

Qualidade microbiológica de ostras e de águas em manguezais de macromaré da costa amazônica (ilha de São Luís, MA), Brasil

Microbiological quality of oysters and water in macromarine mangrove swamps of the Amazon coast (Island of São Luís, MA), Brazil

Claudio Baltazar de Sousa^{1*} , Francisca Neide Costa¹ ,
Izabel Cristina da Silva Almeida Funo¹ , Arlan Silva Freitas¹ , Tatiana Magalhães Barros¹ 

RESUMO

Com o objetivo de avaliar a qualidade microbiológica de águas e ostras de bancos naturais e ostreiculturas localizados na ilha de São Luís (MA), foram analisadas no período de setembro de 2020 a fevereiro de 2021 60 amostras, sendo 30 de água e 30 de ostras (*Crassostrea* sp.), coletadas diretamente com os marisqueiros e proprietários de cultivos nos municípios da ilha de São Luís. Para a determinação de coliformes totais e *Escherichia coli* nas amostras de água, foi utilizado o método rápido Colilert®. A contagem de coliformes totais e termotolerantes em ostras foi realizada pelo método do número mais provável (NMP) e de *E. coli* por testes bioquímicos (Indol, VM, VP, Citrato). A enumeração de *Staphylococcus* coagulase positiva ocorreu pelo meio Baird Parker para isolamento e identificação, assim como por testes bioquímicos. A média geométrica do resultado da contagem de *E. coli* nas amostras de água variou entre 604,3 e 1130,8 NMP/100 mL, indicando qualidade microbiológica insatisfatória. Quanto às amostras de ostras, oito (26,7%) das 30 amostras estavam impróprias para consumo, sendo quatro (13,3%) contaminadas por *Salmonella* sp. e *E. coli*, respectivamente. Segundo a Resolução da Diretoria Colegiada nº 331/19 e a Instrução Normativa nº 60 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária, os resultados são preocupantes para a saúde pública, e recomendam-se ações mitigadoras, como o monitoramento regular da qualidade microbiológica da água.

Palavras-chave: ostreicultura; *Crassostrea* sp.; saúde pública; microrganismos.

ABSTRACT

In order to evaluate the microbiological quality of water and oysters from natural banks and oyster farms located on the Island of São Luís, Maranhão (MA), 60 samples were analyzed from September 2020 to February 2021, 30 of water and 30 of oysters (*Crassostrea* sp.), collected directly from shellfish farmers and owners of oyster farms in the municipalities of the Island of São Luís, MA. For the determination of total coliforms and *Escherichia coli* in the water samples the Colilert® rapid method was used. For the enumeration of total and thermotolerant coliforms in oysters the Most Probable Number (MPN) method was used and *E. coli* by biochemical tests (Indol, MV, VP, Citrate). The enumeration of coagulase positive *Staphylococcus* was performed using Baird Parker medium for isolation and identification, as well as biochemical tests. The geometric mean result of *E. coli* counts in the water samples ranged from 604.3 to 1,130.8 MPN/100mL, indicating unsatisfactory microbiological quality. As for the oyster samples, 8 (26.7%) out of 30 samples were unfit for consumption, and 4 (13.3%) were contaminated by *Salmonella* sp. and *E. coli*, respectively. According to RDC No. 331/19 and IN No. 60 of ANVISA, the results are worrisome for public health and mitigating actions are recommended, such as regular monitoring of the microbiological quality of the water.

Keywords: oyster farming; *Crassostrea* sp.; public health; microorganisms.

INTRODUÇÃO

O crescimento desenfreado de aglomerações urbanas, bem como as limitações dos sistemas de planejamento e saneamento básico, vem originando sérios efeitos sobre os ambientes costeiros ao redor do mundo (MENEZES *et al.*, 2019). Um dos principais impactos é o crescimento populacional nas cidades litorâneas,

que nem sempre é assistido pela infraestrutura de saneamento básico e produz efluentes domésticos que são despejados diretamente ao mar, sem nenhum tratamento prévio (BALLESTEROS *et al.*, 2016).

Os estuários são caracterizados como ecossistemas de grande importância por causa dos serviços ecológicos que fornecem, de modo que seus recursos lhes

¹Universidade Estadual do Maranhão - São Luís (MA), Brasil.

*Autor correspondente: claudio-baltazar@hotmail.com

Conflitos de interesse: os autores declaram não haver conflitos de interesse.

Financiamento: Fundação de Amparo à Pesquisa e ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico do Maranhão.

Recebido: 06/03/2022 - Aceito: 02/02/2023

conferem a função de berçário para muitas espécies de peixes e invertebrados, porém os ambientes estuarinos apresentam suscetibilidade à pressão antrópica, resultando na destruição e perda imediata de habitats (SCHNACK *et al.*, 2018).

Os estados brasileiros, de forma geral, apresentam estrutura insatisfatória de saneamento. Em referência ao estado do Maranhão, apesar da grande riqueza de recursos hídricos, nos últimos anos, constatou-se o surgimento de diversos problemas ambientais nos corpos de água das suas principais bacias hidrográficas. O indicador de poluição dos rios e estuários mais recorrente é o despejo de efluentes domésticos, apontado por 36 municípios do estado (PIMENTA *et al.*, 2020).

A qualidade higiênico-sanitária, tanto da água do mar quanto dos organismos utilizados como fonte de alimento, é de extrema relevância, porquanto a ingestão de alimentos e/ou água contaminados por microrganismos patogênicos causa ao consumidor vários problemas, como as doenças diarreicas (GOMES *et al.*, 2017). Entre os anos de 2009 e 2018, pescados, frutos do mar e processados corresponderam a 2,1% dos alimentos envolvidos nos 4.499 surtos notificados (BRASIL, 2019b).

Os moluscos bivalves, tais como as ostras, as vieiras e os mexilhões, são organismos filtradores dinâmicos de água para a obtenção de oxigênio e nutrientes, reconhecidos como ótimos bioindicadores de poluentes marinhos costeiros (SALLES; MACEDO; FIGUEIREDO, 2017; ARAÚJO; RAMALHO; MELO, 2020). Quaisquer contaminantes presentes na água, podendo ser de origem biológica (como vírus, bactérias, toxinas e parasitas) e de origem química (como antibióticos, resíduos de pesticidas e até metais pesados), são filtrados e permanecem acumulados em seus tecidos (ARAÚJO *et al.*, 2016).

Diversas pesquisas relatam a contaminação por microrganismos patogênicos em tecidos moles de ostras, como: *Aeromonas* sp. (FIGUERAS *et al.*, 2017; RIBEIRO *et al.*, 2020), *Escherichia coli* (MIOTTO *et al.*, 2019; OLIVEIRA *et al.*, 2020), *Staphylococcus coagulase positiva* (SILVA *et al.*, 2020), *Salmonella* sp. (FANG *et al.*, 2015; CABRAL *et al.*, 2017) e *Vibrio* sp. (AUDEMARD; KATOR; REECE, 2018; SHEN *et al.*, 2019), evidenciando o risco à saúde pública. Os dados de Oliveira *et al.* (2020), Ribeiro *et al.* (2020) e Silva *et al.* (2020) demonstram a qualidade microbiológica insatisfatória de ostras em estuários amazônicos extraídas de bancos naturais ou ostreiculturas, contudo a presente pesquisa leva em consideração ambas as vertentes.

O extrativismo de moluscos bivalves é uma prática de importância econômica em diversas comunidades costeiras no nordeste brasileiro, dado que cerca de 50 mil pessoas vivem exclusivamente da retirada de moluscos como a ostra (*Crassostrea gasar*), o sarnambi (*Anomalocardia brasiliiana*) e o sururu (*Mytella falcata* e *Mytella guyanensis*) em manguezais e estuários (PEREIRA *et al.*, 2017).

