

Universidade Federal do Rio de Janeiro

**Efeitos das Mudanças Climáticas na Capacidade
de Regeneração de *Platynereis dumerilii*
(Annelida: Nereididae)**

Delfina Gutiérrez

Rio de Janeiro
Setembro de 2025

FAC

Efeitos das Mudanças Climáticas na Capacidade de Regeneração de *Platynereis dumerilii* (Annelida: Nereididae)

Delfina Gutiérrez

Dissertação de Mestrado apresentada ao
Programa de Pós-graduação em Ciências
Biológicas (Zoologia), Museu Nacional, da
Universidade Federal do Rio de Janeiro, como
parte dos requisitos necessários à obtenção do
título de Mestre em Ciências Biológicas
(Zoologia).

Orientadora: Christine Ruta
Co-orientadora: Mariana Contins

Rio de Janeiro
Setembro de 2025

iii

Efeitos das Mudanças Climáticas na Capacidade de Regeneraçãode *Platynereis dumerilii* (Annelida: Nereididae)

Delfina Gutiérrez

Dissertação de Mestrado submetida ao Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), Museu Nacional, da Universidade Federal do Rio de Janeiro - UFRJ, como parte dos requisitos necessários à obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas (Zoologia).

Aprovada por:

Presidente, Professora Christine Ruta

Professora Joana Zanol Pinheiro da Silva

Membro banca titular

Professora Ana Claudia dos Santos Brasil

Menbro banca titular

Rio de Janeiro
Setembro de 2025

Ficha Catalográfica

Gutiérrez, Delfina.

Efeitos das Mudanças Climáticas na Capacidade de Regeneração de *Platynereis dumerilii* (Annelida: Nereididae)/ Delfina Gutiérrez. - Rio de Janeiro: UFRJ/Museu Nacional, 2025. xi, 43f.: il.; 31 cm. Orientadoras:

Christine Ruta & Mariana Contins

Dissertação (mestrado) – UFRJ/ Museu Nacional/Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia), 2025.

Referências Bibliográficas: f. 30-39.

1. Aquecimento global. 2. Acidificação oceânica. 3. Salinidade. 4. Regeneração. 5. Organismo modelo. I. Ruta, Christine. II. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional, Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Zoologia). III. Mudanças Climáticas da Capacidade de Regeneração de *Platynereis dumerilii* (Annelida: Nereididae)

RESUMO

As mudanças climáticas antropogênicas afetam os ambientes marinhos por meio de alterações na salinidade, aumento da temperatura e acidificação oceânica. Compreender os efeitos desses fatores sobre os organismos é essencial, embora grupos como os anelídeos ainda sejam pouco representados em pesquisas. O anelídeo *Platynereis dumerilii* destaca-se como modelo experimental e apresenta capacidade de regeneração posterior, processo fundamental após danos físicos, mas potencialmente associado a custos de aptidão. Este estudo avaliou os efeitos de variações previstas de salinidade, temperatura e pH, com base em projeções do IPCC (2019, 2023), sobre a regeneração de *P. dumerilii*. Foram testadas temperaturas de 18°C (controle), 25°C, 30°C e 33°C; salinidades de 35 (controle), 30 e 25; e pH 7,9 (controle) e 7,6. Organismos com 30–40 segmentos e 3–4 meses de idade foram amputados e monitorados por cinco dias, período suficiente para a regeneração completa em condições controle. A ocorrência de regeneração, a sobrevivência e a formação de anomalias foram analisadas por meio de Modelos Lineares Generalizados. Os resultados revelaram que a regeneração de *P. dumerilii* é sensível a cenários climáticos futuros. A redução da salinidade retardou discretamente a regeneração, sem afetar a sobrevivência ou induzir anomalias. O aumento da temperatura acelerou a regeneração, mas promoveu anomalias a 30°C e mortalidade acima desse limiar. A diminuição do pH reduziu a sobrevivência e sugeriu um efeito de desaceleração na regeneração. Este estudo contribui para o entendimento dos impactos das mudanças climáticas sobre invertebrados marinhos e amplia o conhecimento sobre a regeneração em anelídeos.

Palavras-chave: Aquecimento global; Acidificação oceânica; Salinidade; Regeneração; Organismo modelo.

ABSTRACT

Anthropogenic climate change affects marine environments through alterations in salinity, rising temperatures, and ocean acidification. Understanding the effects of these factors on organisms is essential, although groups such as annelids remain underrepresented in research. The annelid *Platynereis dumerilii* stands out as an experimental model and exhibits posterior regenerative capacity, a key process following physical damage but potentially associated with fitness costs. This study evaluated the effects of projected variations in salinity, temperature, and pH, based on IPCC (2019, 2023) scenarios, on the regeneration of *P. dumerilii*. Temperatures of 18°C (control), 25°C, 30°C, and 33°C; salinities of 35 (control), 30, and 25; and pH values of 7.9 (control) and 7.6 were tested. Organisms with 30–40 segments and 3–4 months of age were amputated and monitored for five days, a period sufficient for complete regeneration under control conditions. Regeneration occurrence, survival, and the formation of anomalies were analysed using Generalized Linear Models. Results revealed that the regeneration of *P. dumerilii* is sensitive to future climate scenarios. Reduced salinity slightly delayed regeneration without affecting survival or inducing anomalies. Elevated temperature accelerated regeneration but caused anomalies at 30°C and mortality above this threshold. Lowered pH reduced survival and suggested a decelerating effect on regeneration. This study contributes to the understanding of climate change impacts on marine invertebrates and expands current knowledge on regeneration in annelids.

Key-words: Global warming; Ocean acidification; Salinity; Regeneration; Model organism.

Agradecimentos

Inicialmente, agradeço à minha orientadora, Profa. Christine Ruta, por ter me acolhido em sua equipe e contribuído de forma fundamental com seu conhecimento na pesquisa e na minha formação. Sou muito grata por ter acreditado sempre em mim e no meu potencial.

À minha coorientadora, Dra. Mariana Contins, pela disponibilidade, suporte técnico e intelectual ao longo de toda a pesquisa deste trabalho. À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ), pelo apoio financeiro por meio das bolsas PROEX e Mestrado Nota 10, respectivamente.

Aos professores Paulo Paiva e João Torres de Mello, pelo auxílio nas análises estatísticas e pelas explicações sempre didáticas, que contribuíram de forma significativa para a interpretação dos dados deste projeto.

Aos docentes e à equipe técnica do Programa de Pós-Graduação em Zoologia do Museu Nacional, pelo suporte constante ao longo do mestrado, especialmente ao coordenador, Marcelo Ribeiro, por sua humanidade, acessibilidade e disponibilidade em apoiar os discentes.

Aos professores que integraram as bancas de seminários e acompanhamento, e à Dra. Rannyele Ribeiro, parecerista externa do projeto, cujas contribuições foram essenciais para o aprimoramento deste trabalho. À banca de defesa, agradeço antecipadamente pela leitura atenta e pelas contribuições que certamente enriquecerão este trabalho.

À Profa. Lise Sedrez, por viabilizar a chegada dos controladores de pH ao Brasil, tornando possível a condução dos ensaios de acidificação oceânica. Ao Prof. Renato Ventura, ao técnico Ricardo Bastos e ao Me. Victor Hugo de Almeida, pelo apoio na construção dos sistemas de fluxo contínuo de água com injeção de CO₂. Muito obrigada, tanto pela assistência técnica quanto emocional durante o desafiador processo de montagem de um sistema experimental dessa complexidade.

Ao Laboratório TaxoN, formado por pessoas incríveis, além de excelentes pesquisadores. Obrigada pela convivência e receptividade ao longo desses anos.

Gracias a mis padres por sobre todo, sin quienes, con su apoyo incondicional mismo a la distancia, nada de esto hubiera sido posible.

À Roberta Freitas, que me deu casa, companhia, apoio e foi, literalmente, meu primeiro lar no Brasil. À Bia (Beatriz Errico), minha companheira de vida durante o mestrado. A Júlia Ramos pela nossa amizade no laboratório e por seu apoio constante. Ao Lucas Fonseca, meu parceiro de laboratório, de mestrado e de todos os dias, obrigada por termos construído juntos uma experiência compartilhada: a melhor dupla do mundo contra as mudanças climáticas e todos os desafios da biologia experimental!

Ao surf, por me dar força e vontade de viver. Ao mar, por todas as oportunidades, vivências e pessoas maravilhosas que me trouxe. Obrigada por todos os lugares a que me levou e pelos que ainda vai me levar.

E, por fim, aos anelídeos, por darem suas vidas para a realização deste estudo.

SUMÁRIO

1. Introdução	1
1.1. Mudanças Climáticas e Estressores Ambientais	1
1.2. Invertebrados Marinhos sob Estresse Ambiental	1
1.3. <i>Platynereis dumerilii</i> como Modelo Experimental	2
1.4. Ciclo de Vida de <i>Platynereis dumerilii</i> e Regeneração.....	3
2. Objetivos	6
2.1. Objetivo Geral.....	6
2.2. Objetivos Específicos.....	6
3. Material e métodos.....	6
4. Resultados	14
4.1. Monitoramento dos Parâmetros Físicos Químicos da Água	14
4.2. Experimento de Salinidade.....	14
4.3. Experimento de Temperatura	16
4.4. Experimento de pH.....	24
5. Discussão.....	27
6. Conclusão.....	29
7. Referências Bibliográficas	30
8. Apêndices.....	40

Lista de Figuras

Fig. 1. Morfologia geral dos organismos átocos de <i>Platynereis dumerilii</i> . © Mael Grosse.	3
Fig. 2. Ciclo de vida de <i>Platynereis dumerilii</i> . Cronologia do desenvolvimento baseada em condições controle do laboratório, temperatura: 18°C, salinidade: 35. As letras R marcam os estágios com capacidade de regeneração posterior.	4
Fig. 3. Estágios de regeneração de <i>Platynereis dumerilii</i> em condições controle (temperatura: 18°C e salinidade: 35). c: cicatriz, a: anus em formação, c.p.: cirros pigidiais, p.l.: projeções laterais; dpc: dias pós-corte. Linha vermelha é o comprimento da região regenerada. Escala: 100µm. Esquemas e características de Planques <i>et al.</i> (2019).	5
Fig. 4. Amputação de <i>P. dumerilii</i> , em vista póstero-dorsal. A. Pré amputação. B. Pós amputação. Sendo, linha vermelha tracejada: região do corte. Escala: 200 µm.	7
Fig. 5. Distribuição dos recipientes do experimento de salinidade em incubadora.	9
Fig. 6. Delineamento experimental para o experimento de salinidade. Cada recipiente representa uma réplica com cinco organismos.	9
Fig. 7. Experimento de temperatura. A–C Sala climatizada do controle. A. Ar condicionado. B. Disposição dos recipientes contendo as réplicas do controle. C. Recipientes do cultivo para manutenção de <i>P. dumerilii</i> . D. Incubadora utilizada nos tratamentos de temperatura.	10
Fig. 8. Delineamento experimental para o experimento de temperatura. Cada recipiente representa uma réplica com cinco organismos.	11
Fig. 9. Sistema para o experimento do pH. Setas vermelhas indicam os recipientes (unidades experimentais). B. Sistema de injeção de CO ₂ . (1) Cilindro de CO ₂ ; (2) Válvula solenóide; (3) Válvula de ajuste fino. C. Controlador de pH. (1) Display do controlador; (2) Fonte de energia à qual a válvula solenóide é conectada. D. Tanque central.(1). Saída do CO ₂ ; (2) Sensor de pH acoplado ao controlador.	12
Fig. 10. Recipientes utilizados no experimento de pH. A. Recipiente de 600 ml com tampa modificada. B. Recipiente com os organismos. Seta azul: peso de vidro para manter o recipiente submerso.	13
Fig. 11. Delineamento experimental para o experimento de pH. Cada recipiente representa uma réplica com 5 organismos.	13
Fig. 12. Frequência de estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes salinidades no 5 dpc. C (controle): 35, S1: 30, S2: 25, dpc: dias pós-corte.	15
Fig. 13. Estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes salinidades no 5 dpc. C (controle): 35, S1: 30, S2: 25, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.	16
Fig. 14. Porcentagem de organismos sobreviventes no final do experimento de temperatura. C (controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C, T3: 33°C.	17
Fig. 15. Frequência de estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes temperaturas. A–B. 3 dpc. C–D. 5 dpc. C (controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte.	18
Fig. 16. Estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes temperaturas no 3 dpc. C (controle): 18°C, T1: 25, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.	19
Fig. 17. Estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes temperaturas no 5 dpc. A–B. Controle. C–D. T1. D–E. T2. C (controle): 18°C, T1: 25, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.	20
Fig. 18. Anomalias na regeneração de <i>P. dumerilii</i> no 5 dpc. T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm. T2.1–T2.3 são os diferentes recipientes do tratamento dos organismos com anomalias. ...	23
Fig. 19. Número de organismos vivos durante o experimento de pH. A. Controle (7,9). B. Tratamento de PH (7,6). A linha vermelha indica o momento de maior mortalidade de organismos do Controle.	

C1, C2, C3: réplicas do Controle; PH1, PH2, PH3 réplicas do tratamento de PH.....	25
Fig. 20. Frequência de estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> no experimento de pH no 5 dpc. C (controle): 7,9; PH: 7,6; dpc: dias pós-corte.	26
Fig. 21. Estágios de regeneração de <i>P. dumerilii</i> em diferentes condições de pH no 5 dpc. A. Organismo de C (controle). B-D. Organismos do tratamento PH. C (controle): 7,9, PH: 7,6, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.	26

Lista de Tabelas

- Tabela 1.** Resultados de GLM para o modelo de efeito da salinidade na presença de regeneração completa no 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc = dias pós-corte; C (controle): 35, S1: 30, S2: 25; AIC = valor do Critério de informação de Akaike. 16
- Tabela 2.** Resultados de GLM para o modelo de efeito da temperatura na presença de regeneração completa no 3 e 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc= dias pós-corte; C(controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C; AIC = valor do Critério de informação de Akaike. 21
- Tabela 3.** Resultados de GLM para o modelo de efeito da temperatura na presença de anomalias no 3 e 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc = dias pós-corte; C (controle): 18°C, T2: 30°C; AIC = valor do Critério de informação de Akaike..... 24
- Tabela 4.** Resultados de GLM para o modelo de efeito do pH na sobrevivência. GLM = modelos lineares generalizados (controle): 7,9, PH: 7,6; AIC= valor do Critério de informação de Akaike. 24

1. Introdução

1.1. Mudanças Climáticas e Estressores Ambientais

Atividades antropogênicas, especialmente as emissões de gases de efeito estufa, têm causado de forma inequívoca mudanças climáticas. O aquecimento global já em curso, gerou uma elevação de 1,1°C da temperatura média global na última década em relação ao período pré industrial (1850–1900), e estima-se que essa elevação possa atingir entre 2,2 a 3,5°C até 2100 segundo informado pelo Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas (IPCC, pelas siglas no inglês) (IPCC 2023). Além disso, ondas de calor marinhas, que duram de semanas a vários meses, tem se tornado mais frequentes, mais intensas e mais longas desde a década de 1980, expondo aos organismos a condições ambientais além de seus limites de tolerância (IPCC 2023), com projeções indicando uma intensificação desses eventos no futuro.

Simultaneamente, alterações nos padrões de precipitação, nebulosidade, ventos e outros parâmetros ambientais também foram projetadas, podendo resultar em variações de salinidade nos ambientes costeiros (IPCC 2019). Estudos mostraram que aumentos nos níveis de precipitação além do normal podem reduzir a salinidade ambiental, com implicações no funcionamento dos ecossistemas, incluindo alterações na estrutura da comunidade bentônica (Norkko *et al.* 2002; Zajac & Whitlatch 2003). Reduções acentuadas de salinidade podem afetar a estrutura das comunidades bentônicas e o funcionamento dos ecossistemas (Norkko *et al.* 2002; Zajac & Whitlatch 2003).

Por sua vez, a acidificação oceânica, resultante da maior absorção de CO₂ atmosférico pelos oceanos, tem reduzido o pH da água do mar, com previsão de diminuição de até 0,3 unidades até 2100 (IPCC 2019), o que pode impactar processos fisiológicos e ecológicos fundamentais. Diante desse cenário, torna-se essencial compreender os efeitos das mudanças climáticas sobre os ecossistemas marinhos, a fim de avaliar seu impacto sobre a biodiversidade.

1.2. Invertebrados Marinhos sob Estresse Ambiental

As mudanças climáticas impactam diretamente os invertebrados marinhos, grupo que concentra grande parte da biodiversidade costeira e desempenha funções ecossistêmicas essenciais, como reciclagem de nutrientes, regulação da qualidade da água e transferência

de energia entre níveis tróficos (Snelgrove 1999; Loreau *et al.* 2001) e que devido à complexidade de seus ciclos de vida, são vulneráveis aos efeitos das mudanças climáticas (Pandori & Sorte 2019). Muitos desses organismos também possuem relevância econômica, incluindo moluscos e crustáceos na pesca, corais no turismo e esponjas na biotecnologia (Costello *et al.* 2010; Spalding *et al.* 2017; Blunt *et al.* 2018).

