MATURAÇÃO ARTIFICIAL DOS OVÓCITOS DE *CRASSOSTREA GASAR* (ADANSON, 1757) EM LABORATÓRIO

Lílian Manuelle dos Santos[1]

Rodolf Gabriel Prazeres Silva Lopes[2]

INTRODUÇÃO

O interesse em encontrar espécies de bivalves adequados para novos empreendimentos aquícolas em regiões tropicais continua em crescimento. Nesta região, uma grande diversidade de espécies e ecossistemas parecem adequados para empreendimentos de cultivo, mas ainda carecem de pesquisas que fomentem o desenvolvimento dessas potencialidades (Nowland et al., 2020; Willer; Aldridge, 2020). No Brasil, a história da ostreicultura começou na década de 1970, mas a produção permanece centralizada na região Sul, especialmente em Santa Catarina, que responde por cerca de 95% da produção nacional de moluscos (Ferreira et al., 2023). Apesar do grande potencial do país devido à extensa costa e às condições ambientais favoráveis, a prática ainda é incipiente em outras regiões (Conde et al., 2023; Moura et al., 2024).

O desenvolvimento da ostreicultura no Brasil envolveu três espécies do gênero Crassostrea: a ostra nativa *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828), a "ostra de mangue" *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757) e a ostra do Pacífico *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1828). A espécie nativa de ostra *C. gasar* é encontrada principalmente em regiões que são significativamente influenciadas pelo influxo de água doce do continente e apresentam grandes variações na salinidade (Siqueira, 2008; Castilho-Westphal, 2012). A produção de ostras tem o potencial não apenas de gerar receita, mas também de contribuir para a segurança alimentar local (Silva et al., 2011). No Maranhão, a introdução da ostreicultura pode se alinhar à melhora das condições socioeconômicas das famílias que vivem na costa, proporcionando uma fonte de renda estável e, ao mesmo tempo, promovendo a conservação dos ecossistemas marinhos (Ray & Fulweiler, 2020).

Do ponto de vista biológico, os bivalves marinhos são classificados como organismos ovulíparos ou não incubatórios e dioicos. A fertilização artificial em condições controladas desses organismos implica no conhecimento dos processos de maturação dos gametas, sendo a Quebra da Vesícula Germinal (QVG) um indicador fundamental da maturação dos ovócitos. Esse processo pode ser estimulado artificialmente por fatores ambientais, como a salinidade, em um mecanismo conhecido como "hidratação" (Allen; Bushek, 1992; Li et al., 2021; Lopes et al., 2023). A espécie *Crassostrea gasar*, amplamente encontrada em ambientes estuarinos, é definida como eurialina, apresentando capacidade de tolerar ampla variação de salinidade. Essa adaptabilidade é essencial diante das flutuações naturais, como chuvas e marés, embora tais variações possam impactar diretamente o ciclo reprodutivo da espécie (Gomes et al., 2014).

A QVG possibilita a sincronização da meiose, aumenta a taxa de fertilização e influencia no tempo de liberação dos corpúsculos polares (Qin et al., 2018). Entretanto, a ausência de protocolos específicos para a reprodução artificial de ostras, especialmente de *Crassostrea gasar*, ainda representa um desafio significativo para a aquicultura. Apesar da adaptabilidade dessa espécie a diferentes condições ambientais, incluindo sua natureza eurialina, a falta de métodos padronizados e de conhecimento aprofundado sobre sua biologia reprodutiva limita a eficiência das práticas de cultivo em ambiente controlado.

Portanto, considerando a necessidade de aprimoramento das técnicas de reprodução artificial e o potencial aquícola da espécie, este trabalho tem como objetivo determinar as

1 Discente em Medicina Veterinária, Universidade Estadual do Maranhão. E-mail: lilianmanuellesantos@gmail.com

2 Doutor em Recursos Pesqueiros e Aquicultura, Docente do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Estadual do Maranhão. E-mail: rodolflopes@professor.uema.br

condições espécie-específica de maturação artificial dos ovócitos de *Crassostrea gasar*, bem como avaliar o efeito de diferentes concentrações de salinidade no processo de maturação ovocitária, visando contribuir para o desenvolvimento de protocolos mais eficientes aplicáveis à produção da espécie.

METODOLOGIA

Para o desenvolvimento deste trabalho, os bivalves utilizados foram coletados na Ilha do Maranhão – MA, Brasil e encaminhados para o Laboratório de Biotecnologia Marinha (BIOMAR) da Universidade Estadual do Maranhão para a realização dos experimentos. Inicialmente, os reprodutores passaram por uma limpeza com solução de hipoclorito de sódio (2%) para remoção de incrustações e possíveis contaminantes. Em seguida, foram mantidos em sistema de cultivo contendo água do mar previamente tratada por filtração em cartuchos de 50, 25 e 5 μm, associada à filtração biológica com mídias específicas e bactérias nitrificantes, além de radiação ultravioleta, sob condições controladas de salinidade de 30, temperatura de 24 °C e aeração constante. Para manutenção da qualidade do sistema e bem-estar dos organismos, foram realizadas trocas parciais de água em intervalos regulares.

No que se refere à nutrição dos organismos, foram cultivadas em laboratório microalgas dos gêneros *Chaetoceros sp*., *Isochrysis sp*., *Nannochloropsis sp*., *Pavlola sp*. e *Tetraselmis sp*., para fins específicos de repicagem e alimentação.

