



UNIVERSIDADE FEDERAL DO MARANHÃO – UFMA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM OCEANOGRAFIA
MESTRADO EM OCEANOGRAFIA

**BIOMARCADORES BIOQUÍMICOS EM OSTRAS DO GÊNERO *Crassostrea*
PARA MONITORAMENTO AMBIENTAL NA BAÍA DE SÃO JOSÉ-
MARANHÃO**

KATHERINE SALDANHA NOLETO

São Luís – MA

2018

KATHERINE SALDANHA NOLETO

**BIOMARCADORES BIOQUÍMICOS EM OSTRAS DO GÊNERO *Crassostrea*
PARA MONITORAMENTO AMBIENTAL NA BAÍA DE SÃO JOSÉ-
MARANHÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Oceanografia da Universidade Federal do Maranhão – PPGOCEANO-UFMA como requisito parcial à obtenção do título de Mestre.

Área: Oceanografia
Orientadora: Profa. Dra. Raimunda Nonata Fortes
Carvalho Neta

São Luís – MA

2018

Ficha gerada por meio do SIGAA/Biblioteca com dados fornecidos pelo(a) autor(a).
Núcleo Integrado de Bibliotecas/UFMA

SALDANHA NOLETO, KATHERINE.

BIOMARCADORES BIOQUÍMICOS EM OSTRAS DO GÊNERO
Crassostrea PARA MONITORAMENTO AMBIENTAL NA BAÍA DE SÃO
JOSÉ-MARANHÃO / KATHERINE SALDANHA NOLETO. - 2017.
59 p.

Orientador(a): Raimunda Nonata Fortes Carvalho Neta.
Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-graduação em
Oceanografia, Universidade Federal do Maranhão,
UNIVERSIDADE FEDERAL DO MARANHÃO, 2017.

1. Amônia. 2. Bivalve. 3. Enzimas. 4. Metais
pesados. 5. Microbiologia. I. Nonata Fortes Carvalho
Neta, Raimunda. II. Título.

Dissertação de Mestrado defendida e aprovada em: 30 /01 /2018, pela banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Professora Dra. Raimunda Nonata Fortes Carvalho Neta (UEMA)
Orientadora

Professora Dra. Marianna Basso Jorge
1º membro

Professora Dra. Débora Martins Silva Santos
2º Membro

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que me guia, protege me dá forças e saúde para realizar meus sonhos;

Aos meus pais Liana Saldanha Noleto e Leomar Pinheiro Noleto, que me incentivam e me apóiam em todos meus sonhos;

As minhas irmãs, Kamilla Noleto Monteiro, Katiúscia Saldanha Noleto, Andressa Saldanha Noleto e Andréia Saldanha Noleto, por me ajudarem no momento de desespero;

À Professora Dr.^a Raimunda Nonata Fortes Carvalho Neta por me orientar, com todo seu amor e calma, pois eu não estava em seus planos e de repente fui apresentada em sua vida e fui acolhida com toda sua doçura, onde aprendi muito e sou muito feliz;

A Pr.^a Dr.^a Elaine Batista Cristina dos Santos por toda sua amizade, apoio, dedicação e companheirismo, agradeço por ser uma pessoa especial e muito amiga e por sempre me dar forças e está ao meu lado;

Agradeço Jucimary Braga Machado Sousa, por toda sua amizade, força e dedicação e companheirismo no laboratório e fora do laboratório, sem você não conseguiríamos;

Agradeço Ione Marly Arouche Lima, por sua amizade, lealdade e companheirismo em todos os momentos do mestrado e fora do mestrado;

Agradeço Suelen Rosana Sampaio de Oliveira, por sua amizade e por ter me ajudado em todos os momentos durante o mestrado;

Agradeço à Doutoranda Eliane Braga Ribeiro por ter mostrado o caminho a ser seguido, foi primordial para a realização da pesquisa;

Agradeço Thiago Santana por toda sua ajuda e paciência comigo, obrigada por ser um grande amigo;

Wanda dos Santos Batista, por sua organização e ajuda nas coletas durante todo o mestrado;

Jenilson, por toda a ajuda nas dosagens de proteína no Laboratório de genética da Universidade Federal Do Maranhão;

Lisana Furtado Cavalcanti, por me ajudar nas análises de amônia;

Isabela Guterres Pinto Paulo pela amizade e por ter me ajudado em vários âmbitos no mestrado;

Agradeço ao Pr.^o Doutor Marco Valério Jansen Cutrim por ter me escutado e me ajudado no que foi preciso durante todo o mestrado;

Silvia Cristina Diniz por ter feito minhas análises de amônia no Laboratório do Professor Marco Valério;

Ana Karolina por ter me ajudado com as análises histológicas das ostras, na Universidade Estadual do Maranhão;

Agradeço a Oscar Adelino Costa Neto por sempre estar disposto a ajudar no que precisei e por ser uma pessoa dedicada e maravilhosa;

Agradeço a Walesca Torres Alencar, por sempre me ajudar em tudo que precisei durante o mestrado e por ser uma pessoa maravilhosa;

Agradeço à Verônica Oliveira, por ter me ajudado com algumas lâminas da histologia.

Agradeço a Suanny Gomes, Nathalie Emannelle Gomes Linhares, Ana Kate Mendonça e Rafaela Scarpatti, as oceanógrafas mais lindas e charmosas que conheço, pois com toda sua bondade e amizade me ajudaram em tudo que precisei;

Agradeço Carinne Costa por todo o incentivo, amizade, preocupações e ajuda durante a minha vida e durante o mestrado;

Agradeço todos os meus amigos Lyvia Moreira, Raíssa Maria, Costa, Sarah Raquel, Rodrigo Oliveira, Débora Falcão, Renato Montelo, Railton Galdez e todos os outros que não estão com o nome aqui, mas que me apoiaram e me ajudaram no dia a dia;

Agradeço à toda equipe do laboratório de Biomarcadores em Organismos aquáticos – LABOAq da prof^a Dr^a Raimunda Nonata Fortes Carvalho Neta;

Agradeço também a Universidade Federal do Maranhão, por ter cedido os ambientes de estudo e por apoiar minha pesquisa;

Agradeço também a Universidade Estadual do Maranhão, por ter cedido também infraestrutura para a realização da pesquisa;

Ao mestrado PPGOCEANO, por ter acreditado em mim e por ter me apoiado.

Agradeço a CAPES, por financiar meus estudos e apoiar minha pesquisa.

RESUMO

Os ambientes aquáticos da Baía de São José (Maranhão) ainda não possuem um programa sistemático de biomonitoramento. Assim, neste estudo objetivou-se comparar biomarcadores bioquímicos, histológicos e análises microbiológicas em ostras para diferenciação de regiões com níveis variados de impacto ambiental na Baía de São José. As ostras foram coletadas na Ilha de Curupú e no Porto do Braga no período de Janeiro a Outubro de 2017. Foram coletadas 96 ostras para quantificar a atividade enzimática dos biomarcadores bioquímicos Glutathione-S-Transferase (GST) e Catalase (CAT) e biomarcadores histológicos realizados nas brânquias. Amostras de água e sedimento foram coletadas para análises microbiológicas, de metais pesados e amônia. As análises microbiológicas da água foram analisadas pelo NMP (número mais provável) de coliformes totais, *E. coli* e na carne das ostras foi determinado o valor de NMP coliformes totais, coliformes 45° C, contagem de bactérias aeróbias mesófilas, *Staphylococcus* e salmonela. A análise de metais pesados foi feita pela técnica ICP-EOS para concentrações totais de arsênio, cobre, chumbo, cádmio, cromo, mercúrio, níquel, e zinco. Os resultados indicaram que houve um padrão diferenciado na atividade das enzimas GST e CAT das ostras analisadas, indicando um sistema enzimático exaurido dos organismos analisados no Porto do Braga. A análise histológica das ostras indicou a presença de bactérias do tipo *Rickettsiae*, protozoários dos gêneros *Ancistrocoma*, metazoários do gênero *Tylocephalum*, *Haplosporidium* e *Marteilia Refrigens*. As alterações branquiais observadas nas ostras, especialmente do Porto do Braga, foram fusão de lamelas e hiperplasia do epitélio, caracterizando que existem impactos ocorrendo na área de estudo. Os resultados das análises microbiológicas da água e das ostras retiradas de cada ponto de coleta estavam dentro dos padrões permitidos pela legislação nacional. Os metais pesados analisados apresentaram valores mais elevados para o Porto do Braga. Os dados obtidos neste estudo sugerem que as alterações enzimáticas da Glutathione-S-Transferase e da Catalase nas ostras analisadas são indicativos de estresse inicial causado pelo efeito de contaminantes que são despejados nos corpos hídricos na Baía de São José, principalmente na área do Porto do Braga. Essas ostras estão com a qualidade microbiológica adequada, porém contém patógenos que podem prejudicar a saúde do consumidor.

Palavras-chave: metais pesados, amônia, microbiologia, bivalve, enzimas.

ABSTRACT

The aquatic environments of *São José Bay* (Maranhão) do not have a systematic program of biomonitoring yet. Thus, the objective of this study was to compare biochemical, histological and microbiological biomarkers in oysters for differentiation of regions with varying levels of environmental impact in *São José Bay*. Oysters were collected on Curupú Island and Braga's Harbor between January and October of 2017. Ninety six (96) oysters were collected to quantify the enzymatic activity of biochemical biomarkers Glutathione-S-Transferase (GST) and Catalase (CAT) and histological biomarkers performed on the gills. Water and sediment samples were collected for microbiological analyzes of heavy metals and ammonia. Microbiological analyzes of the water were analyzed by the NMP (most probable number) of total coliforms, *E. coli* and the total coliform NMP in the oysters, coliform 45 °C, count of aerobic mesophilic bacteria, *Staphylococcus* and *Salmonella*. The results indicated that there was a differentiated pattern in the activity of the GST and CAT enzymes of the analyzed oysters. The results showed that there was a differentiated pattern in the activity of the GST and CAT enzymes of the oysters analyzed, indicating an enzymatic system depleted of the organisms analyzed in the Braga's Harbor. The histological analysis of the oysters indicated the presence of bacteria of the *Rickettsiae* type, protozoa of the genus *Ancistrocoma*, metazoa of the genus *Tylocephalum*, *Haplosporidium* and *Marteilia Refrigens*. The gill changes observed in oysters, especially in the Braga's Harbor, were lamellae fusion and epithelial hyperplasia, characterizing that there are impacts occurring in the study area. The result of the microbiological analyzes of the water withdrawn from each collection point and the meats of the oysters were within the standards allowed by national legislation. The result data which were obtained in this study suggest that the changes enzymatic of Glutathione-S-Transferase and Catalase in the analyzed oysters are indicative of initial stress caused by the contamination effect that are discharged into the *São José Bay*, especially in the Braga's Harbor area. These oysters have the proper microbiological quality, but they contain pathogens that can harm the health of the consumer.

Keywords: Heavy metals, ammonia, microbiology, bivalve, enzymes.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1:	Média e desvio padrão dos dados biométricos das ostras <i>Crassostrea</i> coletadas na Baía de São José-MA no período de Janeiro a Outubro de 2017.	27
Tabela 2:	Médias dos resultados físico-químicos da água analisada na Ilha de Curupú e Porto do Braga no período chuvoso e época de estiagem do ano de 2017.	28
Tabela 3:	Percentual de cada patógeno encontrado nas ostras da Baía de São José..	34
Tabela 4:	Análise microbiológica da água proveniente da baía de São José-MA no período chuvoso e de estiagem.	38
Tabela 5:	Análise microbiológica das ostras proveniente da baía de São José-MA.	39
Tabela 6.	Valores médios da amônia e dos metais analisados na área potencialmente contaminada e na área de referência.	40

LISTA DE FIGURAS

Figura 1:	Localização dos dois pontos de coleta de ostras na baía de São José, Maranhão.	22
Figura 2:	Anatomia interna da Ostra do gênero <i>Crassostrea</i> coletadas na baía de São José.	23
Figura 3:	Local de coleta no ponto 1 (Ilha de Curupú).	23
Figura 4:	Local de coleta no ponto 2 (Porto do Braga).	24
Figura 5:	Biometria das ostras coletadas da baía de São José, MA.	24
Figura 6:	Retirada da glândula digestiva de ostras coletadas na baía de São José, MA.	25
Figura 7:	Preparação das amostras para as análises enzimáticas das ostras.	25
Figura 8:	Média e desvio padrão da atividade da Catalase quantificada nas ostras coletadas no período chuvoso (A) e na época de estiagem (B) nos dois pontos da Baía de São José, onde o ponto 1 indica a Ilha de Curupú e o ponto 2 indica o Porto do Braga.	29
Figura 9:	Média e desvio padrão da atividade da Glutathione-S-Transferase quantificada nas ostras coletadas no período chuvoso (A) e na época de estiagem (B) nos dois pontos da baía de São José, onde o ponto 1 é equivalente à Ilha de Curupú e o ponto 2 equivalente ao Porto do Braga.	30
Figura 10:	Patógenos em ostras do gênero <i>Crassostrea</i> na Ilha de Curupú. (A) <i>Haplosporidium</i> , (B) <i>Marteilia Refringens</i> , (D) <i>Tylocephalum</i> SP. Barra= 40. Coloração HE.	32
Figura 11:	Protozoários em ostras do gênero <i>Crassostrea</i> no Porto do Braga. (F) <i>Ancistrocoma</i> sp., (G) <i>Tylocephalum</i> sp, (H) organismos assemelhados a bactéria <i>Rickettsiae</i> . Coloração HE.	33
Figura 12:	Histologia das brânquias das ostras <i>Crassostrea</i> retiradas do Porto do Braga e Ilha de Curupú. (A) Vista geral das brânquias, observe os filamentos ordinários nas setas (OF) e filamentos principais (PF). (B) Fusão de filamentos ordinários. (C) Hiperplasia dos filamentos.	36

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	11
2	OBJETIVOS	13
2.1	Objetivo Geral	13
2.2	Objetivo Específico	13
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	13
3.1	Poluição marinha	13
3.2	Uso de biomarcadores em monitoramento ambiental	14
3.2.1	Biomarcador bioquímico: Enzimas Catalase e Glutathione-S-Transferase	15
3.3	Características das ostras do gênero <i>Crassostrea</i>	16
3.3.1	Taxonomia e Biologia das ostras	16
3.3.2	Ostras do gênero <i>Crassostrea</i> como bioindicadores	19
3.4	Análises microbiológicas em organismos aquáticos	20
3.4.1	Coliformes totais, Coliformes Termotolerantes e <i>Escherichia coli</i>	20
3.5	Metais pesado na água e em animais aquáticos	21
4	METODOLOGIA	22
4.1	Área de estudo e espécie analisada	22
4.2	Gênero analisado	22
4.3	Locais de amostragem	23
4.4	Obtenção das amostras	24
4.5	Preparo das amostras para as análises enzimáticas	25
4.6	Análises enzimáticas da Glutathione-S-Transferase e Catalase	26
4.7	Análise histológica das ostras	26
4.8	Análises microbiológicas	26
4.9	Parâmetros físico-químico	26
4.10	Análises de metais pesados	27
4.11	Análise de amônia	27
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	27
5.1	Biometria das ostras e parâmetros físico-químicos da água	27
5.2	Respostas enzimáticas das ostras	29
5.3	Alterações histológicas nas ostras	31
5.4	Dados microbiológicos em ostras e na água	37
5.5	Metais pesados e amônia na água	39
6	CONCLUSÃO	42
	REFERÊNCIAS	43

1 INTRODUÇÃO

A zona costeira maranhense possui uma extensão de 640 km, nela encontra-se um mosaico de ecossistemas de grande relevância ambiental com manguezais, restingas, campos inundáveis, dunas, estuários, recifes de coral e outros ambientes importantes ecologicamente (FURTADO, 2001). A diferença da zona costeira maranhense para outros estados brasileiros é que a zona costeira maranhense possui uma área de manguezal muito expressiva, onde eles são bastante preservados na parte do litoral ocidental (ZCM, 2003). E essas áreas de estuários no Maranhão apresentam potencial favorável à criação (malacocultura) ou captura das ostras que são naturalmente encontradas nesse ambiente, onde a maioria das ostras nativas é do gênero *Crassostrea* e o sururu, *Mytella falcata* (FURTADO, 2001).

Os moluscos bivalves do gênero *Cassostrea* são capturados normalmente nos manguezais e são comercializados para consumo *in natura* (RIBEIRO *et al.*, 2016). Sabe-se que o cultivo de molusco bivalve marinho cresceu mundialmente mais de 200% entre 1990 a 2001 (BORGHETTI *et al.*, 2003), e no ano de 2006 movimentou uma quantidade de 72 milhões de dólares (FAO, 2009), porém a regulamentação da qualidade deste pescado no Brasil ainda é incipiente. Existem apenas algumas poucas substâncias tóxicas que já foram estudadas e têm seus níveis de segurança estabelecidos para as concentrações de contaminantes orgânicos e inorgânicos na carne de bivalves (GALVÃO *et al.*, 2009).