A maricultura apareceu como alternativa que contribui para a minimização das desigualdades sociais, criação de postos de trabalho e, por conseguinte, geração de renda para essas comunidades. A aquicultura, por intermédio da maricultura sustentável, pode favorecer a diminuição da fome e da pobreza nas regiões litorâneas, tornando-se importante fonte de renda (SILVA *et al.*, 2021). Ressalta-se que as regiões de produção de moluscos estão frequentemente localizadas em águas costeiras e águas rasas de sistemas estuarinos, as quais sofrem influência de diversos fatores ambientais e antrópicos que apresentam variabilidade espacial e temporal (FREITAS *et al.*, 2017).

Os padrões microbiológicos da qualidade de alimentos, incluindo os de origem marinha, tais como peixes, moluscos e crustáceos, são regulamentados pela Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) da Agência Nacional de

Vigilância Sanitária nº 331/19 (BRASIL, 2019c) e pela Instrução Normativa nº 60/19 (BRASIL, 2019a), baseando-se nas densidades de *Escherichia coli* e na presença/ausência de *Salmonella* sp. A qualidade de águas destinadas à criação de moluscos bivalves voltados à consumação humana, incluindo salobras e salgadas, é avaliada por meio da Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 357/05, que considera como parâmetros os coliformes termotolerantes e a *Escherichia coli* (CONAMA, 2005).

Diante do exposto, esta pesquisa objetivou avaliar a qualidade microbiológica de águas e ostras coletadas em bancos naturais e cultivos localizados em áreas de manguezais na ilha de São Luís. Buscou também correlacionar parâmetros ambientais com a contaminação da água dos estuários por fatores antrópicos, considerando a grande importância ecológica das regiões de mangue e o desenvolvimento socioeconômico das comunidades costeiras.

METODOLOGIA

Caracterização da área de estudo

A ilha de São Luís (Figura 1) está localizada entre as coordenadas 02°24'09"S-02°46'13"S e 44°01'20"W-44°29'47"W, tendo como limites, a oeste, a baía de São Marcos; a leste, a baía de São José; ao sul, o Estreito dos Mosquitos; e, ao

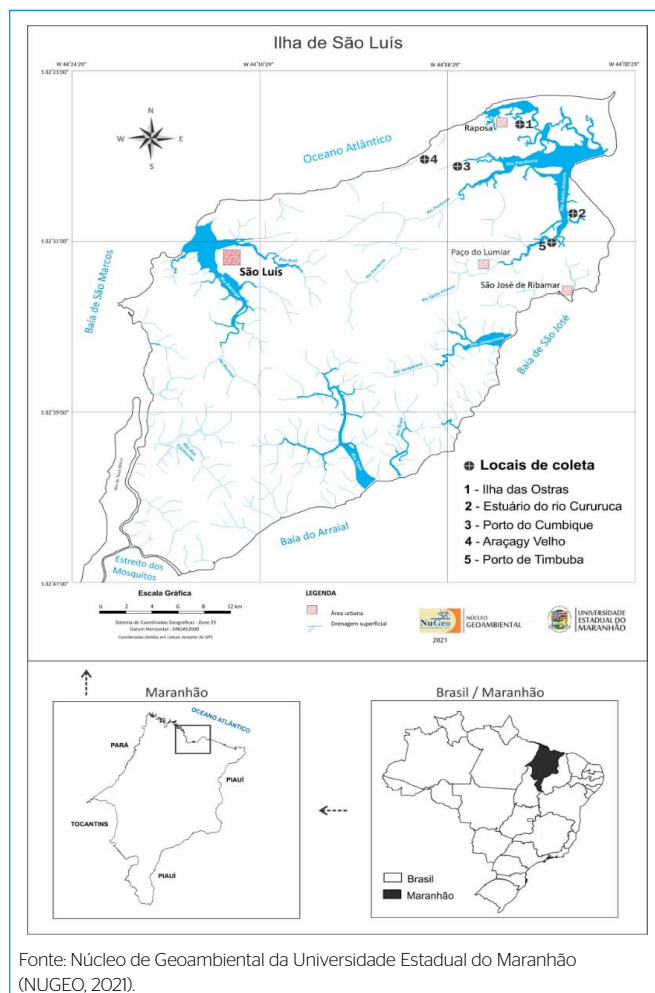


Figura 1 - Localização da ilha de São Luís do Maranhão.

norte, o Oceano Atlântico. A divisão político-administrativa atual define a composição territorial da ilha de São Luís em quatro municípios: Paço do Lumiar, São José de Ribamar, São Luís e Raposa (RIBEIRO; CASTRO, 2016).

A pesquisa foi realizada durante os meses de setembro de 2020 a março de 2021. Foram feitas visitas (via transporte terrestre e via embarcação a motor) aos municípios da ilha de São Luís, para reconhecimento da área em estudo, localização das comunidades que cultivam ostras, assim como identificação dos bancos naturais para extração dos moluscos bivalves.

Foram determinados cinco pontos de coleta, escolhidos com base em estudos anteriores e por conveniência logística, sendo três em bancos naturais e dois em ostreiculturas. Para bancos naturais, destacam-se os pontos: Porto do Cumbique (2°27'540"S e 44°07'524"W) e Porto do Timbuba (2°31'164"S e 44°04'165"W), do município de Paço do Lumiar; e Araçagy Velho (2°27'407"S e 44°09'249"W), do município de São Luís. Enquanto os pontos de ostreiculturas foram: Estuário do Rio Cururuca (2°29'51.06"S e 44°3'14.67"O), do município de São José de Ribamar; e Ilha das Ostras (2°25'40"S e 40°05'44"W), do município da Raposa, e ambos os pontos utilizam a técnica de cultivo em balsas nos respectivos estuários.

Após as visitas aos cinco pontos de extração e cultivo das ostras, ocorreram seis expedições, em intervalos mensais, em cada local para a coleta das amostras de água e de ostras, totalizando 30 amostras de ostras e 30 de água. Cada amostra de água foi composta de 100 mL, acondicionada em frascos de vidro estéril de 500 mL graduados. A amostra de ostra foi composta de 12 unidades de organismos maduros prontos para consumação, acondicionada em saco Ziplock para alimentos, de acordo com Kaysner e Depaula Junior (1998). Em seguida, as amostras de água e ostras foram armazenadas separadamente em caixas isotérmicas, sob refrigeração, e transportadas para o Laboratório de Pesquisa em Controle de Qualidade de Alimentos e Água da Universidade Estadual do Maranhão, para imediata realização das análises microbiológicas.

Análises microbiológicas da água de extração e cultivo das ostras

Para a determinação de coliformes totais e *Escherichia coli* nas amostras de água coletadas dos locais de extração e cultivo de ostra, 10 mL de cada amostra foi diluído em 90 mL de água destilada estéril, perfazendo 100 mL, segundo a metodologia recomendada pela American Public Health Association (APHA, 2012). A análise foi realizada por meio do método rápido Colilert®, conforme as instruções do fabricante.

Para a medição de pH das amostras de água, foi utilizado o pHmetro mPA210 da marca MS Tecnopon®. Os dados de temperatura e pluviometria referentes aos meses de setembro, outubro, novembro e dezembro de 2020 e janeiro e fevereiro de 2021 foram cedidos pelo Núcleo Geoambiental da Universidade Estadual do Maranhão.

Análises microbiológicas das amostras de ostras

Os exemplares coletados foram higienizados sob água corrente para a remoção de organismos incrustantes e sedimentos aderidos na região externa. Após a lavagem, as ostras foram abertas com auxílio de espátula estéril e acondicionadas em béqueres esterilizados para pesagem da carne e líquido intravalvar.