Figura 1 - Cultivo das microalgas em laboratório.



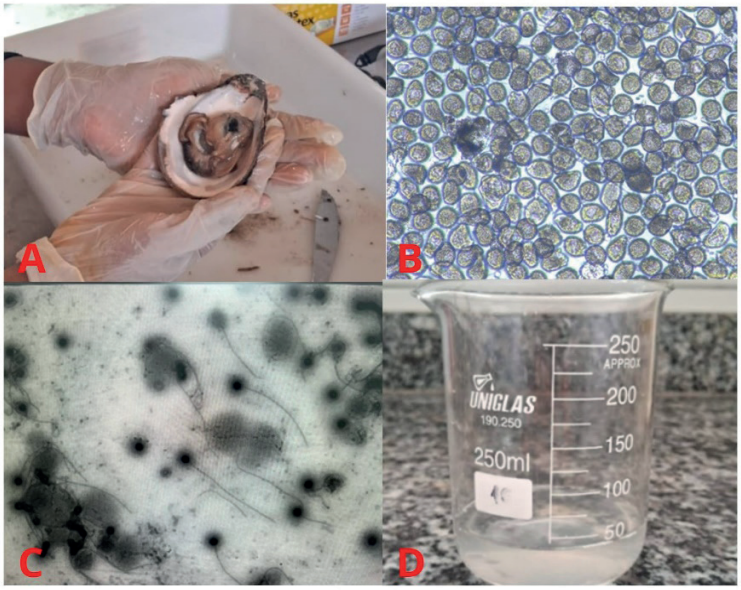
Fonte: Autora, 2025.

Obtenção dos gametas e preparação experimental

Para a obtenção dos gametas e identificação sexual, as ostras foram abertas cuidadosamente com o auxílio de uma faca, e amostras do tecido gonadal foram submetidas à observação em um microscópio óptico. Os ovócitos das fêmeas foram obtidos por stripping e lavados em água do mar com salinidade correspondente aos diferentes tratamentos em análise (20, 30 e 40 g/L).

Posteriormente os ovócitos foram depositados em béqueres identificados de aproximadamente 250 mL, sendo utilizados gametas provenientes de 3 fêmeas para cada repetição de cada tratamento.

Figura 2 - Processo de Identificação sexual.

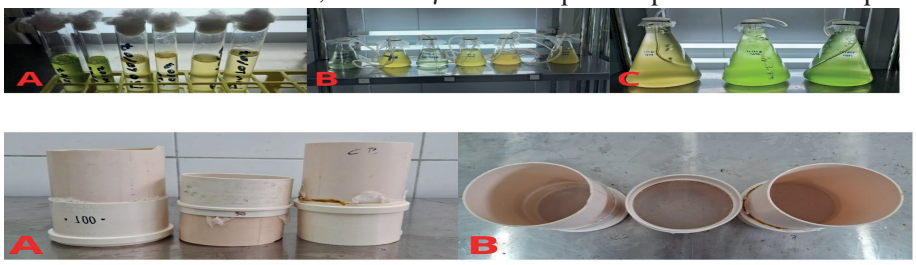


(A) Abertura da ostra por *stripping*. (B) Foto microscópica dos ovócitos. (C) Foto microscópica dos espermatozóides. (D) Gametas femininos das ostras depositados no béquer.

Fonte: Autora, 2025.

Os ovócitos foram filtrados em peneiras com malhas de 100, 50 e 25 μm para separação de materiais menores, e por fim enxaguados em telas de 25 μm para a separação de detritos e fragmentos de tecido gonadal. Posteriormente, foi realizada uma diluição dos gametas em cada unidade experimental, de modo a alcançarmos a proporção aproximada de 50 ovócitos/mL, garantindo padronização entre os tratamentos.

Figura 3 - Telas de filtros de 100, 50 e 25 μm da esquerda para a direita respectivamente.



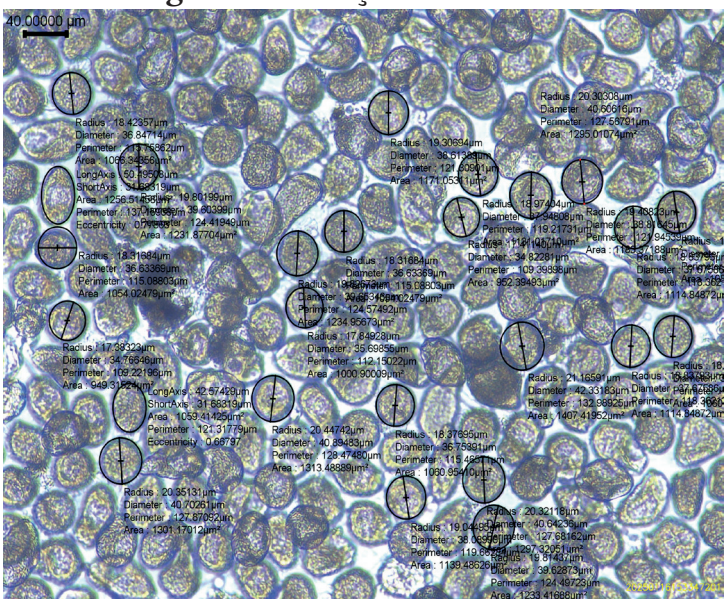
(A) Visão frontal. (B) Visão superior.