No ano de 1975, os bivalves foram indicados como possíveis biomonitores para o programa internacional de monitoramento de poluentes no ambiente marinho (MusselWatch), pelo National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA) (GOLDBERG, 1975). Em 2004, o Programa de meio ambiente das Nações Unidas (UNEP), também recomendou o emprego de bivalves para o mesmo fim (UNEP, 2004). Esse fato se deu devido as diversas características que fazem dos moluscos bivalves marinhos animais interessantes para avaliar as concentrações ambientais dos contaminantes, visto que vivem em estuários e zonas costeiras; são sésseis, onde não lhes permite escapar da poluição se deslocando para outras áreas; possuem tempo de vida relativamente longo; ampla distribuição geográfica, o que facilita a intercomparação dos dados obtidos de regiões diferentes; aparecem geralmente em alta densidade e são de fácil coleta; acumulam concentrações de contaminantes em seus tecidos acima do encontrado na fonte de contaminação (CUNNINGHAM, 1979). Porém é através do hábito alimentar filtrador que esses animais possuem que se tornam

suscetíveis à incorporação de contaminantes, tanto pelo que o animal ingere, como pela fração solúvel na água (RAINBOW, 2002).

Os contaminantes podem se acumular nos tecidos dos bivalves filtradores em concentrações de 1.000 a 10.000 vezes mais do que as concentrações verificadas na fonte de exposição (UNEP, 2004). Dessa forma, os bivalves filtradores são mais expostos a agentes tóxicos presentes no meio que outras espécies, possibilitando a adoção destes animais como um modelo biológico para se estimar a exposição da biota a contaminantes (GALVÃO et al., 2009) em diferentes ambientes aquáticos, em especial nos locais onde ocorrem a pesca tradicional.

A Baía de São José, localizada ao Norte do Maranhão, apresenta grande importância para a pesca artesanal e comercial do Estado, pois nessa região existem portos tradicionais de desembarque pesqueiro e diversas comunidades que sobrevivem da exploração dos moluscos bivalves do gênero *Crassostrea* (ALMEIDA, 2006). Porém, os ambientes aquáticos da Baía de São José ainda não possuem um programa sistemático de biomonitoramento, embora já existam trabalhos pioneiros que indiquem a necessidade de monitoramento com uso de moluscos bivalves (RIBEIRO et al., 2016). Nesse contexto, no presente trabalho, as ostras foram utilizadas como organismos bioindicadores para análises de respostas biológicas (biomarcadores) capazes de indicar estresse causado por contaminantes. Nesses organismos foram avaliados biomarcadores bioquímicos (Glutathione-S-Transferase e Catalase) e histológicos, complementados por análises microbiológicas, visando apontar a importância desses organismos para programas de biomonitoramento nessa importante baía maranhense.

2 OBJETIVOS

2.1 Geral

- Comparar biomarcadores bioquímicos e histológicos em ostras para diferenciação de regiões com níveis variados de impacto ambiental na Baía de São José, Maranhão.

2.2 Específicos

- Quantificar biomarcadores de estresse ambiental em amostras de ostras utilizando as enzimas Glutathione-S-Transferase e Catalase;
- Identificar lesões em brânquias de ostras do gênero *Crassostrea* da baía de São José indicativas de efeitos antropogênicos;
- Verificar o Número Mais Provável de Coliformes totais e *Escherichia coli* nas amostras de ostras oriundas das áreas de coleta;
- Analisar água e sedimento para análises de metais pesados nos locais de extração de ostras;
- Comparar a qualidade do ambiente entre o período chuvoso e o período de estiagem.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 Poluição marinha

A expressão “poluição marinha” pode ser conceituada como a presença de compostos orgânicos ou inorgânicos de origem antrópica no ambiente marinho (podendo ser encontradas na água, no sedimento ou nos próprios organismos residentes que provocam alterações nas características dos ecossistemas (VIARENGO; CANESSI, 1991).

Em diversos locais ao redor do mundo, as águas marinhas costeiras estão sofrendo com o grande aumento no índice de poluição por meio de efluentes industriais e domésticos (SMAYDA, 1990). O lançamento de poluentes nos ecossistemas pode causar uma série de efeitos no metabolismo dos organismos, tais como infertilidade, queda nas defesas imunológicas, diminuição do crescimento e patologias que podem levar a morte dos indivíduos (STEGEMAN et al., 1992).

Micro-organismos, como bactérias (Coliformes totais e Coliformes termotolerantes, principalmente *Escherichia coli*), vírus, fungos e leveduras introduzidos nos corpos de água, sobretudo através do lançamento de efluentes não tratados, podem ser acumulados nos tecidos de animais filtradores como os moluscos bivalves (ABESSA, 2012), o que pode provocar um grande agravo à sanidade dos organismos. Nesse contexto, os bivalves podem apresentar respostas biológicas alteradas (biomarcadores) em função de xenobióticos que podem ser utilizadas em estudos e programas de monitoramento ambiental.

3.2 Uso de biomarcadores em monitoramento ambiental

Segundo Walker et al. (1996), os biomarcadores são definidos como alterações biológicas à nível molecular, celular, fisiológico ou comportamental, que expressam a exposição e os efeitos tóxicos dos poluentes presentes no ambiente, apresentando um grande potencial para uma real compreensão dos efeitos dos poluentes nos componentes biológicos.

Segundo Van der Oost et al. (2003) em 1987 a Comissão dos Marcadores Biológicos do Conselho Nacional de Pesquisa e em 1993 o Programa Internacional de Segurança Química (IPCS) realizaram trabalhos para categorizar os biomarcadores em três classes: 1) Biomarcadores de exposição, que refletem a exposição de um organismo frente a uma substância exógena, ou o seu metabólito ou o produto, proveniente de uma interação entre um xenobiótico e a molécula alvo ou celular que é medido em um compartimento dentro de um organismo; 2) biomarcadores de efeito, que abrangem alterações bioquímicas, alterações fisiológicas ou outras dentro dos tecidos ou fluidos corporais de um organismo e que podem ser reconhecidas e associadas a um comprometimento da saúde ou a alguma doença; 3) biomarcadores de suscetibilidade, os quais indicam a capacidade que um organismo tem de responder ao desafio de exposição ao xenobiótico, incluindo fatores genéticos e alterações nos receptores que alteram a sensibilidade desse organismo.

Uma das características mais relevante dos biomarcadores é que sua avaliação antecipa mudanças nos altos níveis de organização biológica, isto é, população, comunidade ou ecossistema (MONSERRAT et al., 2007). Devido a essa característica e a sua grande suscetibilidade, os biomarcadores são de grande importância em programas de monitoramento, detectando precocemente alterações ambientais (STEGEMAN et al., 1992; WILHEM FILHO et al., 2001). Dessa forma, os biomarcadores podem ser usados

de forma preditivamente, permitindo que sejam tomadas ações de controle antes que ocorram danos ambientais irreversíveis com consequências ecológicas severas (CAJARAVILLE et al., 2000). Essas respostas biológicas dos organismos, especialmente os animais aquáticos, podem ser utilizadas em estudos de campo que objetivam caracterizar áreas impactadas, onde uma complexa mistura de poluentes está normalmente presente (MONSERRAT et al., 2007).

Os biomarcadores bioquímicos ultimamente têm sido bastante utilizados em programas de monitoramento ambiental, visto que são moléculas que estão presentes nos fluidos corporais, células e tecidos de organismos e cuja atividade é alterada pela presença de agentes tóxicos no ambiente (MCCARTHY; SHUGART, 1990). Um importante conjunto de biomarcadores bioquímicos são as enzimas de biotransformação e as enzimas antioxidantes de defesa que combatem as espécies reativas de oxigênio (ROS), como a Glutathione-S-Transferase (GST) e a Catalase (CAT). Estas enzimas têm um papel importante no controle, na produção e na eliminação de ROS, que em excesso pode alterar as funções normais da célula e levar a oxidação das membranas celulares, bem como as lesões na mitocôndria, proteínas, ADN e outros componentes das células (LUSHCKAK, 2011).

3.2.1 Biomarcador bioquímico: Enzimas Catalase e Glutathione-S-Transferase

A enzima CAT está amplamente distribuída nos tecidos biológicos e está envolvida na decomposição do peróxido de hidrogênio para oxigênio e água (GOYAL; BASAK, 2010). É uma das enzimas de maior importância envolvidas na defesa contra o estresse oxidativo em vertebrados e invertebrados (GOYAL; BASAK, 2010). A Catalase (CAT) é uma enzima tetramérica que é encontrada em todos os organismos vivos (MALLICK; RAI, 1999). Devido à sua ampla distribuição e capacidade de degradar rapidamente o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em oxigênio e água, foi proposto por vários pesquisadores que a CAT desenvolve um papel fundamental nos sistemas que capacitam os organismos a viverem em ambientes aeróbicos (MALLICK; RAI, 1999).

A atividade da Catalase está associada com os peroxissomos ou pequenos corpos que estão associados ao metabolismo de ácidos graxos (HUGGET et al., 1992). Durante a oxidação do ácido graxo peroxissomal é produzido H_2O_2 , e a CAT atua degradando esse peróxido a fim de evitar que o mesmo venha a formar $OH\cdot$ que pode causar danos às membranas celulares (HUGGET et al., 1992).

Outra enzima importante utilizada como biomarcador é a Glutathione-S-Transferase (GST), que é uma enzima essencial para a proteção aos danos de compostos potencialmente reativos, conjugando-os para posteriormente serem eliminados do organismo (GEORGE, 1993; MARIONNET et al., 2006).

A GST catalisa a conjugação da glutathione a uma gama de substratos hidrofóbicos eletrofilicos, durante a fase II da biotransformação, sendo que diversas GSTs foram caracterizadas em animais e estão associadas à metabolização de compostos xenobióticos e toxinas (DIXON LAPHORN, 2002). Além de participarem em processos de desintoxicação por formação de conjugados com a glutathione reduzida (GSH), as GSTs possuem papel no metabolismo de produtos secundários, incluindo a estabilização de flavonóides; atuam com peroxidase na redução de hidroperóxidos a monohidróxi-álcool durante o estresse oxidativo (DIXON LAPHORN, 2002).

As GSTs são codificadas por uma superfamília de genes, cada uma produzindo isoenzimas com ampla especificidade de substratos (RIOL et al., 2000). Apesar de catalisarem reações similares, as GSTs possuem pouca identidade de sequência de aminoácidos, e estão presentes no citosol de muitas células catalisando a conjugação do tripeptídeo glutathione em uma variedade de compostos (RIOL et al., 2000). Segundo George (1993), as GSTs solúveis são classificadas em quatro grupos: α , μ , π e θ , sendo que o grupo α , existente no fígado, é de grande importância para a desintoxicação de substâncias provenientes da fase I.

Os biomarcadores bioquímicos mais utilizados atualmente em organismos aquáticos da costa maranhense são as enzimas Glutathione-S-Transferase e a Catalase (CARVALHO-NETA; ABREU-SILVA, 2010; RIBEIRO et al., 2016). Essas enzimas são encontradas nas glândulas digestivas de ostras e, pelo fato desses animais serem filtradores e bioacumuladores de contaminação, é possível validar essas enzimas como biomarcadores bioquímicos para o monitoramento de diferentes áreas.

3.3 Características das ostras do gênero *Crassostrea*

3.3.1 Taxonomia e Biologia das ostras

As ostras do gênero *Crassostrea* pertencem à Classe Bivalvia do filo Mollusca, sendo caracterizadas pela presença de uma concha composta de duas valvas que

envolvem todo o corpo (RUPPERT; BARNES 1993). A maioria das espécies de ostras habita regiões costeiras rasas (COSTA, 1985).

Uma ostra típica possui um sistema digestivo completo e um sistema nervoso formado por um gânglio cefálico e outro visceral, além de cordões nervosos ventrais; o sistema circulatório é aberto, com o coração constituído por um ventrículo e duas aurículas, veias, artérias e hemolinfa (MIOSSEC et al., 2009). A concha possui várias camadas, tais como o periostracum (que é uma fina camada externa membranosa de constituição protéica que se desgasta muito rapidamente), a camada prismática (que é formada por cristais de calcita) e a camada sub-nacarada (que é a capa interna dura e brilhante que fica em contato com a parte mole do corpo do indivíduo) (RASZL, 2016).

As brânquias das ostras são compostas por filamentos, e são responsáveis pela respiração e filtração do alimento; nesse sistema as partículas de alimento retidas nos filamentos branquiais são conduzidas através de batimentos ciliares até os palpos labiais e posteriormente à boca; e a borda do manto é responsável pelo controle do fluxo de água que passa pelo interior do organismo (MORATELLI JUNIOR, 2003).

O Sistema circulatório é do tipo aberto, composto por veias, artérias, coração, pericárdio e seios tissulares, por onde circula a hemolinfa; já o sistema nervoso é bastante simples, composto por dois pares de gânglios de onde partem cordões nervosos, que se distribuem pelo corpo (RUPPERT; BARNES 1993; JÚNIOR, 2003).

Quanto ao sistema reprodutivo, é constituído pelas gônadas, onde são produzidas e armazenadas as células sexuais (espermatozóides ou ovócitos) e pelos gonodutos, por onde os gametas são liberados para o meio externo, seguida de desenvolvimento larval planctotrófico; as ostras do gênero *Crassostrea* são ovíparas e hermafroditas potrândricas, sem dimorfismo sexual (GALTSOFF, 1964; WAKAMATSU, 1973). A maioria dos juvenis alcança a maturidade sexual antes dos 30 mm, aproximadamente 120 dias após a fixação (VÉLEZ, 1976; NASCIMENTO et al., 1980). As ostras fêmeas adultas do gênero *Crassostrea* podem liberar até meio bilhão de ovócitos por período de desova (GALTSOFF, 1930).

O desenvolvimento larval planctônico de ostras do gênero *Crassostrea* é caracterizado por três estágios larvais: larva D, Umbo e Pedivéliger; nesta última fase, quando o pé toca uma superfície sólida, a larva pára de nadar, o velum se contrai parcialmente e esta começa a rastejar; quando encontra condições favoráveis para a fixação, ocorre o assentamento final, através da secreção de cimento liberada pela glândula do bisso, ocorrendo à fixação definitiva em substrato duro; posteriormente, a

mudança de larva para ostra juvenil começa imediatamente; e durante a metamorfose, os órgãos larvais desaparecem, o pé é reabsorvido e o músculo retrator do velum desaparece, pondo fim à fase larval (GALTSOFF, 1964; WAKAMATSU, 1973; CHRISTO, 2006).

Ostras são organismos filtradores, alimentando-se principalmente de fitoplâncton e matéria orgânica suspensa (LEFEBVRE et al., 2000). Esta forma de alimentação faz com que a ostra retenha partículas de eventuais contaminantes presentes na água, sejam eles orgânicos ou inorgânicos, visto que a taxa de filtração chega a 10 litros/hora/grama de tecido seco; as partículas muito grandes e o excesso de alimento são eliminados como pseudo-fezes e as partículas adequadas são levadas à boca; em seguida o alimento é ingerido no estômago e absorvido pelo intestino, sendo que o alimento não aproveitado é eliminado através do ânus (FROELICH; NOBLE, 2014).

Esses animais apresentam as seguintes características internas: Concha: A concha dos moluscos é composta por carbonato de cálcio e é secretada por uma parte do corpo conhecida como manto. A concha tem três camadas: perióstraco, óstraco e hipóstraco. O perióstraco consiste na camada mais externa e é constituído de matéria orgânica (conquiliolina) e geralmente tem cor marrom. O óstraco, camada intermediária, é prismático e formado por cristais de cálcio interligados por conquiliolina, sendo responsável pela coloração e pelos diferentes desenhos da concha. O hipóstraco, consiste na camada mais interna, e às vezes nacarado, é formado por cristais laminares de CaCO_3 e nesta camada ocorre a formação das pérolas (ABSHER, 2015). Músculo adutor: A junção entre as duas valvas é feita através do músculo adutor e também por um ligamento situado na região posterior (COUTINHO, 2012). Brânquias: São responsáveis pela respiração e filtração do alimento. As partículas de detritos e os micro-organismos presentes na corrente ventilatória são retidos nos filamentos branquiais e conduzidos, através de batimentos ciliares, até os palpos labiais e à boca (BARNABÉ, 1996). Manto: O manto é a camada de tecido que recobre as partes moles de ambos os lados do corpo, com exceção do músculo adutor. Além de conter as células responsáveis pela formação da concha, como já referido, o manto tem também funções sensoriais (COUTINHO, 2012). Palpos labiais : Quando o alimento está dentro do bivalve, uma parte do alimento é retido nas brânquias, sendo posteriormente englobado pelo muco, para que seja transportado para os palpos labiais. Nos palpos labiais, o particulado é então seriado de acordo com o tamanho e com a quantidade de alimento ingerido, uma porção do particulado é rejeitado para a cavidade

paleal sendo posteriormente eliminado para o exterior, sob a forma de pseudo-fezes. O restante é levado para a boca, essas partículas que são ingeridas pela boca, seguem em direção ao estômago (MOREIRA, 2008). Estomago: A partir do estômago, o alimento segue para os divertículos digestivos e intestino, já o material não aproveitado, conhecido por pseudofezes, é eliminado através da abertura inalante, quando as valvas se fecham e a água é forçada a sair levando esses detritos acumulados com ela (RUPPERT; BARNES, 1996). Glândula digestiva: Onde estão localizados as enzimas que expulsam alimentos contaminados. Como os moluscos bivalves obtêm seu alimento da coluna de água pela filtração de pequenas partículas materiais, elas acabam concentrando em seu trato digestório contaminantes bióticos e abióticos presentes no meio (BEIRÃO et. al, 2000). Os alimentos são enzimaticamente atacados desde o momento em que penetram nos condutos da glândula digestiva. Porém, é possível observar células vivas presentes no estômago nas 6 horas seguintes à ingestão e durante 8 a 16 horas no intestino (BARNABÉ, 1996).