Entre os principais impactos ambientais associados a mudanças climáticas, a diminuição da salinidade impõe um estresse fisiológico que afeta a sobrevivência, as respostas imunológicas, o metabolismo, processos celulares e desenvolvimento de invertebrados marinhos (Braby & Somero 2006; Podbielski *et al.* 2022a; Contins *et al.* 2023, 2025). O aumento da temperatura, embora acelere o metabolismo, crescimento e o desenvolvimento, pode induzir anomalias morfológicas, reduzir a longevidade, afetar a reprodução e diminuir significativamente a sobrevivência em casos extremos (O'Connor *et al.* 2007; Crabbe 2008; Garrabou *et al.* 2009). Já a acidificação oceânica, altera significativamente a química da água do mar pela redução do pH que afeta a disponibilidade de carbonato e pode afetar diversos processos como a calcificação, o crescimento, o metabolismo, a reprodução e o comportamento de invertebrados marinhos (Dupont *et al.* 2008, 2014; Kroeker *et al.* 2013; Campbell *et al.* 2014). Apesar de se contar com uma ampla evidência de efeitos das mudanças climáticas em organismos marinhos, a maioria desses estudos tem sido realizado em organismos calcificantes (Fabry *et al.* 2008; Wernberg *et al.* 2012; Reusch 2014; Podbielski *et al.* 2022b), como corais, cracas, mexilhões e equinodermos, ficando a grande biodiversidade marinha pouco representada nas pesquisas.

1.3. *Platynereis dumerilii* como Modelo Experimental

Dentre os organismos não calcificantes, os anelídeos marinhos se destacam pela diversidade, abundância em substratos moles e papel funcional em processos como bioturbação e ciclagem de nutrientes (Fauchald & Jumars 1979). Muitos deles são utilizados como bioindicadores ambientais, dada a sua sensibilidade a contaminantes e variações abióticas (Dean 2008). Essas características tornam o grupo particularmente adequado para o monitoramento ambiental e a avaliação de impactos antropogênicos em zonas costeiras.

Nesse contexto, *Platynereis dumerilii* (Audouin & Milne Edwards, 1833) (Fig. 1), da família Nereididae, tem se estabelecido como modelo em pesquisas sobre desenvolvimento, neurobiologia, cronobiologia e regeneração (Song *et al.* 2020; Özpölat *et al.* 2021; Stockinger *et al.* 2024). A espécie possui um ciclo de vida indireto bem

caracterizado, desenvolvimento sincronizado e viabilidade para cultivo laboratorial (Özpolat & Bely 2016). Além disso, muitos dos processos biológicos relacionados ao seu desenvolvimento são amplamente compreendidos, o que torna a espécie particularmente adequada para investigação de suas respostas a estressores, como as mudanças climáticas. *Platynereis dumerilii* ocorre em substratos duros ou entre macroalgas, em águas com salinidade entre 30–35, profundidades rasas até 10 metros e temperaturas entre 10–15 °C (Giangrande 1988; Gambi 1992; OBIS 2025).

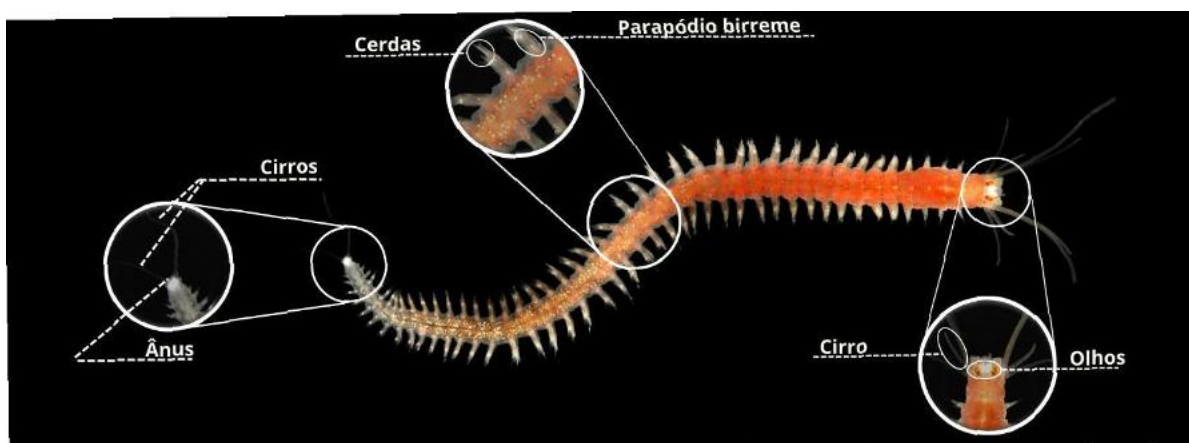


Fig. 1. Morfologia geral dos organismos átocos de *Platynereis dumerilii*. © Mael Grosse.

1.4. Ciclo de Vida de *Platynereis dumerilii* e Regeneração

Platynereis dumerilii apresenta um ciclo de vida indireto, caracterizado por transições distintas entre os estágios larval, juvenil e adulto (Fig. 2). O ciclo inicia-se com organismos adultos sexualmente maduros, denominados epitócos, que realizam uma dança nupcial sincronizada com os ciclos lunares, sobretudo durante a lua cheia, momento em que ocorre a liberação dos gametas na coluna d'água (Zantke *et al.* 2013). A reprodução é seguida pela morte dos adultos.

Após a fecundação externa, sob condições de cultivo a 18 °C a larva trocófora se desenvolve após aproximadamente 24 horas. Em seguida, ocorrem as fases larvais metatrocófora e nectoqueta. As larvas são lecitotróficas e, aproximadamente seis dias após a fecundação, originam juvenis com três segmentos e um tubo digestório funcional (Fischer *et al.* 2010).

Durante o desenvolvimento pós-larval, os organismos são denominados átocos, ou seja, ainda não sexualmente maduros. Eles vivem em tubos mucosos secretados por eles

mesmos. Essa fase átoa representa a maior parte do ciclo de vida da espécie e é marcada pelo crescimento por adição de segmentos. Durante todo esse período, desde o final da fase de nectoqueta até o adulto pré-reprodutivo, *P. dumerilii* tem a capacidade de regeneração posterior (Bely 2006) (Fig. 2). A regeneração é do tipo epimórfico, o que significa que requer uma proliferação celular ativa e a formação de um blastema: uma camada externa de células epiteliais que recobre uma massa interna de células mesenquimais, que contribui para o restabelecimento de uma zona de crescimento posterior funcional (Planques *et al.* 2019).

A regeneração de *P. dumerilii* é um processo rápido e reprodutível que se desenvolve através de cinco etapas morfológicas distintas, descritas a partir de características morfológicas e associadas a eventos de expressão gênica e proliferação celular (Planques *et al.* 2019). As características morfológicas e principais eventos de desenvolvimento de cada estágio de regeneração posterior são ilustrados na Figura 3. A regeneração é crucial para a sobrevivência frente a predações e lesões subletais, e influencia diretamente a capacidade reprodutiva, pois são regeneradas tanto células somáticas quanto germinativas e a maturação sexual está correlacionada com o número de segmentos dos organismos, sendo o crescimento ligado a regeneração (Kuehn *et al.* 2022; Metzger & Özpolat 2024).

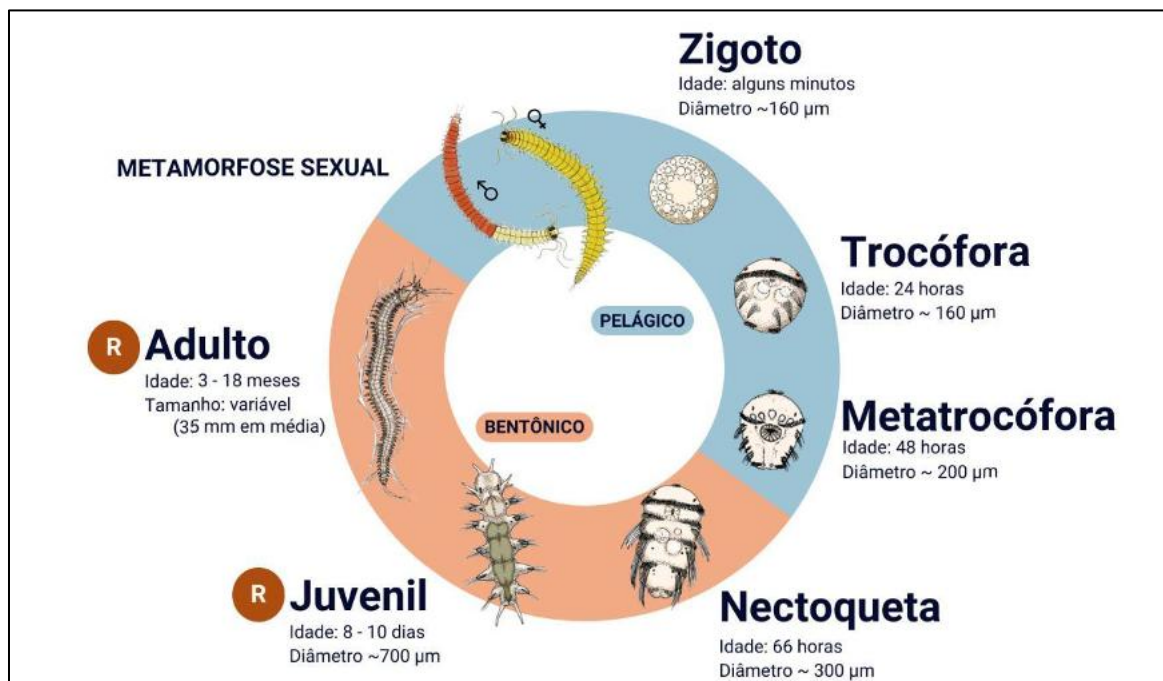


Fig. 2. Ciclo de vida de *Platynereis dumerilii*. Cronologia do desenvolvimento baseada em condições controle do laboratório, temperatura: 18°C, salinidade: 35. As letras R marcam os estágios com capacidade de regeneração posterior.

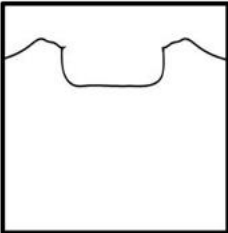
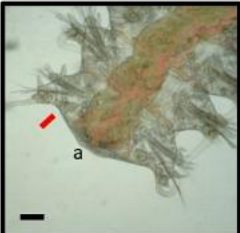
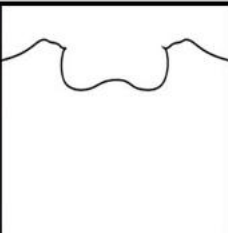
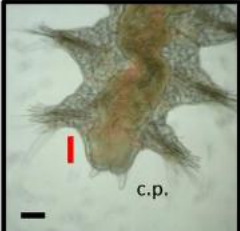
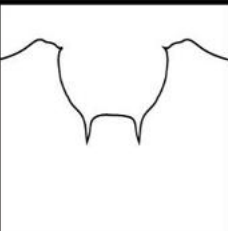
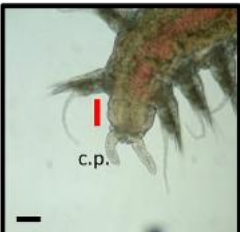
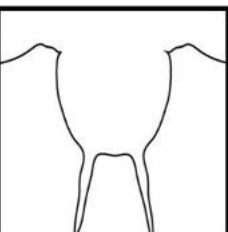
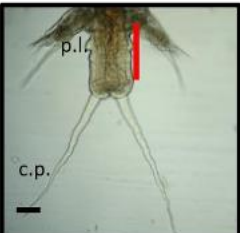
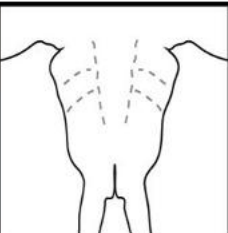
	Fotografia	Esquema	Características morfológicas
Estágio 1 1 dpc			• Superfície amputada coberta por epitélio. • Cicatriz. • Sem crescimento de outros tecidos.
Estágio 2 2 dpc			• Pequena protuberância posterior (região regenerada) com uma depressão em sua face ventral que provavelmente corresponde ao ânus. • Estrutura semelhante a um intestino pouco organizada.
Estágio 3 3 dpc			• Região regenerada maior. • Cirros pigídiais pequenos. • Intestino diferenciado.
Estágio 4 4 dpc			• Pigídio aumenta de tamanho. • Cirros pigídiais alongados.
Estágio 5 5 dpc			• Prolongações laterais que darão origem a novos segmentos. • Cordão nervoso ventral e músculos da parede corporal ventral.

Fig. 3. Estágios de regeneração de *Platynereis dumerilii* em condições controle (temperatura: 18°C e salinidade: 35). c: cicatriz, a: anus em formação, c.p.: cirros pigídiais, p.l.: projeções laterais; dpc: dias pós-corte. Linha vermelha é o comprimento da região regenerada. Escala: 100µm. Esquemas e características de Planques *et al.* (2019).

Considerando o cenário atual de mudanças climáticas, este estudo busca compreender como variações na temperatura, salinidade e pH afetam a regeneração posterior

em organismos átomos de *P. dumerilii*. Ao revelar os limites fisiológicos e a resiliência da espécie, pretende-se não apenas preencher lacunas do conhecimento sobre organismos não calcificantes, mas também contribuir para uma compreensão mais ampla das respostas biológicas diante de alterações ambientais.

2. Objetivos

2.1. Objetivo Geral

Analisar os efeitos de variáveis ambientais associadas às mudanças climáticas sobre a capacidade de regeneração posterior de *Platynereis dumerilii*, considerando cenários projetados pelo IPCC.

2.2. Objetivos Específicos

- 1) Desenvolver e padronizar protocolos experimentais para avaliar os efeitos de variações isoladas de temperatura, salinidade e pH sobre *P. dumerilii*, considerando cenários projetados pelo IPCC.
- 2) Avaliar os efeitos dessas variáveis ambientais sobre a regeneração posterior e a sobrevivência de *P. dumerilii*.

3. Material e métodos

Para avaliar a influência de variáveis ambientais associadas às mudanças climáticas na regeneração posterior de *Platynereis dumerilii*, foram realizados três experimentos independentes, analisando os efeitos de salinidade (tratamentos: 25, 30 e controle 35), temperatura (tratamentos: 25°C, 30°C, 33°C e controle 18°C), e pH (tratamentos: 7,6 e controle 7,9).

- **Seleção dos Organismos** – Foram selecionados, sob estereomicroscópio Olympus SZX7, organismos átomos, completos, sem sinais de regeneração, com 30–40 segmentos e idade aproximada entre 3–4 meses, conforme critérios estabelecidos por Vervoort & Gazave (2022).

- **Aclimação** – Foram selecionados 10 organismos por aquário os quais passaram por um período de aclimação de sete dias em condições controladas correspondentes às dos diferentes tratamentos a serem realizados. Durante esse período, foram mantidos em

recipientes de plástico (capacidade: 600 ml) com 400 ml de água do mar natural filtrada (AMNF, malha de 50 μ m) e fornecimento regular de alimento, a fim de minimizar o estresse e garantir a estabilidade fisiológica antes da exposição aos tratamentos experimentais. Os parâmetros físico-químicos da água foram monitorados a cada 48 horas. Foi utilizado um refratômetro K52-100 para medir a salinidade, enquanto a temperatura e pH foram medidos com um termômetro/pHmetro Hanna HI98128.

- **Alimentação** – A alimentação foi realizada três vezes por semana, conforme Legras *et al.* (2023). A dieta consistiu na alternância entre TetraMin® (0,01 g/ml) e espinafre orgânico (0,05 g/ml), ambos preparados em água do mar natural filtrada (AMNF) previamente ajustada à salinidade, temperatura e pH de cada tratamento. Durante o período de aclimação e ao longo dos experimentos, cada recipiente recebeu, a cada 48 horas, 1 ml ou 0,5 ml da solução alimentar, administrada por meio de pipeta plástica.

- **Amputação** – Após o período de aclimação, os organismos foram anestesiados por 10 minutos em solução 1:1 de AMNF e $MgCl_2$ a 7,5%. Essa mesma solução anestésica será utilizada em diferentes procedimentos do presente estudo. A amputação foi realizada sob estereomicroscópio (Olympus SZX7) com lâmina de bisturi nº 10, seguindo o protocolo adaptado de Vervoort & Gazave (2022). O corte transversal foi efetuado no sexto segmento anterior ao pigídio (Fig. 4). A alimentação foi suspensa 24 horas antes do procedimento, e os organismos foram imediatamente transferidos para os recipientes experimentais após a amputação.