Fonte: Autora, 2025.

A partir das imagens capturadas pela câmera acoplada ao microscópio, foi possível aferir algumas medições úteis dos ovócitos, por meio do programa Capture V2.4, sendo os dados organizados em tabela no Microsoft Excel para cálculo das médias.

Considerando que as ostras são organismos filtradores capazes de processar partículas em diferentes faixas de tamanho, essas medições auxiliaram na delimitação das malhas de filtração utilizadas, sendo estas menores que 38 μm, contribuindo para a obtenção de amostras mais homogêneas e confiáveis.

Figura 4 - Medições dos ovócitos.



Fonte: Autora, 2025.

Tabela 1 - Dados obtidos pelas medições dos ovócitos.

Nº DE OVÓCITOS: 25	ÁREA (μm^2)	PERÍMETRO (μm)	RAIO (μm)	DIÂMETRO (μm)
MÉDIA DO TAMANHO	**1150,00**	**120,05**	**19,13**	**38,21**

Fonte: Autora, 2025.

Avaliação da QVG e análise estatística

O efeito da salinidade sobre a quebra da vesícula germinal (QVG) foi avaliado nos tratamentos de 20, 30 e 40, com três repetições cada, sendo as unidades experimentais mantidas a temperatura de 26ºC. Após a diluição dos ovócitos, o volume total foi distribuído em béqueres por unidade experimental, de onde foram retiradas alíquotas de 1 mL para observação do avanço da QVG em microscópio óptico equipado com câmera acoplada, permitindo o acompanhamento da progressão da QVG e registro das imagens a cada 10 minutos durante um período de 120 minutos.

Os dados obtidos foram submetidos à análise estatística utilizando o software R versão 4.3.1. Inicialmente, os pressupostos de normalidade e homogeneidade das variâncias foram verificados por meio do teste de Shapiro-Wilk e teste de Levene, respectivamente. Os resultados indicaram que os dados apresentaram distribuição normal ($p = 0,152$) e homogeneidade de variâncias ($p = 0,418$), atendendo aos pressupostos para aplicação de testes paramétricos. Em seguida, foi aplicada ANOVA de duas vias com medidas repetidas no tempo, considerando os fatores salinidade (20, 30 e 40 g/L) e tempo (10 a 120 minutos, em intervalos de 10 minutos), com três repetições por tratamento.

Para comparações múltiplas entre os tratamentos em cada intervalo de tempo, foi utilizado o teste de Tukey ($p < 0,05$), quando detectadas diferenças significativas na ANOVA, sendo as diferenças estatísticas indicadas por letras sobrescritas. Além disso, para a projeção temporal do comportamento da QVG, foi ajustado um modelo de regressão não-linear logístico para cada tratamento, utilizando a função *SSlogis* do pacote stats. O modelo logístico foi escolhido por representar adequadamente o padrão de crescimento biológico, sendo expresso pela equação:

$$\mathbf{QVG = Asym / [1 + exp((xmid - T)/scal)]}$$

Onde:

- Asym: assíntota superior (valor máximo de QVG)
- xmid: ponto de inflexão da curva (tempo para 50% da assíntota)
- scal: parâmetro de escala (controla a inclinação da curva)
- T: tempo em minutos

A qualidade do ajuste dos modelos foi avaliada pelo coeficiente de determinação (R^2) e pela análise visual dos resíduos. Todas as análises foram realizadas com nível de significância de 5% ($\alpha = 0,05$).

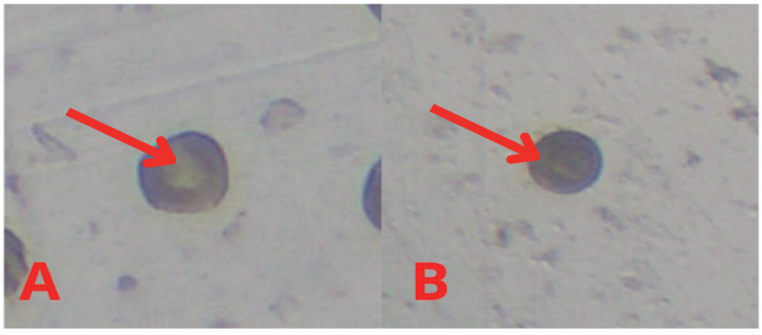
RESULTADOS E DISCUSSÃO

Efeito da salinidade na quebra da vesícula germinal

Os organismos bivalves eurialinos, como o *C. gasar* , são conhecidos pela sua capacidade de osmoconformação, permitindo-lhes regular suas concentrações de fluidos hemolíticos em resposta a variações de salinidade nos ambientes estuarinos (Sokolov; Sokolova, 2019). Essa habilidade é crucial, uma vez que os bivalves enfrentam frequentemente condições osmóticas oscilantes. Entretanto, as alterações metabólicas associadas a esse equilíbrio osmótico podem impactar significativamente os aspectos fisiológicos dos bivalves (Pourmozaffar et al., 2020; Zhou et al., 2022).

A quebra da vesícula germinal (QVG) foi acompanhada durante 120 minutos com visualização no microscópio óptico utilizando uma Câmara de Neubauer considerando quadrantes com 50 ovócitos.