3.3.2 Ostras do gênero *Crassostrea* como bioindicadores

As ostras são muito utilizadas como bioindicadores de contaminação em programas de monitoramento ambiental, visto que apresentam características biológicas apropriadas, pois são organismos sésseis, filtradores, cosmopolitas, abundantes, resistentes a variações ambientais e concentram grandes quantidades de contaminantes, tais como pesticidas, metais pesados, hidrocarbonetos (PHILLIPS, 1986; VIARENGO et al., 1991; RAND, 1995; NOAA, 1995). Além disso, por serem animais resistentes, têm facilidade de adaptação às diferentes condições ambientais, apresentando, portanto, grande habilidade em sobreviver em ambientes poluídos por agentes tóxicos (VIARENGO et al., 1991; DAME, 1996; SHEEHAN; POWER, 1999).

Os programas de monitoramento de contaminação aquática, de um modo geral, têm se preocupado com a quantificação dos principais tipos de contaminantes presentes na água, no sedimento e em alguns organismos de importância econômica; contudo, embora esse ponto de vista seja importante, essas análises químicas não fornecem informações dos efeitos tóxicos provocados por estas substâncias (SCHLENK, 1999; BENASSI, 2004). Adicionalmente, nas áreas impactadas antropicamente, além dos moluscos bivalves acumularem contaminantes químicos, eles podem acumular microorganismos diversos que afetam sua sanidade e, conseqüentemente, a saúde dos consumidores humanos que apreciam esse recurso pesqueiro.

3.4 Análises microbiológicas em organismos aquáticos

A sobrevivência de bactérias fecais no ambiente aquático é determinada por vários fatores ambientais, tais como variações de temperatura, salinidade, níveis de oxigênio, irradiação ultravioleta e pluviosidade (BORDALO et al., 2002). Além dessas variáveis ambientais, a maré também tem grande influência da hidrodinâmica local (MILL; SCHLACHER; KAOULI, 2006), provocando a dispersão desses microrganismos e conseqüentemente variando a sua densidade no ambiente. Trabalhos como os de Kolm e Andretta (2003), Barbieri e Machado (2006) e de Barbieri et al. (2012) correlacionaram os fatores físicos, químicos e biológicos no ambiente aquático com os dados dos coliformes coletados, verificando que houve correlação entre esses dados e os fatores ambientais, como as médias pluviométricas e a variação da maré.

3.4.1 Coliformes totais, Coliformes Termotolerantes e *Escherichia coli*

De acordo com Franco e Landgraf (2005), quando esses microrganismos estiverem presentes em alimentos, fornecem informações sobre prováveis contaminações de origem fecal, de presença de patógenos ou ainda sobre o potencial de deterioração do produto, além de indicarem se as condições sanitárias foram inadequadas durante o processamento, produção ou armazenamento de um alimento. Como principais indicadores têm-se as bactérias do grupo coliformes.

A enumeração de coliformes totais e termotolerantes como indicadores da qualidade higiênico-sanitária são amplamente utilizadas (PELCZAR JUNIOR et al., 1996). A contaminação de origem fecal, por sua vez, é relacionada a presença de *Escherichia coli*, principal representante dos coliformes termotolerantes (CETESB, 2004). Essa bactéria é considerada pelo Ministério da Saúde como a indicadora mais específica de contaminação fecal recente e da eventual presença de organismos patogênicos (BRASIL, 2000).

Os coliformes termotolerantes apresentam-se em grandes densidades nas fezes de animais de sangue quente e são utilizados como indicadores de poluição fecal recente das águas (ALM; BURKE; SPAIN, 2003; CETESB, 2004). Esses organismos não encontram condições ideais para se multiplicar nas águas marinhas e morrem em um curto período de tempo, sendo facilmente isolados e identificados na água por meio de técnicas simples e rápidas (CETESB, 2004).

No Maranhão ainda são escassos os estudos que avaliam os níveis de Coliformes totais, Coliformes Termotolerantes e *Escherichia coli* em águas e pescado das regiões

estuarinas (RIBEIRO et al., 2016), sendo necessárias pesquisas com esse tipo de abordagem associada ao uso de biomarcadores de contaminação aquática em moluscos bivalves, a fim de subsidiar programas de biomonitoramento para a região.

3.5 Metais pesado na água e em animais aquáticos

O ser humano necessita somente de doses pequenas de alguns poucos metais, os quais são chamados de micronutrientes, como no caso do Cu, Fe, Mg e Zn (MORAES; JORDÃO, 2002). A ingestão direta de metais pesados dissolvidos na água ou indiretamente acumulados nos músculos de peixes, acima do limite, é uma das principais fontes danosas para o ser humano, e que provoca distúrbios no metabolismo (BIDONE et al. 1997a,b; MUDGAL et al. 2010; TAVARES; CARVALHO, 1992).

Os metais podem ser introduzidos nos ecossistemas aquáticos de maneira natural ou artificial. Naturalmente, por meio do aporte atmosférico e chuvas, pela liberação e transporte a partir da rocha matriz ou outros compartimentos do solo onde estão naturalmente (PAULA, 2006; SEYLER; BOAVENTURA, 2008). De modo artificial, os metais podem ser introduzidos nos ambientes aquáticos por fontes antropogênicas de diversos ramos, tais como esgoto in natura de zonas urbanas, efluentes de indústrias, atividades agrícolas, e rejeitos de áreas de mineração e garimpos (CAJUSTE et al., 1991; GOMES; SATO, 2011; MORAES; JORDÃO, 2002).

Da mesma forma que os metais, a amônia pode ser encontrada naturalmente ou artificialmente nos corpos aquáticos. A amônia pode ser encontrada naturalmente nos corpos d'água como produto da degradação de compostos orgânicos e inorgânicos do solo e da água, resultado da excreção da biota, redução do nitrogênio gasoso da água por micro-organismos ou por trocas gasosas com a atmosfera (REIS, MENDONÇA, 2009). Por outro lado, a amônia é, também, constituinte comum no esgoto sanitário, resultado direto de descargas de efluentes domésticos e industriais, da hidrólise da uréia e da degradação biológica de aminoácidos e outros compostos orgânicos nitrogenados (REIS, MENDONÇA, 2009).

4 METODOLOGIA

4.1 Área de estudo

O Maranhão possui o segundo maior litoral do Brasil, são 640 km de costa, com 92% da produção pesqueira artesanal proveniente do litoral costeiro (ALMEIDA et. al, 2006), no qual abriga 200 comunidades pesqueiras estabelecidas. Dentre elas, a comunidade de Raposa que é a maior e mais desenvolvida (SANTOS et al., 2011). A Baía de São José se localiza no litoral norte da ilha de São Luís e abrange os municípios da Raposa, Paço do Lumiar e São José de Ribamar (ANDRADE, 2016) e este trabalho teve como local de estudo o município de Raposa-MA, onde situa-se a Ilha de Curupú ($2^{\circ}26'37.8''S$ e $44^{\circ}02'06.2''W$), utilizada como área controle por estar mais distante de centros urbanos e o Porto do Braga ($2^{\circ}25'10.5''S$ e $44^{\circ}05'34,5''W$), importante porto de desembarque de pescado e que sofre impactos antrópicos diretos, mostrado na figura 1.



Figura 1- Localização dos dois pontos de coleta de ostras na baía de São José, Maranhão.

4.2 Gênero analisado

Em cada área de coleta foram identificados bancos de ostras do gênero *Crassostrea*. Os bivalves foram fotografados nos locais de origem e coletados manualmente.

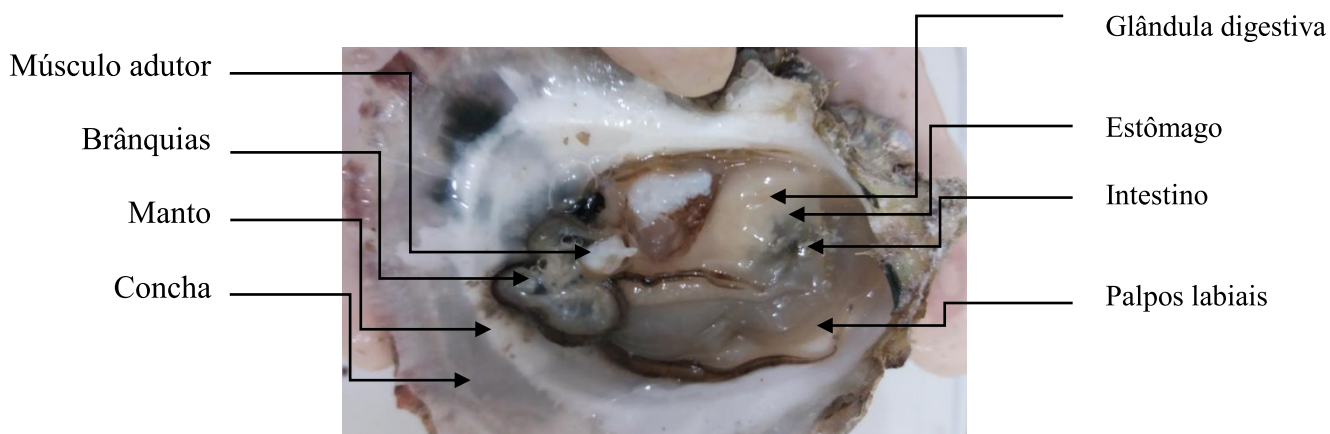


Figura 2 - Anatomia interna da Ostra do gênero *Crassostrea* coletadas na baía de São José.

Todos os órgãos indicados na figura, foram utilizados em análises, as brânquias foram utilizadas para as análises histológicas, a glândula digestiva foi utilizada para a realização das análises enzimáticas, e os outros órgãos foram utilizados nas análises microbiológicas.

4.3 Locais de amostragem

A amostragem das ostras, da água e do sedimento foi realizada no período de Janeiro a Outubro de 2017, sendo duas coletas na estação chuvosa (Janeiro e Abril) e duas coletas na época de estiagem (Julho e Outubro).

Os pontos das coletas foram georreferenciados, sendo o primeiro localizado na Ilha de Curupú sob as coordenadas 2°26'37.8"S e 44°02'06.2"W (Fig. 3) e o segundo ponto localizado no Porto do Braga sob as coordenadas 2°25'10.5"S e 44°05'34,5"W (Figura 3).



Figura 3 – Local de coleta das ostras que serão analisadas em laboratório para a execução desse trabalho no ponto 1 (Ilha de Curupú).



Figura 4 - Local de coleta das ostras que serão analisadas em laboratório para a execução desse trabalho no ponto 2 (Porto do Braga).

4.4 Obtenção das amostras

Foram realizadas quatro amostragens em cada ponto selecionado, totalizando 8 (oito) coletas durante o ano 2017. Foram coletados 12 organismos em cada ponto, totalizando 96 organismos utilizados nas análises enzimáticas e histológicas. Os animais foram acondicionados e levados ao Laboratório de Biomarcadores em Organismos Aquáticos (LABOAq) da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA). Em seguida foram pesados e medidos como mostra a Figura 5. Na sequência, as ostras foram abertas com auxílio de facas, pinças e tesouras, sempre previamente esterilizadas, para a retirada da glândula digestiva, que foi estocada em nitrogênio líquido (Figura 6). Em seguida, as brânquias dos organismos foram retiradas para a realização das análises histológicas e o restante do material biológico foi utilizado para as análises microbiológicas.



Figura 5 - Biometria das ostras coletadas da baía de São José, MA.



Figura 6 - Retirada da glândula digestiva de ostras coletadas na baía de São José, MA.

4.5 Preparo das amostras para as análises enzimáticas

De cada exemplar de ostra foi retirado 1g de tecido da glândula digestiva, acondicionado em microtubo tipo Eppendorf e depositado em dryshipper, contendo nitrogênio líquido a -185°C . Posteriormente, as amostras foram homogeneizadas em tampão fosfato e submetidas à centrifugação refrigerada por 30 minutos. O sobrenadante foi utilizado para determinação da atividade enzimática da Glutathione-S-Transferase e da Catalase (Figura 7).

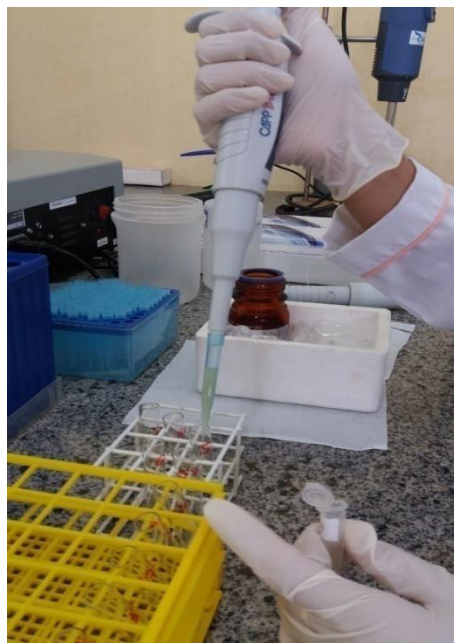


Figura 7 – Centrifugação e diluição da glândula digestiva para a realização das análises enzimáticas das ostras (GST e CAT).

4.6 Análises enzimáticas da Glutathione-S-Transferase (GST) e Catalase (CAT)

Para as análises da atividade da GST, cada amostra foi homogeneizada e centrifugada novamente por 70 minutos. A quantificação da atividade enzimática, a partir do sobrenadante, foi realizada em cubetas, através de espectrofotômetro no comprimento de onda de 340 nm a 25° C, por 2 minutos, conforme Keen et al. (1976). Utilizou-se 10µl de glutathione reduzida (GSH) e 10µl de 1-chloro-2,4 dinitrobenzene (CDNB) como substrato e 960µl de tampão fosfato de potássio (0,1M) pH 7,0 adicionado de 20µl da amostra.

Já a atividade da CAT foi avaliada a 240nm a 25°C, por 1 minuto no espectrofotômetro, através da taxa de decomposição do peróxido de hidrogênio (H₂O₂) de acordo com Beutler (1975) e modificado por Ventura et al. (2002). Utilizou-se 990µl de meio de reação, adicionado de 10µl de amostra.

4.7 Análises histológicas das ostras

As análises histológicas das ostras foram realizadas, utilizando as brânquias de 12 organismos de cada ponto de coleta, onde essas brânquias foram submersas em solução de Davidson. Após 24 horas foram colocadas no álcool e passadas pelo processo histológico de rotina. As lâminas foram observadas em microscopia de luz e as lesões branquiais e os parasitos foram fotomicrografados.

4.8 Análises microbiológicas

As análises para a determinação do Número Mais Provável (NMP) de Coliformes totais, coliformes a 45° C, bactérias aeróbicas mesófilas, *Staphylococcus* sp., *Staphylococcus* coagulante positiva e salmonelas em ostras e Coliformes totais e *Escherichia coli*, foi realizada na água dos dois pontos e nas ostras coletadas também nos dois pontos de coletas, foram realizadas conforme metodologia indicada em APHA (2005), foram levadas ao laboratório de microbiologia do prédio de veterinária da Universidade Estadual do Maranhão-UEMA.

4.9 Parâmetros físico-químicos

Em cada local de coleta das ostras, foram registrados os seguintes parâmetros da água: PH, oxigênio dissolvido, salinidade e temperatura. Os referidos parâmetros foram medidos com auxílio do multiparâmetro AKSO AK88.

4.10 Análises de metais pesados

Foram analisados os seguintes metais pesados pela técnica ICP-EOS (Perkin Elmer): concentrações totais de arsênio, cobre, chumbo, cádmio, cromo, mercúrio, níquel, e zinco. Esses metais foram selecionados porque constam na legislação nacional como elementos que devem ser monitorados em regiões onde ocorrem dragagens portuárias (CONAMA, 2012), essas análises foram realizadas pelo Laboratório de solos da Universidade Estadual do Maranhão-UEMA.

4.11 Análises de amônia

A água superficial de cada local de amostragem das ostras foi coletada em frascos específicos e mantida refrigerada até o momento das análises, conforme Koroleff (1976).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Biometria das ostras e parâmetros físico-químicos da água

Os dados biométricos das ostras coletadas no período de Janeiro a Outubro de 2017 estão indicados na tabela 1. Esses dados mostram que o peso total, a altura e o comprimento da concha apresentaram diferença significativa entre os locais amostrados, indicando que as ostras da Ilha de Curupú são maiores e mais pesadas que as ostras do Porto do Braga.

Tabela 1–Média e desvio padrão dos dados biométricos das ostras *Crassostrea* coletadas na Baía de São José-MA no período de Janeiro a Outubro de 2017.