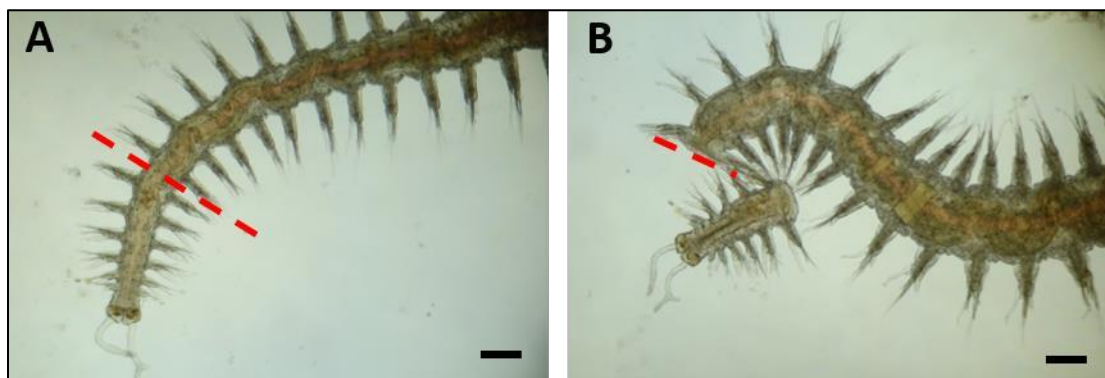


Fig. 4. Amputação de *P. dumerilii*, em vista pósterio-dorsal. **A.** Pré amputação. **B.** Pós amputação. Sendo, linha vermelha tracejada: região do corte. Escala: 200 μ m.

- **Regeneração** – Os organismos foram removidos dos recipientes com auxílio de pincel e

pipeta, anestesiados e fotografados utilizando um microscópio óptico Zeiss AxioSkop HBO 50W acoplado a uma câmera digital Sony DSC WX350. A regeneração foi avaliada segundo os critérios morfológicos de Planques *et al.* (2019), considerando a extensão da região regenerada, presença e tamanho dos cirros pigidiais, formação do tubo digestório e prolongações parapodiais. As características e imagens ilustradas na Figura 3 foram utilizadas como guia para o reconhecimento dos estágios. O monitoramento da regeneração foi realizado ao longo de cinco dias, período necessário para que os organismos atingissem o estágio 5 sob condições controle. Esse estágio foi definido pela presença de pigídio e cirros pigidiais bem desenvolvidos, bem como de projeções indicativas de novos segmentos. A regeneração foi analisada considerando as seguintes variáveis: (i) presença de regeneração completa (estágio 5) como variável binária (1 = estágio 5; 0 = outro estágio); (ii) estágio de regeneração (variando de 1 a 5) e (iii) presença de anomalias morfológicas.

- **Sobrevivência** – A sobrevivência dos organismos foi monitorada diariamente ao longo de todo o experimento e determinada com base no número de organismos vivos ao final do período experimental. Ao término do experimento, os organismos sobreviventes foram anestesiados, fixados em solução de formol a 4% por 24 horas e, em seguida, transferidos para álcool 70% para conservação.

- **Delineamento Experimental** – Cada experimento foi conduzido com quatro réplicas (recipientes de plástico), contendo cinco organismos cada, totalizando 20 organismos por tratamento. O fotoperíodo foi mantido constante em 16:8 horas (luz:escuro). Os parâmetros físico-químicos da água foram monitorados diariamente, utilizando os mesmos equipamentos empregados na fase de aclimação.

- **Experimento de Salinidade** – Foram utilizados valores de salinidade que refletiram cenários projetados de redução da salinidade marinha (IPCC 2023): S1 (30), S2 (25) e controle (35), este último conforme o protocolo de cultivo do Laboratório TaxoN. Os valores de salinidade foram atingidos por diluição de AMNF com água destilada. O experimento foi realizado testando simultaneamente os diferentes valores de salinidade (Fig. 5, Fig. 6).



Fig. 5. Distribuição dos recipientes do experimento de salinidade em incubadora.

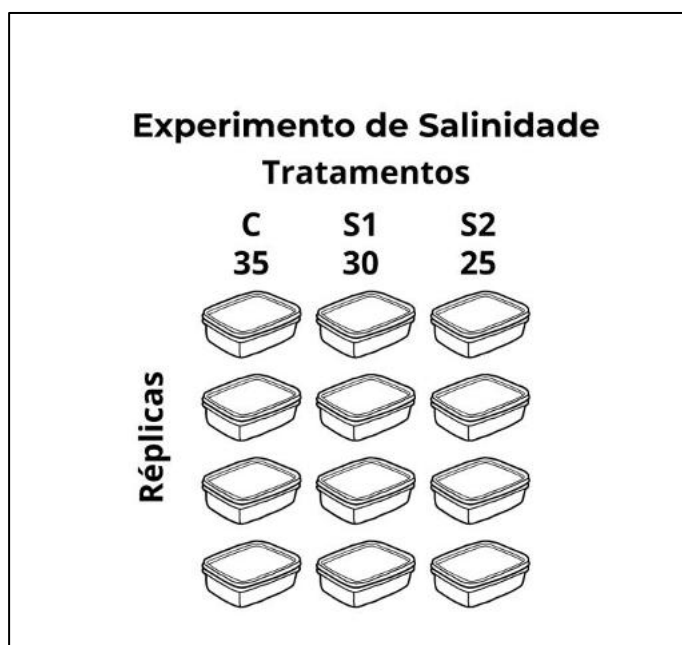


Fig. 6. Delineamento experimental para o experimento de salinidade. Cada recipiente representa uma réplica com cinco organismos.

• **Experimento de Temperatura** – Os tratamentos de temperatura seguiram projeções do IPCC (2023) para o final do século, considerando elevações de até 3,5 °C na temperatura média global: T1 (25 °C), T2 (30 °C) e T3 (33 °C). O valor do controle corresponde ao utilizado no protocolo de cultivo para *P. dumerilii* do Laboratório TaxoN (IB/UFRJ), de onde os organismos deste estudo foram obtidos, e que segue protocolos como Legras *et al.* (2023) e Kuehn *et al.* (2019). Esse também é o valor de referência para o qual o processo de regeneração em cinco estágios foi descrito para a espécie (Planques *et al.* 2019). As condições foram controladas utilizando uma sala climatizada (controle) e uma incubadora (tratamentos de temperatura) (Fig. 7). O experimento foi conduzido em blocos, com três baterias experimentais independentes, cada uma contendo o controle e um dos tratamentos (Fig. 8).



Fig. 7. Experimento de temperatura. A–C Sala climatizada do controle. A. Ar condicionado. B. Disposição dos recipientes contendo as réplicas do controle. C. Recipientes do cultivo para manutenção de *P. dumerilii*. D. Incubadora utilizada nos tratamentos de temperatura.

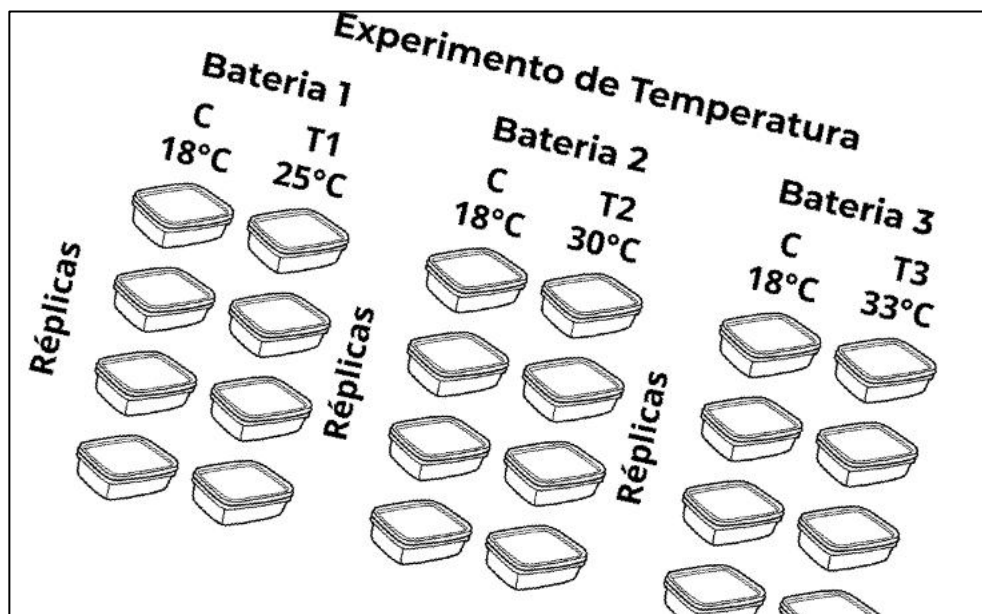


Fig. 8. Delineamento experimental para o experimento de temperatura. Cada recipiente representa uma réplica com cinco organismos.

• **Experimento de pH** – O valor do controle (pH 7,9) corresponde ao da água do mar coletada na Praia Vermelha, Rio de Janeiro. O tratamento de acidificação (pH 7,6) baseou-se na projeção do IPCC (2019), que prevê redução de até 0,3 unidades até o final do século XXI. O pH do tratamento de acidificação foi mantido por um sistema de fluxo contínuo com injeção automatizada de CO₂ (Fig. 9), conforme Dworjanyn & Byrne (2018), Byrne & Fitzner (2019), Marques (2020) e Ribeiro *et al.* (2023). O CO₂ era injetado em um reservatório de 30 l por meio de cilindro com válvula solenóide e válvula de ajuste fino, controladas por um controlador de pH (Weipro PH-2010) com sensor de pH submerso. A injeção era ativada automaticamente quando o pH excedia o valor programado. A água acidificada era distribuída por bomba submersa (Sarlo Better SB1000A) para três recipientes de 7,5 L (réplicas), conectados por flanges (¾") e mangueiras (½") com conexões hidráulicas. Sistemas independentes foram montados para o controle e o tratamento de acidificação, ambos com 30 L de água circulante. Cada recipiente de 7,5 l recebeu 5 l de água em recirculação constante. Os recipientes experimentais (600 ml), submersos nos tanques de 7,5 l, foram adaptados com tampas recortadas e cobertas com malha de 50 µm, permitindo troca de água e impedindo a fuga dos organismos e foram mantidos submersos com pesos de vidro (Fig. 10A–B). Devido à mortalidade elevada durante a aclimação no pH reduzido, o experimento foi conduzido com três réplicas por tratamento, contendo cinco organismos cada (Fig. 11).

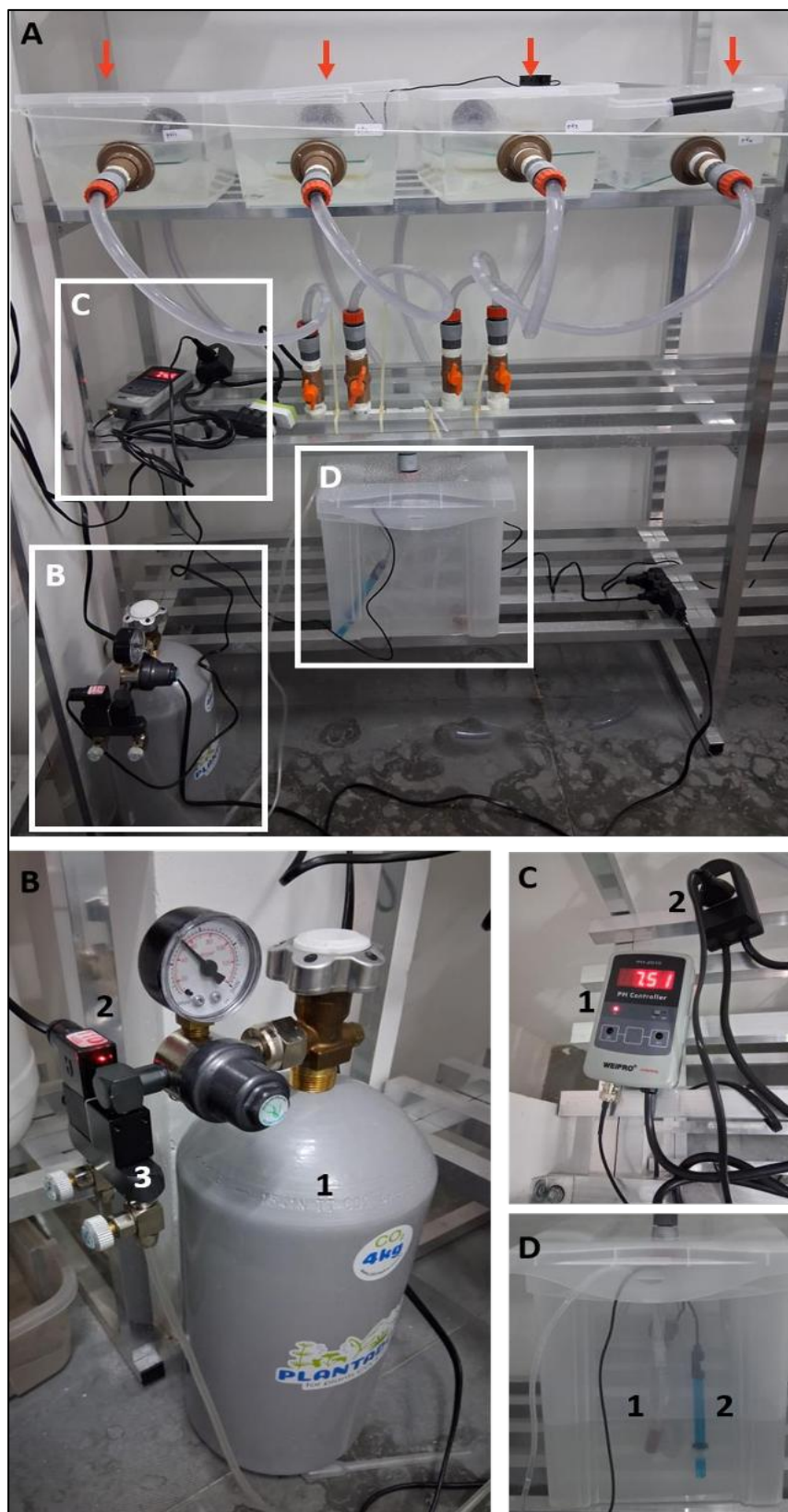


Fig. 9. Sistema para o experimento do pH. Setas vermelhas indicam os recipientes (unidades experimentais). **B.** Sistema de injeção de CO₂. (1) Cilindro de CO₂; (2) Válvula solenóide; (3) Válvula de ajuste fino. **C.** Controlador de pH. (1) Display do controlador; (2) Fonte de energia à qual a válvula solenóide é conectada. **D.** Tanque central. (1). Saida do CO₂; (2) Sensor de pH acoplado ao controlador.

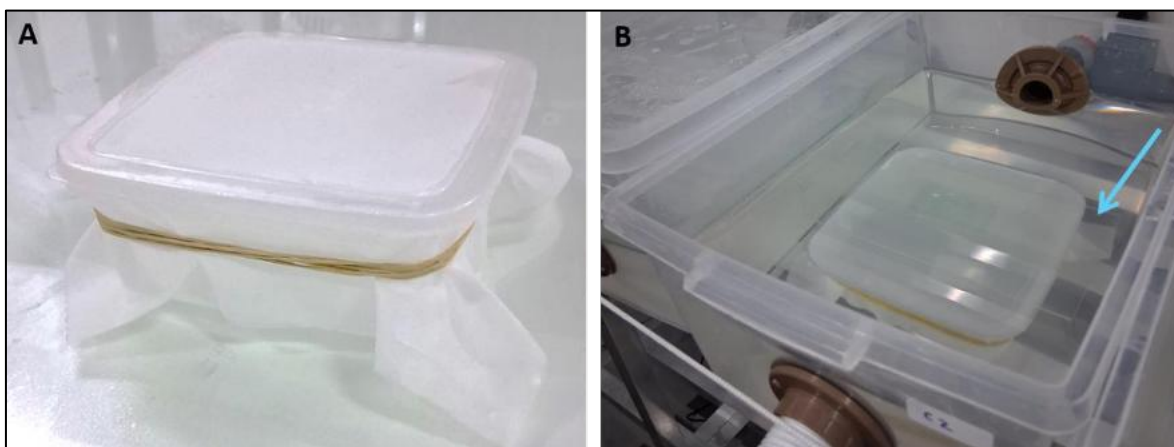


Fig. 10. Recipientes utilizados no experimento de pH. **A.** Recipiente de 600 ml com tampa modificada. **B.** Recipiente com os organismos. Seta azul: peso de vidro para manter o recipiente submerso.

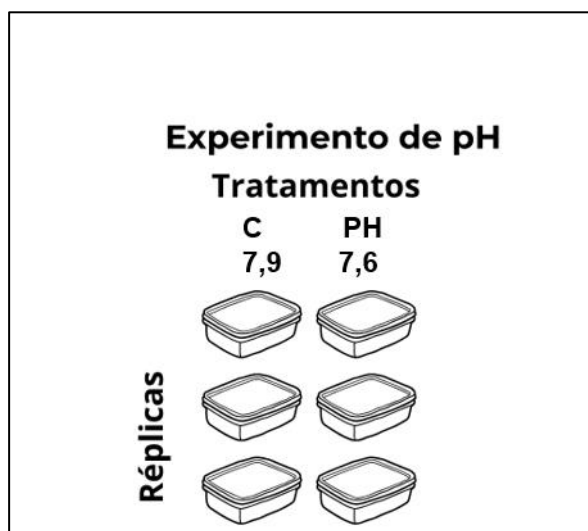


Fig. 11. Delineamento experimental para o experimento de pH. Cada recipiente representa uma réplica com 5 organismos.