Enumeração de coliformes totais, termotolerantes e *Escherichia coli*

Para cada amostra, foi pesado 25 g de tecido e adicionada 225 mL de água peptonada para homogeneização por alguns minutos em velocidade reduzida (diluição

10⁻¹), e diluições decimais da diluição 10⁻¹ em diante foram preparadas em tubos contendo 9 mL de água peptonada. Aliquotas de 1 mL de cada diluição foram transferidas para séries de três tubos contendo caldo lauril sulfato de sódio com tubos de Durham invertidos. Os tubos foram incubados a 35 + 1°C por 24 e 48 horas, e uma alçada de cada tubo apresentando crescimento e produção de gás foi semeada em tubos contendo 10 mL de caldo verde bile brilhante 2% e caldo *Escherichia coli*, com tubos de Durham invertidos (APHA, 2012).

Os tubos contendo caldo VB foram incubados a 35°C por 24 e 48 horas, enquanto tubos de E.C. foram incubados por 24 e 48 horas a 45°C em banho-maria. A formação de gás nos tubos de caldo VB indicou a presença de coliformes totais, sendo o resultado expresso em número mais provável (NMP) de coliformes totais por grama de ostras. Para a contagem de *E. coli*, os tubos de E.C. com gás foram repicados para placas contendo ágar eosina azul de metileno-EMB e incubadas a 35°C. Após 24 horas, colônias negras com ou sem brilho metálico, sugestivas de *E. coli*, foram identificadas por testes bioquímicos (Indol, VM, VP, citrato), conforme a técnica descrita por Vanderzant e Splittstoesser (1992).

Contagem de *Staphylococcus coagulase positiva*

Com as diluições decimais (10⁻¹, 10⁻², 10⁻³), alíquotas de 0,1 mL de cada diluição foram semeadas sobre a superfície de placas contendo ágar Baird-Parker. Telurito de potássio e gema de ovo foram adicionados e distribuídos em toda a placa com auxílio de alça de Drigalski e incubados em estufa bacteriológica a 35°C por 48 horas. Após esse período, foi realizada a contagem do número de colônias típicas do gênero (circulares, pretas ou cinza escuras, com 2-3 mm de diâmetro, lisas convexas, com bordas perfeitas e esbranquiçadas, rodeadas por uma zona opaca e, frequentemente, por um halo transparente estendendo-se para além da zona opaca). As colônias típicas do gênero *Staphylococcus* foram submetidas à prova de catalase. As colônias catalase positivas foram transferidas para caldo cérebro-coração e incubadas a 37°C por 24 horas. Posteriormente, foi realizado o teste de coagulase utilizando o plasma de coelho liofilizado (SILVA *et al.*, 2017).

Pesquisa de *Salmonella sp.*

Para a pesquisa de *Salmonella sp.*, foi pesada 25 g de cada uma das amostras de ostras e adicionada a um volume de 225 mL de água peptonada tamponada (pré-enriquecimento). Os fracos foram incubados a 36°C por 24 horas, e, em seguida, realizou-se o enriquecimento seletivo utilizando os caldos Rappaport Vassiliadis e selenito cistina, que foram incubados a 37°C por 24 horas. Após o período de incubação, fez-se o plaqueamento em meios seletivos (ágar *Salmonella-Shigella* e ágar xilose lisina desoxicolato). As placas foram incubadas a 36°C. Após o período de incubação, foram feitos os testes bioquímicos utilizando os meios tríplice açúcar ferro (TSI) e ágar lisina de ferro (LLA), segundo a metodologia preconizada pela APHA (2012).

Pesquisa de *Aeromonas sp.*

Foi pesada e adicionada 25 gramas da amostra em 225 mL do caldo tripticase soja (TSA), em ampicilina (30 mg/L). Os frascos foram incubados a 28°C por 24 horas. Após esse período, foram semeadas alíquotas do crescimento bacteriano em placas contendo ágar vermelho de fenol-amido-ampicilina (MAJEED; EGAN; MACRAE, 1990; PALUMBO *et al.*, 1992) e ágar dextrina-ampicilina, segundo Havelaar e Vonk (1988), adicionadas de ampicilina (10 mg/L).

Para identificação presuntiva do gênero pelo isolamento, foram selecionadas até três colônias típicas (coloração amarelada com halo transparente em virtude da hidrólise do amido ou da dextrina), em cada um dos meios utilizados que foram inoculados em TSA. Após incubação, foi realizada a coloração pelo método de gram, e as colônias típicas foram repicadas em ágar triplice açúcar ferro (TSI) (SAAD; IARIA; FURLANETTO, 1995), sendo consideradas positivas no TSI as culturas que apresentaram reação ácida, tanto na base como no bisel, com ou sem a formação de gás e sem produção de sulfeto de hidrogênio (H₂S). As culturas positivas foram submetidas à prova de oxidase e catalase.

As cepas positivas nesses dois testes foram consideradas como pertencentes ao gênero *Aeromonas*, sem a realização dos testes complementares de motilidade e de resistência ao agente vibriostático O/129, adaptado de Silva et al. (2010). Em seguida, tais cepas foram submetidas às provas bioquímicas para a identificação das espécies (*Aeromonas schubertii*, *A. caviae*, *A. trola*, *A. hydrophila*, *A. jandaei*, *A. veronii biovar veronii*), segundo a chave de identificação Aerokey II (CARNAHAN; BEHRAM; JOSEPH, 1991).

Pesquisa de *Vibrio* sp.

Para a pesquisa de *Vibrio* sp., foram utilizados métodos adaptados do Bacteriological Analytical Manual Online (ELLIOT et al., 2001), com modificações segundo a ISO/TS-21872-1, em relação à temperatura. Realizaram-se os enriquecimentos homogeneizando-se 25 g de amostras de ostras em 225 mL de água peptonada salina alcalina (APWA 3% NaCl). Os fracos foram incubados em estufa bacteriológica a 42°C por 18-24 horas. Com o crescimento bacteriano em APWA, coletou-se uma alçada do cultivo, a qual foi semeada em placas contendo ágar tiossulfato citrato bile sacarose. Estas foram incubadas a 45°C por 18-24 horas. Após o crescimento, foram selecionadas três ou quatro colônias não fermentadoras de sacarose (caracterizadas por colônias verdes), as quais foram submetidas aos testes bioquímicos para confirmação.

Análise estatística

Todos os dados coletados foram compilados e analisados em planilhas do programa Microsoft Excel® 2019. Além disso, foram feitas análises de estatística básica descritiva e correlação de Pearson, entre as variáveis ambientais e bacteriológicas da água e ostras, utilizando-se os softwares Bioestat 5.3 e Statistica 10.

RESULTADOS

Verificou-se que a média geométrica de coliformes totais na água oscilou de 1.587,75 a 2.302 NMP/100 mL, enquanto o seu percentil 90% se manteve constante em 2.420 NMP/100 mL. Para a contagem de *E. coli* nas amostras de água, os valores encontrados foram de 604,29 a 1.130,79 NMP/100 mL. Já o seu percentil variou entre 1.729 e 2.420 NMP/100 mL, conforme apresentado na Tabela 1 e Figura 2.

O pH foi aparentemente constante, evidenciando que a água de cultivo e de extração de ostras na área de estudo é neutra, variando de 6,8 a 7,6 (Figura 3). Verificou-se também neste estudo o nível de correlação existente entre os parâmetros ambientais e bacteriológicos da água. Os testes de correlação demonstraram que a temperatura foi o parâmetro que apresentou correlação moderada com os valores de pH, baixa correlação com a concentração de coliformes totais, com exceção do ponto Araçagy velho, que apresentou forte correlação negativa, e baixa correlação com a concentração de *E. coli*. Ressalta-se que as correlações com valores negativos são um indicativo de que, quanto maior a temperatura, menor tende a ser o NMP de coliformes totais (Tabela 2).