	Peso total (g)	Altura (mm)	Comprimento (mm)	Largura (mm)
Ilha de Curupú				
1ª Coleta (Janeiro)	18,67 ± 8,75	50,58±8,46	31,75±4,82	16,08±5,24
2ª Coleta (Abril)	37,17 ±7,96	73,17 ±10,66	39,67 ±5,42	16,58 ±4,50
3ª Coleta (Julho)	35,42 ±11,80	83,42 ± 14,44	42,00 ±7,84	17,08±3,75
4ª Coleta (Outubro)	34,42±8,75	75,83±8,46	38,08±4,82	16,83±5,24
Porto do Braga				
1ª Coleta (Janeiro)	11,91±11,67	*41,33±8,48	*23,66±5,93	12,00±4,16
2ª Coleta (Abril)	*24,67±6,69	*58,83 ± 3,15	39,75 ± 6,63	15,5±6,63
3ª Coleta (Julho)	*21,92±5,38	58,08±4,74	*36,33±2,77	17,83±5,04
4ª Coleta (Outubro)	*26,42 ±9,65	*68,42±7,55	37,00±4,69	16,91±4,93

±: Desvio Padrão

*: Diferença significativa

A diferença da biometria das ostras entre essas áreas pode estar relacionada com os parâmetros físico-químicos e com contaminantes encontrados no ambiente (Tabela 2). A maioria das variáveis ambientais nesses pontos apresenta-se de forma homogênea, indicando que os fatores físico-químicos não estão influenciando diretamente o desenvolvimento desses organismos capturados em ambiente natural, exceto a salinidade que é um fator que, comprovadamente, apresenta maior impacto no desenvolvimento das ostras (BRANDÃO et al., 2013).

Tabela 2 - Médias dos resultados físico-químicos da água analisada na Ilha de Curupú e Porto do Braga no período chuvoso e época de estiagem do ano de 2017.

CHUVOSO		
	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Ph	7,80	7,50
Oxigênio dissolvido	98	97
Salinidade	22,8	30,6
Temperatura	28,5	28,4
ESTIAGEM		
	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Ph	8,02	7,71
Oxigênio dissolvido	100	100
Salinidade	28,8	33,6
Temperatura	29,1	30,4

É provável que existam vários fatores que estão contribuindo para um menor tamanho e peso corporal das ostras coletadas no Porto do Braga. A salinidade pode ser um desses fatores, pois é mais elevada no Porto do Braga do que na ilha de Curupú. Abbe et al. (2000) evidencia que, quando as ostras estão expostas a salinidades próximas ao seu limite de tolerância, ocorre uma diminuição da energia e dos materiais que estariam disponíveis para o crescimento, devido ao aumento do custo metabólico para a sobrevivência. Nestas condições, também pode haver uma redução na taxa de ingestão e até a suspensão da alimentação, ocasionando em mortalidade e diminuição do crescimento (FUNNO, 2016). Estudos feito por Guimarães et. al (2008) mostra que a melhor taxa de salinidade para o desenvolvimento das ostras do gênero *Crassostrea* é entre 15 e 25, como ocorre na Ilha de Curupú (salinidade entre 22,8 e 28,8); já no Porto do Braga a salinidade está sempre muito acima desses valores (salinidade entre 30,6 e 33,6).

As demais variáveis ambientais como o PH, oxigênio dissolvido e temperatura, não mostraram grandes oscilações entre os pontos de coleta e a época do ano,

comprovando que um dos únicos fatores ambientais que podem estar influenciando o crescimento das ostras destas áreas é a salinidade. Os resultados encontrados por Funo (2016) mostram que a salinidade influenciou significativamente na sobrevivência e no crescimento (altura, comprimento e largura das conchas e peso vivo) da espécie *Crassostrea gasar*, estudada em laboratório, sendo que os maiores valores obtidos no final do período de experiência foram registrados nas ostras cultivadas na salinidade de 20 e 25. Guimarães et al. (2008) também analisaram durante oito dias a influência de níveis de salinidade compreendido entre 5 a 60 na sobrevivência de sementes de *Crassostrea rhizophorae* e determinaram valores significativamente mais elevados nas salinidades entre 15 e 25, enquanto que, nas salinidades de 5, 10, 30 e 35, as taxas de sobrevivência foram baixas, mas semelhantes estatisticamente às obtidas ao final do período experimental.

5.2 Respostas enzimáticas das ostras

Os resultados da atividade da Catalase foram muito baixos ou nulos para as ostras coletadas no Porto do Braga (Figura 8). A atividade da Catalase é capaz de indicar estresse ambiental, pois os indivíduos que apresentam uma atividade muito elevada ou muito baixa (considerando-se um nível de background característico de cada espécie) podem estar submetidos a algum fator indutivo de estresse oxidativo (VAN DER OOST et al., 2003).

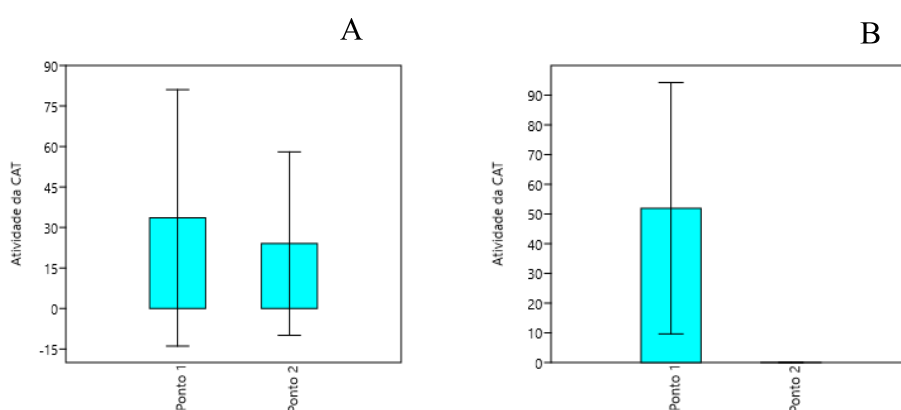


Figura 8 – Média e desvio padrão da atividade da Catalase quantificada nas ostras coletadas no período chuvoso (A) e na época de estiagem (B) nos dois pontos da Baía de São José, onde o ponto 1 indica a Ilha de Curupú e o ponto 2 indica o Porto do Braga.

Estudos realizados com o gastrópode *Achatina fulica*, demonstrou uma enorme redução na atividade da Catalase após a exposição do indivíduo ao cádmio e ao zinco, o que indicou efeito prejudicial dos metais pesados nas enzimas isoladas da glândula digestiva e do rim do organismo (CHANDRAN et al., 2005).

O estresse oxidativo resulta da tentativa da célula eliminar radicais livres formados na metabolização de diversos compostos químicos através de enzimas específicas como a Catalase (GIULIO et al., 1989). A indução da CAT pode sugerir uma defesa do organismo frente a agentes oxidantes, pois é uma enzima chave para remover o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e evitar a formação de radicais hidroxilas (OH) que podem causar danos celulares (REGOLI et al., 2000; SILVA, 2007). Esses dados indicam que, além da alta salinidade na área do Porto do Braga, pode haver substâncias químicas capazes de influenciar na atividade da Catalase das ostras, prejudicando o desenvolvimento e a sanidade dos organismos.

A atividade da Glutathione-S-Transferase (GST) nas ostras aqui analisadas nos dois locais de coleta da Baía de São José mostrou um padrão semelhante ao apresentado pela Catalase. Os organismos do Porto do Braga apresentaram valores para a atividade da GST muito baixos ou nulos (Fig. 9).

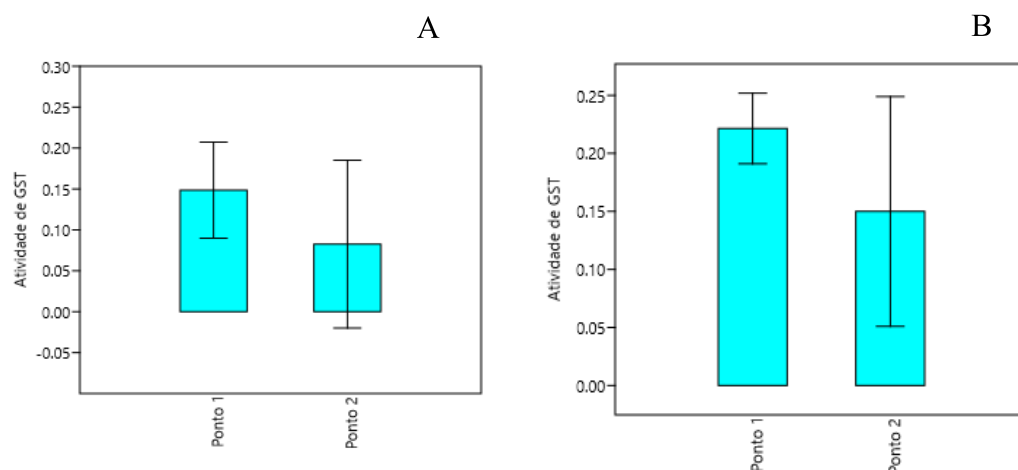


Figura 9 - Média e desvio padrão da atividade da Glutathione-S-Transferase quantificada nas ostras coletadas no período chuvoso (A) e na época de estiagem (B) nos dois pontos da baía de São José, onde o ponto 1 é equivalente à Ilha de Curupú e o ponto 2 equivalente ao Porto do Braga.

Em diversos estudos foi encontrada diminuição da atividade da enzima GST em organismos aquáticos devido à ação de metais pesados (Cd, Cu, Cr e Zn) e de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (β -naftoflavona) seguidos por um aumento da LPO e da atividade específica da GST (AHMAD et al., 2005; AHMAD et al., 2000; TEISSEIRE; VERNET, 2000). Dados semelhantes também foram encontrados para peixes expostos a misturas de pesticidas (ROSSI, 2008; LUSHCHAK et al., 2007; MONTEIRO et al., 2006).

Os processos metabólicos de biotransformação de fase I e II em animais aquáticos são de fundamental importância para a detoxificação e excreção de xenobiontes desses organismos (GOKSOYR; FOURLIN, 1992). Em alguns casos estes processos de biotransformação podem resultar na formação de espécies reativas de oxigênio dependendo do tipo e da concentração dos compostos metabolizados (KARUZINA; ARCHAKOV, 1994). Estas espécies reativas podem reagir com ácidos nucleicos, lipídios, carboidratos e proteínas danificando as células; a fim de combater estes efeitos, sistemas de defesa antioxidantes como o complexo enzimático Glutathione-S-Transferase são ativados, apresentando padrões enzimáticos que podem ser utilizados como biomarcadores de exposição a poluentes (SILVA et al., 2004).

As enzimas Glutathione-S-Transferase e Catalase são importantes para o equilíbrio do organismo por atuarem no sistema de defesa antioxidante e de biotransformação, o que permite inferir que os resultados mais elevados ou inexistentes para essas enzimas, demonstram que o sistema detoxificante dos organismos analisados está reagindo em resposta à presença de algum agente estressor no ambiente. Tais agentes, dependendo da sua intensidade, frequência e periodicidade podem provocar redução na atividade de defesa enzimática do organismo, ou mesmo esgotá-la (RIBEIRO, 2016).

5.3 Alterações histológicas nas ostras

As análises histológicas realizadas nas ostras da baía de São José mostraram indicativo de patógenos (Figuras 10 e 11), tais como bactérias do tipo *Rickettsia*, protozoários dos gêneros *Ancistrocoma*, *Nematopsis* metazoários do gênero *Tylocephalum*, caracterizando que existe contaminação na área de estudo. Vale ressaltar que em ostras com altos índices de estresse algumas de suas funções de defesa são inibidas, o que pode provocar uma oportunidade para certos patógenos se desenvolverem e se acumularem nos seus tecidos (MYDLARZ et al., 2006).

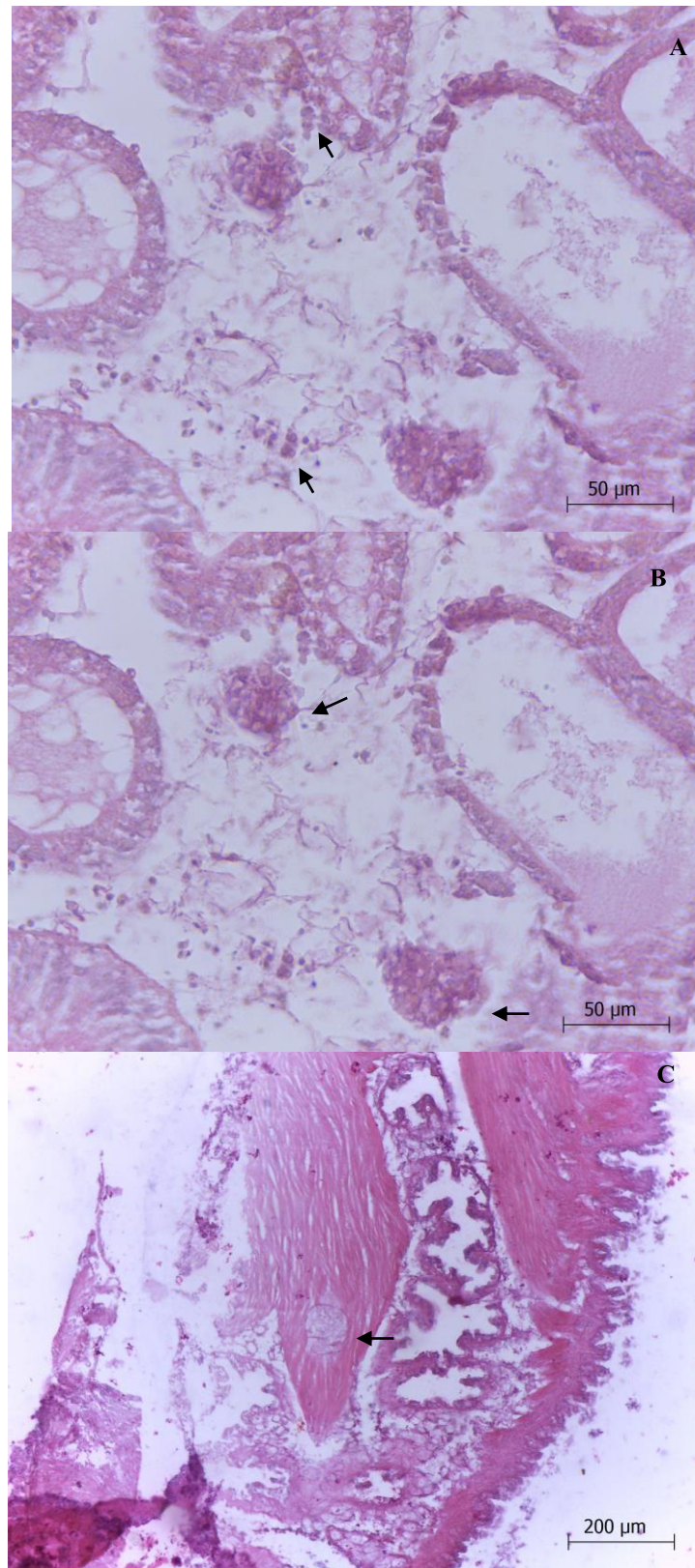


Figura 10 – Patógenos em ostras do gênero *Crassostrea* na Ilha de Curupú. (A) *Haplosporidium*, (B) *Marteilia Refringens*, (D) *Tylocephalum* SP. Barra= 40. Coloração HE.

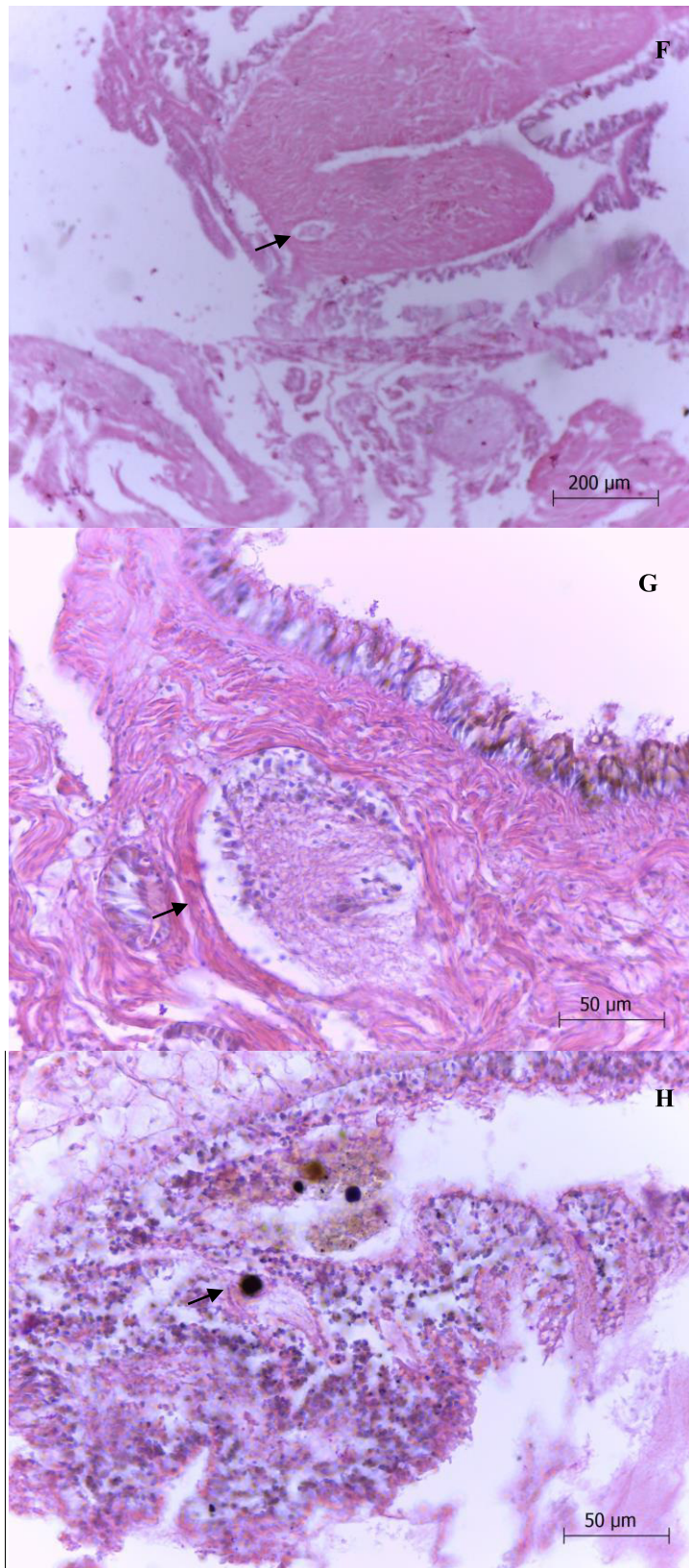


Figura 11 - Protozoários em ostras do gênero *Crassostrea* no Porto do Braga. (F) *Ancistrocoma* sp., (G) *Tylocephalum* sp, (H) organismos assemelhados a bactéria *Rickettsiae*. Coloração HE.