• **Análises estatísticas** – Os efeitos das variações de salinidade, temperatura e pH sobre as variáveis estudadas foram analisados por meio de Modelos Lineares Generalizados (GLMs), utilizando o programa R (R Core Team 2023). Os GLMs permitem modelar variáveis resposta que não seguem uma distribuição normal, sem a necessidade de transformações nos dados, ajustando diferentes distribuições, como Poisson e binomial (Zuur *et al.* 2009; Crawley 2012).

A variável sobrevivência, tratada como contagem de organismos por réplica, foi analisada com um GLM de distribuição Poisson, adequada para dados de contagem (Zuur *et*

al. 2009; Crawley 2012). As variáveis presença de regeneração completa e presença de anomalias, ambas tratadas como variáveis binárias (presença/ausência), foram analisadas com GLMs com distribuição binomial. Para seleção dos modelos mais adequados, foi utilizado o Critério de Informação de Akaike (AIC). Foram selecionados, para cada conjunto de dados, os modelos com o menor valor de AIC, considerando os melhores ajustes com o menor número de parâmetros (Burnham & Anderson 2002).

4. Resultados

4.1. Monitoramento dos Parâmetros Físicos Químicos da Água

Os parâmetros da água do mar mantiveram-se constantes entre tratamentos nos experimentos de salinidade (Apêndice A) e temperatura (Apêndice B). No ensaio de salinidade, registrou-se temperatura média de $18,07 \pm 0,29^{\circ}\text{C}$, pH de $7,88 \pm 0,07$ e salinidades de $35,10 \pm 0,31$ (C), $30,00 \pm 0,00$ (S1) e $25,05 \pm 0,22$ (S2). No experimentos de temperatura, os valores permaneceram constantes entre baterias experimentais: na bateria experimental de T1 (25°C), salinidade de $35,13 \pm 0,34$, pH $7,93 \pm 0,09$ e temperaturas de $18,52 \pm 0,18^{\circ}\text{C}$ (C) e $24,00 \pm 1,07^{\circ}\text{C}$ (T1); na bateria de T2 (30°C), salinidade de $35,31 \pm 0,48$, pH de $7,98 \pm 0,16$ (C) e $8,24 \pm 0,04$ (T2), com temperaturas de $17,32 \pm 0,73^{\circ}\text{C}$ (C) e $29,66 \pm 0,19^{\circ}\text{C}$ (T2); e na bateria de T3 (33°C), durante as 48 h de aclimação, salinidade de $35,5 \pm 0,53$, pH $8,15 \pm 0,03$ e temperaturas de $18,62 \pm 0,25^{\circ}\text{C}$ (C) e $33,52 \pm 0,35^{\circ}\text{C}$ (T3).

No experimento de pH (Apêndice C), observaram-se variações nos valores de salinidade e temperatura previstos para o controle ($35, 18^{\circ}\text{C}$). A temperatura foi estável entre tratamentos ($19,37 \pm 0,31^{\circ}\text{C}$), enquanto a salinidade média foi de $36,74 \pm 1,04$ (C) e $36,11 \pm 0,83$ (pH), valores acima do esperado possivelmente devido ao aquecimento das bombas submersas e consequente evaporação. O pH manteve-se constante no tratamento ($7,58 \pm 0,06$), mas aumentou no controle, partindo de 7,9 e atingindo $8,27 \pm 0,04$ no 1 dpc, com média de $8,05 \pm 0,13$.

4.2. Experimento de Salinidade

A sobrevivência não foi afetada pela diminuição de salinidade, o que foi sustentado pela escolha como melhor modelo aquele com efeito nulo, com um menor valor de AIC que o modelo com efeito (AIC modelo nulo: $42,7 < \text{AIC modelo efeito: } 47,66$).

Observou-se que a diminuição da salinidade teve um efeito moderado sobre a regeneração posterior de *P. dumerilii*, com uma redução na quantidade de organismos que atingiram a regeneração completa (ou seja, estágio 5) à medida que a salinidade diminuiu (Fig. 12, Fig. 13). Particularmente, no Controle (35), 70% dos organismos apresentaram regeneração completa, enquanto 30% atingiram apenas o estágio 4. No tratamento S1 (30), 47,37% dos organismos apresentaram regeneração completa e 52,63% alcançaram o estágio 4. Por último, no tratamento S2 (25) 36,84% apresentou estágio 5, o 57,89% se encontrou em estágio 4 e o 5,26% (= 1 organismo) apresentou estágio 3. Esta diminuição viu-se sustentada pela análise estatística por meio de GLM com distribuição binomial, na qual foi escolhido como melhor modelo aquele com efeito, apesar do modelo nulo ter um menor valor de AIC, mas com uma diferença muito baixa (> 5) (Tabela 1). Esse modelo, mostrou só um efeito moderado do tratamento S2 em relação ao controle ($p = 0,08$). Assim, a redução de salinidade projetada em cenários de mudanças climáticas não afetou a sobrevivência e teve um efeito moderado de desaceleração na regeneração, sem provocar anomalias (Apêndice D).

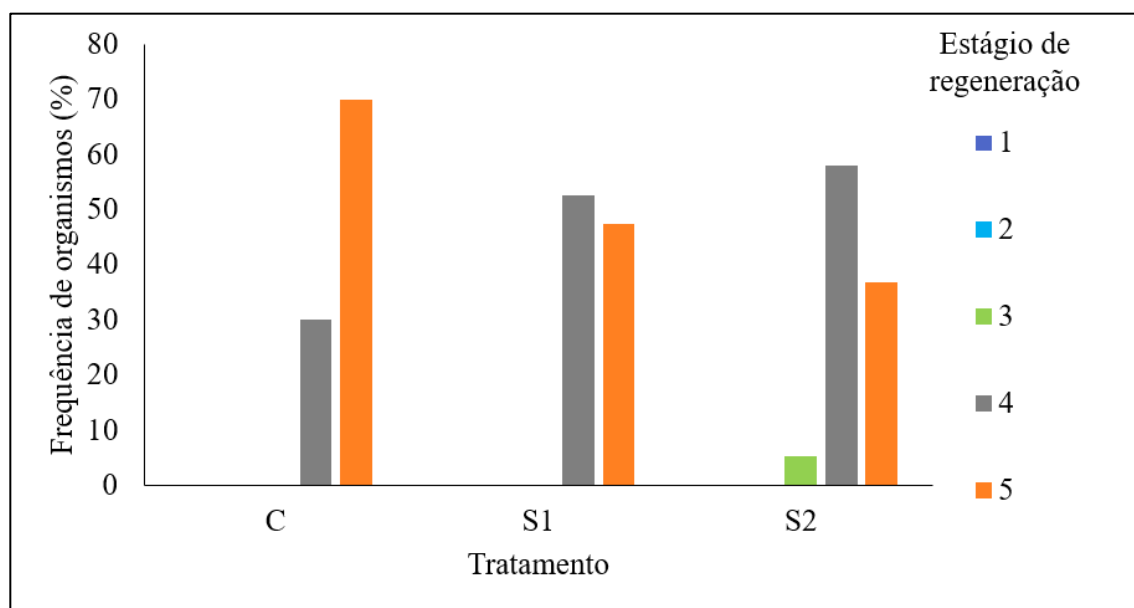


Fig. 12. Frequência de estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes salinidades no 5 dpc. C (controle): 35, S1: 30, S2: 25, dpc: dias pós-corte.

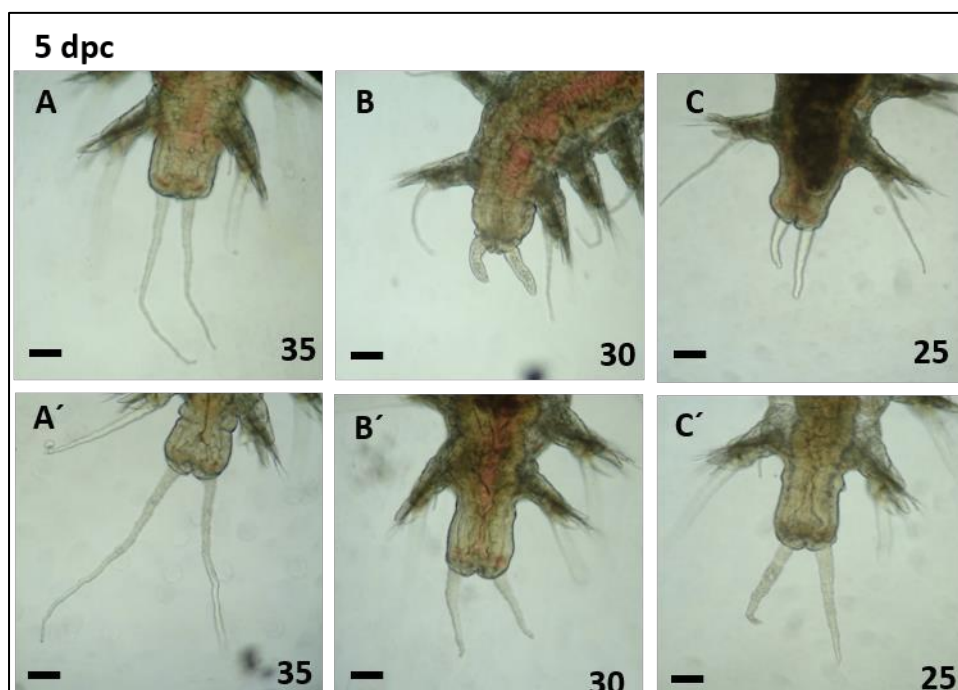


Fig. 13. Estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes salinidades no 5 dpc. C (controle): 35, S1: 30, S2: 25, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.

Tabela 1. Resultados de GLM para o modelo de efeito da salinidade na presença de regeneração completa no 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc = dias pós-corte; C (controle): 35, S1: 30, S2: 25; AIC = valor do Critério de informação de Akaike.

	Valor estimado	Desvio padrão	Z	p
C (Intercepto)	0,6190	0,4688	1,320	0,1867
Tratamento S1	-0,5137	0,6564	0,783	0,4339
Tratamento S2	-1,1580	0,6678	-1,734	0,0829
AIC modelo nulo	82,336			
AIC modelo efeito	83,193			

4.3. Experimento de Temperatura

Em relação à sobrevivência, observou-se um efeito da temperatura, com respostas distintas entre os diferentes tratamentos (Fig. 14). Em temperaturas de 25°C (T1) e 30°C (T2) não houve efeito significativo, com uma sobrevivência de 100% de todos os organismos da bateria de experimentos de T1 (25°C) (e por tanto não foi feita a análise estatística), e sem diferenças estatisticamente significativas de T2 (30°C) (AIC modelo com efeito 30°C: 31,58 > AIC modelo nulo: 20,27). No entanto, a condição de T3 (33°C) causou a mortalidade de

100% dos organismos do experimento após 48hs, ainda no processo de aclimação (Fig. 14).

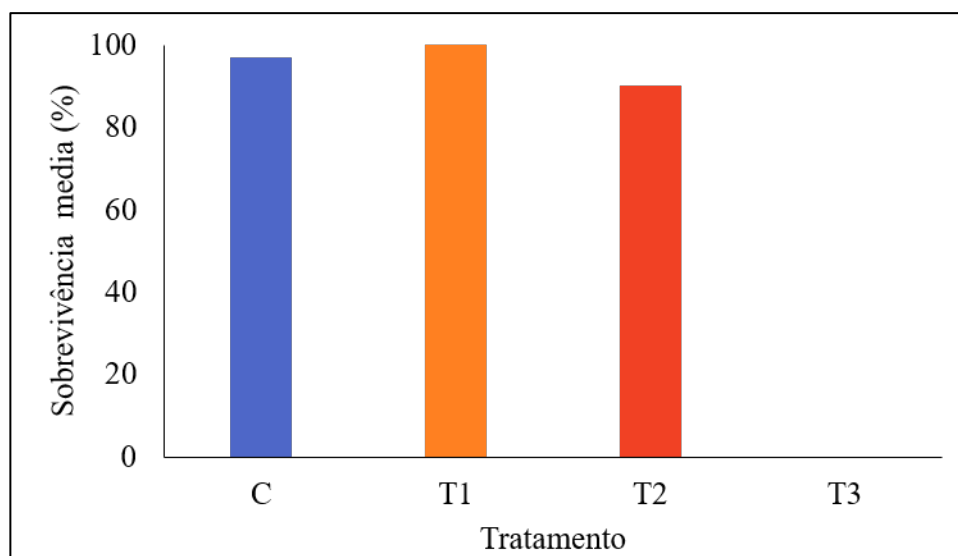


Fig. 14. Porcentagem de organismos sobreviventes no final do experimento de temperatura. C (controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C, T3: 33°C.

Observou-se que os aumentos para 25°C (T1) e 30°C (T2) aceleraram significativamente o processo de regeneração posterior (Tabela 2, Fig. 15, Fig. 16, Fig. 17). No entanto, a mortalidade total dos organismos após 48 horas de exposição durante o período de aclimação no tratamento T3 (35°C) impediu a avaliação do efeito dessa temperatura sobre a regeneração, uma vez que os organismos não sobreviveram para iniciar o processo.

Em T1 (25°C) e T2 (30°C), a regeneração foi concluída no terceiro dia pós-corte (dpc), com 100% dos organismos de T1 (25°C) atingindo o estágio 5. Já em T2 (30°C), 50% dos organismos estavam no estágio 5, enquanto os outros 50% apresentaram crescimento pós-regeneração, com uma média de $0,05 \pm 0,22$ segmentos novos totalmente desenvolvidos. Em contraste, no Controle (18°C) da bateria experimental de T1, 95% dos organismos encontravam-se ainda no estágio 3 e 5% no estágio 4 e no Controle da bateria de experimentos de T2, observou-se uma maior variação, com 5,26% dos organismos sem sinais de regeneração, 15,79% no estágio 2 e 78,95% no estágio 3. No 5 dpc, os organismos de T1 (25°C) estavam em crescimento pós-regeneração, com $3,5 \pm 1,27$ segmentos novos enquanto os organismos de T2 (30°C), apresentavam crescimento pós-regeneração com $2,78 \pm 1,59$ segmentos novos. Em contraste, nesse mesmo tempo, os organismos do controle (18°C), encontravam-se com 95% em estágio 5 e 5% em estágio 4 na bateria experimental

de T1 (25°C), enquanto no Controle da bateria experimental de T2 (30°C) 85% dos organismos em estágio 5, 10% em estágio 4 e 5% em estágio 3.

Estas diferenças entre tratamentos foram apoiadas pela análise estatística, onde nas análises de GLM, foram escolhidos em todos os casos como melhores modelos, os modelos que apresentaram efeito da temperatura na presença de regeneração completa, com os menores valores de AIC (Tabela 2). Foi observada separação perfeita nos dados, ou seja, quase todos os organismos do Controle apresentaram uma resposta binária igual a 0 e todos os de T1 (25°C) e T2 (30°C) apresentaram uma resposta igual a 1, resultando em um modelo com distribuição binomial ajustado apresentando coeficientes extremamente altos e erros padrão elevados, levando a valores de p iguais ou quase iguais a 1 para os parâmetros de câmbio do modelo. Esse resultado não indica ausência de efeito, mas sim uma limitação estatística do modelo tradicional diante da separação perfeita, observando-se a presença de um efeito grande no contraste entre os valores de AIC dos modelos nulos sendo muito maiores que os dos modelos com efeito de temperatura.

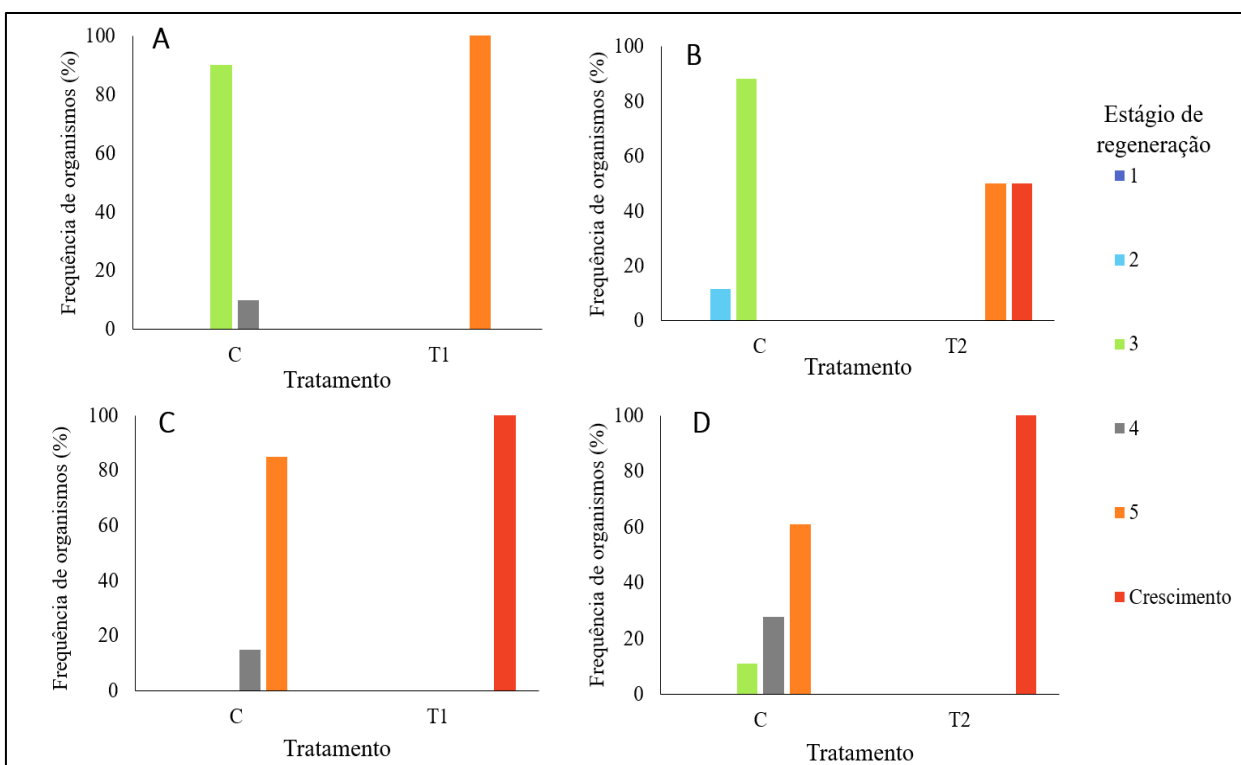


Fig. 15. Frequência de estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes temperaturas. **A–B.** 3 dpc. **C–D.** 5 dpc. C (controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte.