O parâmetro pluviometria apresentou alta correlação negativa com os valores de pH para os pontos Porto do Cumbique e Estuário do Rio Cururuca, demonstrando que, quanto maior o índice pluviométrico, menor o pH tende a ser. Apresentou também fraca correlação entre concentrações de coliformes totais e *E. coli* nas amostras de água analisadas, conforme indica a Tabela 3.

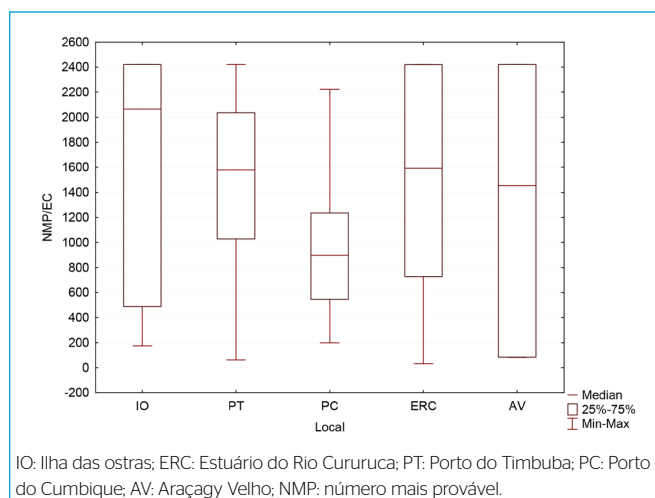


Figura 2 – Determinação do número mais provável de *Escherichia coli* em amostras de água destinadas ao extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís (MA).

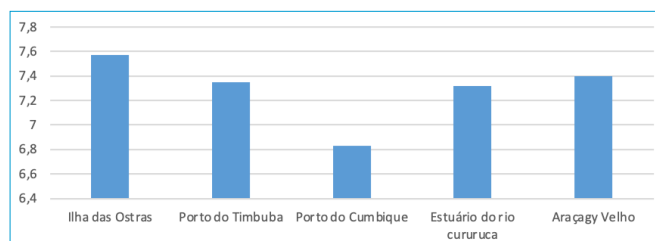


Figura 3 – Valores da média geométrica de pH em amostras de água destinadas ao extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís (MA).

Tabela 1 – Contagem do número mais provável de coliformes totais e *Escherichia coli* em amostras de água destinadas ao extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís (MA).

Local de coleta	Coliformes totais NMP/100 mL	Percentil 90%	<i>E. coli</i> NMP/100 mL	Percentil 90%
IO	1990,8 ± 681,8	2.420	1130,8 ± 1.029,5	2.420
PT	1.587,7 ± 909,2	2.420	962,0 ± 828,9	2.227,5
PC	2.302,0 ± 256,0	2.420	788,0 ± 697,8	1.729,0
ERC	2.260,4 ± 331,9	2.420	821,0 ± 1.057,0	2.419,8
AV	2.230,3 ± 382,5	2.420	604,3 ± 1.214,9	2.420

IO: Ilha das ostras; ERC: Estuário do Rio Cururuca; PT: Porto do Timbuba; PC: Porto do Cumbique; AV: Araçagy Velho; NMP: número mais provável.

Tabela 2 - Valores de correlação de Pearson existentes entre temperatura, pH e perfil microbiológico das amostras de água destinadas ao extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís (MA).

Local da coleta	Parâmetro	pH	Coliformes totais NMP/100 mL	<i>Escherichia coli</i> NMP/100 mL
IO	Temperatura	0,4605	0,1085	-0,4487
PT		0,5614	0,1085	-0,0819
PC		0,6062	0,1085	-0,2704
ERC		0,6325	0,1085	-0,2225
AV		0,6333	-0,8677	-0,3145

IO: Ilha das ostras; ERC: Estuário do Rio Cururuca; PT: Porto do Timbuba; PC: Porto do Cumbique; AV: Araçagy Velho; NMP: número mais provável.

Tabela 3 - Valores de correlação de Pearson existentes entre pluvimetria, pH e perfil microbiológico das amostras de água destinadas ao extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís (MA).

Local da coleta	Parâmetro	pH	Coliformes totais NMP/100 mL	<i>Escherichia coli</i> NMP/100 mL
IO	Pluviometria	-0,239	-0,0448	0,2205
PT		-0,4872	-0,0448	0,3584
PC		-0,9394	-0,0448	0,0409
ERC		-0,8327	-0,0448	-0,3995
AV		-0,5577	0,2831	0,2901

IO: Ilha das ostras; ERC: Estuário do Rio Cururuca; PT: Porto do Timbuba; PC: Porto do Cumbique; AV: Araçagy Velho; NMP: número mais provável.

A correlação entre as variáveis temperatura e precipitação acumulada indica que elas são inversamente proporcionais. Isto é, quando uma das variáveis aumenta, a outra, em média, diminui, sendo inversamente relacionadas (Figura 4).

Os resultados de coliformes totais e termotolerantes encontrados nas amostras de ostras variaram entre 5,9 e 71,9 NMP/g e 2,7 e 12,4 NMP/g, respectivamente. A contagem de *E. coli* ocorreu em apenas uma das amostras de cada ponto de coleta, com exceção do Estuário do Rio Cururuca, em que não houve o isolamento do microrganismo. Além disso, nenhum dos isolados de *Staphylococcus* mostrou atividade para a enzima coagulase. Os dados da contagem de *E. coli* em tecidos de ostras estão expressos na Figura 5.

Para a pesquisa de *Vibrio* sp., nenhum dos isolados apresentou características pertencentes ao gênero. Para a pesquisa de *Salmonella* sp., quatro (13,3%) dos isolados apresentaram características sugestivas do gênero. Para a pesquisa de *Aeromonas* sp., foram isoladas e identificadas três espécies: *Aeromonas hydrophila* (56,7%), *Aeromonas caviae* (36,7%) e *Aeromonas trota* (3,3%), conforme mostra a Tabela 4.

DISCUSSÃO

Conforme a Resolução Conama nº 357/2005, alterada pela Resolução nº 410/2009 e pela Resolução nº 430/2011, as amostras de água dos cinco pontos de coleta deste estudo estão em desacordo com a legislação, pois apresentaram qualidade microbiológica insatisfatória quando comparados os valores da média geométrica e de percentil 90% de *E. coli* (Tabela 1) com os valores limites (≤ 43 NMP/100 mL e ≤ 88 NMP/100 mL, respectivamente) da legislação vigente para águas salinas de cultivo de moluscos bivalves destinados ao consumo humano.

Entre as amostras de água analisadas referentes ao mês de fevereiro, os pontos Porto do Timbuba, Estuário do Rio Cururuca e Araçagy Velho apresentaram o NMP de *E. coli* satisfatório, conforme o permitido pela legislação. Esse dado indica uma possível relação entre a colimetria da água dos

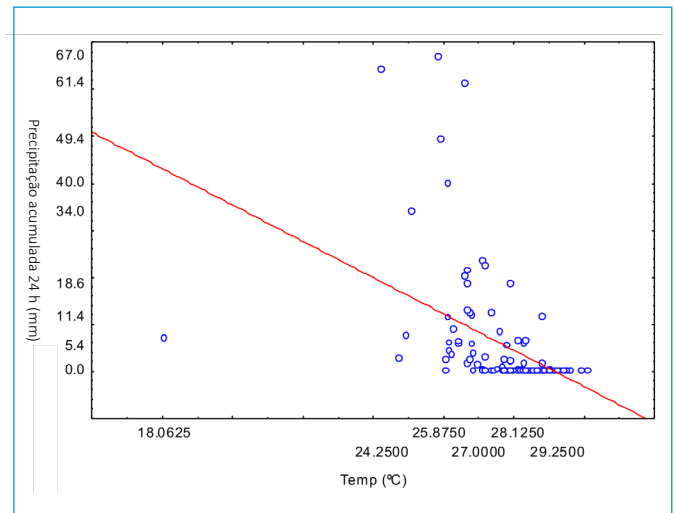


Figura 4 - Scatterplot da distribuição da temperatura (°C) vs. precipitação acumulada 24 h (mm).

estuários e o período chuvoso característico do clima regional, uma vez que o mês de fevereiro alcançou o maior índice de chuva em comparação com os outros meses.