Os patógenos não foram encontrados em todas as ostras coletadas e geralmente quando foram verificados estavam em uma quantidade menor nas ostras da Ilha de Curupú (Tabela 3).

Tabela 3 - Percentual de cada patógeno encontrado nas ostras da Baía de São José.

Patógenos	Porto do Braga	Ilha de Curupú
<i>Tylocephalum</i> sp.	33%	33%
<i>Ancistrocoma</i> sp	33%	0%
Rickettsiae	66%	0%
<i>Haplosporidium</i>	0%	33%
<i>Marteilia Refrigens</i>	0%	33%

Tylocephalum sp. é um cestóide e foi encontrado nas ostras de ambos os pontos de coleta na Baía de São José, porém em uma quantidade pequena sem danos significativos nos organismos. A localização preferencial dos metacestóides é na glândula digestiva, geralmente na área periférica deste órgão (WINSTEAD et al., 2004; SABRY; MAGALHÃES, 2005; SABRY et al., 2007; BOEHS et al., 2009). Esses parasitos provocam forte reação de defesa do hospedeiro, formando uma cápsula ao redor do parasito, composta por camadas de fibras e hemócitos do hospedeiro (CHENG; RIFKIN, 1968; LAUCKNER, 1983). Em várias pesquisas citadas na literatura comentase a reação de defesa do hospedeiro, com formação de uma cápsula fibrosa ao redor do metacestóide, mas nenhum dano causado ao hospedeiro, já que há processo de reabsorção (ZEIDAN et al., 2012). As mesmas respostas foram observadas em outros moluscos como *Tapes semidecussata* (CHENG; RIFKIN, 1968), em *C. virginica* (WINSTEAD et al., 2004), em *C. rhizophorae* (SABRY; MAGALHÃES, 2005) e em *A. brasiliiana* e em *I. brasiliiana* (BOEHS; MAGALHÃES, 2004; BOEHS et al., 2010).

O *Ancistrocoma* sp é um ciliado que foi observado com pouca incidência nas ostras coletas no Porto do Braga e nenhuma incidência deste ciliado em ostras coletadas na Ilha de Curupú. Em grande quantidade, estes ciliados possivelmente podem afetar o funcionamento das brânquias, causando alterações nas funções respiratórias e de alimentação (BRANDÃO; BOEHS; SILVA, 2013).

As bactérias do tipo Rickettsiae já foram associadas a lesões e alterações nas brânquias, glândula digestiva e manto de ostras do gênero *Crassostrea* em outras regiões do mundo (RENAULT; COCHENNEC, 1994; SUN; WU, 2004). Neste estudo realizado com ostras do gênero *Cassostrea* na baía de São José, não foi observado grande ocorrência desses patógenos nos organismos coletados, contendo em apenas

66% das ostras observadas no Porto do Braga e indicando que estes organismos não estão sendo afetados em grandes proporções por essa bactéria.

O *Haplosporidium* foi encontrado apenas na Ilha de Curupú, porém sua ocorrência foi de 33% no total de ostras observadas, porém não foram identificados lesões nessas ostras. A infecção mais intensa desse protozoário foi observada por Sabry (2005), que verificou que o parasita causou completa destruição das células das brânquias e elevada taxa de mortalidade. Na costa da Galícia, a mesma espécie citada apresentou 76% de indivíduos com o protozoário, no entanto, ele não causou a morte dos moluscos e nenhum dano patológico significativo (CARBALLAL et al., 2001). A patogenicidade desse parasita sobre o hospedeiro ainda é inconclusiva (LAUCKNER, 1983; BOWER E FIGUERAS, 1989). Nesse trabalho não foi observado danos severos nas brânquias das ostras que pudessem ser relacionados com esse protozoário.

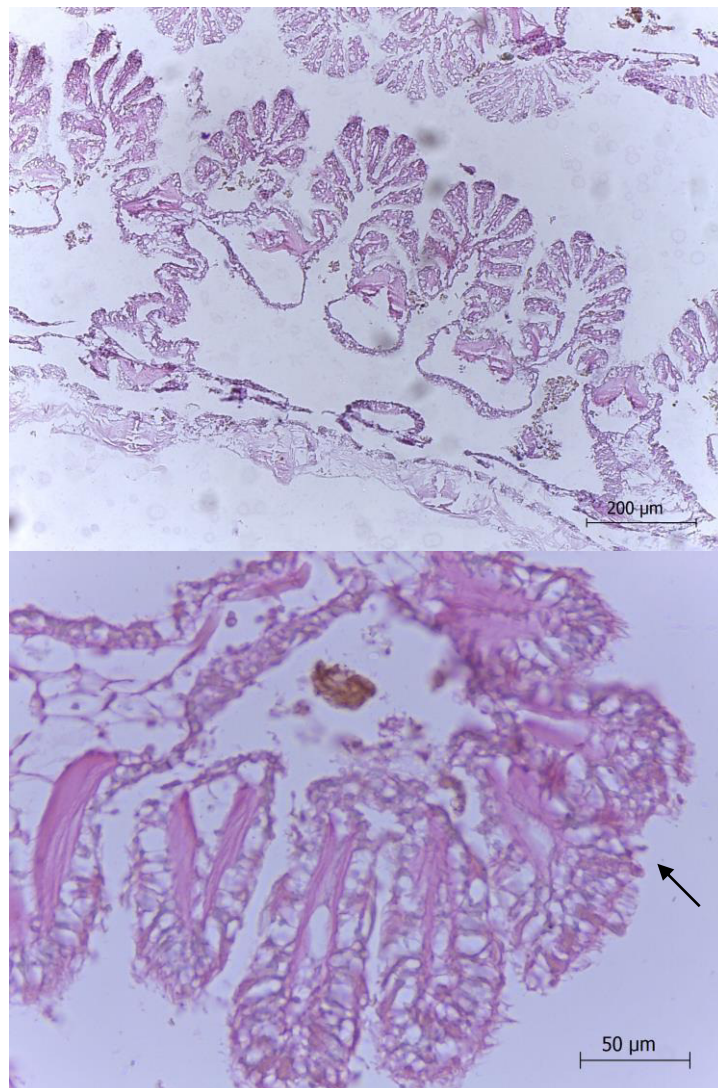
A *Marteilia refringens*, só foi encontrada nas ostras da Ilha de Curupú em 33% dos organismos analisados. *Marteilia refringens* provoca a enfermidade Aber ou da glândula digestiva, sendo um parasita letal em ostras Européia, *Ostrea edulis*, e infectando outros bivalves, tais como *O. angasi*, *O. puelchana*, *Ceratoderma (=Cardim) edule*, *Mytilus edulis*, *M. galloprovincialis*, *Crassostrea gigas*, *C. virginica*, *Tiostrea lutaria* (OIE, 2003, BERTHE et al., 2004). Este parasita pode ser encontrado no sul da Inglaterra, na Itália, França, Portugal, Marrocos, Grécia e Espanha (BOWER et al., 1994; BONDAD-RENTASO et al., 2001; OIE, 2003, BERTHE et al., 2004). No presente trabalho não foi identificado nenhuma lesão decorrente do aparecimento desse parasita, devido ter sido encontrado em pouca quantidade nas ostras pertencentes à Baía de São José.

A grande maioria dos patógenos conhecidos como causadores de 24 morbidade e mortalidade em bivalves são os pertencentes ao grupo das bactérias e ao dos protozoários (BOWER et al., 1994). As doenças podem afetar a eficiência dos processos metabólicos, reduzindo o potencial de crescimento e reprodução, assim como a resistência ao estresse, a competitividade e a sobrevivência do animal. Nos bivalves marinhos, as enfermidades representam um importante fator de contribuição para a mortalidade em massa, tanto de estoques naturais quanto de cultivos (BOWER et al., 1994).

Nesse trabalho a quantidade de patógenos encontrados não foi em grandes proporções, foram encontrados apenas em 3 ostras de cada ponto de coleta, indicando que as ostras não estão com graves infecções patogênicas, o que não compromete a

sanidade dos organismos e, embora alguns patógenos tenham ocorrido apenas em alguns animais coletados, não foi possível estabelecer correlações com a salinidade, porém podendo ter relação direta com os metais pesados e/ou outros contaminantes, visto que em animais que não apresentaram parasitos foi possível quantificar várias lesões branquiais.

As análises histológicas nas brânquias de ostras (Fig. 12) indicaram vários tipos de alterações, especialmente fusão de filamentos ordinários e hiperplasia dos filamentos. Hiperplasia de células epiteliais nos filamentos ordinários, fusão de filamentos ordinários já foram observadas em ostras por outros autores após exposição a contaminantes no campo ou em experimentos de laboratório (VALDEZ DOMINGOS, 2006).



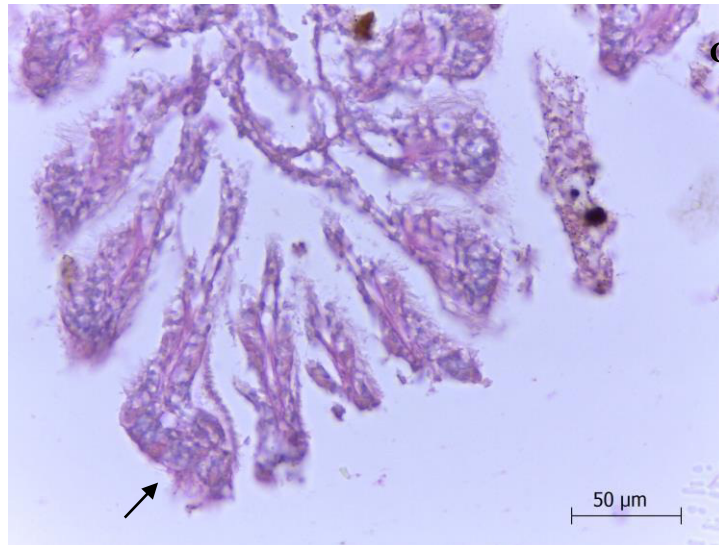


Figura 12 - Histologia das brânquias das ostras *Crassostrea* retiradas do Porto do Braga e Ilha de Curupú. (A) Vista geral das brânquias, observe os filamentos ordinários nas setas (OF) e filamentos principais (PF). (B) Fusão de filamentos ordinários. (C) Hiperplasia dos filamentos.

Lesões como fusão em filamentos podem diminuir a eficiência das trocas gasosas nas brânquias. Hiperplasia provavelmente está associada à proliferação de mucócitos e poderia ser interpretada como uma resposta ao estresse pela presença de contaminantes (VALDEZ DOMINGOS, 2006). Esses dados sugerem que a região da Baía de São José está recebendo interferência de xenobiontes que estão afetando na saúde das ostras, comprometendo diretamente os filamentos branquiais das ostras da região, porém em pequena dimensão.

5.4 Dados microbiológicos em ostras e na água

As amostras de água provenientes das margens da Ilha de Curupú e do Porto do Braga, locais da coleta das ostras, apresentaram qualidade satisfatória para Coliformes totais e *E. coli* (Tabela 4). Esses dados mostram que, microbiologicamente, a água atendeu aos padrões permitidos pela legislação vigente (CONAMA, Resolução 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente).

Tabela 4 - Análise microbiológica da água proveniente da baía de São José-MA no período chuvoso e de estiagem.

CHUVOSO		
	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Coliformes totais (*NMP)	2.900/100 ml	6.468/100 ml
<i>Escherichia coli</i> (*NMP)	487/100 ml	556/100 ml
ESTIAGEM		
	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Coliformes totais (*NMP)	2.400/100 ml	3.169/100 ml
<i>Escherichia coli</i> (*NMP)	484/100 ml	416/100 ml

*Número mais provável

Vários fatores ambientais (matéria orgânica, nutrientes inorgânicos, oxigênio dissolvido, PH, salinidade, temperatura, entre outros) agem nos ecossistemas aquáticos, influenciando na quantidade e também na composição da microbiota (FIORENTINI et al., 1998). De acordo com a Resolução nº 357 (alterada pela Resolução 410/2009 e pela 430/2011) do Conselho Nacional do Meio Ambiente, as águas de cultivo, classificadas na classe 1 (águas salobras, destinadas ao cultivo de moluscos bivalves para a alimentação humana), a média geométrica da densidade de coliformes termotolerantes, de um mínimo de 15 amostras coletadas no mesmo local, não deverá exceder 43 por 100 mililitros, e o percentil 90% não deverá ultrapassar 88 coliformes termotolerantes por 100 mililitros (BRASIL, 2005).

As análises da carne das ostras coletadas na Ilha de Curupú e no Porto do Braga estão livres de contaminações microbiológicas como mostrado na tabela 5. As amostras de carne de ostras provenientes das ostras da Ilha de Curupú e do Porto do Braga estão de acordo com os parâmetros recomendados pela RDC 12 (item 7 alínea a) de 02 de janeiro de 2001 da ANVISA (2001). Segundo a resolução vigente da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa), RDC nº 12 de 2 de janeiro de 2001 da ANVISA, os limites máximos permitidos são de 10^2 NMP/g para Coliformes a 45° C (termotolerantes), ausência de *salmonella* em 25 g da amostra de ostras e *Staphylococcus* coagulase positiva = 5×10^3 UFC/g.

Tabela 5 - Análise microbiológica das ostras provenientes da baía de São José-MA.

ANÁLISES	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Coliformes totais (*NMP)	< 3.0 NMP/ml (ausência)	< 3.0 NMP/ml (ausência)
Coliformes a 45° C	< 3.0 NMP/ml (ausência)	< 3.0 NMP/ml (ausência)
Bactérias aeróbicas mesófilas	<10 UFC/ml (estimado)	<10 UFC/ml (estimado)
<i>Staphylococcus</i> sp/ <i>Staphylococcus</i> coagulante positiva	<10 UFC/ml e negativo para prova coagulante (estimado)	<10 UFC/ml e negativo para prova coagulante (estimado)
Salmonella	Ausência em 25 g de amostra	Ausência em 25 g de amostra

*Número mais provável

Bactérias fecais são utilizadas em muitos países nas metodologias de monitoramento e servem como indicativo da presença de patógenos na água, visto que os coliformes fecais têm como principal origem as fezes de mamíferos e de aves (SAVICHTCHEVA; OKABE, 2007).

Christo et al. (2008) comentam que é uma condição de risco o consumo de organismos crus, extraídos de áreas com presença de Coliformes totais e *E. coli*, sem prévia depuração. Ramos et al. (2010) informam que o acúmulo de micro-organismos no corpo do molusco filtrador difere de um organismo para outro, depende da atividade geral do molusco, além das condições meteorológicas.

A água e a ostras coletas na Ilha de Curupú e Porto do Braga estão dentro dos padrões microbiológicos aceitáveis pela legislação brasileira atual. Todavia, esses dados não comprovam que os locais estejam livres de contaminantes, pois, além da atividade enzimática da GST e da CAT alterados nas ostras analisadas, existem outros fatores a serem levados em consideração, como metais pesados e patógenos.

5.5 Metais pesados e amônia na água

A amônia e os metais pesados analisados nos dois locais da Baía de São José (tabela 6) apresentaram um padrão de conformidade com a legislação brasileira atual, em especial a resolução relacionada com o gerenciamento de material a ser dragado em águas sob jurisdição nacional (Resolução CONAMA 454/2012). Todavia, todos os valores de metais quantificados no sedimento do Porto do Braga foram mais elevados do que na Ilha de Curupú e apresentam-se em desconformidade (valores muito elevados) com a legislação relacionada com a classificação dos corpos de água salobra

para aquicultura e pesca (Resolução CONAMA 357 de 2005, alterada pela Resolução 410/2009 e pela 430/2011). Esses metais em concentrações mais elevadas podem estar influenciando no desenvolvimento das ostras, bem como na atividade enzimática da GST e da CAT e nas lesões branquiais identificadas nesses organismos.

Tabela 6 - Valores médios da amônia e dos metais analisados na área potencialmente contaminada e na área de referência.