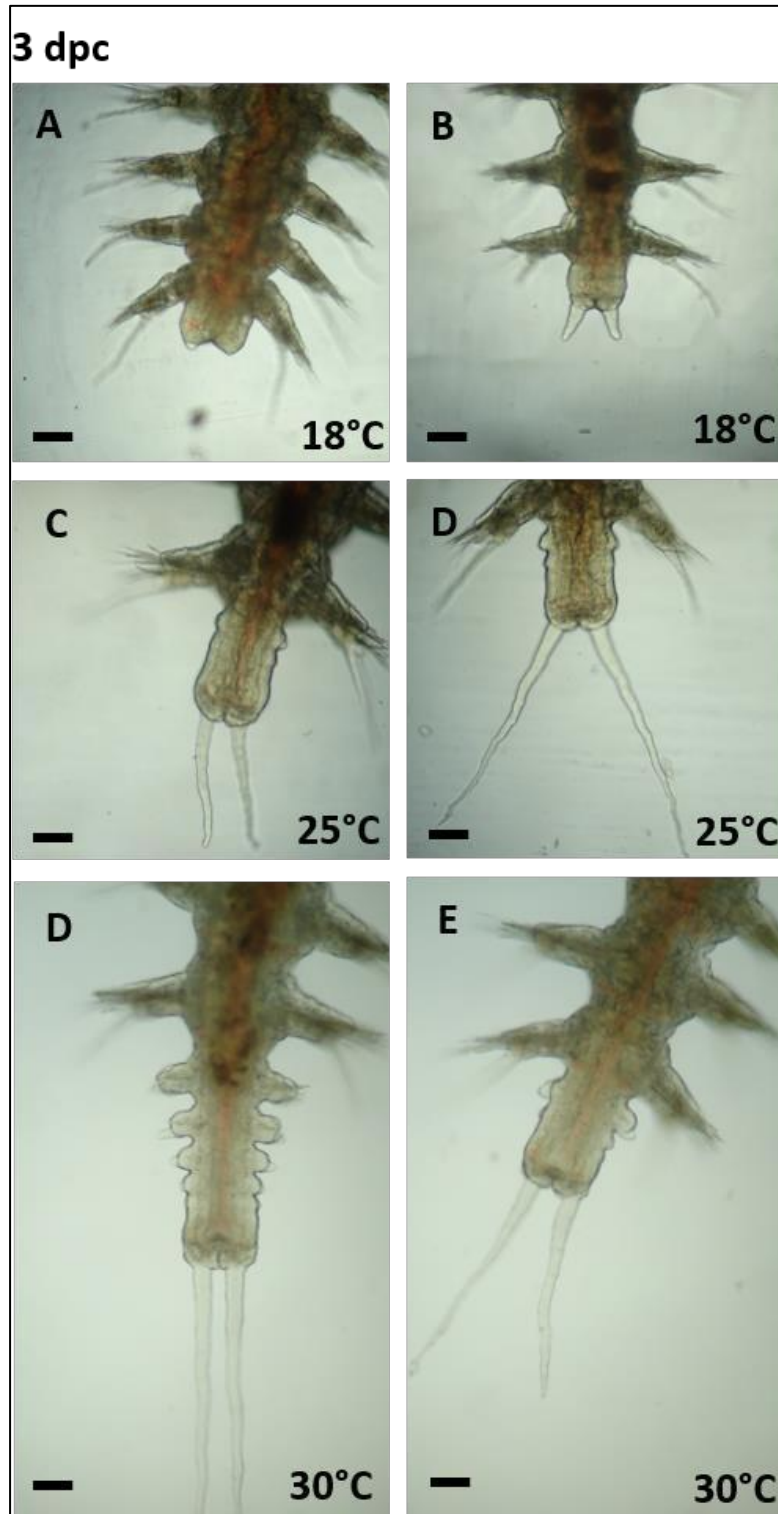


Fig. 16. Estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes temperaturas no 3 dpc. C (controle): 18°C, T1: 25, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.

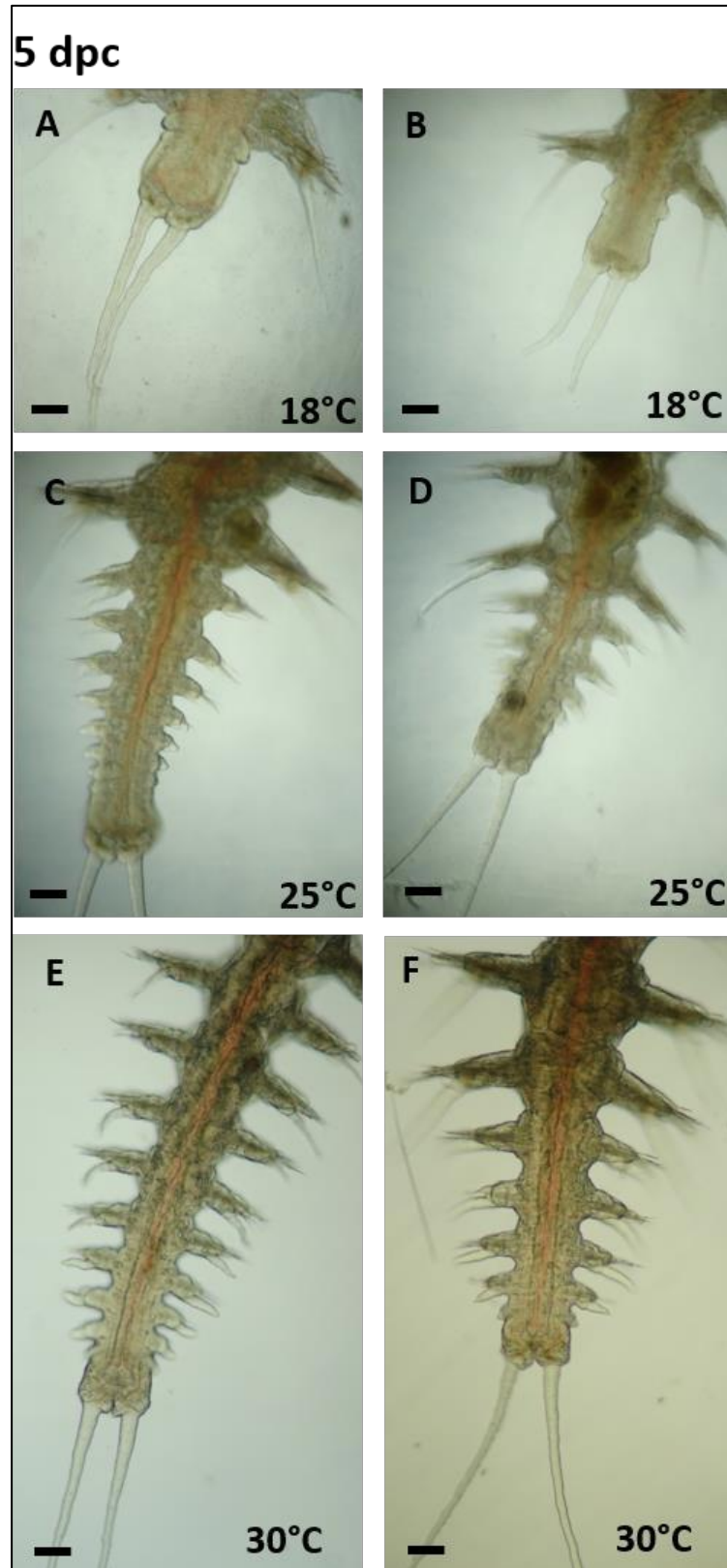


Fig. 17. Estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes temperaturas no 5 dpc. **A- B.** Controle. **C-D.** T1. **D-E.** T2. C (controle): 18°C, T1: 25, T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.

Tabela 2. Resultados de GLM para o modelo de efeito da temperatura na presença de regeneração completa no 3 e 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc= dias pós-corte; C(controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C; AIC = valor do Critério de informação de Akaike.

	Valor estimado	Desvio padrão	Z	p
C-3dpc (Intercepto)	-26,57	79631,75	0	1
Tratamento T1-3dpc	53,13	112616,18	0	1
AIC modelo nulo	57,452			
AIC modelo efeito	4			
C-5dpc (Intercepto)	1,7346	0,6262	2,770	0,00561
Tratamento T1-5dpc	-22,3007	3964,6313	-0,006	0,99551
AIC modelo nulo	56,54			
AIC modelo efeito	20,90			
C-3dpc (Intercepto)	-26,57	81700,45	0	1
Tratamento T2-3dpc	53,13	114088,48	0	1
AIC modelo nulo	56,04			
AIC modelo efeito	4			
C-5dpc (Intercepto)	0,3185	0,4647	0,685	0,493
Tratamento T2-5dpc	-19,8845	2534,7452	-0,008	0,994
AIC modelo nulo	47,033			
AIC modelo efeito	29,20			

Organismos expostos ao tratamento T3 (33°C) não sobreviveram ao período de aclimação, impossibilitando a realização da análise de regeneração.

No tratamento T2 (30°C), foram observadas anomalias no crescimento pós-regeneração em 30% dos organismos (6 organismos) no 5 dpc (Fig. 19). Essas anomalias distribuíram-se entre os recipientes da seguinte forma: um organismo em T2.1, dois em T2.2 e três em T2.3.

O organismo 1 (Fig. 18.A) apresentou os dois primeiros segmentos novos mais proximais ao resto do corpo sem anomalias, enquanto os seguintes dois segmentos apresentaram o parapódio do lateral direito (vista dorsal) totalmente desenvolvido com lóbulos, cirros, cerdas e acículas e o parapódio do lateral esquerdo só apresentou o lóbulo sem cerdas ou acículas.

O organismo 2 (Fig. 18.B) apresentou um primeiro segmento bem desenvolvido, seguido de um segundo apenas com lóbulos laterais e dois segmentos pouco definidos, com assimetria no desenvolvimento dos parapódios.

O organismo 3 (Fig. 18.C) mostrou parapódios completos em um dos lados, mas sem cerdas nem acículas no lado oposto.

O organismo 4 (Fig. 18.D) apresentou o primeiro segmento regenerado com desenvolvimento regular, seguido de um segmento com o parapódio esquerdo (vista dorsal) desenvolvido e o direito só com cerdas e um lóbulo pequeno, sem desenvolvimento de cirros dos parapódios, e um terceiro segmento com desenvolvimento do parapódio do lado esquerdo, porém com desenvolvimento só do cirro notopodial mas não do neuropodial do parapódio direito.

O organismo 5 (Fig. 18.E) mostrou um primeiro segmento normal, seguido por cinco prolongações laterais com cerdas apenas no lado direito.

Por fim, o organismo 6 (Fig. 18.F) exibiu desenvolvimento completo de um parapódio no lado direito e ausência no esquerdo no primeiro segmento, seguido por prolongações laterais sem cerdas ou acículas, e posteriormente prolongações mais desenvolvidas com acículas à direita e início de cirros notopodiais em ambos os lados.

Em síntese, o aumento da temperatura associado às projeções de cenários de mudanças climáticas afetou a sobrevivência em temperaturas acima de 30 °C, sendo letal a 33 °C, e causou uma aceleração significativa da regeneração posterior, com presença de anomalias no crescimento pós-regeneração em organismos mantidos a 30 °C (Apêndice D).

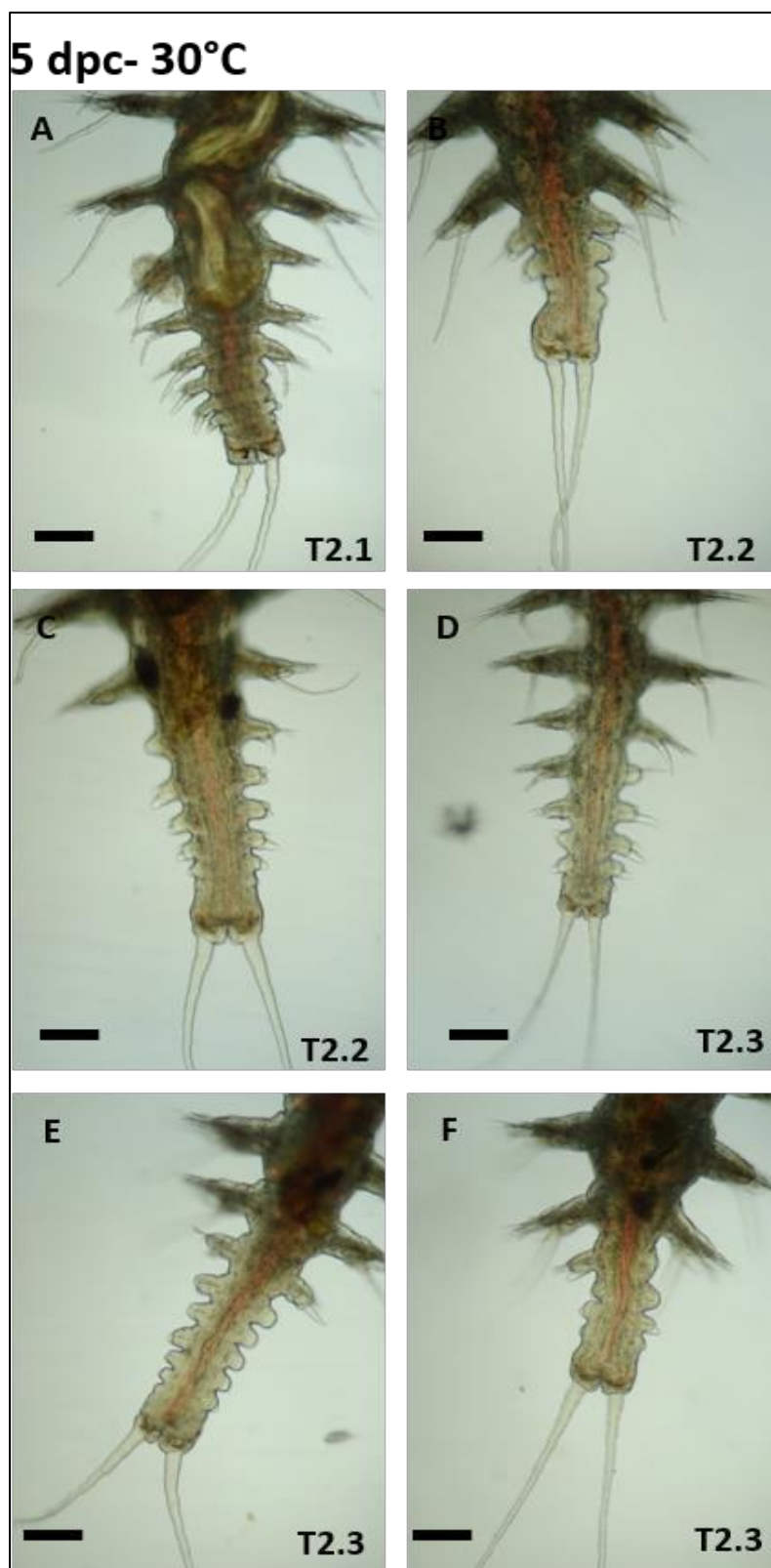


Fig. 18. Anomalias na regeneração de *P. dumerilii* no 5 dpc. T2: 30°C, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm. T2.1–T2.3 são os diferentes recipientes do tratamento dos organismos com anomalias.

Tabela 3. Resultados de GLM para o modelo de efeito da temperatura na presença de anomalias no 3 e 5 dpc. GLM = modelos lineares generalizados; dpc = dias pós-corte; C (controle): 18°C, T2: 30°C; AIC = valor do Critério de informação de Akaike.