Figura 5 - Ovócitos da C. gasar registrados no programa Capture V2.4 com câmera acoplada ao microscópio.



(A) Destaque da QVG nos 10 primeiros minutos. (B) Destaque da QVG ao final dos 120 minutos.

Fonte: Autora, 2025.

Os resultados obtidos demonstraram que houve diferença estatística e a porcentagem de QVG aumentou progressivamente ao longo do tempo em todos os tratamentos avaliados. Entretanto, observou-se que a salinidade de 20 g/L apresentou o melhor desempenho de indução da QVG durante todos os intervalos de tempo. Aos 10 minutos, a QVG foi de 5,3% para o tratamento 20, enquanto os tratamentos 30 e 40 apresentaram apenas 2,0% e 2,7%, respectivamente. A salinidade 20 atingiu 18,0% de QVG aos 50 minutos e manteve-se à frente das outras duas salinidades ao longo de todo o experimento, alcançando o maior valor registrado de 58,7% ao final dos 120 minutos.

Tabela 2 - Análise dos intervalos de tempo para as porcentagens de QVG nos grupos tratados com salinidade de 20, 30 e 40 g/L.

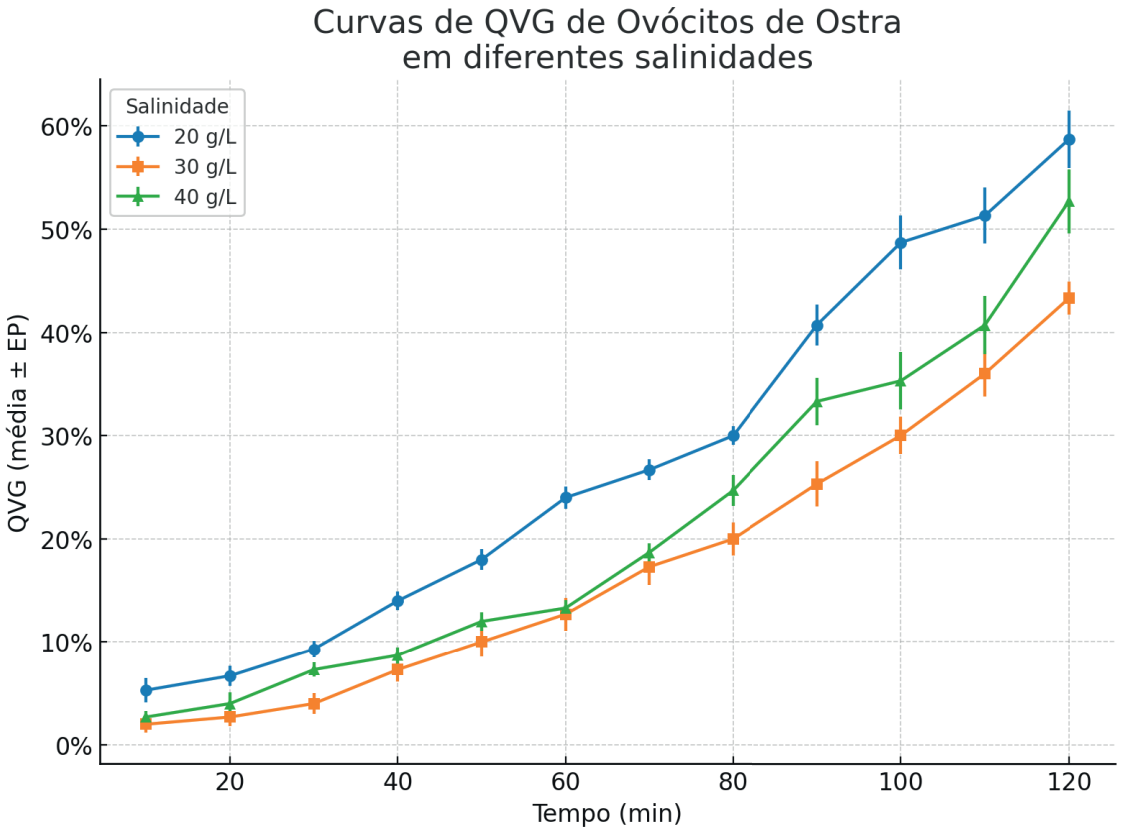
Tempo (min)	20 g/L	30 g/L	40 g/L
10	5.3 ± 1.2^{a}	2.0 ± 0.8^{a}	2.7 ± 0.6^{a}
20	6.7 ± 1.0^{a}	2.7 ± 0.9^{a}	4.0 ± 1.1^{a}
30	9.3 ± 0.8^{a}	4.0 ± 1.0^{b}	7.3 ± 0.7^{ab}
40	14.0 ± 0.9^{a}	7.3 ± 1.2^{b}	8.7 ± 0.8^{ab}
50	18.0 ± 1.0^{a}	10.0 ± 1.4^{b}	12.0 ± 0.9^{ab}
60	24.0 ± 1.1^{a}	12.7 ± 1.6^{b}	13.3 ± 0.8^{b}
70	26.7 ± 1.0^{a}	17.3 ± 1.8^{b}	18.7 ± 0.9^{b}
80	30.0 ± 0.9^{a}	20.0 ± 1.6^{b}	24.7 ± 1.5^{a}
90	40.7 ± 2.0^{a}	25.3 ± 2.2^{b}	33.3 ± 2.3^{a}
100	48.7 ± 2.6^{a}	30.0 ± 1.8^{b}	35.3 ± 2.8^{ab}
110	51.3 ± 2.7^{a}	36.0 ± 2.2^{b}	40.7 ± 2.8^{ab}
120	58.7 ± 2.8^{a}	43.3 ± 1.6^{b}	52.7 ± 3.1^{a}

Fonte: Autora, 2025.