PARÂMETROS	ILHA DE CURUPÚ	PORTO DO BRAGA
Arsênio 0,00014 mg/L	< 0.1 mg/L	0.8 ± 0.1 mg/L
Cádmio 0,005 mg/L	<LD (0.6) mg/L	<LD (0.6) mg/L
Chumbo 0,01 mg/L	0.4 ± 0.1 mg/L	0.9 ± 0.2 mg/L
Cobre 0,005 mg/L	1.5 ± 0.3 mg/L	1.9 ± 0.2 mg/L
Cromo 0,05 mg/L	1.3 ± 0.2 mg/L	1.8 ± 0.3 mg/L
Mercúrio 0,0002mg/L	< 0.05 mg/L	< 0.05 mg/L
Níquel 0,025 mg/L	0.7 ± 0.1 mg/L	0.9 ± 0.1 mg/L
Zinco 0,09 mg/L	7.7 ± 0.4 mg/L	8.9 ± 1.0 mg/L
Amônia 0,70 mg/L N	0,003306 mg/L	0,002603 mg/L

Atli e Canli (2008) explicam que nos animais expostos a metais pesados ocorre o aumento das espécies reativas de oxigênio (ROS), como o peróxido de hidrogênio, radical superóxido, radical hidroxil, o que pode elevar a atividade das enzimas do estresse oxidativo, como a Catalase e Glutathione-S-Transferase, que utilizam esses compostos como seus substratos específicos.

Os metais são extremamente tóxicos para os organismos aquáticos quando ingeridos em altas concentrações (MANGAL, 2001; MIRANDA-FILHO et al., 2011; MOREIRA et al., 1996). Os danos ocasionados pelos metais pesados à saúde humana são os mais diversos e variam conforme a taxa de ingestão, acumulação e concentração do metal no corpo e, caso a concentração de metais pesados no corpo não seja controlada, intoxicações agudas ou crônicas podem ocorrer, especialmente mediante o consumo de organismos aquáticos contaminados (LARSON; WEINCK, 1994).

De forma geral, tanto a amônia quanto os metais, quando são encontrados em altas concentrações no ambiente são resultados de alterações antropogênicas (GOMES; SATO, 2011) e podem ocasionar alterações enzimáticas (AHMAD et al., 2005) e

morfológicas (GALVÃO et al., 2009) nos organismos aquáticos. De acordo com RESOLUÇÃO No 357, DE 17 DE MARÇO DE 2005 alterada pela Resolução 410/2009 e pela 430/2011 os padrões estão todos dentro da normalidade, mesmo que a Baía de São José ainda não tenha grandes empreendimentos portuários e indústrias instaladas em suas proximidades, os resultados dos metais pesados e de padrões alterados em termos de biomarcadores nas ostras coletadas na região, indicam a necessidade de mais estudos e monitoramento ambiental na área.

7 CONCLUSÃO

As análises realizadas na Baía de São José (MA) permitem concluir que:

- existem alterações nas enzimas Glutathione-S-Transferase e Catalase das ostras coletadas e isso se dá devido aos efeitos adversos de poluentes encontrados na Baía de São José-MA, onde o local mais atingido foi o Porto do Braga localizado no município da Raposa;
- as principais lesões branquiais das ostras do gênero *Crassostrea* analisadas na baía de São José foram fusão de filamentos ordinários e hiperplasia dos filamentos, sendo indicativos de efeitos de substâncias de origem antropogênica, especialmente por ação de metais;
- as ostras apresentam qualidade microbiológica adequada para consumo segundo os parâmetros indicados na legislação nacional, mas não possuem qualidade higiênico-sanitária devido à existência de patógenos proveniente da contaminação aquática;
- a água do Porto do Braga e da Ilha de Curupú estão dentro dos padrões microbiológicos adequados, estabelecidos pela a legislação brasileira vigente, mas as análises enzimáticas e histológicas das ostras mostram que existem efeitos adversos de xenobiontes aos bivalves oriundos do Porto do Braga;
- as análises de metais pesados no Porto do Braga mostram a existência de concentrações superiores ao permitido pela legislação brasileira relacionada com as águas destinadas para a aquicultura e pesca;
- as ostras se mostraram como bons indicadores para diferenciar os dois ambientes aquáticos da Baía de São José, podendo ser incorporados nos programas de biomonitoramento na região.

REFERÊNCIAS

- ABSHER, T. M. et. al. **Conchas de Moluscos Marinhos do Paraná**. Rio de Janeiro: Recurso digital, 2015.
- ABBE, G.R.; RIEDEL., G.F.; SANDERS, J.G. Factors that influence the accumulation of copper and cadmium by transplanted eastern oysters (*Crassostrea virginica*) in the atuxent River, Maryland. **Marine Environmental Research**, v.49, p.377-396, 2000.
- ABESSA, D. M. S.; RACHID, B. R. F.; MOSER, G. A. O.; OLIVEIRA, A. J. F. C. Efeitos ambientais da disposição oceânica de esgotos por meio de emissários submarinos: uma revisão. **O Mundo da Saúde**, v. 36, n. 4, p. 643-661, 2012.
- AHMAD, I.; OLIVEIRA, M.; PACHECO, M.; SANTO, M. A. *Anguilla anguilla* L. oxidative stress biomarkers responses to copper exposure with or without β -naphthoflavone preexposure. **Chemosphere**, v. 61, n. 2, p. 267-275, 2005.
- AHMAD, I.; HAMID, T.; FATIMA, M.; CHAND, H. S.; JAIN, S. K.; ATHAR, M.; RAISUDDIN, S. Induction of hepatic antioxidants in freshwater catfish (*Channa punctatus* Bloch) is a biomarker of paper mill effluent exposure. **Biochim Biophys Acta**, v. 1523, i. 1, p. 37-48. 2000.
- ALM, E.W.; BURKE, J.; SPAIN, A. Fecal indicator bacteria are abundant in wet sand at freshwater beaches. **Water Research**, v. 37, n. 16, p. 3978-3982, 2003.
- ALBERT, M. J.; ANSARUZZAMAN, M.; TALUKDER, K. A.; CHOPRA, A. K.; KUHN, I.; FARUQUE, A. S. G.; ISLAM, M. S.; SACK, R. B.; MOLBY, R. Prevalence of enterotoxin genes in *Aeromonas* sp. isolated from children with diarrhea, healthy controls, and the environment. **Journal of Clinical Microbiology**, v.38, p. 3785-3790, 2000.
- ALMEIDA, Z. S; CASTRO, A. C. L; PAZ, A. C; RIBEIRO, D; BARBOSA, N.; RAMOS, T. D. Diagnóstico da pesca no litoral do estado do Maranhão. In: ISAAC, V. J; MARTINS, A. S; HAIMOVICI, M.; ANDRIGUETO-FILHO, J. M.(Eds). **A pesca marinha e estuarina do Brasil no início do século XXI: recursos, tecnologias, aspectos socioeconômicos e institucionais**. Brasília: Editora Universitária, 2006. p. 41-65.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). Committee on microbiological methods for foods. **Compendium of methods for the microbiological examination of foods**. 4 ed. Washington: APHA, p. 676, 2001.
- ANDRADE, T. D. S. D. O M. **Biomarcadores em caranguejo uçá (*Ucides Cordatus*) para monitoramento ambiental em áreas portuárias**. Dissertação do mestrado em Recursos Aquáticos e Pesca. Universidade Estadual do Maranhão-UEMA, 2016.
- ANDREWS, J. D. Pelecypoda: Ostreidae. In: GIESE, A. C.; PEARSE, J. S. **Reproduction of Marine Invertebrates**. New York: Academic Press, 1979. p. 293.
- ANGELL, C. L. **The biology and culture of tropical oysters**. Manila: International Center for Living Aquatic Resources Management, 1986.

ANVISA. **Resolução-rdc nº 12, de 02 de janeiro de 2001**. Disponível em <http://portal.anvisa.gov.br/documents/33880/2568070/RDC_12_2001.pdf/15ffddf6-3767-4527-bfac-740a0400829b>. Acesso em 11 Nov. 2017.

ATLI, G.; CANLI, M. Responses of metallothionein and reduced glutathione in a freshwater fish *Oreochromis niloticus* following metal exposures. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 25, n. 1, p. 33-38, 2008.

AVILEZ, I. M.; HORI, T. S. F.; ALMEIDA, L. C.; HACKBARTH, A.; BASTOS NETO, J. C.; BASTOS, V. L. F. C.; MORAES, G. Effects of phenol in antioxidant metabolism in matrinxã, *Brycon amazonicus* (Teleostei; Characidae). **Comparative Biochemistry and physiology Part C**, v. 148, p. 136-142, 2008.

AZEVEDO, R. V. **Biofiltração e desempenho da ostra *crassostrea rhizophorae* (goulding, 1828) utilizando efluentes de tanque de sedimentação de cultivo do camarão *litopenaeus vannamei* (boone, 1801)**. Pós-graduação em ciência animal-UESC, 2011.

AZEVEDO, C.; MATOS, E. Description of *Nematopsis mytella* (Apicomplexa), parasite of the mussel *Mytella guyanensis* (Mytilidae) from the Amazon Estuary and description of its oocysts. **European Journal of Protistology**, v. 35, p. 427-433, 1999.

BARNABÉ, G. **Bases biológicas y ecológicas de la Acuicultura**. AGROUMSA: UNIR-639.2/B259b. Zaragoza, España. Acribia, p. 519, 1996.

BARNES, R. D. **Zoologia dos invertebrados**. 4 ed. São Paulo: Roca, p. 1179, 1984.

BARBIERI, E. e DOI, S.A. Acute toxicity of ammonia on juvenile Cobia (*Rachycentron canadum*, Linnaeus, 1766) according to the salinity. **Aquaculture International**, v. 20, n. 2, p. 373-382, 2012.

BARBIERI, E.; BONDIOLI, A.C.; WOICIECHOVSKI, E.; ZAPOTOSKI, S.M.K. Microbiology quality of the oysters cultivation water marketed in Cananeia-SP, Brazil. **O Mundo da Saúde**, v. 36, n. 4, p. 541-54, 2012.

BARBIERI, E. e MACHADO, I.C. **Qualidade microbiológica da água de cultivo de Ostra (*Crassostrea brasiliensis*) comercializada em Cananéia (SP), Brasil**. Comunicação Científica. In: IV Congresso Iberoamericano Virtual de Acuicultura (CIVA), p. 113-120, 2006.

BARNABÉ, G. **Bases biológicas y ecológicas de la Acuicultura**. Zaragoza: Acribia, p. 519, 1996.

BATISTA, Maria Tereza Oliveira et al. Tissue levels of the antioxidant enzymes superoxide dismutase and catalase in fish *Astyanax bimaculatus* from the Una River Basin. **Revista Ambiente e Água**. vol.9, n.4, pp.621-631, 2014.

BENASSI, J. C. **O uso de bioindicadores e biomarcadores na avaliação do processo de remediação de efluentes de lixiviação de carvão mineral utilizando microesferas**

de quitosana. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2004.

BERTHE, F.C.J; LE ROUX, F.; ADLARD, R. D.; FIGUEIRAS, A. J. Marteiliosis of molluscs: a review. **Aquatic Living Resources**, 17: 433-448, 2004.

BEUTLER, E. Red cell metabolism: a manual of biochemical methods. **Yale Journal of biology and medicine**. New York: Grune & Stratton, p. 198, 1975.

BEZERRA, Eduardo dos Santos. **Determinação de metais na água disponibilizada para consumo humano no município de Governador Valadares - MG.** 2016. 50 f., il. Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado em Farmácia)—Universidade de Brasília, Brasília, 2016.

BEIRÃO, H.; TEIXEIRA, E.; MEINERT, E. M. **Processamento e industrialização de moluscos.** In: Seminário e workshop de tecnologias para aproveitamento integral do pescado. Campinas. Anais. Campinas: ITAL, p. 38-84, 2000.

BINELLI, A.; COGNI, D. Multi-biomarker approach to investigate the state of contamination of the R. Lambro/R. Po confluence (Italy) by zebra mussel (*Dreissenapolyomorpha*). **Chemosphere**, v. 79, p. 518-528, 2010.

BIDONE, E. D.; CASTILHOS, Z. C.; SOUZA, T. M. C.; LACERDA, L. D. **Fish Contamination and Human Exposure to Mercury in the Tapajós River Basin, Pará State, Amazon, Brazil: A Screening Approach.** Bulletin Environmental Contamination Toxicology, v. 59, p. 194-201, 1997.

BOEHS G, LENZ TM, VILLALBA A. Xenomas in *Crassostrea rhizophorae* (Ostreidae) from Camamu Bay, Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**; 69: 457–458, 2009.

BOEHS G, MAGALHÃES ARM, SABRY RC, CEUTA LO. **Parasitas e patologias de bivalves marinhos de importância econômica da costa brasileira.** In: Silva-Souza AT, Lizama MAP, Takemoto RM. Patologia e sanidade de organismos Aquáticos. 1 ed. Maringá: Massoni, p. 165-193, 2012.

BOEHS, G.; MAGALHÃES, A. R. M. Simbiontes associados com *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin) (Mollusca, Bivalvia, Veneridae) na Ilha de Santa Catarina e região continental adjacente, Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**. v. 21, n. 4, p. 865-869, 2004.

BOEHS, G.; VILLALBA, A.; CEUTA, L. O.; LUZ, J. R. Parasites of three commercially exploited bivalve mollusc species of the estuarine region of the Cachoeira River (Ilhéus, Bahia, Brazil). **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 103: p 43-47. 2010.

BONDAD-RENTASO, M.G., MCGLADDERY, S.E.; EAST, I.; SUBASINGHE, R.P. (eds). Asia Diagnostic Guide to aquatic Animal Diseases. **FAO Fisheries Technical Paper**, p. 240, Roma. 2001.

BORGHETTI, N. R. B., Ostrensky, A. e Borghetti, J. R. Uma visão Geral Sobre a Produção de Organismos Aquáticos no Brasil e no Mundo. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Curitiba, 129 p, 2003.

BORDALO, A. A.; ONRASSAMI, R.; DECHSAKULWATANA, C. Survival of fecal indicator bacteria in tropical estuarine Waters (Bangpakong River, Thailand). **Journal Applied Microbiology**, v. 93, n. 5, p. 864-871, 2002.

BOSS, K. J. Mollusca. In: Parker, S. P (Ed.). Sinopse and classification of living organisms. **New York, McGray Hill Book Company**, v. 1, p. 945- 1166, 1982.

BOWER SM, MCGLADDERY SE, PRICE, IM. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish. **Annual Review of Fish Diseases**. p. 1-199, 1994.

BOWER, S.M.; FIGUERAS, A.J. Infectious diseases of mussels, especially pertaining to mussel transplantation. Ver. **World Aquacult**, v.20, p.89-93, 1989.

BOWER, S.M.; FIGUERAS, A.J. Infectious diseases of mussels, especially pertaining to mussel transplantation. Rev. **World Aquacult**, v.20, p.89-93, 1989.

BRANDÃO, R.P.; BOEHS, G.; da SILVA, P.M. Health assessment of the oyster *Crassostrea rhizophorae* on the southern coast of Bahia, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia e Veterinária**, v. 22, n. 1, p. 84-91, 2013.

BRASIL-Ministerio da Saude. Estabelece os procedimentos e responsabilidades relativos ao controle e vigilância da qualidade da água para o consumo humano e seu padrão de potabilidade. **Portaria MS nº 1469, de 29 de dezembro de 2000** D.O.U., Brasília, 2000.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). **Resolução no 357 de 17 de março de 2005**. Diário Oficial República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 2005.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). Regulamento técnico sobre os padrões microbiológicos para alimentos. **Resolução - RDC Nº 12, de 2 de Janeiro de 2001**. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 68 p, 2001.

CAJARAVILLE M.P., BEBIANNO M.J. & BLASCO J. The use of biomarkers to assess the impact of pollution in coastal environments of the Iberian, **Revista Science Direct**, v. 247, 2000.

CAJUSTE, L. J.; CARRILLO, G. R.; COTA G. E.; LAIRD, R. J. The distribution of metals from wastewater in the Mexican Valley of Mezquital. **Revista Water, Air, and Soil Pollution**, v. 5758, p. 763-771, 1991.

CARBALLAL, M.J.; IGLESIAS, D.; SANTAMARINA, J. et al. Parasites and pathologic conditions of the cockle *Cerastoderma edule* populations of the Coast of Galicia (NW Spain). **Journal of Invertebrate Pathology**, v.78, p.87-97, 2001.

CARVALHO-NETA, R. N. F.; ABREU-SILVA, A. L. *Sciades herzbergii* oxidative stress biomarkers: an *in situ* study of estuarine ecosystem (São Marcos' Bay, Maranhão, Brazil). **Brazilian Journal of Oceanography**, v.58, p.11-17, 2010.

CETESB - **Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental**. Relatório de qualidade das águas litorâneas do estado de São Paulo: balneabilidade das praias. São Paulo: CETESB, 226 p, 2004.

CHANDRAN R, SIVAKUMAR AA, MOHANDASS S & ARUCHAMI M. Effect of cadmium and zinc on antioxidant enzyme activity in the gastropod, *Achatina fulica*. **Comparative Biochemistry and physiology**. p. 422-426, 2005.

CHENG, T. C.; RIFKIN, E. The occurrence and resorption of *Tylocephalum* metacestodes in the clam *Tapes semidecussata*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 10, p. 65-69, 1968.