	Valor estimado	Desvio padrão	Z	p
C (Intercepto)	-19,57	5377,01	-0,004	0,997
Tratamento T2	20,66	5377,01	0,004	0,997
AIC modelo nulo	12,58			
AIC modelo efeito	8,49			

4.4. Experimento de pH

Foi detectado um efeito das condições experimentais sobre a sobrevivência, sendo selecionado, segundo o critério de informação de Akaike (AIC), o modelo com efeito (Tabela 4). Contudo, este modelo apresentou parâmetro de câmbio não significativo ($p > 0,05$), indicando um efeito de baixa magnitude do fator. No experimento, após o corte, observou-se mortalidade acentuada entre 3 e 4 dpc no tratamento Controle (pH 7,9) (Fig. 19), cujas causas permanecem desconhecidas, uma vez que não foram registradas variações nos parâmetros da água nesse intervalo. Ao final do experimento, em 5 dpc, sobreviveu apenas um organismo no tratamento Controle (pH 7,9) e seis organismos no tratamento pH 7,6.

Tabela 4. Resultados de GLM para o modelo de efeito do pH na sobrevivência. GLM = modelos lineares generalizados (controle): 7,9, PH: 7,6; AIC= valor do Critério de informação de Akaike.

	Valor estimado	Desvio padrão	Z	p
C (Intercepto)	-1,099	1,000	-1,099	0,2719
Tratamento PH	1,792	1,080	1,659	0,0971
AIC modelo nulo	20,19			
AIC modelo efeito	18,24			

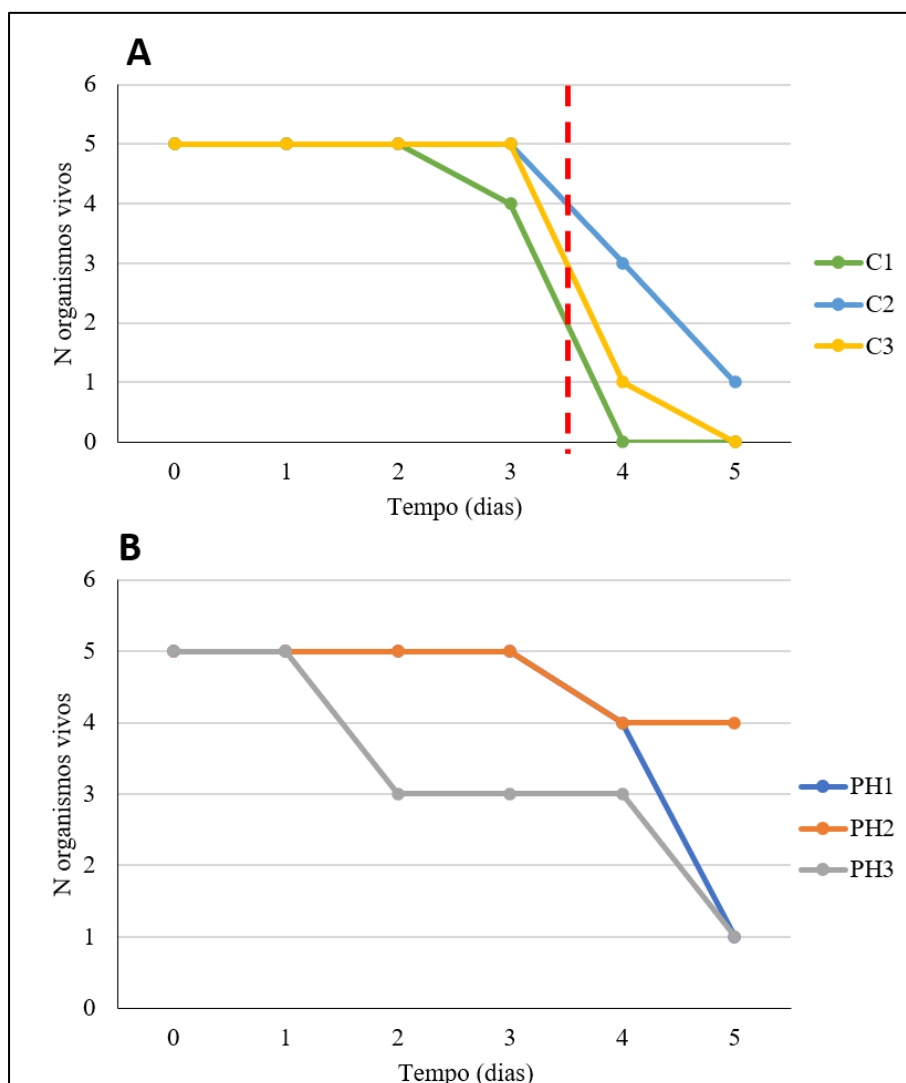


Fig. 19. Número de organismos vivos durante o experimento de pH. **A.** Controle (7,9). **B.** Tratamento de PH (7,6). A linha vermelha indica o momento de maior mortalidade de organismos do Controle. C1, C2, C3: réplicas do Controle; PH1, PH2, PH3 réplicas do tratamento de PH.

Devido ao desequilíbrio no número de réplicas e observações causado pela alta mortalidade, não foi possível fazer análises estatísticas confiáveis sobre o efeito do pH na regeneração, porém as diferenças encontradas entre os organismos dos tratamentos (Fig. 20) serão descritas. O organismo sobrevivente do Controle (pH 7,9), atingiu a regeneração completa alcançando o estágio 5 no 5 dpc (Fig. 21.A), enquanto os organismos mortos, apresentaram sinais de perda dos segmentos posteriores, o que impossibilitou a avaliação da regeneração. Em relação ao tratamento de PH (7,6) no 5 dpc, 67% dos indivíduos chegaram ao estágio 3 de regeneração (Fig. 21.B), e 17% (=1 organismo) apresentou estágio 2 de regeneração (Fig. 21.C), enquanto 17% (=1 organismo) apresentou estágio 0 (Fig. 21.D), sem sinais de regeneração. Em síntese, a diminuição do pH prevista em projeções de

mudanças climáticas afetou a sobrevivência e pode ter causado um efeito de desaceleração na regeneração (Apêndice D).

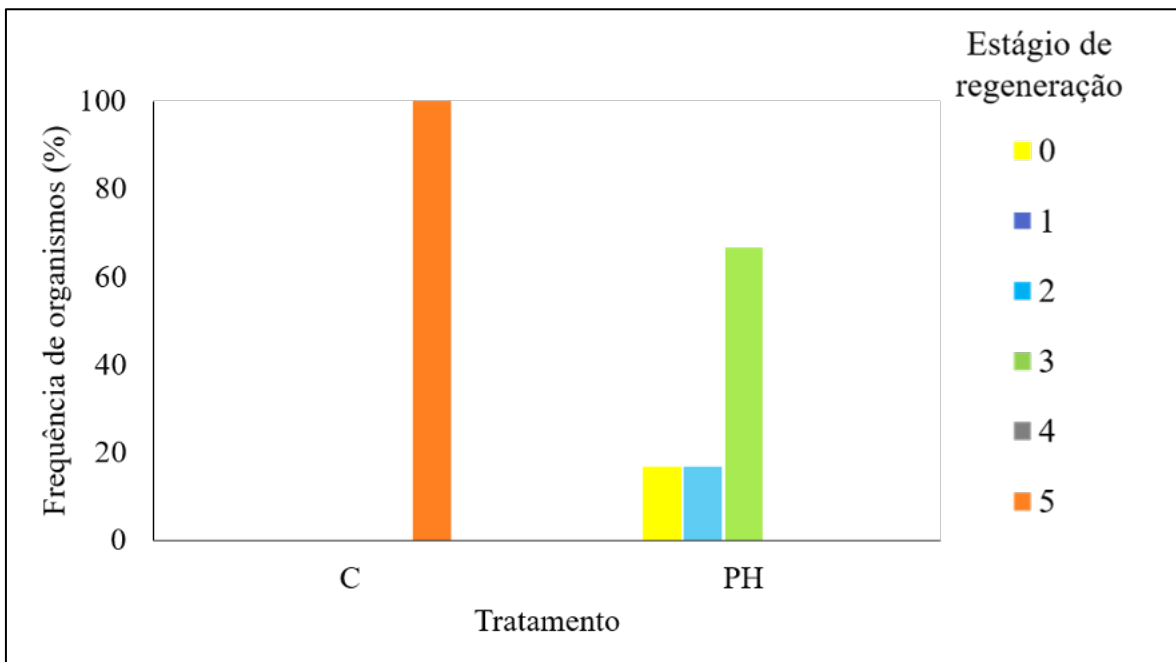


Fig. 20. Frequência de estágios de regeneração de *P. dumerilii* no experimento de pH no 5 dpc. C (controle): 7,9; PH: 7,6; dpc: dias pós-corte.

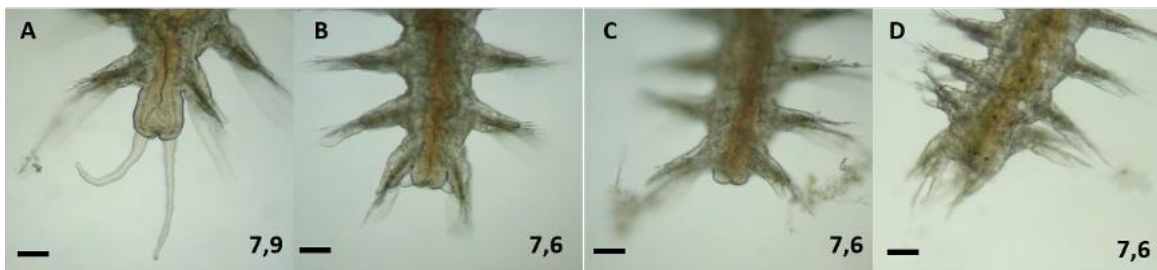


Fig. 21. Estágios de regeneração de *P. dumerilii* em diferentes condições de pH no 5 dpc. **A.** Organismo de C (controle). **B-D.** Organismos do tratamento PH. C (controle): 7,9, PH: 7,6, dpc: dias pós-corte. Escala: 100µm.

5. Discussão

As mudanças climáticas impõem múltiplos estressores aos ecossistemas marinhos, afetando processos fisiológicos e de desenvolvimento em diversos invertebrados (IPCC 2019, 2023). Este estudo demonstrou que três variáveis ambientais associadas às mudanças climáticas, temperatura, salinidade e pH, afetam de forma distinta a regeneração posterior em *Platynereis dumerilii*. Os resultados revelam que a regeneração pode ser acelerada ou retardada dependendo das condições ambientais, e que estressores extremos comprometem não apenas o processo regenerativo, mas também a sobrevivência dos organismos. Entre as variáveis testadas, a temperatura mostrou-se o fator mais determinante, seguida por efeitos moderados da salinidade e por respostas de difícil interpretação no caso do pH, devido à mortalidade inesperada no grupo controle.

Em relação à salinidade, os resultados indicaram um atraso moderado na regeneração sob condições hipossalinas, sem comprometimento da sobrevivência. A redução na proporção de organismos atingindo o estágio 5 em salinidades mais baixas é consistente com a hipótese de que parte da energia é redirecionada para processos de osmorregulação em detrimento da regeneração. Esse padrão está em acordo com estudos em outros anelídeos, como *Diopatra neapolitana* e *Marenzelleria viridis*, que apresentaram tolerância a uma ampla faixa salina, mas com prejuízos em condições extremas (Pires *et al.* 2015; Freitas *et al.* 2015; David & Williams 2016). Achados semelhantes foram reportados para equinodermos e crustáceos, nos quais ambientes hipossalinos retardaram a regeneração ou reduziram a formação de tecidos (Talbot & Lawrence 2002; Kaack & Pomory 2011). Assim, os dados sugerem que a salinidade atua como estressor osmótico capaz de influenciar negativamente a regeneração, ainda que dentro de limites toleráveis para a sobrevivência.

O aumento da temperatura apresentou efeitos mais pronunciados. A 25°C observou-se aceleração clara da regeneração, sem anomalias e com 100% de sobrevivência, sugerindo condições próximas ao ótimo fisiológico. Em 30°C, a regeneração foi ainda mais rápida, porém acompanhada de anomalias morfológicas em parte dos organismos. Em 33°C, ocorreu mortalidade total em 48 horas, impedindo o prosseguimento da análise regenerativa. Esses resultados indicam um padrão clássico de resposta fisiológica: incremento metabólico sob aquecimento até um limite crítico, seguido de falhas no desenvolvimento e colapso da sobrevivência (Schmidt-Nielsen 1997; Schulte 2015). A literatura corrobora esse padrão:

anelídeos como *Polydora websteri*, *P. colonia* e *D. neapolitana* também exibem aceleração regenerativa sob temperaturas elevadas (David & Williams, 2012; Pires *et al.* 2015; Lisitskaya & Boltachova 2021), enquanto em espécies como *Hediste diversicolor* foram descritos intervalos térmicos ótimos mais restritos (Bhuiyan *et al.* 2021). Fenômenos semelhantes foram registrados em equinodermos, cnidários, moluscos e platelmintos, nos quais o aumento térmico pode acelerar a regeneração, mas temperaturas extremas comprometem o processo (Reitzel *et al.* 2011; Christensen *et al.* 2017; Imperadore & Fiorito, 2018, Wudarski *et al.* 2019). Dessa forma, os resultados reforçam a temperatura como modulador central da regeneração, com relevância especial diante do aquecimento global.

No caso da acidificação, observou-se atraso na regeneração em pH reduzido, sem anomalias morfológicas, embora a mortalidade inesperada no grupo controle recomende cautela na interpretação dos resultados deste estudo. Resultados semelhantes foram relatados para outros anelídeos, como *D. neapolitana* e *H. diversicolor*, enquanto espécies como *Sabella spallanzani* mostraram maior tolerância a pH baixo (Pires *et al.* 2015; Bhuiyan *et al.* 2021). Os efeitos observados podem estar relacionados ao estresse oxidativo, mecanismo subjacente à desaceleração da regeneração em invertebrados expostos a estressores ambientais (Bhuiyan *et al.* 2021; Ricevuto *et al.* 2016; Munari *et al.* 2022). Padrões semelhantes foram observados em outros invertebrados marinhos, como ofiuróides, corais do gênero *Porites* e moluscos (Hu *et al.* 2014; Hall *et al.* 2015; Coleman *et al.* 2014), indicando que valores subótimos de pH impõem estresse fisiológico capaz de redirecionar recursos da regeneração para processos homeostáticos. Esses achados sugerem que a acidificação oceânica impacta tanto organismos calcificantes quanto não calcificantes, incluindo aos anelídeos, reforçando a importância de estudar grupos menos representados em pesquisas.

Estudar os efeitos de variáveis abióticas associadas às mudanças climáticas sobre a regeneração é fundamental, dada a importância central desse processo para a sobrevivência, o desempenho funcional e a resiliência dos organismos marinhos (Bely & Nyberg 2010; Emerson *et al.* 2017; Reitzel *et al.* 2013). A regeneração demanda um elevado investimento energético (Bely & Nyberg 2010; Hu *et al.* 2014; Christensen *et al.* 2017), tanto para a restauração de tecidos somáticos quanto, no caso de *P. dumerilii*, para células germinativas, relacionando-se estreitamente ao ciclo reprodutivo (Metzger & Özpölat 2024). Sob condições de estresse ambiental, os organismos enfrentam compensações fisiológicas,

redistribuindo recursos para a manutenção da homeostase em detrimento da regeneração, do crescimento ou da reprodução (Bonesso *et al.* 2017; Bhuiyan *et al.* 2021). Assim, a redução da capacidade regenerativa pode repercutir em múltiplos níveis, desde o sucesso reprodutivo individual até a resiliência populacional, afetando dinâmicas de comunidades bentônicas e processos ecossistêmicos, como bioturbação e ciclos biogeoquímicos (Lindsay 2010).

Cabe reconhecer as limitações do presente estudo. A mortalidade no grupo controle do experimento de pH restringe a robustez das conclusões para essa variável. Além disso, foram analisados estressores de forma isolada, quando na natureza os organismos estão expostos a múltiplos fatores interativos, como aquecimento, acidificação, hipóxia e poluição, entre outros. Evidências indicam que tais interações podem ser sinérgicas, aditivas ou antagônicas (Hofmann *et al.* 2010; Kroeker *et al.* 2013; Ashur *et al.* 2017), e estudos recentes com anelídeos e outros invertebrados já demonstraram efeitos não previsíveis a partir de variáveis isoladas (Madeira *et al.* 2021; Christensen *et al.*, 2023; Sani *et al.* 2024; Márquez-Borràs & Sewell 2024). Além disso, a intensidade e a variabilidade dos estressores (e.g., ondas de calor vs. temperatura média) influenciam significativamente as respostas dos organismos (Deschamps *et al.* 2025), que também variam conforme o estágio do ciclo de vida (Byrne *et al.* 2019; Podbielski *et al.* 2022b). Assim, embora a abordagem reducionista seja necessária para elucidar mecanismos específicos, futuros trabalhos multifatoriais são fundamentais para aproximar os resultados das condições reais dos ecossistemas marinhos.