No Brasil, ao realizar o monitoramento das águas de cultivo e de extrativismo de ostras, os resultados são similares, principalmente quanto à alta densidade de coliformes encontrados na água, como descrito por Figueiredo *et al.* (2015), que avaliaram a concentração de coliformes totais e termotolerantes em águas de cultivo de ostras do mangue (*Crassostrea rhizophorae*) em região estuarina no município de Salinópolis (PA) e encontraram valores elevados de coliformes totais em que a média variou de $4,5 \times 10^1$ a $2,5 \times 10^3$ NMP/100 mL e de 1,7 a 7,1 NMP/100 mL para termotolerantes. Também, Ballesteros *et al.*

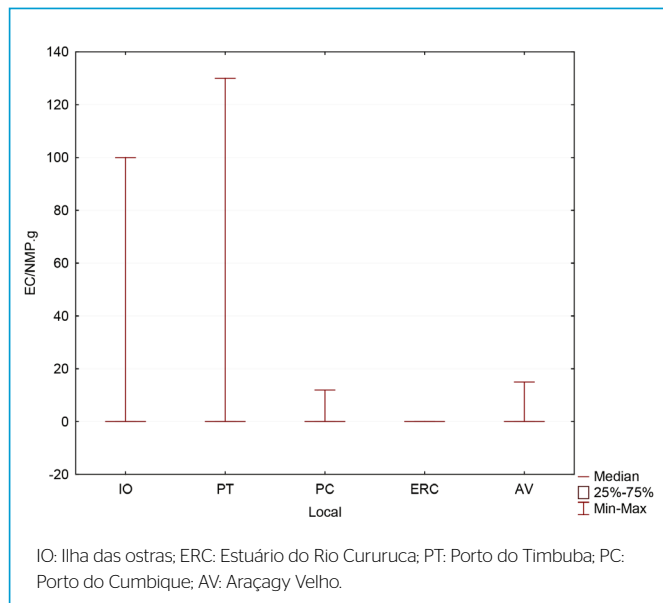


Figura 5 - Box-Plot da enumeração de *Escherichia coli* em tecidos de ostras provenientes de bancos naturais/cultivos da ilha de São Luís (MA).

(2016), em sua pesquisa com ostras *Crassostrea* sp. em Cananeia (SP), encontraram densidade de coliformes termotolerantes de até 458 NMP/100 mL para água de extração.

Nesse cenário, para a ilha de São Luís, não foram encontrados dados microbiológicos oficiais sobre a qualidade da água dos estuários que abastecem a região. Os dados de monitoramento da qualidade da água disponibilizados por órgãos competentes abordam somente parâmetros físico-químicos, contudo os resultados desta pesquisa corroboram os de Pereira *et al.* (2017), os quais verificaram que as águas de estuários destinados à extração de mariscos nos municípios de São José de Ribamar, Raposa e Paço do Lumiar (São Luís) apresentaram qualidade microbiológica insatisfatória por causa da alta concentração de *E. coli* presente na água.

A elevada contaminação da água dos estuários por coliformes fecais, bem como a presença de *E. coli*, indica que a possível origem da contaminação seja a falta de saneamento básico das comunidades ribeirinhas, onde ocorre o despejo irregular de esgoto doméstico diretamente nos estuários.

Em relação ao parâmetro pH, as médias variaram entre 6,8 e 7,6, estando em conformidade com a legislação Conama nº 357 (CONAMA, 2005) para as águas salobras e salgadas (pH = 6,5 a 8,5), como indica a Figura 2. Esses resultados são semelhantes aos encontrados por Silva *et al.* (2020), em que o pH das amostras de água de cultivo de ostras no estuário amazônico do estado do Pará variou entre 6,7 e 7,2.

Quanto à temperatura, a baixa correlação entre essa variável e dados de contaminação da água por coliformes totais e *E. coli* (Tabela 2) corrobora os achados de Silva *et al.* (2003), ao verificarem baixo coeficiente da correlação de Pearson entre os dados de temperatura e a concentração de coliformes totais e termotolerantes em tecidos moles de ostras do estuário do Rio Cocó, em Fortaleza (CE). Portanto, a variação de temperatura aparenta não ter efeito direto sobre a colimetria presente na coluna de água, tampouco os coliformes acumulados nos tecidos de ostras.

Sobre o parâmetro pluviométrico, a baixa correlação entre esse fator ambiental e os dados colimétricos das amostras de água (Tabela 3) se contrapõe aos de outros estudos realizados no Brasil que demonstram a relação direta entre a concentração

Tabela 4 - Pesquisa de *Vibrio* sp., *Aeromonas* sp. e *Salmonella* sp. em amostras de ostras provenientes de bancos naturais/cultivos da Ilha de São Luís (MA).

Amostra	<i>Vibrio</i> sp.	<i>Salmonella</i> sp.	<i>Aeromonas</i> sp.
IO 1	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
IO 2	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
IO 3	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
IO 4	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
IO 5	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
IO 6	Ausência	Presença	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PT 1	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PT 2	Ausência	Presença	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PT 3	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PT 4	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PT 5	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas trota</i>
PT 6	Ausência	Presença	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PC 1	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PC 2	Ausência	Ausência	Ausência
PC 3	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
PC 4	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PC 5	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
PC 6	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
E.R.C 1	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
E.R.C 2	Ausência	Presença	<i>Aeromonas caviae</i>
E.R.C 3	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
E.R.C 4	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
E.R.C 5	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
E.R.C 6	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
AV 1	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
AV 2	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>
AV 3	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
AV 4	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
AV 5	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas caviae</i>
AV 6	Ausência	Ausência	<i>Aeromonas hydrophila</i>

IO: Ilha das ostras; ERC: Estuário do Rio Cururuca; PT: Porto do Timbuba; PC: Porto do Cumbique; AV: Araçagy Velho.

de coliformes em águas e os níveis pluviométricos. Farias *et al.* (2010), Doi, Barbieri e Marques (2014) e Barbieri *et al.* (2017) verificaram que os valores em NMP de coliformes tanto na água de cultivo ou extração como nos tecidos moles de moluscos bivalves foram mais elevados principalmente na estação chuvosa.

A obtenção de alimento dos moluscos bivalves por filtração da água, além de acumular o fitoplâncton que representa sua principal fonte nutricional, também acumula substâncias como metais pesados, pesticidas, biotoxinas e enterobactérias como *Salmonella* e *E. coli*, as quais são frequentemente associadas a surtos alimentares (GRISE *et al.*, 2020).

Em ostras, a contagem de *Staphylococcus* coagulase positiva foi nula. Esse dado é animador para a saúde pública, visto que há espécies desse gênero de bactérias com capacidade de produzir a enzima coagulase, responsável por causar intoxicações alimentares. Os resultados desta pesquisa corroboram os achados

de Trombeta e Normande (2017), os quais não isolaram *Staphylococcus coagulase* positiva em amostras de ostras provenientes de quatro áreas de cultivo no litoral de Alagoas.

O grupo dos coliformes está diretamente relacionado com as condições higiênico-sanitárias insatisfatórias, e sua presença sugere provável contaminação por microrganismos patogênicos nos alimentos. A contagem de coliformes em ostras (Tabela 4) está em consonância com a pesquisa realizada por Doi, Oliveira e Barbieri (2015), ao determinar a concentração de coliformes em tecidos de ostras de cultivo extraídas no município de Cananeia. Os resultados apresentaram os valores médios de 18,78 NMP/g para coliformes totais e 15,53 NMP/g para coliformes termotolerantes.