CHRISTO, S. W. **Biologia reprodutiva e ecologia de ostras do gênero *Crassostrea sacco*, 1897 na baía de Guaratuba (Paraná – Brasil): um subsídio ao cultivo**. Tese (Doutorado de Zoologia). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

CHRISTO, S. W.; ABSHER, T. M.; KOLM, H. E.; CRUZ-KALED, A. C. Qualidade da água em área de cultivo de ostras na Baía de Guaratuba (Paraná – Brasil). **Publicatio UEPG: Ciências Biológicas e da Saúde**, v.14, n.1, p. 67-71, 2008.

CONAMA. **Resolução CONAMA Nº 454/2012**- "Estabelece as diretrizes gerais e os procedimentos referenciais para o gerenciamento do material a ser dragado em águas sob jurisdição nacional." - Data da legislação: 01/11/2012 - Publicação DOU, de 08/11/2012, Seção 1, p. 66, 2012

CONAMA. **Resolução CONAMA Nº 357/2005**-“ Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências.” – Data da legislação 17/03/2005- Publicação DOU nº 053, de 18/03/2005, p. 58-63, 2005.

CONSTANTINIDO, G. A saúde do pescado depende diretamente da saúde do ambiente. **Revista Higiene Alimentar**, São Paulo, v.8, n.32, p.5-6, 1994.

COUTINHO, A. **Influência da variação sazonal no valor nutricional e avaliação da estabilidade da ostra do sado**. **Dissertação apresentada à Escola Superior de Turismo e Tecnologia e Mar**. Dissertação para o mestrado em Gestão da qualidade e segurança alimentar. Leiria: Instituto Politécnico de Leiria, 2012.

CREMONTE F, BALSEIRO P, FIGUERAS A. Occurrence of *Perkinsus olseni* (Protozoa: Apicomplexa) and other parasites in the venerid commercial clam *Pitar rostrata* from Uruguay, southwestern Atlantic coast. **Diseases of aquatic organisms**. I Published, 64: 85-90, 2005.

COSTA, P. F. 1985. **Biologia e tecnologia para o cultivo**. Em: Brasil– Ministério da Marinha (org.). Instituto Nacional de Estudos do Mar. Manual de Maricultura. Cap.VIII, parte B. Ministério da Marinha, Rio de Janeiro, 1985.

CUNNINGHAM, P. A. The use of bivalve mollusks in heavy metal pollution research. In: W. C. VERNBERG, A. CALABRESE, *et al* (ed.) **Marine pollution: functional responses**. Academic Press Inc. 183-221 pp, 1979.

DAME, R.F. Ecology of Marine Bivalves: An Ecosystem Approach, **Boca Raton: CRC Press Inc.**, 1996.

DEMARTA, A.; KU^o PFERA, M.; RIEGELB, P.; HARF-MONTEILB, C.; TONOLLA, M.; PEDUZZI, R.; MONERA, A.; SAAVEDRA, M. J.; MARTI^oNEZ-MURCIA, A. *Aeromonas tecta* sp. nov., isolated from clinical and environmental sources. *Systematic and Applied Microbiology*, **ScienceDirect**, n. 31, p. 278–286, 2008.

DIXONE DP; LAPHORN A. Plant glutathione transferases. **Genome Biology** 3, p. 1-10, 2002.

DOI, Sonia Assami; BARBIERI, Edison e MARQUES, Hécio Luis de Almeida. Densidade colimétrica das áreas de extrativismo de ostras em relação aos fatores ambientais em Cananeia (SP). **Engenharia Sanitária Ambiental**, vol.19, n.2, pp.165-171, 2014.

DOMINGOS, F. X. V. **Biomarcadores de contaminação ambiental em peixes e ostras de três estuários brasileiros e cinética de derivados solúveis do petróleo em peixes**. Tese de doutorado na Universidade Federal do Paraná, 2006.

EDWARD E. RUPPERT. Livro zoologia de invertebrados. **Environ Contam Toxicol**, p. 535–538, 2007.

ELSTON, R.A.; FRELIER, P.; CHENEY, D. Extrapallial abscesses associated with chronic bacterial infections in the intensively cultured juvenile Pacific oyster *Crassostrea gigas*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 37, p. 115-120, 1999.

ESTEPA DI. **Estudio patológico de las poblaciones de berberecho *Cerastoderma edule* (L.) de Galicia**. Santiago de Compostela, Galicia. Tese de Doutorado. Espanha: Universidade de Santiago de Compostela; 2006.

FARRAPEIRA, CMR; MENDES, ES; DOURADO, J. and GUIMARAES, J. **Coliform accumulation in *Amphibalanus amphitrite* (Darwin, 1854) (Cirripedia) and its use as an organic pollution bioindicator in the estuarine area of Recife, Pernambuco, Brazil**. *Braz. J. Biol.* vol.70, n.2, pp.301-309, 2010.

FAO. **World aquaculture production of fish, crustaceans, molluscs, etc.** by principal species in 2006, 2009.

FERREIRA, J.F.; PEREIRA, A.; MAGALHÃES, A. R. M.; NETO, F.M. de O.; GUZENSKI, J.; ANTONIOLLI, M. A.; PHILLIPPI, L.M.N.; RODRIGUES, P. de T.R.; OGLIARI, R.A. **Biologia e Cultivo de Mexilhões**. Florianópolis: EPAGRI/UFSC, 115p, 1998.

FERNANDES, L.M.B. **Aspectos fisio-ecológicos do cultivo da ostra-do mangue *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828), p. 81.** Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, 1975.

FIORENTINI, C., BARBIERI, E., FALZANO, L., MATARRESE, P., BAFFONE, W., PIANETTI, A., KATOULI, M., KUHN, I., MOLLBY, R., BRUSCOLINI, F., CASIERE, A., DONELLI, G., Occurrence, diversity and pathogenicity of mesophilic *Aeromonas* in estuarine waters of the Italian coast of the Adriatic Sea. **J. Wiley Online Library.** Appl. Microbiol. p. 501–511, 1998.

FONSECA, Leandro A. et al. Atividade da colinesterase plasmática como biomarcador de impacto ambiental em tartarugas verdes (*Cheloniemydas*) no litoral do Arquipélago de Fernando de Noronha, Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, vol.35, n.4, p. 385-389, 2005.

FRANCO, B.D.G.M.; LANDGRAF, M. Microbiologia dos alimentos. Rev. **Brazilian Journal of Microbiology**. Sao Paulo: Atheneu, 2005.

FROELICH, B. A.; NOBLE, R. T. Factors affecting the uptake and retention of *Vibrio vulnificus* in oysters. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 80, n. 80, p. 7454–7459, 2014.

FURTADO, J.G.C. **Caracterização hidroquímica de uma região estuarina com potencial à maricultura no povoado de Anajatiua/Quebra Pote (Baía do Arraial, São Luís-MA).** Monografia de Graduação, Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Maranhão, 60 p., São Luís, 2001.

FUNO, I. C. S. A. **Avaliação de parâmetros produtivos e biológicos da ostra nativa *Crassostrea gasar* (adanson, 1757) como subsídio ao desenvolvimento da ostreicultura em ambientes estuarinos do estado do maranhão.** Tese de doutorado. Programa de pós-graduação em recursos pesqueiros e aquicultura. Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2016

GALTSOFF, P. S. The American oyster *Crassostrea virginica* (Gmellin). **Fish and Wildlife Service Bulletin**, v. 64, 480p, 1964.

GALTSOFF, P. S. The Fecundity of the Oyster. **Science, New Series**. v. 72, n. 1856, p. 97-98, 1930.

GALVÃO, P.M.A. et al. Bioacumulação de metais em moluscos bivalves: aspectos evolutivos e ecológicos a serem considerados para a biomonitoração de ambientes marinhos. **Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology**, v.13, n.2, p.59-66, 2009.

GEORGE SG. Enzymology and molecular biology of phase II xenobiotic – conjugating enzymes in fish. **Aquatic Toxicology**. Malins CD, Ostrander GR (eds) Boca Ranton, London, 1993.

GOKSOYR, A.; FORLIN, L. The cytochrome P-450 system in fish, aquatic toxicology and environmental monitoring. **Aquat Toxicology**, p. 287-312, 1992.

GOLDBERG, E. D. The mussel watch .A first step in global marine monitoring. **Mar Pollut Bull.** 6: 111, 1975.

GOMES, M. V. T.; SATO, Y. Avaliação da contaminação por metais pesados em peixes do Rio São Francisco à jusante da represa de Três Marias, Minas Gerais, Brasil. **Revista Saúde e Ambiente**, v. 6, n. 1, p. 24-30, 2011.

GOYAL, M. M.; BASAK, A. **Human catalase: looking for complete identity.** Protein cell, v. 1, n. 10, p. 888-897, 2010.

GUIMARÃES, I.M.; ANTONIO, I.G.; PEIXOTO, S.; OLIVERA, A. Influência da salinidade sobre a sobrevivência da ostra-do-mangue, *Crassostrea rhizophorae*. **Arquivos de Ciências do Mar**, v.41, n.1, p.118-122, 2008.

GIULIO, R. T. D.; WASHBURN, P. C.; WENNING, R. J.; WINSTON, G. W.; JEWELL, C. S. Biochemical responses in aquatic animals: a review of determinants of oxidative stress. **Environ Toxicol Chem.** p. 1103-1123, 1989.

HAVELAAR, A. H.; SCHETS, F. M.; VAN SILFHOUT, A.; JANSEN, W. H.; WIETEN, G.; VAN KOOIJ, D. Typing of Aeromonas strains from patients with diarrhoea and from drinking water. **Journal Applied Microbiology**, v. 72, p. 435-444, 1992.

HUGGETT RJ, KIMERLE RA, MEHRLE JR PM. Biomarkers. Biochemical, physiological, and histological markers of anthropogenic stress. Bergman HL (ed). Boca Raton. **National Library of Australia.** FL, USA, 1992.

IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE)**, 30 de agosto de 2016.

JANDA, J.M. Recent Advances in the Study of the Taxonomy, Pathogenicity, and Infectious Syndromes Associated with the Genus Aeromonas. **Clinical microbiology reviews**, p, 397-410, 1991.

KARUZINA, I. I.; ARCHAKOV, A. I. The oxidative inactivation of cytochrome P-450 in monooxygenase reactions. **Free Rad Biol Med.** 16:73-97, 1994.

KEEN, J. H.; HABIG, W. H.; JAKOBY, W. Mechanism for the several activities of the Glutathione-s-Transferase. **The Journal of Biological Chemistry**, v.251, p. 6183-6188, 1976.

KOLM, H.E. e ANDRETTA, L. Bacterioplankton in different tides of the Perequê tidal creek, Pontal do Sul, Paraná, Brazil. **Brasilian Journal of Microbiology**, v. 34, n. 2, p. 97-103, 2002.

KINNE, O. **Diseases of marine animals.** Biologische Anstalt Helgoland. Hamburg, v. 2, 1983.

KOROLEFF, F. Determination of nutrients. In: GRASSHOFF, K. (Ed.).Methods of seawater Analysis. New York: **Verlag Chemie Weinheim**, p. 117-181., 1976.

LACERDA, DRUDEDE, L. and MALM, Olaf. Contaminação por mercúrio em ecossistemas aquáticos: uma análise das áreas críticas. **SciELO**, vol.22, n.63, pp.173-190, 2008.

LAM P.K.S. & GRAY J.S. The use of biomarkers in environmental monitoring programmes. **Marine Pollution Bull.**46:182-186, 2003.

LAM WG, WONG MK, CHEN N & SIN YM. Effect of combined copper, zinc, chromium and selenium by orthogonal array design on alkaline phosphatase activity in liver of the red sea bream, *Chrysophrys major*. **Aquaculture** p. 219-230, 199.

LARSON, K. A.; WEINCEK, J. M. Mercury removal from aqueous streams utilizing micro emulsion liquid membranes. **Environmental Progress**, v. 11, n. 2, p. 456-464, 1994.

LAUCKNER, G. Diseases of Mollusca:Bivalvia. In: KINNE, O (Ed.). Diseases of marine animals. **Biologische Anstalt Helgoland**, cap. 13, p. 477-879, 1983.

LEFEBVRE, S.; BARILLÉ, L.; CLERC, M. Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) feeding responses to a fish-farm effluent. **Aquaculture, Amsterdam**, v.187, n.1-2, p.185- 198, 2000.

LENZ, T, D. M. **Biologia reprodutiva da ostra-do-mangue *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) (Bivalvia: Ostreidae) como subsídio à implantação de ostreicultura na Baía de Camamu (BA)**. Universidade estadual de santa cruz, 2016.

LIANG, L.N., HE, B., JIANG, G.B., CHEN, D.Y., YAO, Z.W. Evaluation of mollusk as biomonitors to investigate heavy metal contamination along the Chinese Bohai Sea. **Science of Total Environment**, v. 324, p. 105-113. 2004.

LIU, W.; DENG, P. Y. **Accumulation of cadmium, copper, lead and zinc in the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, collected from the Pearl River estuary**. Southern China, 2007.

LIVINGSTONE, D.R.; MARTINEZ, P.G.; MICHEL, X.; et al. Oxyradical production as a pollution-mediated mechanism of toxicity in the common mussel *Mytilus edulis* L., and other molluscs. **Functional Ecology**, p. 415-424, 1990.

LOWRY, O.H.; ROSEBROUGH, N.J. et al. Protein measurement with the Folin phenol reagent. **The Journal of biological Chemistry**, 193: 265-275, 1951.

LUSHCHAK V. I. Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. **Aquatic Toxicology**, v. 101, p. 13-30, 2011.

LUSHCHAK, V. I.; BAGNYUKOVA, T. V.; LUSHCHAK, O. V.; STOREY, J. M.; STONEY, K. B. Diethyldithiocarbamate injection induces transient oxidative stress in goldfish tissues. **Chem-Biol Interact.** v. 170, i. 1, p. 1-8, 2007

MANGAL, M. J. **Assessing mercury contamination in the Amazon Basin**, p. 26, 2001.

MARINE, Geisi Ferreira; SILVA, Pedro Paulo Oliveira; OLIVEIRA, Gesilene Mendonça de and FERREIRA, Vanessa de Magalhães. Detecção de ácido oocadaico em cultivo de mexilhões *Perna perna*, Angra dos Reis, RJ. **Ciência Rural**.vol. 40, n.1, p. 193-196, 2009.

MALLICK N, RAI LC. Response of the antioxidant systems of the nitrogen fixing Cyanobacterium *anabaena dociolum* to copper. **J Plant physiol**, p. 30-34, 1999.

MAGALHÃES ARM, FERREIRA JF. Sanidade de organismos aquáticos no Brasil. Maringá, PR: **Abrapoa**. Parte II. p. 79-94, 2006.

MELO, Aline Grasielle Costa de et al. Molecular identification, phylogeny and geographic distribution of Brazilian mangrove oysters (*Crassostrea*). **Genetic Mol. Biol.** vol.33, n.3, p. 564-572, 2010.

MCCARTHY, J. F.; SHUGART, L. Biomarkers of environmental contamination. Boca Raton: **Lewis Publishers**, 1990.

MILL, A.; SCHLACHER, T.; KAOULI, M. Tidal and longitudinal variation of faecal indicator bacteria in an estuarine creek in south-east Queensland, Austrália. **Marine Pollution Bulletin**, v. 52, n. 8, p. 881-891, 2006.

MIRANDA, L.B.; CASTRO, B.M.; KJERFVE, B. **Princípios de Oceanografia Física de Estuários**. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo, 411 p, 2002.

MIRANDA FILHO, A. L.; MOTA, A. K. M.; CRUZ, C. C.; MATIAS, C. A. R.; FERREIRA, A. P. Cromo hexavalente em peixes oriundos da Baía de Sepetiba no Rio de Janeiro, Brasil: uma avaliação de risco à saúde humana. **Revista Ambiente & Água**, v. 6, n. 3, P. 200-209, 2011.

MIOSSEC, L.; DEUFF, R.-M. LE; GOULLETQUER, P. Alien species alert: *Crassostrea gigas* (Pacific oyster). **ICES Cooperative Research Report**, n. 299, p. 46, 2009.

MORATELLI JUNIOR, G. **Cultivo de molusco (ostra e mexilhao)- no sistema artesanal. Relatório de Estágio Supervisionado do Curso de Engenharia de Aqüicultura**. Relatório de Estágio Supervisionado II do Curso de Engenharia de Aqüicultura, Universidade Federal de Santa Catarina., 2003.

MORAES, D. S. L.; JORDÃO, B. Q. Degradação de recursos hídricos e seus efeitos sobre a saúde humana. **Revista Saúde Pública**, v. 36, n. 3, p. 370-374, 2002.

MOREIRA, J. C. Threats by heavy metals: human and environmental contamination in Brazil. **The Science of the Total Environment**, v. 188, Suppl. 1, p. 61-71, 1996.

MOREIRA, L. R. M. ***Mytilus edulis e mytilus galloprovincialis*: características e aquicultura**. Dissertação apresentada à Universidade de Aveiro para cumprimento dos

requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Toxicologia e Ecotoxicologia. Universidade de Aveiro, 2008.

MONSERRAT J.M. & BIANCHINI A. Anticholinesterase effect of eserine (physostigmine) in fish and crustacean species. **Braz. Arch. Biol. Technol.** 44:63-68. 2001.

MONSERRAT J.M., MARTINEZ P.E. & GERACITANO L.A. Pollution biomarkers in estuarine animals: critical review and new perspectives. **Comp. Biochem. Physiol. C, Toxicol. Pharmacol.** 146:221-34, 2007.