Diante da atual situação de mudanças climáticas (IPCC 2019, 2023), torna-se relevante estudar os efeitos dessas variáveis ambientais sobre organismos marinhos. Em síntese, este estudo demonstra que a regeneração em *P. dumerilii* é modulada por estressores ambientais associados às mudanças climáticas, com respostas que variam de atrasos moderados na regeneração até mortalidade em condições extremas. Esses achados reforçam a importância de incluir organismos não calcificantes, frequentemente negligenciados, em estudos sobre os impactos das mudanças climáticas na biodiversidade marinha.

6. Conclusão

A regeneração em *Platynereis dumerilii* mostrou-se sensível a variáveis ambientais associadas a cenários de mudanças climáticas. A redução da salinidade provocou uma desaceleração moderada do processo regenerativo, sem induzir anomalias morfológicas ou

comprometer a sobrevivência. Em contraste, o aumento da temperatura acelerou a regeneração até o limite de aproximadamente 30°C, quando surgiram anomalias no desenvolvimento; temperaturas superiores revelaram-se letais. Já a diminuição do pH reduziu a sobrevivência e evidenciou tendência de retardar a regeneração. Esses resultados ampliam a compreensão dos impactos das mudanças climáticas sobre invertebrados marinhos, ao mesmo tempo em que fornecem evidências originais acerca da plasticidade e dos limites fisiológicos da regeneração em organismos não calcificantes.

7. Referências Bibliográficas

Ashur, M.M., Johnston, N.K. & Dixon, D.L. (2017) Impacts of Ocean Acidification on Sensory Function in Marine Organisms. *Integrative and Comparative Biology*, 57 (1), 63–80.

<https://doi.org/10.1093/icb/icx010>

Bely, A.E. (2006) Distribution of segment regeneration ability in the Annelida. *Integrative and Comparative Biology*, 46 (4), 508–518.

<https://doi.org/10.1093/icb/icj051>

Bely, A.E. & Nyberg, K.G. (2010) Evolution of animal regeneration: re-emergence of a field. *Trends in ecology & evolution*, 25 (3), 161–170.

<https://doi.org/10.1016/j.tree.2009.08.005>

Bhuiyan, K.A., Rodríguez, B.M., Pires, A., Riba, I., Dellvals, Á., Freitas, R. & Conradi, M. (2021) Experimental evidence of uncertain future of the keystone ragworm *Hediste diversicolor* (OF Müller, 1776) under climate change conditions. *Science of the Total Environment*, 750, 142031.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142031>

Blunt, J.W., Carroll, A.R., Copp, B.R., Davis, R.A., Keyzers, R.A. & Prinsep, M.R. (2018) Marine natural products. *Natural product reports*, 35 (1), 8–53.

<https://doi.org/10.1039/B415080P>

Braby, C.E. & Somero, G.N. (2006) Following the heart: temperature and salinity effects on heart rate in native and invasive species of blue mussels (genus *Mytilus*). *Journal of Experimental Biology*, 209 (13), 2554–2566.

<https://doi.org/10.1242/jeb.02259>

Bonesso, J.L., Leggat, W. & Ainsworth, T.D. (2017) Exposure to elevated sea-surface temperatures below the bleaching threshold impairs coral recovery and regeneration

following injury. *PeerJ*, 5, e3719.

<https://doi.org/0.7717/peerj.3719>

Burnham, K.P. & Anderson, D.R. (2002) *Model selection and multimodel inference: a practical information-theoretic approach*, 2nd ed. Springer, New York, 488 pp.

<https://doi.org/10.1007/b97636>

Byrne, M. & Fitzer, S. (2019) The impact of environmental acidification on the microstructure and mechanical integrity of marine invertebrate skeletons. *Conservation Physiology*, 7 (1), coz062.

<https://doi.org/10.1093/conphys/coz062>

Campbell, A.L., Mangan, S., Ellis, R.P. & Lewis, C. (2014) Ocean acidification increases copper toxicity to the early life history stages of the polychaete *Arenicola marina* in artificial seawater. *Environmental science & technology*, 48 (16), 9745–9753.

<https://doi.org/10.1021/es502739m>

Christensen, A.B., Radivojevich, K.O. & Pyne, M.I. (2017) Effects of CO₂, pH and temperature on respiration and regeneration in the burrowing brittle stars *Hemipholis cordifera* and *Microphiopholis gracillima*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 495, 13–23.

<https://doi.org/10.1016/j.jembe.2017.05.012>

Christensen, A.B., Taylor, G., Lamare, M. & Byrne, M. (2023) The added costs of winter ocean warming for metabolism, arm regeneration and survival in the brittle star *Ophionereis schayeri*. *Journal of Experimental Biology*, 226 (3), jeb244613.

<https://doi.org/10.1242/jeb.244613>

Contins, M., Barroso, R., Paiva, P.C. & Ventura, C.R. (2023) Assessing the vulnerability of endangered and endemic brooding sea urchin *Cassidulus mitis* in response to climate change: Impacts on larvae and settlers in the southwestern Atlantic. *Marine Environmental Research*, 192, 106186.

<https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2023.106186>

Contins, M., Barroso, R., Paiva, P.C. & Ventura, C.R. (2025) Effects of climate change: Temperature and salinity impacts on the early development of the sea star *Echinaster (Othilia) brasiliensis*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 589, 152110.

<https://doi.org/10.1016/j.jembe.2025.152110>

Costello, M.J., Coll, M., Danovaro, R., Halpin, P., Ojaveer, H. & Miloslavich, P. (2010) A census of marine biodiversity knowledge, resources, and future challenges. *PloS one*, 5 (8), e12110.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0012110>

Crabbe, M.J.C. (2008) Climate change, global warming and coral reefs: Modelling the effects of temperature. *Computational Biology and Chemistry*, 32 (5), 311–314.

<https://doi.org/10.1016/j.compbiolchem.2008.04.001>

Crawley, M.J. (2012) *The R Book*, 2nd ed. Wiley, Chichester, 1051 pp.

<https://doi.org/10.1002/9781118448908>

David, A.A. & Williams, J.D. (2012) Asexual reproduction and anterior regeneration under high and low temperatures in the sponge associate *Polydora colonia* (Polychaeta: Spionidae). *Invertebrate Reproduction & Development*, 56 (4), 315–324.

<https://doi.org/10.1080/07924259.2011.638404>

David, A.A. & Williams, J.D. (2016) The influence of hypo-osmotic stress on the regenerative capacity of the invasive polychaete *Marenzelleria viridis* from its native range. *Marine Ecology*, 37 (4), 821–830.

<https://doi.org/10.1111/maec.12361>

Dean, H.K. (2008) The use of polychaetes (Annelida) as indicator species of marine pollution: a review. *Revista de biologia tropical*, 56 (4), 11–38.

<https://doi.org/10.15517/rbt.v56i4.27162>

Deschamps, M., Giménez, L., Astley, C., Boersma, M. & Torres, G. (2025) Heatwave duration, intensity and timing as drivers of performance in larvae of a marine invertebrate. *Scientific Reports*, 15 (1), 1–16.

<https://doi.org/10.1038/s41598-025-98259-7>

Dupont, S., Hall, E., Calosi, P. & Lundve, B. (2014) First evidence of altered sensory quality in a shellfish exposed to decreased pH relevant to ocean acidification. *Journal of Shellfish Research*, 33 (3), 857–861.

<https://doi.org/10.2983/035.033.0320>

Dupont, S., Havenhand, J., Thorndyke, W., Peck, L. & Thorndyke, M. (2008) Near-future level of CO₂-driven radically affects larval survival and development in the brittlestar *Ophiothrix fragilis*. *Marine Ecology Progress Series*, 373, 285–294.

<https://doi.org/10.3354/meps07800>

Dworjanyn, S.A. & Byrne, M. (2018) Impacts of ocean acidification on sea urchin growth across the juvenile to mature adult life-stage transition is mitigated by warming. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 285 (1876), 20172684.

<https://doi.org/10.1098/rspb.2017.2684>

Emerson, C.E., Reinardy, H.C., Bates, N.R. & Bodnar, A.G. (2017) Ocean acidification impacts spine integrity but not regenerative capacity of spines and tube feet in adult sea urchins. *Royal Society open science*, 4 (5), 170140.

<https://doi.org/10.6084/m9.figshare.c.3770894.v1>

Fabry, V.J., Seibel, B.A., Feely, R.A. & Orr, J.C. (2008) Impacts of ocean acidification on marine fauna and ecosystem processes. *ICES Journal of Marine Science*, 65 (3), 414–432.

<https://doi.org/10.1093/icesjms/fsn048>

FAO (2024). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2024 – Blue Transformation in action*. Rome. Available from: <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cd0683en> (Acessado 23 June 2025).

<https://doi.org/10.4060/cd0683en>

Fauchald, K. & Jumars, P.A. (1979) The diet of worms: a study of polychaete feeding guilds. *Oceanography and marine Biology annual review*, 17, 193–84.

Fischer, A.H., Henrich, T. & Arendt, D. (2010) The normal development of *Platynereis dumerilii* (Nereididae, Annelida). *Frontiers in zoology*, 7, 1–39.

<https://doi.org/10.1186/1742-9994-7-31>

Freitas, R., Pires, A., Velez, C., Almeida, Â., Wrona, F. J., Soares, A.M. & Figueira, E. (2015) The effects of salinity changes on the Polychaete *Diopatra neapolitana*: impacts on regenerative capacity and biochemical markers. *Aquatic Toxicology*, 163, 167–176.

<https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2015.04.006>

Gambi, M.C., Lorenti, M., Russo, G. F., Scipione, M.B. & Zupo, V. (1992) Depth and seasonal distribution of some groups of the vagile fauna of the *Posidonia oceanica* leaf stratum: structural and trophic analyses. *Marine Ecology*, 13 (1), 17–39.

<https://doi.org/10.1111/j.1439-0485.1992.tb00337.x>

Garrabou, J., Coma, R., Bensoussan, N., Bally, M., Chevaldonné, P., Cigliano, M. Díaz, D., Harmelin, J.G., Gambi, M.C., Kersting, D.K., Ledoux, J.B., Lejeusne, C., Linares, C., Marschal, C., Pérez, T., Ribes, M., Romano, J.C., Serrano, E., Teixido, N., Torrents, O., Zabala, M., Zuberer, F. & Cerrano, C. (2009) Mass mortality in Northwestern Mediterranean rocky benthic communities: effects of the 2003 heat wave. *Global change biology*, 15 (5), 1090–1103.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2008.01823.x>

Giangrande, A. (1988) Polychaete zonation and its relation to algal distribution down a vertical cliff in the western Mediterranean (Italy): a structural analysis. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 120 (3), 263–276.

[https://doi.org/10.1016/0022-0981\(88\)90006-8](https://doi.org/10.1016/0022-0981(88)90006-8)

Hofmann, G.E., Barry, J.P., Edmunds, P.J., Gates, R.D., Hutchins, D.A., Klinger, T. & Sewell, M.A. (2010) The effect of ocean acidification on calcifying organisms in marine ecosystems: an organism-to-ecosystem perspective. *Annual review of ecology, evolution, and systematics*, 41 (1), 127–147.

<https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.110308.120227>

Hu, M.Y., Casties, I., Stumpp, M., Ortega-Martinez, O. & Dupont, S. (2014) Energy metabolism and regeneration are impaired by seawater acidification in the infaunal brittlestar *Amphiura filiformis*. *Journal of Experimental Biology*, 217 (13), 2411–2421.

<https://doi.org/10.1242/jeb.100024>

Imperadore, P. & Fiorito, G. (2018) Cephalopod tissue regeneration: consolidating over a century of knowledge. *Frontiers in physiology*, 9, 593.

<https://doi.org/10.3389/fphys.2018.00593>

IPCC (2019) *IPCC Special Report on the Ocean and Cryosphere in a Changing Climate* (H. O. Pörtner, D. C. Roberts, V. Masson-Delmotte, P. Zhai, M. Tignor, E. Poloczanska, K. Mintenbeck, A. Alegría, M. Nicolai, A. Okem, J. Petzold, B. Rama, & N. M. Weyer, Eds.). Intergovernmental Panel on Climate Change. <https://www.ipcc.ch/srocc/>

IPCC (2023) Summary for Policymakers. In: *Climate Change 2023: Synthesis Report. Contribution of Working Groups I, II and III to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change* [Core Writing Team, H. Lee and J. Romero (eds.)]. IPCC, Geneva, Switzerland, pp. 1-34, doi: 10.59327/IPCC/AR6-9789291691647.001

Kaack, K.E. & Pomory, C.M. (2011) Salinity effects on arm regeneration in *Luidia clathrata* (Echinodermata: Asteroidea). *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology*, 44 (6), 359–374.

<https://doi.org/10.1080/10236244.2011.634060>

Kroecker, K.J., Kordas, R.L., Crim, R., Hendriks, I.E., Ramajo, L., Singh, G.S., Duarte, C.M. & Gattuso, J.P. (2013) Impacts of ocean acidification on marine organisms: quantifying sensitivities and interaction with warming. *Global change biology*, 19 (6), 1884–1896.

<https://doi.org/10.1111/gcb.12179>

Kuehn, E., Stockinger, A.W., Girard, J., Raible, F. & Özpolat, B.D. (2019) A scalable culturing system for the marine annelid *Platynereis dumerilii*. *PLoS One*, 14 (12), e0226156.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0226156>

Kuehn, E., Clausen, D.S., Null, R.W., Metzger, B.M., Willis, A.D. & Özpolat, B.D. (2022) Segment number threshold determines juvenile onset of germline cluster expansion in *Platynereis dumerilii*. *Journal of Experimental Zoology Part B: Molecular and Developmental Evolution*, 338 (4), 225–240.

<https://doi.org/10.1002/jez.b.23100>

Legras, M., Ghisleni, G., Regnard, L., Dias, M., Soilihi, R., Celmar, E. & Balavoine, G. (2023) Fast cycling culture of the annelid model *Platynereis dumerilii*. *Plos one*, 18 (12), e0295290.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0295290>

Lindsay, S.M. (2010) Frequency of injury and the ecology of regeneration in marine benthic invertebrates. *Integrative and Comparative Biology*, 50 (4), 479–493.

<https://doi.org/10.1093/icb/icq099>

Lisitskaya, E.V. & Boltachova, N.A. (2021) About Regeneration of Alien Polychaete *Polydora websteri* (Annelida: Spionidae). *Russian Journal of Biological Invasions*, 12, 355–361.

<https://doi.org/10.1134/S2075111721040068>

Loreau, M., Naeem, S., Inchausti, P., Bengtsson, J., Grime, J.P., Hector, A., Hooper, D.U., Huston, M.A., Raffaelli, D., Schmid, B., Tilman, D. & Wardle, D.A. (2001) Biodiversity and ecosystem functioning: current knowledge and future challenges. *Science*, 294 (5543), 804–808.

<https://doi.org/10.1126/science.1064088>

Madeira, D., Fernandes, J.F., Jerónimo, D., Martins, P., Ricardo, F., Santos, A., Domingues, M.R., Diniz, M.S. & Calado, R. (2021) Salinity shapes the stress responses and energy reserves of marine polychaetes exposed to warming: From molecular to functional phenotypes. *Science of The Total Environment*, 795, 148634.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.148634>

Marques, V.H. (2020) *Efeitos da acidificação dos oceanos na cronologia do desenvolvimento e na morfologia dos estágios iniciais de Echinaster (Othilia) brasiliensis (Echinodermata, Asteroidea), de acordo com as previsões de mudanças climáticas globais*. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 58 pp.

Márquez-Borrás, F. & Sewell, M.A. (2024) Long-term study of the combined effects of ocean acidification and warming on the mottled brittle star, *Ophionereis fasciata*. *Journal of Experimental Biology*, 227 (21), jeb249426.

<https://doi.org/10.1242/jeb.249426>

Mehbub, M.F., Lei, J., Franco, C. & Zhang, W. (2014) Marine sponge derived natural products between 2001 and 2010: trends and opportunities for discovery of bioactives. *Marine drugs*, 12 (8), 4539–4577.

<https://doi.org/10.3390/md12084539>

Metzger, B.M. & Özpolat, B.D. (2024) Developmental stage dependent effects of posterior

and germline regeneration on sexual maturation in *Platynereis dumerilii*. *Developmental Biology*, 513, 33–49.

<https://doi.org/10.1016/j.ydbio.2024.05.013>

Moberg, F. & Folke, C. (1999) Ecological goods and services of coral reef ecosystems. *Ecological economics*, 29 (2), 215–233.

[https://doi.org/10.1016/S0921-8009\(99\)00009-9](https://doi.org/10.1016/S0921-8009(99)00009-9)

Munari, M., Chiarore, A., Signorini, S. G., Cannavacciuolo, A., Nannini, M., Magni, S., Binelli, A., Gambi, M.C. & Della Torre, C. (2022). Surviving in a changing ocean. Tolerance to acidification might affect the susceptibility of polychaetes to chemical contamination. *Marine Pollution Bulletin*, 181, 113857.