A salinidade 40 apresentou desempenho intermediário na maior parte do período experimental, com um aumento gradual até atingir 52,7% de QVG ao final do tempo estipulado. Já a salinidade 30 demonstrou a resposta mais lenta inicialmente, com apenas 12,7% de QVG aos 60 minutos. No entanto, a partir dos 80 minutos, houve aceleração do processo, e aos 120 minutos essa salinidade apresentou 43,3% de QVG, ficando abaixo da salinidade 40.

A presente pesquisa provou que existe uma relação entre o aumento das concentrações de salinidade e as taxas de QVG. De modo geral, os dados indicam que o tratamento 20 proporcionou um início mais rápido e uma maior taxa final de QVG, sugerindo que essa salinidade cria um ambiente mais propício à retomada da meiose e consequentemente a maturação dos ovócitos.

Figura 6 - Avaliação quebra da vesícula germinal (QVG).



Fonte: Autora, 2025.

Ao comparar os resultados obtidos com a literatura, observou-se que Lopes et al. (2023) demonstraram que as maiores porcentagens de QVG ocorreram na faixa salina de 30–40 g/L entre 70 e 120 minutos, com a salinidade de 40 g/L apresentando o melhor desempenho geral para a ostra de mangue *Crassostrea rhizophorae*. Enquanto Lopes et al. (2023) observaram efeito crescente da QVG com o aumento da salinidade, os dados obtidos no presente trabalho indicam desempenho superior na salinidade 20, especialmente nos tempos iniciais, o que sugere que a espécie protagonista pode apresentar tolerância osmótica distinta ou adaptação local a salinidades mais baixas.

Essa divergência pode estar associada a diferentes fatores, como condições espécie-específica, histórico ambiental dos reprodutores — incluindo a salinidade média do local de coleta — e condições experimentais adotadas, como temperatura e manejo. Resultados obtidos em hibridizações artificiais entre *Crassostrea ariakensis* e *Crassostrea gigas* mostraram que a faixa ótima de salinidade para obtenção de gametas de alta qualidade está entre 20–32 g/L para *C. ariakensis* e 24–32 g/L para *C. gigas* (Li et al., 2021). De acordo com Legat et al. (2017), o melhor desempenho reprodutivo para *C. gasar* foi observado na salinidade 28, enquanto salinidades muito baixas resultaram em mortalidade precoce. Para *Anomalocardia flexuosa*, Lopes et al. (2023) verificaram que a QVG e a extrusão dos corpos polares são significativamente favorecidas em salinidades entre 30 e 35 g/L.

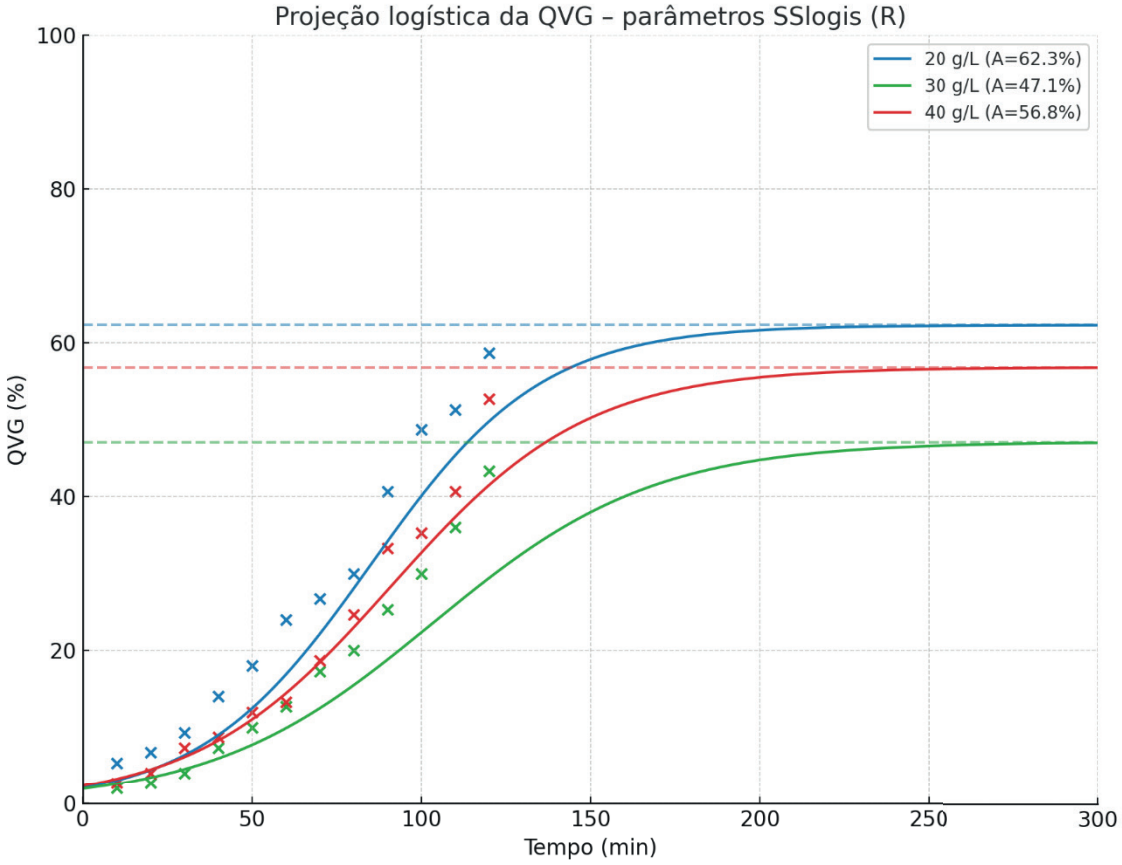
Lopes et al. (2023) destacam que a salinidade próxima à do ambiente de origem dos reprodutores tende a otimizar a maturação ovocitária e sincronizar a meiose, o que propõe que a melhor resposta em salinidade 20 encontrada neste estudo pode refletir a adaptação dos exemplares às condições naturais de seu habitat. Logo, ambas as espécies de bivalves, apresentam estratégias reprodutivas diferentes.