MONTEIRO, D. A.; ALMEIDA, J. A.; RANTIN, F. T.; KALINIM, A. L. Oxidative stress biomarkers in the freshwater characid fish, *Brycon cephalus*, exposed to organophosphorus insecticide Folisuper 600 (methyl parathion). **Comp Biochem Phys C.** v. 143, i. 2, p. 141-149, 2006

MYDLARZ, L.D., JONES, L.E., HARVELL, C.D. Innate immunity, environmental drivers and disease ecology of marine and freshwater invertebrates. **Evol. Syst.** 37, 251-288, 2006.

NASCIMENTO I.A, SMITH D.H, KERN I.I.F, PEREIRA S.A. Pathological findings in *Crassostrea rhizophorae* from Todos os Santos Bay, Bahia, Brazil. **J Invertebr Pathol**, p. 340-349, 1986.

NOAA (NATIONAL OCEANIC AND ATMOSPHERIC ADMINISTRATION.) **Technical Memorandum International Musel Watch.** Initial Implementation. Final Phase Report. Maryland U.S.A, 63 p. 1995. Oyster, *Crassostrea gigas*, Collected from the Pearl River Estuary, Southern China. Bullp, p. 1545, 2003.

MUDGAL, V.; MADAAN, N.; MUDGAL, A.; SINGH, R.B.; MISHRA, S. Effect of toxic metals on human health. **The Open Nutraceuticals Journal**, v. 3, p. 94-99. 2010.

OIE. **Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals Fourth Edition**, Paris, França, 2004.

PAULA, M. Inimigo invisível: metais pesados e a saúde humana. **Tchê-Química**, v. 3, n. 6, p. 37-44, 2006.

PARAQUETTI, H. H. M. et al. Mercury distribution, speciation and flux in the Sepetiba Bay tributaries, SE Brazil. **Water Research**, v.38, p.1439-48, 2004.

PATARNELLO, T., GUINEZ, R. and BATTAGLIA, B. Effects of pollution on heterozygosity in the barnacle *Balanus amphitrite* (Cirripedia: Thoracica). **Marine Ecology.** Progress Series, vol. 70, p. 237-243, 1991.

PELCZAR JUNIOR, M.J. et al. **Microbiologia: conceitos e aplicações.** Sao Paulo: Makron Books.v.1, 1996.

PEREIRA, O.M. e CHAGAS-SOARES, F. Análise da criação de ostra *Crassostrea brasiliana* (LAMARK, 1819), no sítio Guarapari, na região lagunar-estuarina de Cananéia – SP. **Boletim do Instituto de Pesca**, 23(único): 135-142, 1996.

PEREIRA, O.M.; SOARES, F.C.; AKABOSHI, S. Cultivo experimental de *Crassostrea brasiliana* (Lamarck, 1819) no canal da Bertioiga São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, 15(1): 55-65, 1988.

PHILIPS, D.J.H. Use of bioindicators in monitoring conservative contaminants program desing imperative. **Mar. Pollut. Bull.** V. 17, p 10, 1986.

PHILLIPS, D.J.H.; RAINBOW, P.S. Strategies of metal sequestration in aquatic organisms. **Mari. Environ. Res.**, v. 28, p. 207-210, 1989.

PINHEIRO-SOUSA, D.B.; Silva, N.K. da; Pioski, N. M.; Rocha, A.C.G.; Carvalho-Neta, R.N.F.; Almeida, Z.S. de. Aspectos alimentares e reprodutivos de Bagre bagre (Pisces, Ariidae) em um estuário da ilha de São Luís, Maranhão, Brasil. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, v. 8, n. 2, p. 01-12, 2016.

PIORSKI, N.M.; Serpa, S.S.; Nunes, J.L.S. Análise comparativa da pesca de curral na Ilha de São Luís, estado do Maranhão, Brasil. **Arquivo de Ciências do Mar**, v. 42, n. 1, p. 65-75, 2009

PNCMB. **Programa Nacional de Controle Higiênico Sanitário de Moluscos Bivalves**. Estabelece os requisitos mínimos necessários para inocuidade e qualidade dos moluscos bivalves destinados ao consumo humano, bem como monitorar e fiscalizar. Instrução Normativa Interministerial, portaria 122. Diário Oficial da União, Brasília, DF, p. 55-58.

RAINBOW, P. S. Trace metals concentrations in aquatic invertebrates: why and so what?. **Environ Pollut.** 120: 497-50, 2001.

RAMOS, R. J.; PEREIRA, M. A.; MIOTTO, L. A.; FARIA, L. F. B., SILVEIRA-JUNIOR, N.; VIEIRA, C. R. W. Microrganismos indicadores de qualidade higiênico-sanitária em ostras (*Crassostrea gigas*) e águas salinas de fazendas marinhas localizadas na Baía Sul da Ilha de Santa Catarina, Brasil. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 69, n. 1, p. 29-37, 2010.

RAND, G.M. (ED). Fundamentals of aquatic toxicology (Effects, environmental fate, and risk assessment). **Taylor e Francis**. Washigton, U.S.A, p. 166. 1995.

RANZL, S. M. ***Vibrio vulnificus* em ostras (*crassostrea gigas*) em santa catarina: caracterização genotípica e comparação da eficácia de métodos microbiológicos de detecção**. Tese submetida ao Programa de PósGraduação em Ciência dos Alimentos da Universidade Federal de Santa Catarina, UFSC, 2016.

REGOLI, F.; NIGRO, M.; BOMPADRE, S.; WINSTON, G. W. Total oxidant scavenging capacity (TOSC) of microsomal and cytosolic fractions from Antarctic, Arctic and Mediterranean scallops: differentiation between three potent oxidants. **Aquat Toxicol.** 49: 13-25. 2000.

RENAULT, T.; NOVOA, B. Viruses infecting bivalve mollusks. **Aquatic Living Resources**, v. 17, p. 397-409, 2004.

RENAULT, T., COCHENNEC, N. Rickettsia-like organisms in the cytoplasm of gill epithelial cells of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. **J. Invertebr. Pathol.** 61, 160–162, 1994.

REIS, J. A. T., MENDONÇA, A. S. F. Análise técnica dos novos padrões brasileiros para amônia em efluentes e corpos d'água. **Eng. Sanit. Ambient**, vol.14, n.3, p. 353-362, 2009.

RIBEIRO, E. B. R. Ostras do gênero *crassostrea* como bioindicadores de poluição aquática na ilha de São Luís – MA. **Dissertação do mestrado em Ciência animal da Universidade Estadual do Maranhão-UEMA**, 2016.

RIOS, E.C. **Brazilian marine mollusks iconography**. Rio Grande, Fundação Universidade de Rio Grande, 331 p, 1975.

RIOL MJM, VALIÑAS MCN, FERNÁNDEZ MAG, LÓPEZ MP. Glutathione S-transferases from rainbow liver and freshly isolated hepatocytes: purification and characterization. **Comparat Biochem Physiol**, p. 227-235, 2000.

RODRIGUES, D.P., RIBEIRO, R.V. **Microbiologia, Higiene e Qualidade do Pescado: teoria e prática/ coordenadora Regine Helena dos Fernandes Vieira**. São Paulo: Livraria Varela, p. 151-174, 2004.

RODRIGUES, D. P.; RIBEIRO, R. V.; Aeromonas. In: VIEIRA, R. H. F. **Microbiologia, higiene e qualidade do pescado- teoria e prática**. São Paulo: Varela, p. 380, 2004.

ROSSI, S. **Uso de biomarcadores para a detecção de efeitos subletais dos pesticidas Roundup® e Hexaron® em Astyanax sp. (Pisces, Teleostei)**. Dissertação de Mestrado em Ecologia. Universidade Federal do Paraná. Curitiba, 2008.

RUPPERT, E. E. **Zoologia dos Invertebrados**. 6ª Edição: Roca, São Paulo, p. 1029, 1993.

RUPPERT, E.E. & BARNES, R.D. **Zoologia dos Invertebrados**. São Paulo: Roca. Ed. n.6, p. 412 – 449, 1996.

SANTOS P.V.C.J et al. Perfil socioeconômico de pescadores do município da raposa, estado do Maranhão. **Rev. Brasileira de Engenharia de Pesca**. vol. 6, 2011.

SABRY, R.C. e MAGALHAES, A R.M. Parasitas em ostras de cultivo (*Crassostrea rhizophorae* e *Crassostrea gigas*) da Ponta do Sambaqui, Florianópolis, SC. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec**, vol. 57, p.194-203, 2005.

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. **Brazilian Journal of Biology**, v. 67, p. 755-758, 2007.

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**, 60, 43–50, 2011.

SABRY RC, GESTEIRA TCV, BOEHS G. First record of parasitism in the mangrove oyster *Crassostrea rhizophorae* (Bivalvia: Ostreidae) at Jaguaribe River estuary – Ceará. **Brazilian Journal of Biology**, p. 755-758, 2007.

SAVICHTCHEVA, O.; OKABE, S. Alternative indicators of fecal pollution: Relations with pathogens and conventional indicators, current methodologies for direct pathogen monitoring and future application perspectives. **Water Research**, v. 40, n. 13, p. 2463-2476, 2007.

SCHLENK, D. **Necessity of defining biomarkers for use in ecological risk assessments.** **Mar. Poll. Bull.**, v. 39, p.48-53, 1999.

SEYLER, P. T.; BOAVENTURA, G. R. Distribution and partition of trace metals in the Amazon basin. **Hydrological Processes.**, v. 17, p. 1345–1361, 2003.

SILVA, J. D. S et al. Princípios bioéticos aplicados aos estudos ecotoxicológicos aquáticos. **Rev. Bioética**. vol. 23, n.2, pp.409-418, 2015.

SILVA, C. A. **Avaliação da qualidade da água após cinco anos de derramamento de petróleo no município de Araucária, Paraná.** Dissertação de Mestrado em Ecologia e Conservação. Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 2007.

SILVA, C. M. **Detecção de *Aeromonas* spp. em amostras de água superficial e sedimento ao longo de um gradiente de salinidade no estuário do rio cocó – CEARÁ,** dissertação de mestrado submetida à coordenação do programa de pós-graduação em engenharia de pesca da universidade federal do ceará. UFC, 2009.

SILVA, A. Z. D. **Avaliação de biomarcadores bioquímicos nas ostras-do-mangue (*Crassostrea Rhizophorae*) (MOLLUSCA: BIVALVIA) exposta a óleo diesel em diferentes salinidades.** Dissertação de doutorado para o programa de pós-graduação em biotecnologia UFSC, 2004.

SINHA, S.; SHIMADA, T.; RAMAMURTHY, T.; BATTACARYA, S.K.; YAMASAKY, S.; TAKEDA, Y.; NAIR, G.B. Prevalence, serotypedistributin, antibioticsusceptibilityandgenetic profiles os mesophilic *Aeromonas* speciesisolatedfromhospitalizeddiarrhoeal cases in Kolkata, India. **Journal of Medical Microbiology**. London, v.53, p. 527 -534, 2004.

SEN, K; RODGERS M. Distribution of six virulence factors in *Aeromonas* species isolated from US drinking water utilities: a PCR identification. **Journal of Applied Microbiology**, Oxford, v. 97, p.1077- 1086, 2004.

SMAYDA, T.J. Novel and nuisance phytoplankton blooms in the sea: evidence for a global epidemic. **Toxic Marine Phytoplankton**, v.4, p.29-40, 1990.

SOUZA GBG, PASSOS GM, BOEHS, G. Macrofauna incrustante em coletores de sururu (*Mytella guyanensis*) na Ilha do Tanque, península de Marau (BA). Caxambu – MG. **Sociedade de Ecologia do Brasil**, 2007.

STEGEMAN, J.J; LECH, J.J. Cytochrome P450 monooxygenase systems in aquatic species: Carcinogen metabolism and biomarkers for carcinogen and pollutant exposure. **Environ. Heal. Persp.**, v. 90, p. 101-109, 1992.

STURVE, J.; HASSELBERG, L.; FALTH, H.; CELANDER, M.; FORLIN L. Effects of North Sea oil and alkylphenols on biomarker responses in juvenile Atlantic cod (*Gadus morhua*). **Aquat Toxicol**, p.73-78, 2006.

SUN, J., WU, X. Histology, ultrastructure, and morphogenesis of a rickettsia-like organism causing disease in the oyster, *Crassostrea ariakensis* Gould. **J. Invert. Pathol**, p. 77–86, 2004.

TAVARES, T. M.; CARVALHO, F. M. **Avaliação de exposição de populações humanas a metais pesados no ambiente:** exemplos do Recôncavo Baiano. *Química Nova*, v. 15, n. 2, p. 147-155, 1992.

TEISSEIRE, H.; VERNET, G. Is the “Diuron Effect” Due to a Herbicide Strengthening of Antioxidative Defenses of *Lemna minor*? **Pestic Biochem Phys.** v. 66, p. 153–160. 2000.

TORRES, M. C. L.; SOARES, N. F. F.; MAIA, J. F. Parâmetros cinéticos da Glutathione STransferase e sua ativação por extratos vegetais. **Ciên. e Tecnol. de Alimentos**, vol. 24 (2), 2001.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ. **Tecnologias sustentáveis.** Disponível em <<http://www.neema.ufc.br/Biologia%20da%20ostra.html>>. Acesso em: 17 Outubro. 2016.

UNEP. **Guidance for a Global Monitoring Programme for Persistent Organic Pollutants.** Inter- Organization Programme for the Sound, 2004.

VALDEZ DOMINGOS, F. X. **Biomarcadores de contaminação ambiental em peixes e ostras de três estuários brasileiros e cinética de derivados solúveis do petróleo em peixes.** Tese apresentada ao programa de Pós Graduação em Biologia Celular e Molecular, Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, 2006.

VAN DER OOST, R.; BEYER, J.; VERMEULEN, N. P. E. Fish bioaccumulation and biomarkers in environmental risk assessment: a review. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 13, n. 2, p.57-149, 2003.

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. **J. Mollus. Stud.**, v. 73, p. 229-234, 2007.

VÉLEZ, A. **Algunas observaciones sobre La ostricultura en el oriente de Venezuela.** In: Simposio FAO: Carpas sobre Acuicultura en América Latina, Montevideo, Uruguay. 15 p, 1974.

VÉLEZ, A. **Crecimiento, edad y madurez sexual del ostión *Crassostrea rhizophorae* de Bahía de Mochima.** Boletín Instituto Oceanográfico Universidad del Oriente, Venezuela, v. 15, n. 1, p. 65-72, 1976.

VENTURA, E. C.; GAELZER, L. R.; ZANETTE, J.; MARQUES, M. R. F.; BAINY, A. C. D. Biochemical indicators of contaminant exposure in spotted pigfish (*Orthopristis ruber*) caught at three estuaries of Rio de Janeiro coast. **Marine Environmental Research**, v. 54, p. 775-779, 2002.

VERNET, G. et al. **Biochemical and (ultra)structural hepatic perturbations of *Brachydanio rerio* (Teleostei, Cyprinidae) exposed to two sublethal concentrations of copper sulfate.** v. 50, p. 109-124, 2000.

VIEIRA, R. H. S. F., ATAYDE, M. A., CARVALHO, E. M. R., CARVALHO, F. C. T. and FONTELES FILHO, A. A. Contaminação fecal da ostra *Crassostrea rhizophorae* e da água de cultivo do estuário do Rio Pacoti (Eusébio, Estado do Ceará): isolamento e identificação de *Escherichia coli* e sua susceptibilidade a diferentes antimicrobianos. **Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.**, p. 180-189, 2008.

VIARENGO, A.; CANESI, L. **Mussels as biological indicators of pollution.** **Aquaculture**. v. 94, p. 225. 1991.

VIARENGO, A.; CANESI, L.; PERTICA, M.; POLI, G. et al. **Heavy metal effects on lipidic peroxidation in the tissue of *Mytilus galloprovincialis*.** **Comp. Bioch. And Phys.** v. 97, p. 37-42, 1991.

WAKAMATSU, T. **A ostra de Cananéia e o seu cultivo.** SUDELPA, Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, 1973. 141p.

WALKER, C.H.; HOPKIN, S.P.; SILBY, R.M.; PEAKALL, D.B. **Principles of Ecotoxicology.** London: Taylor e Francis, 321p, 1996.

WILHELM FILHO, D.; TRIBESS, T. B., GÁSPARI, C. et al. Seasonal changes in antioxidant defenses of the digestive gland of the brown mussel (*Perna perna*). **Aquaculture**, v. 203, p. 149-158, 2001.

WINSTEAD JT, VOLETY AK, TOLLEY SG. Parasitic and symbiotic fauna in oysters (*Crassostrea virginica*) collected from the Caloosahatchee River and estuary in Florida. **Journal of Shellfish Research**, p. 831-840, 2004.

ZCM. **Zoneamento Costeiro do Maranhão.** Aspectos geológicos/ hidrogeológicos/ pedológicos/ geomorfológicos. IICA/UFMA/UEMA/NUGEO/LABGEO, p. 220, São Luís, 2003.

ZEIDAN GC, LUZ MSA, BOEHS, G. Parasites of economically important bivalves from the southern coast of Bahia State, Brazil. Jaboticabal. **Rev. Bras Parasitol Vet.** p. 391-398, 2012.