.** **Marine Biology**, London, v.165, n.89, 2018.

www.epagri.sc.gov.br

www.youtube.com/epagritv

www.facebook.com/epagri

www.twitter.com/epagrioficial

www.instagram.com/epagri

linkedin.com/company/epagri

http://publicacoes.epagri.sc.gov.br