Com base nos resultados obtidos e em estudos realizados na literatura sobre a regulação da maturação ovocitária em invertebrados marinhos, pode-se supor que a variação da salinidade

atua como modulador da sinalização intracelular via Monofosfato de Adenosina Cíclico (cAMP) em *C. gasar*. Em determinadas espécies, como observado por Deguchi et al. (2011),o aumento de cAMP está relacionado à indução da QVG, enquanto em outras, a redução dessa molécula sinalizadora intracelular é o responsável principal para a retomada da meiose. No caso do estudo em questão, é possível que salinidades mais baixas (20 g/L) estimulem a produção de cAMP, favorecendo a ativação do Fator Promotor da Maturação (MPF) e acelerando a QVG. Assim, tanto aumentos quanto reduções no cAMP poderiam ser desencadeados por mudanças de salinidade, dependendo da espécie e do contexto osmótico, sendo este mecanismo potencialmente responsável pelas diferenças de resposta observadas entre *C. gasar* e outros bivalves relatados na literatura.

Para analisarmos o potencial de QVG em tempos não testados experimentalmente, aplicamos um modelo de regressão não linear do tipo logístico, adequado por descrever processos biológicos com crescimento inicial acelerado seguido de estabilização em um platô. Os ajustes mostraram que, na salinidade de 20 g/L, os ovócitos apresentaram o maior potencial máximo, com assíntota estimada em aproximadamente 62,3% de QVG.

Figura 10- Projeção logística da quebra da vesícula germinativa (QVG) em ovócitos de *Crassostrea gasar* submetidos a diferentes salinidades (20, 30 e 40 g/L).



As curvas foram ajustadas por regressão não linear do tipo logístico (função SSlogis, R), considerando os parâmetros de assíntota (A), ponto de inflexão (T50 ou xmid) e escala (scal). Os pontos representam os valores observados experimentalmente e as linhas contínuas as curvas ajustadas. Linhas tracejadas horizontais indicam os valores máximos estimados (assíntotas), evidenciando que os ovócitos não atingem 100% de QVG, mas estabilizam em limites fisiológicos distintos conforme a salinidade.

Fonte: Autora, 2025.

O ponto de inflexão (T50) ocorreu em torno de 85 minutos, indicando rápida progressão até metade da resposta máxima. Esta condição se destacou tanto pela magnitude da resposta quanto pela velocidade, sugerindo ser a mais favorável para a indução da maturação nuclear.

Na salinidade de 40 g/L, o platô foi intermediário (56,8%), com T50 próximo de 91 minutos, enquanto na salinidade de 30 g/L observou-se o menor valor assintótico (47,1%), associado ao T50 mais tardio (103 minutos). De modo geral, todos os tratamentos tenderam a estabilizar entre 180 e 200 minutos, atingindo entre 90% e 95% de suas respectivas assíntotas, evidenciando a existência de um limite fisiológico intrínseco no processo de QVG, inferior a 100%, modulável pelas condições ambientais.

Assim, os resultados sugerem que a salinidade de 20 g/L proporciona as condições mais adequadas para a indução da maturação nuclear de ovócitos de *C.gasar*, conciliando maior valor máximo de QVG e resposta mais rápida. Esses achados são relevantes para o aprimoramento de protocolos de maturação in vitro e reprodução controlada, com implicações diretas para o manejo reprodutivo e o desenvolvimento da aquicultura da espécie.

CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo provam que a maturação artificial dos ovócitos da ostra nativa *Crassostrea gasar* é influenciada diretamente pela salinidade e pelo tempo de exposição à mesma. Entre os tratamentos avaliados, a salinidade de 20 g/L apresentou o melhor desempenho na indução da quebra da vesícula germinal (QVG), principalmente nos primeiros intervalos de tempo, promovendo maior velocidade de resposta e maiores valores finais de QVG, sugerindo que essa condição cria um ambiente mais propício à retomada da meiose e, consequentemente, à maturação ovocitária.