Para a enumeração de *E. coli* (Tabela 4), quatro (13,3%) amostras apresentaram contagem de *E. coli* acima dos limites estabelecidos pela RDC nº 331 e a Instrução Normativa nº 60, da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (BRASIL, 2019a), a qual dispõe que a cada cinco amostras analisadas quatro devem exibir contagem limite de 2,3 UFC/g e por uma amostra é permitido exceder esse valor até 7 UFC/g em 25 g de amostra. Para pesquisa de *Salmonella sp.* (Tabela 4), quatro (13,33%) amostras apresentaram características que sugerem a presença do gênero. A mesma legislação preconiza que moluscos bivalves consumidos crus devem apresentar ausência de *Salmonella sp.* em 25 g de amostra.

Desse modo, oito das 30 (26,7%) amostras de ostras analisadas estão impróprias para o consumo humano. Todos os cinco pontos de coleta apresentaram eventualmente alguma amostra de ostras contaminada por *E. coli* e/ou *Salmonella sp.*, o que inviabiliza o seu consumo e representa risco à saúde dos consumidores. A presença de *E. coli* indica contaminação de origem fecal, provavelmente em razão do despejo irregular de efluentes domésticos nos estuários próximos aos pontos de cultivo e extração dos moluscos bivalves.

Os resultados para a enumeração de *E. coli* e pesquisa de *Salmonella sp.* em ostras estão alinhados com dados descritos por Cabral *et al.* (2017), ao verificarem a presença tanto de *E. coli* como de *Salmonella sp.* em ostras *Crassostrea rhizophorae* extraídas de áreas de mangue na ilha do Lameirão (ES). Por outro lado, divergem dos achados por Santos *et al.* (2015), os quais observaram somente a presença de *E. coli* e a ausência de *Salmonella sp.* em ostras *Crassostrea rhizophorae* cultivadas em estuários de Taperoá (BA).

Em relação à pesquisa de *Vibrio sp.*, a ausência das principais espécies de *Vibriosis* patogênicos nas amostras (Tabela 5) é um achado relevante, entretanto vale ressaltar a importância da realização de todos os testes bioquímicos descritos na metodologia, já que houve adaptação desta. Sugere-se também a utilização de kits rápidos de provas bioquímicas, assim como métodos moleculares complementares para confirmação dos resultados.

Sobre a pesquisa de *Aeromonas sp.*, o elevado percentual de contaminação (96,7%) desse microrganismo nas amostras de ostras (Tabela 5) pode estar

relacionado ao seu habitat aquático, o qual pode ser isolado tanto de água doce como de água marinha ou salobra. Assim, a disponibilidade de matéria orgânica na água pode favorecer sua proliferação e, conseqüentemente, a contaminação dos moluscos bivalves por filtração. A presença desse patógeno é preocupante, visto que este é responsável por surtos de gastroenterites veiculados por alimentos (ZHANG *et al.*, 2012; LOPES *et al.*, 2015). Os resultados desta pesquisa estão de acordo com os de Ribeiro *et al.* (2020), que verificaram por cultura e provas bioquímicas a presença de *A. hydrophila* em amostras de ostras coletadas em quatro portos da ilha de São Luís.

Dessa forma, as áreas de estudo desta pesquisa estão próximas aos ambientes urbanos que impactam os ecossistemas aquáticos e, conseqüentemente, a qualidade microbiológica das ostras. Além disso, falhas na cadeia produtiva do molusco, nas etapas de acondicionamento, transporte e beneficiamento do produto, também contribuem para esse cenário. Portanto, uma das alternativas que pode ser adotada é a utilização de tratamentos térmicos dos moluscos bivalves antes da comercialização, assim como recomendado pelo Programa Nacional de Controle Higiênico-Sanitário de Moluscos Bivalves (SOUZA; PETCOV; NOVAES, 2015).

CONCLUSÕES

Esta pesquisa consiste em um estudo pontual que serve de base para futuros trabalhos de monitoramento ambiental e sanitário na região. Assim, concluiu-se que a água utilizada no extrativismo e cultivo de ostras na ilha de São Luís apresenta qualidade microbiológica insatisfatória para ser utilizada na cadeia produtiva desse molusco. Adicionalmente, as ostras produzidas na ilha de São Luís apresentam riscos de veicular microrganismos patogênicos para o consumidor, principalmente *A. hydrophila*, *A. caviae*, *E. coli* e *Salmonella sp.* Dessa forma, recomendam-se a implantação das boas práticas de fabricação, o uso de processos térmicos (depuração) na cadeia produtiva das ostras e a adoção do monitoramento regular da qualidade microbiológica da água.

CONTRIBUIÇÕES DOS AUTORES

SOUZA, C.B.: Conceituação, Análise Formal, Obtenção de Financiamento, Investigação, Metodologia, Administração do Projeto Recursos, Escrita — Primeira Redação, Escrita — Revisão e Edição. COSTA, F.N.: Conceituação, Curadoria de Dados, Administração do Projeto, Recursos, Supervisão, Validação, Visualização, Escrita — Primeira Redação. FUNO, I.C.S.A.: Conceituação, Curadoria de Dados, Investigação, Recursos, Supervisão, Escrita — Primeira Redação. FREITAS, A.S.: Curadoria de Dados, Análise Formal, Software, Supervisão, Escrita — Primeira Redação. BARROS, T.M.: Curadoria de Dados, Análise Formal, Metodologia, Administração do Projeto.

REFERÊNCIAS

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 22. ed. Washington, DC: APHA, AWWA, WEF, 2012.

ARAÚJO, C.F.S.; LOPES, M.V.; VASQUEZ, M.R.; PORCINO, T.S.; RIBEIRO, A.S.V.; RODRIGUES, J.L.G.; OLIVEIRA, S.S.P.; MENEZES-FILHO, J.A. Cadmium and

lead in seafood from the Aratu Bay, Brazil and the human health risk assessment. *Environmental Monitoring and Assessment*, v. 188, 2016. <https://doi.org/10.1007/s10661-016-5262-y>

ARAÚJO, M.E.; RAMALHO, C.W.N.; MELO, P.W. Pescadores artesanais, consumidores e meio ambiente: conseqüências imediatas do derramamento

- de óleo em Pernambuco, Nordeste do Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*, v. 36, n. 1, p. 1-6, 2020. <https://doi.org/10.1590/0102-311x00230319>
- AUDEMARD, C.; KATOR, H.I.; REECE, K.S. High salinity relay as a post-harvest processing method for reducing *Vibrio vulnificus* levels in oysters (*Crassostrea virginica*). *International Journal of Food Microbiology*, v. 279, p. 70-79, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2018.04.043>
- BALLESTEROS, E.R.; ANDRADE, V.C.; BARBIERI, E.; PINTO, A.B.; OLIVEIRA, R.S.; OLIVEIRA, A.J.F.C. Qualidade microbiológica de ostras (*Crassostrea* sp.) e de águas coletadas em cultivos e em bancos naturais de Cananéia (SP). *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 42, n. 1, p. 134-144, 2016. <https://doi.org/10.5007/1678-2305.2016v42n1p134>
- BARBIERI, E.; COLLAÇO, F.L.; DOI, S.A.; OLIVEIRA, A.J.F.C.; REZENDE, K.F.O. Microbiologia como indicador da saúde ambiental das lagoas de Ilha Comprida - SP. *O Mundo da Saúde*, v. 40, n. A, p. 507-520, 2017.
- BRASIL. *Instrução Normativa nº 60, de 23 de dezembro de 2019*. Brasília: Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2019a.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. Coordenação Geral de Vigilância das Doenças Transmissíveis. Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN). *Surtos de doenças transmitidas por alimentos no Brasil*. Brasília: SINAN, 2019b. Disponível em: <http://bvsmms.saude.gov.br/>. Acesso em: 10 jun. 2021.
- BRASIL. *Resolução RDC nº 331, de 23 de dezembro de 2019*. Brasília: Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2019c.
- CABRAL, D.S.; BARBIRATO, J.O.; ARPINI, C.M.; BARCELLOS, B.D.; RUAS, K.F.; DOBBS, L.B. Microbiological monitoring of water and *Crassostrea rhizophorae* in a mangrove ecosystem in Brazil. *African Journal of Microbiology Research*, v. 11, n. 30, p. 1211-1217, 2017. <https://doi.org/10.5897/ajmr20178592>
- CARNAHAN, A.M.; BEHRAM, S.; JOSEPH, S.W. Aerokey II: a flexible key for identifying clinical *Aeromonas* species. *Journal of Clinical Microbiology*, v. 29, n. 12, p. 2843-2849, 1991. <https://doi.org/10.1128/JCM.29.12.2843-2849.1991>
- CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE (CONAMA). Resolução nº 357, de 17 de março de 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. *Diário Oficial da União*, 2005.
- DOI, S.A.; BARBIERI, E.; MARQUES, H.L.A. Densidade colimétrica das áreas de extrativismo de ostras em relação aos fatores ambientais em Cananéia (SP). *Engenharia Sanitária e Ambiental*, v. 19, n. 2, p. 165-171, 2014. <https://doi.org/10.1590/s1413-41522014000200007>
- DOI, S.A.; OLIVEIRA, A.J.F.C.; BARBIERI, E. Determinação de coliformes na água e no tecido mole das ostras extraídas em Cananéia, São Paulo, Brasil. *Engenharia Sanitária e Ambiental*, v. 20, n. 1, p. 111-118, 2015. <https://doi.org/10.1590/s1413-41522015020000125658>
- ELLIOT, E.L.; KAYSNER, C.A.; JACKSON, L.; TAMPLIN, M.L. *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, e outros *Vibrio* spp. In: *Food and Drug Administration (org.). Food and Drug Administration Bacteriological Analytical Manual*. 8. ed. Gaithersburg: AOAC International, 2001. cap. 9.
- FANG, T.; HUANG, L.; LIU, L.; MEI, F.; CHEN, J. Mathematical modeling of growth of *Salmonella* spp. and spoilage microorganisms in raw oysters. *Food Control*, v. 53, p. 140-146, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2014.12.036>
- FARIAS, M.F.D.; ROCHA-BARREIRA, C.D.A.; CARVALHO, F.C.T.D.; SILVA, C.M.; REIS, E.M.F.D.; COSTA, R.A.; VIEIRA, R.H.S.D.F. Condições microbiológicas de *Tagelus plebeius* (LIGHTFOOT, 1786) (Mollusca: Bivalvia: Solecurtidae) e da água no estuário do Rio Ceará, em Fortaleza - CE. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 36, n. 2, p. 135-142, 2010.
- FIGUEIREDO, J.F.; RIBEIRO, S.C.A.; PAULA, M.T.; PONTES, A.N. Determinação da concentração de coliformes totais e termotolerantes na água de cultivo de ostras do mangue (*Crassostrea rhizophorae*) em região estuarina. *Enciclopédia Biosfera*, v. 11, n. 21, p. 3488-3498, 2015.
- FIGUERAS, M.J.; LATIF-EUGENIN, F.; BALLESTER, F.; PUJOL, I.; TENA, D.; BERG, K.; HOSSAIN, M.J.; BEAZ-HIDALGO, R.; LILES, M.R. '*Aeromonas intestinalis*' and '*Aeromonas enterica*' isolated from human faeces, '*Aeromonas crassostreae*' from oyster and '*Aeromonas aquatilis*' isolated from lake water represent novel species. *New Microbes and New Infections*, v. 15, p. 74-76, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.nmni.2016.11.019>
- FREITAS, F.; NEIVA, G.S.; CRUZ, E.S.; SANTANA, J.M.; SILVA, I.M.M.; MENDONÇA, F.S. Qualidade microbiológica e fatores ambientais de áreas estuarinas da Reserva Extrativista Marinha Baía do Iguape (Bahia) destinadas ao cultivo de ostras nativas. *Revista Engenharia Sanitária*, v. 22, n. 4, p. 723-729, 2017. <https://doi.org/10.1590/s1413-41522016153707>
- GOMES, L.O.; MATOS, H.J.; SILVA, M.C.M.; LOUREIRO, E.C.B.; MACARENHAS, J.D.P.; GABBAY, Y.B.; ROCHA, D.C.C. Aspectos epidemiológicos das enteroinfecções bacterianas em menores de 5 anos de idade em Rio Branco, Estado do Acre, Brasil. *Revista Pan-Amazônica de Saúde*, v. 8, n. 4, p. 35-43, 2017. <https://doi.org/10.5123/s2176-62232017000400008>
- GRISE, N.M.F.; DUARTE, E.A.A.; OLIVEIRA, T.A.S.; LEAL, V.C.; BARRETO, N.S.E. Antimicrobial resistance of *Escherichia coli* isolated from oysters from two estuaries in Baixo Sul, Bahia, Brazil. *Brazilian Journal of Development*, v. 6, n. 3, p. 13300-13313, 2020. <https://doi.org/10.34117/bjdv6n3-264>
- HAVELAAR, A.H.; VONK, M. The preparation of ampicillin dextrin agar for the enumeration of *Aeromonas* in water. *Letters in Applied Microbiology*, v. 7, n. 6, p. 169-171, 1988. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.1988.tb01271.x>
- KAYSNER, C.A.; DEPAOLA JUNIOR, A. *Vibrio cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, and Other *Vibrio* spp. In: UNITED STATES FOOD AND DRUG ADMINISTRATION (FDA); CENTER FOR FOOD SAFETY & APPLIED NUTRITION (CFSA). *Bacteriological Analytical Manual Online*. Estados Unidos: FDA, 1998. cap. 9.
- LOPES, A.C.A.; MARTINS, L.M.; GATTI, M.S.V.; FALAVINA DOS REIS, C.M.; HOFER, E.; YANO, T. Diarrhea outbreak in Pernambuco, Brazil, associated with a heat-stable cytotoxic enterotoxin produced by *Aeromonas caviae*. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 57, n. 4, p. 349-351, 2015. <https://doi.org/10.1590/s0036-46652015000400013>
- MAJEED, K.N.; EGAN, A.F.; MACRAE, I.C. Enterotoxigenic aeromonads on retail lamb meat and offal. *Journal of Applied Bacteriology*, v. 67, n. 2, p. 165-170, 1990. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1989.tb03391.x>
- MENEZES, B.F.; CENI, G.; MARTINS, M.C.; VIRTUOSO, J.C. Percepção de Impactos Socioambientais e a gestão costeira: estudo de caso de uma comunidade de pescadores no litoral sul de Santa Catarina, Brasil. *Revista Gestão & Sustentabilidade Ambiental*, v. 8, n. 3, p. 457-481, 2019. <https://doi.org/10.19177/rgsav8e32019457-481>
- MIOTTO, M.; FONSECA JÚNIOR, A.A.; BARRETTA, C.; SILVA, H.S.; PELLIZZARO, T.; LINDNER, J.D.D.; VIEIRA, C.R.W.; PARVEEN, S.; PRUDENCIO, E.S. Development and application of a real-time polymerase chain reaction

method for quantification of *Escherichia coli* in oysters (*Crassostrea gigas*). *Food Microbiology*, v. 77, p. 85-92, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2018.08.015>