Esses resultados reforçam então a hipótese de que a resposta fisiológica da espécie está intimamente ligada às condições ambientais do seu habitat de origem, o que destaca a importância de protocolos espécie-específica de reprodução artificial.

A partir dos resultados obtidos, é recomendável que, para um protocolo de larvicultura e maturação artificial de ovócitos em *C. gasar*:

• A hidratação dos ovócitos deve ocorrer na salinidade de 20 g/L, com duração de 120 minutos, tempo no qual se atinge aproximadamente 94% da resposta máxima de QVG;

• Para aplicações em fertilização ou estudos de biotecnologia, como indução cromossômica, recomenda-se utilizar ovócitos hidratados por cerca de 120 minutos, garantindo eficiência próxima ao limite fisiológico observado;

• O monitoramento deve ser feito por microscopia em intervalos bem definidos, assegurando que os ovócitos estejam em estágio adequado de maturação antes da fertilização;

• As condições de manejo devem incluir temperatura constante (26 °C), aeração suave e densidade controlada de ovócitos, evitando estresse celular e perda de viabilidade.

Apesar dos resultados obtidos, recomenda-se a realização de estudos adicionais futuros envolvendo um maior número de indivíduos, diferentes períodos reprodutivos e a inclusão de outras variáveis ambientais, afim de ampliar a compreensão sobre os mecanismos fisiológicos que regulam a maturação ovocitária na *C. gasar*. Esses estudos futuros poderão consolidar protocolos de reprodução artificial mais robustos e aplicáveis em escala produtiva.

Dessa forma, este trabalho visa contribuir para a formulação de protocolos de reprodução artificial mais adequados à *C. gasar*, oferecendo informações importantes para programas de larvicultura, produção de sementes e consequentemente para o fortalecimento da ostreicultura no Brasil. Os resultados aqui obtidos também podem servir de base para futuros estudos sobre biotecnologias aplicadas à reprodução de bivalves, favorecendo avanços tanto na conservação de espécies nativas quanto na sustentabilidade da produção aquícola nacional.

REFERÊNCIAS

ALLEN, S. K.; BUSHEK, D. Large-scale production of triploid oysters, Crassostrea virginica (Gmelin), using "stripped" gametes. ***Aquaculture***, v. 103, n. 3–4, p. 241–251, 1992.

ALVAREZ, I.F. **Reproduccion y acondicionamiento de bivalves em el criadero.** ALVA, A. Conselleria de Pesca, Marrisqueo e Acuicultura. Xunta de Galicia Coruña, Espana. v.16, p. 3-35. 1991.

ANTUNES, T. et al. A cadeia de suprimentos da ostreicultura no Nordeste Paraense, Amazônia, Brasil. **Observatorio de la economía latinoamericana**, v. 22, n. 1, p. 2144–2166, 18 jan. 2024.

BORGES MTM. **Sobre a nutrição de Moluscos Bivalves em cultura controlada, com especial referência aos aspectos qualitativos**. Portugal: Universidade do Porto; 1989.

CASTILHO-WESTPHAL, GG., 2012. **Ecologia da ostra do mangue Crassostrea brasiliana (Lamarck, 1819) em manguezais da Baía de Guaratuba-PR**. Paraná: Universidade Federal do Paraná. 118 p. Tese de Doutorado em Ciências Biológicas.

CHÁVEZ-VILLALBA J.; MINGANT C.; COCHARD J.C.; LE PENNEC, M. **Gamétogenèse chez l'huître Crassostrea gigas de l'Aber Benoît (Bretagne, France), à la limite nord de son aire de reproduction.** Haliotis, v. 30, p. 1-12. 2001.

CHÁVEZ-VILLALBA, J., BARRET, J., MINGANT, C., COCHARD, JC. and LE PENNEC, M., 2003. Influence of timing of broodstock collection on conditioning, oocyte production, and larval rearing of the oyster Crassostrea gigas (Thunberg) at six production sites in France. ***Journal of Shellfish Research***, vol. 22, no. 2, p. 465-474.

CHRISTO, SW. and ABSHER, TM., 2006. Reproductive period of Crassostrea rhizophorae (GUILDING, 1828) and Crassostrea brasiliana (LAMARK, 1819) (Bivalvia: Ostreidae) in Guaratuba Bay, Paraná Brazil. ***Journal of Coastal Research***, vol. 2, no. 39, p. 1215-1218.

CONDE, L. D. R. et al. **Comercialização de Ostras no Nordeste Paraense, Pará, Brasil**. Engenharia de Pesca: o avanço da ciência no Brasil, p. 52–64, 2023.

DEGUCHI, R.; TAKEDA, N.; STRICKER, S. A**.** Comparative biology of cAMP-induced germinal vesicle breakdown in marine invertebrate oocytes. **Molecular reproduction and development**, v. 78, n. 10-11, p. 708–25, 2011.

FONG, Y. L.; HUNTER, R. H.; WU, M.; KATZ, D. F.; VACQUIER, V. D. Increase of cAMP upon release from prophase arrest in surf clam oocyte**.** ***Developmental Biology***, v. 191, n. 1, p. 70–79, 1997.

GOMES, C. et al. The reproductive cycle of the oyster Crassostrea gasar. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 4, p. 967–976, 1 nov. 2014.