OLIVEIRA, A.M.S.; BARAUNA, R.A.; MARCON, D.J.; LAGO, L.A.B.; SILVA, A.; LUSIO, J.; TAVARES, R.D.S.; TACÃO, M.; HENRIQUES, I.; SCHNEIDER, M.P.C. Occurrence, antibiotic-resistance and virulence of *E. coli* strains isolated from mangrove oysters (*Crassostrea gasar*) farmed in estuaries of Amazonia. *Marine Pollution Bulletin*, v. 157, 111302, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020111302>

PALUMBO, S.A.; WILLIAMS, A.C.; BUCHANAN, R.L.; PHILLIPS, J.G. Model for anaerobic growth of *Aeromonas hydrophila* K144. *Journal of Food Protection*, v. 55, n. 4, p. 260-265, 1992. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-55.4.260>

PEREIRA, T.J.F.; CASTRO, A.C.L.; FERREIRA, H.R.S.; SOARES, L.S.; SILVA, M.H.L.; AZEVEDO, J.W.J.; FRANÇA, V.L.; MOREIRA, M.S. Extrativismo de mariscos na ilha do Maranhão (MA): implicações ecológicas e socioeconômicas. *Revista de Políticas Públicas*, v. 21, n. 2, p. 831-853, 2017. <https://doi.org/10.18764/2178-2865v21n2p831-854>

PIMENTA, J.B.C.; BEZERRA, N.P.C.; LOBATO, R.S.; SANTOS, R.P.; JESUS, G.S.; SILVA, C.M.; BEZERRA, D.C. Qualidade microbiológica da água em locais de pesca artesanal no Rio Santo Antônio como subsídio de monitoramento costeiro no município de Paço do Lumiar - MA. *Brazilian Journal of Development*, v. 6, n. 3, p. 14998-15009, 2020. <https://doi.org/10.34117/bjdv6n3-394>

RIBEIRO, E.B.; NOLETO, K.S.; OLIVEIRA, S.R.S.; JESUS, W.B.; SERRA, I.M.R.S.; ALMEIDA, Z.S.; ANDRADE, T.S.O.M.; SOARES, R.A.; ANTONIO, Í.G.; SANTOS, D.M.S.; JORGE, M.B.; NETA, R.N.F.C. Biomarkers (glutathione S-transferase and catalase) and microorganisms in soft tissues of *Crassostrea rhizophorae* to assess contamination of seafood in Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, v. 158, p. 111348, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020111348>

RIBEIRO, I.; CASTRO, A.C.L. Pescadores artesanais e a expansão portuária na praia do Boqueirão, Ilha de São Luís - MA. *Revista de Políticas Públicas*, v. 20, n. 2, p. 863-884, 2016. <https://doi.org/10.18764/2178-2865v20n2p863-884>

SAAD, S.M.; IARIA, S.T.; FURLANETTO, S.M.P. Motile *Aeromonas* spp. in retail vegetables from São Paulo, Brazil. *Revista Microbiologia*, v. 26, n. 1, p. 22-27, 1995.

SALLES, P.B.D.; MACEDO, Y.B.; FIGUEIREDO, E.L. Caracterização físico-química e microbiológica da carne do molusco Bivalve Sarnambi (*Phacoides pectinitus*) coletado nas praias em Algodão e Salinópolis, no Pará. *Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial*, v. 11, n. 1, p. 2245-2261, 2017. <https://doi.org/10.3895/rbta.v11n1.2907>

SANTOS, S.S.; BARRETO, L.M.; SILVEIRA, C.S.; REIS, N.A.; LIMA, K.A.; SOUZA, J.D.S.; EVANGELISTA-BARRETO, N.S. Condições sanitárias de ostras produzidas e comercializadas em Taperoá, Bahia e o efeito da depuração na redução da carga microbiana. *Acta of Fisheries and Aquatic Resources*, v. 3, n. 2, p. 49-60, 2015. <https://doi.org/10.2312/actafish.2015.3.2.49-60>

SCHNACK, C.E.; MENEZES, C.T.B.; CECI, G.; MUNARI, B. Qualidade da água no estuário do rio Urussanga (SC, Brasil): um ambiente afetado pela drenagem ácida de mina. *Revista Brasileira de Biociências*, v. 16, n. 3, p. 98-106, 2018.

SHEN, X.; SU, Y.C.; LIU, C.; OSCAR, T.; DEPAOLA, A. Efficacy of *Vibrio parahaemolyticus* depuration in oysters (*Crassostrea gigas*). *Food Microbiology*, v. 79, p. 35-40, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2018.10.005>

SILVA, A.I.M.; VIEIRA, R.H.S.M.; MENEZES, F.G.R.; FONTELES-FILHO, A.A.; TORRES, R.C.O.; SANT'ANNA, E.S. Bacteria of fecal origin in mangrove oysters (*Crassostrea rhizophorae*) in the Cocó river estuary, Ceará State, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, v. 34, p. 126-130, 2003. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822004000100021>

SILVA, B.R.; MENEGARDO, S.B.; ARIDE, P.H.R.; LAVANDER, H.D.; SPAGO, F.R.; SOUZA, T.B. Qualidade microbiológica da água e dos mexilhões *Perna perna* (Linnaeus, 1758) cultivados em Piúma, Espírito Santo, Brasil. *Engenharia Sanitária e Ambiental*, v. 26, n. 1, p. 89-95, 2021. <https://doi.org/10.1590/s1413-415220180169>

SILVA, N.; JUNQUEIRA, V.C.A.; SILVEIRA, N.F.A.; TANIWAKI, M.H.; GOMES, R.A. R.; OKAZAKI, M.M. *Manual de métodos de análise microbiológica de alimentos e água*. 5. ed. São Paulo: Blucher, 2017.

SILVA, O.L.L.; VERÍSSIMO, S.M.M.; ROSA, A.M.B.P.; IGUCHI, B.Y.; NUNES, E.D.S.C.D.L.; MORAES, C.M.D.; CORDEIRO, C.A.M.; XAVIER, D.D.A.; PINTO, A.S.O.; JOELE, M.R.S.P.; BRITO, J.D.S.; JUAN, L.; ROCHA, R.M.D. Effects of environmental factors on microbiological quality of oyster farming in Amazon estuaries. *Aquaculture Reports*, v. 18, 100437, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2020.100437>

SILVA, R.M.L.; ROSSI JUNIOR, O.D.; COSTA, F.N.; CHAVES, N.P.; NASCIMENTO, D.L.; KAMIMURA, B.A. *Aeromonas* spp. em água de pisciculturas da Região da Baixada Ocidental Maranhense. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 36, n. 3, p. 245-249, 2010. Disponível em: https://www.pesca.agricultura.sp.gov.br/36_3_245-249rev.pdf. Acesso em: 2 set. 2021.

SOUZA, R.V.; PETCOV, H.F.D.; NOVAES, A.L.T. O Programa Nacional Higiênico Sanitário de Moluscos Bivalves e os caminhos para a regularização. *Agropecuária Catarinense*, v. 28, n. 1, p. 44-47, 2015.

TROMBETA, T.D.; NORMANDE, A.C.L. Avaliação microbiológica de ostras cultivadas no litoral de Alagoas submetidas a depuração em sistema fechado de recirculação. *Acta of Fisheries and Aquatic Resources*, v. 5, n. 3, p. 48-53, 2017. <https://doi.org/10.2312/Actafish.2017.5.3.48-53>

VANDERZANT, C.; SPLITTSTOESSER, D.F. *Compendium of methods for the microbiological examination of foods*. 3. ed. Washington, D.C.: American Public Health Association, 1992.

ZHANG, Q.; SHI, G.; TANG, G.; ZOU, Z.; YAOC, G.; ZENG, G. A foodborne outbreak of *Aeromonas hydrophila* in a college, Xingyi City, Guizhou, China. *Western Pacific Surveillance and Response Journal*, v. 3, n. 4, p. 39-43, 2012. <https://doi.org/10.5365/wpsar.2012.3.4.018>