GOMES, S. C.; PEREIRA, A. A.; LIMA, J. R. O. Caracterização da qualidade da água e produção de Crassostrea brasiliana em sistema de cultivo suspenso em manguezal. ***Revista Brasileira de Ciências Ambientais***, v. 9, p. 31-37, 2014.

JULIANA DUARTE FERREIRA et al. **Diagnóstico Sobre a Propriedade Intelectual Aplicada ao Agronegócio das Ostras na Região de Florianópolis – Santa Catarina**. Cadernos de Prospecção, v. 16, n. 3, p. 795–812, 1 abr. 2023.

LEGAT, Jefferson Francisco Alves; PUCHNICK-LEGAT, Angela; GOMES, Carlos Henrique Araujo de Miranda; SÜHNEL, Simone; MELO, Claudio Manoel Rodrigues De. **Effects of salinity on fertilization and larviculture of the mangrove oyster, Crassostrea gasar in the laboratory. Aquaculture,** [S. l.], v. 468, p. 545–548, 2017. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2016.11.016. Disponível em: http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.11.016.

LI, H. et al. Effects of salinity on early activities of artificial hybridization between Crassostrea ariakensis and C. gigas. ***Aquaculture Research***, v. 52, n. 6, p. 2540–2549, 2021.

LOPES, R. G. P. S. et al. Effects of salinity on pre- and post-fertilization developmental events in the clam Anomalocardia flexuosa (Linnaeus, 1767). **Animal Reproduction**, v. 20, n. 2, 2023.

LOPES, R. G. P. S. et al. Effects of salinity on pre and post-fertilization developmental events in the clam Anomalocardia flexuosa (Linnaeus, 1767). ***Animal Reproduction***, v. 20, n. 2, p. 1–9, 2023.

MAGAÑA-CARRASCO, M. et al. Influence of environmental factors on reproductive success of oysters in tropical environments. ***Aquaculture***, v. 51, n. 2, p. 128–140, 2018.

MARTÍNEZ, C., et al., 1995. Reproductive patterns of the oyster Crassostrea virginica in Mexico. ***Journal of Shellfish Research***, 14(3), 389-396.

MIRELLA, P.; MAGENTA, R.; BARRACCO, M. A. Pathologies in commercial bivalve species from Santa Catarina State, southern Brazil. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 92, n. 3, p. 571–579, 22 jul. 2011.

NOWLAND, S. J. et al. Current Status and Potential of Tropical Rock Oyster Aquaculture. ***Reviews in Fisheries Science and Aquaculture***, v. 28, n. 1, p. 57–70, 2020.

POURMOZAFFAR, Sajjad; TAMADONI JAHROMI, Saeid; RAMESHI, Hossein; SADEGHI, Ali; BAGHERI, Tahereh; BEHZADI, Siamak; GOZARI, Mohsen; ZAHEDI, Mohammad Reza; ABRARI LAZARJANI, Shahrooz. **The role of salinity in physiological responses of bivalves**. Reviews in Aquaculture, [S. l.], v. 12, n. 3, p. 1548–1566, 2020. DOI: 10.1111/raq.12397.

QIN, Y. et al. Effects of salinity and temperature on the timing of germinal vesicle breakdown and polar body release in diploid and triploid Hong Kong oysters, Crassostrea hongkongensis, in relation to tetraploid induction. ***Aquaculture Research***, v. 49, n. 11, p. 3647–3657, nov. 2018.

RAY, N. E.; FULWEILER, R. W. Meta-analysis of oyster impacts on coastal biogeochemistry. **Nature Sustainability**, v. 4, n. 3, p. 261–269, 1 mar. 2021.

SIQUEIRA, KLF., 2008. **Avaliação do sistema de cultivo de ostra do gênero Crassostrea (SACCO, 1897) no estuário do rio Vaza-Barris (Sergipe)**. Aracaju: Universidade Tiradentes UNIT. 77 p. Dissertação de Mestrado em Saúde e Ambiente.

SOKOLOV, Eugene P.; SOKOLOVA, Inna M. **Compatible osmolytes modulate mitochondrial function in a marine osmoconformer Crassostrea gigas (Thunberg, 1793).** Mitochondrion, [S.l.], v. 45, p. 29–37, 2019. DOI: 10.1016/j.mito.2018.02.002. Disponível em: http://dx.doi.org/10.1016/j.mito.2018.02.002.

WILLER, D. F.; ALDRIDGE, D. C. Sustainable bivalve farming can deliver food security in the tropics. ***Nature Food*****,** v. 1, n. July, p. 384–388, 2020.

WOOD, S. N. Fast stable restricted maximum likelihood and marginal likelihood estimation of semiparametric generalized linear models. ***Journal of the Royal Statistical Society****: Series B (Statistical Methodology)*, v. 73, n. 1, p. 3–36, jan. 2011.

ZHOU, Cong et al**. Metabolomics and biochemical assays reveal the metabolic responses to hypo-salinity stress and osmoregulatory role of cAMP-PKA pathway in Mercenaria. Computational and Structural Biotechnology Journal**, [S. l.], v. 20, p. 4110– 4121, 2022. DOI: 10.1016/j.csbj.2022.08.004. Disponível em: https://doi.org/10.1016/j.csbj.2022.08.004.