<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2022.113857>

Norkko, A., Thrush, S.F., Hewitt, J.E., Cummings, V.J., Norkko, J., Ellis, J.I., Funnell, G.A., Schultz, D. & MacDonald, I. (2002) Smothering of estuarine sandflats by terrigenous clay: the role of wind-wave disturbance and bioturbation in site-dependent macrofaunal recovery. *Marine Ecology Progress Series*, 234, 23–42.

<https://doi.org/10.3354/meps234023>

O'Connor, M.I., Bruno, J.F., Gaines, S.D., Halpern, B.S., Lester, S.E., Kinlan, B.P. & Weiss, J.M. (2007) Temperature control of larval dispersal and the implications for marine ecology, evolution, and conservation. *PNAS*, 104 (4), 1266–1271.

<https://doi.org/10.1073/pnas.0603422104>

OBIS (2025) Ocean Biodiversity Information System. Available from: <https://obis.org/taxon/130417> (Accessado 23 Junho 2025).

Özpolat, B.D. & Bely, A.E. (2016) Developmental and molecular biology of annelid regeneration: a comparative review of recent studies. *Current opinion in genetics & development*, 40, 144–153.

<https://doi.org/10.1016/j.gde.2016.07.010>

Özpolat, B.D., Randel, N., Williams, E.A., Bezares-Calderon, L.A., Andreatta, G., Balavoine, G., Bertucci, P.Y., Ferrier, D.E.K., Gambi, M.C., Gazave, E., Handberg-Thorsager, M., Hardege, J., Hird, C., Hsieh, Y., Hui, J., Nzumbi Mutemi, K., Schneider, S.Q., Simakov, O., Vergara, H.M., Vervoort, M., Jekely, G., Tessmar-Raible, K., Raible, F. & Arendt, D. (2021) The Nereid on the rise: *Platynereis* as a model system. *EvoDevo*, 12, 10.

<https://doi.org/10.1186/s13227-021-00180-3>

Pandori, L.L. & Sorte, C.J. (2019) The weakest link: sensitivity to climate extremes across life stages of marine invertebrates. *Oikos*, 128 (5), 621–629.

<https://doi.org/10.1111/oik.05886>

Pires, A., Figueira, E., Moreira, A., Soares, A. M. & Freitas, R. (2015) The effects of water acidification, temperature and salinity on the regenerative capacity of the polychaete *Diopatra neapolitana*. *Marine environmental research*, 106, 30–41.

<https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2015.03.002>

Planques, A., Malem, J., Parapar, J., Vervoort, M. & Gazave, E. (2019) Morphological, cellular and molecular characterization of posterior regeneration in the marine annelid *Platynereis dumerilii*. *Developmental Biology*, 445 (2), 189–210.

<https://doi.org/10.1016/j.ydbio.2018.11.004>

Podbielski, I., Hiebenthal, C., Hajati, M. C., Bock, C., Bleich, M. & Melzner, F. (2022a) Capacity for cellular osmoregulation defines critical salinity of marine invertebrates at low salinity. *Frontiers in Marine Science*, 9, 898364.

<https://doi.org/10.3389/fmars.2022.898364>

Podbielski, I., Schmittmann, L., Sanders, T. & Melzner, F. (2022b) Acclimation of marine invertebrate osmolyte systems to low salinity: A systematic review & meta-analysis. *Frontiers in Marine Science*, 9, 934378.

<https://doi.org/10.3389/fmars.2022.898364>

R Core Team (2023) R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em <https://www.R-project.org/>. (Acessado 20 Abril 2025).

Reitzel, A.M., Chu, T., Edquist, S., Genovese, C., Church, C., Tarrant, A.M. & Finnerty, J.R. (2013) Physiological and developmental responses to temperature by the sea anemone *Nematostella vectensis*. *Marine ecology progress series*, 484, 115–130.

<https://doi.org/10.3354/meps10281>

Reusch, T.B.H. (2014) Climate change in the oceans: evolutionary versus phenotypically plastic responses of marine animals and plants. *Evolutionary Applications*, 7, 104–122.

<https://doi.org/10.1111/eva.12109>

Ribeiro, B., Lima, C., Pereira, S. E., Peixoto, R. & Klautau, M. (2023) Calcareous sponges can synthesize their skeleton under short-term ocean acidification. *Scientific Reports*, 13 (1), 6776.

<https://doi.org/10.1038/s41598-023-33611-3>

Ricevuto, E., Lanzoni, I., Fattorini, D., Regoli, F. & Gambi, M.C. (2016) Arsenic speciation and susceptibility to oxidative stress in the fanworm *Sabella spallanzanii* (Gmelin) (Annelida, Sabellidae) under naturally acidified conditions: an in situ transplant experiment in a Mediterranean CO₂ vent system. *Science of the Total Environment*, 544, 765–773.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.11.154>

Sani, T., Prada, F., Radi, G., Caroselli, E., Falini, G., Dubinsky, Z. & Goffredo, S. (2024) Ocean warming and acidification detrimentally affect coral tissue regeneration at a Mediterranean CO₂ vent. *Science of the Total Environment*, 906, 167789.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.167789>

Schmidt-Nielsen, K. (1997) *Animal physiology: adaptation and environment*. Cambridge University Press, Cambridge, 617 pp.

Schulte, P.M. (2015) The effects of temperature on aerobic metabolism: towards a mechanistic understanding of the responses of ectotherms to a changing environment. *Journal of Experimental Biology*, 218 (12), 1856–1866.

<https://doi.org/10.1242/jeb.118851>

Snelgrove, P.V. (1999) Getting to the bottom of marine biodiversity: sedimentary habitats: ocean bottoms are the most widespread habitat on earth and support high biodiversity and key ecosystem services. *BioScience*, 49 (2), 129–138.

<https://doi.org/10.2307/1313538>

Song, S., Starunov, V., Bailly, X., Ruta, C., Kerner, P., Cornelissen, A.J. & Balavoine, G. (2020) Globins in the marine annelid *Platynereis dumerilii* shed new light on hemoglobin evolution in bilaterians. *BMC Evolutionary Biology*, 20, 1-23.

<https://doi.org/10.1186/s12862-020-01714-4>

Stockinger, A.W., Adelman, L., Fahrenberger, M. Ruta, C., Özpolat, B.D., Nadja, M., Balavoine, G & Raible, F. (2024) Molecular profiles, sources and lineage restrictions of stem cells in an annelid regeneration model. *Nature Communications*, 15, 9882.

<https://doi.org/10.1038/s41467-024-54041-3>

Spalding, M., Burke, L., Wood, S.A., Ashpole, J., Hutchison, J. & Zu Ermgassen, P. (2017) Mapping the global value and distribution of coral reef tourism. *Marine Policy*, 82, 104–113.

<https://doi.org/10.1016/j.marpol.2017.05.014>

Talbot, T.D. & Lawrence, J.M. (2002) The effect of salinity on respiration, excretion, regeneration and production in *Ophiophragmus filograneus* (Echinodermata: Ophiuroidea). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 275 (1), 1–14.

[https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(02\)00208-3](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(02)00208-3)

Vervoort, M. & Gazave, E. (2022) Studying Annelida Regeneration Using *Platynereis dumerilii*. In: Blanchoud, S. & Galliot, B. (Eds.), *Whole-Body Regeneration: Methods and Protocols*. Springer, New York, pp. 207–226.

https://doi.org/10.1007/978-1-0716-2172-1_11

Weis, J.S. (1976) Effects of environmental factors on regeneration and molting in fiddler crabs. *The Biological Bulletin*, 150 (1), 152–162.

<https://doi.org/10.2307/1540596>

Wernberg, T., Smale, D.A. & Thomsen, M.S. (2012) A decade of climate change experiments on marine organisms: procedures, patterns and problems. *Global Change Biology*, 18 (5), 1491–1498.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2012.02656.x>

Wudarski, J., Ustyantsev, K., Glazenburg, L. & Berezikov, E. (2019) Influence of temperature on development, reproduction and regeneration in the flatworm model organism, *Macrostomum lignano*. *Zoological letters*, 5, 1–10.

<https://doi.org/10.1186/s40851-019-0122-6>

Zajac, R.N. & Whitlatch, R.B. (2003) Community and population-level responses to disturbance in a sandflat community. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 294 (1), 101–125.

[https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(03\)00262-4](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(03)00262-4)

Zantke, J., Ishikawa-Fujiwara, T., Arboleda, E., Lohs, C., Schipany, K., Hallay, N., Straw, A.D., Todo, T. & Tessmar-Raible, K. (2013) Circadian and circalunar clock interactions in a marine annelid. *Cell reports*, 5 (1), 99–113.

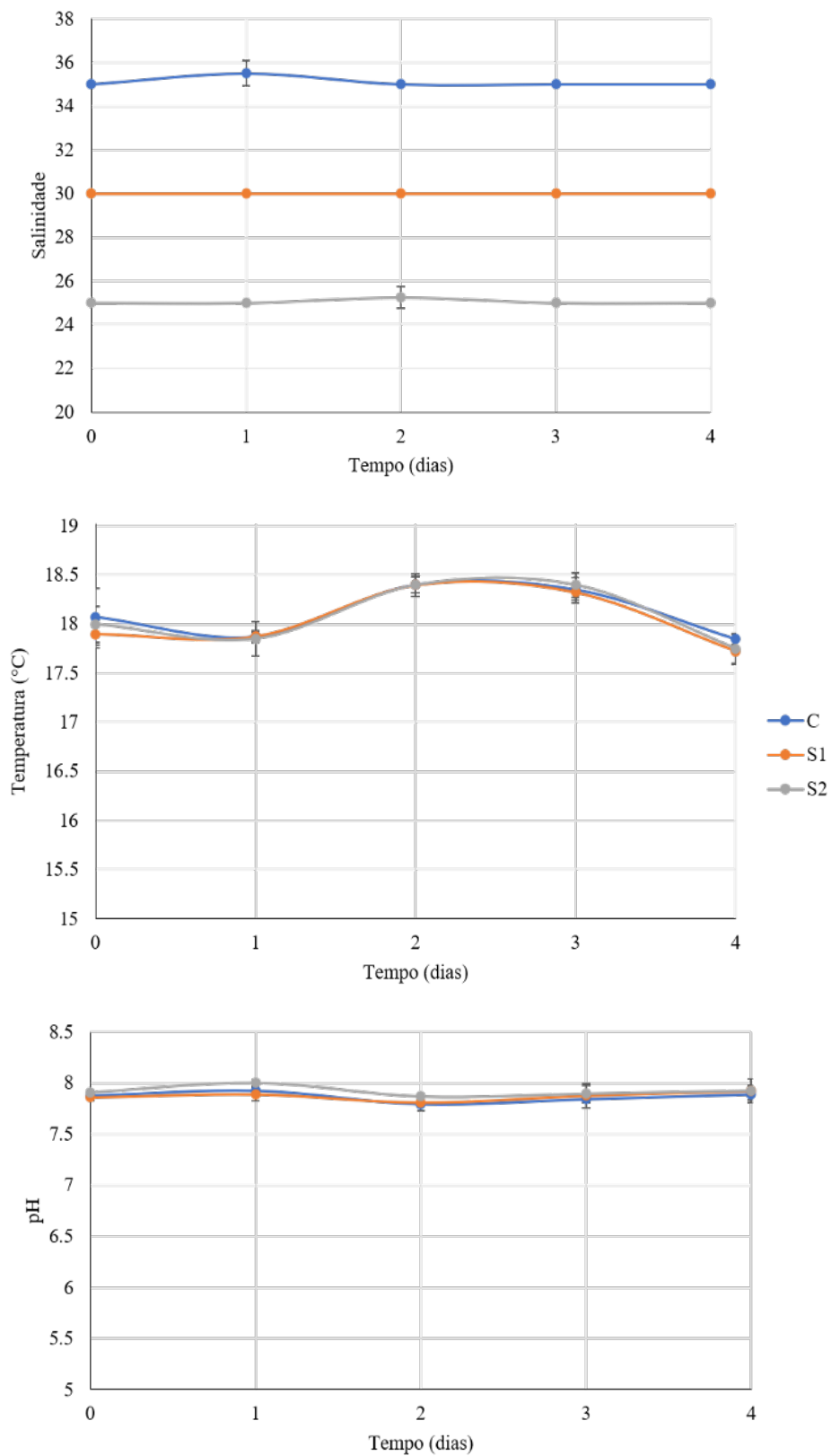
<https://doi.org/10.1016/j.celrep.2013.08.031>

Zuur, A.F., Ieno, E.N., Walker, N., Saveliev, A.A. & Smith, G.M. (2009) *Mixed effects models and extensions in ecology with R*. Springer, New York, 574 pp.

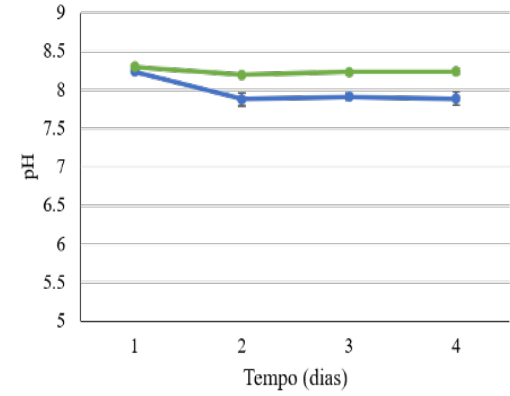
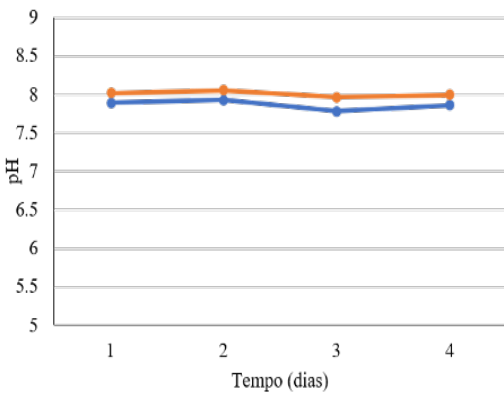
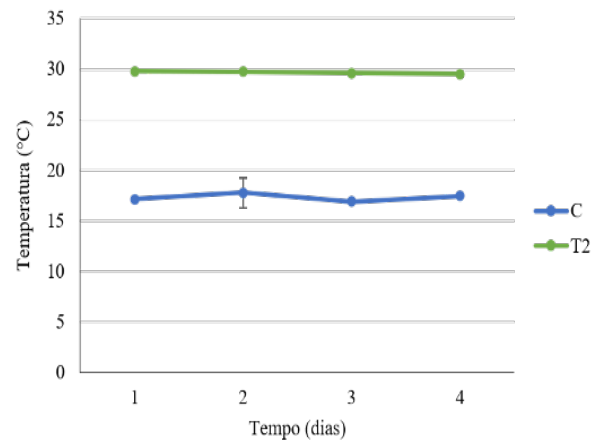
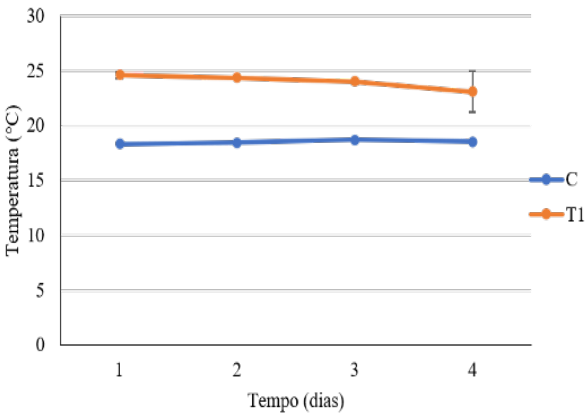
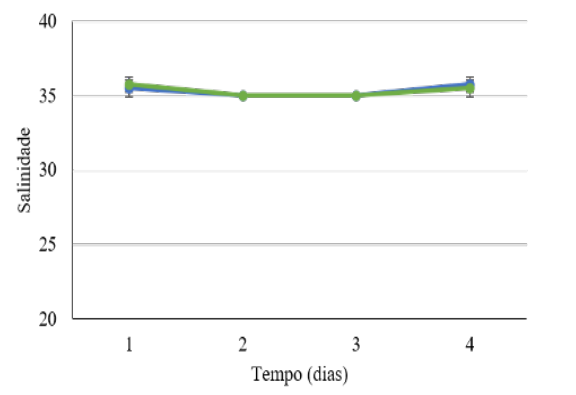
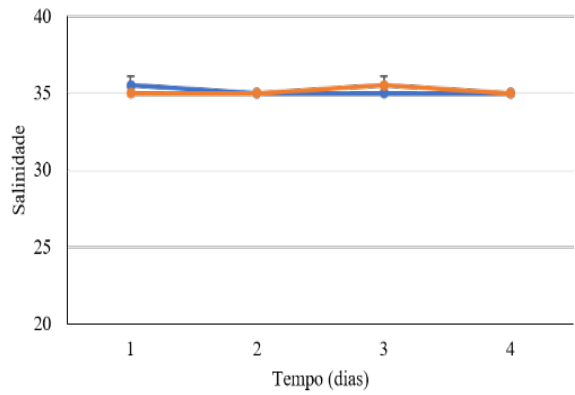
<https://doi.org/10.1007/978-0-387-87458->

8. Apêndices

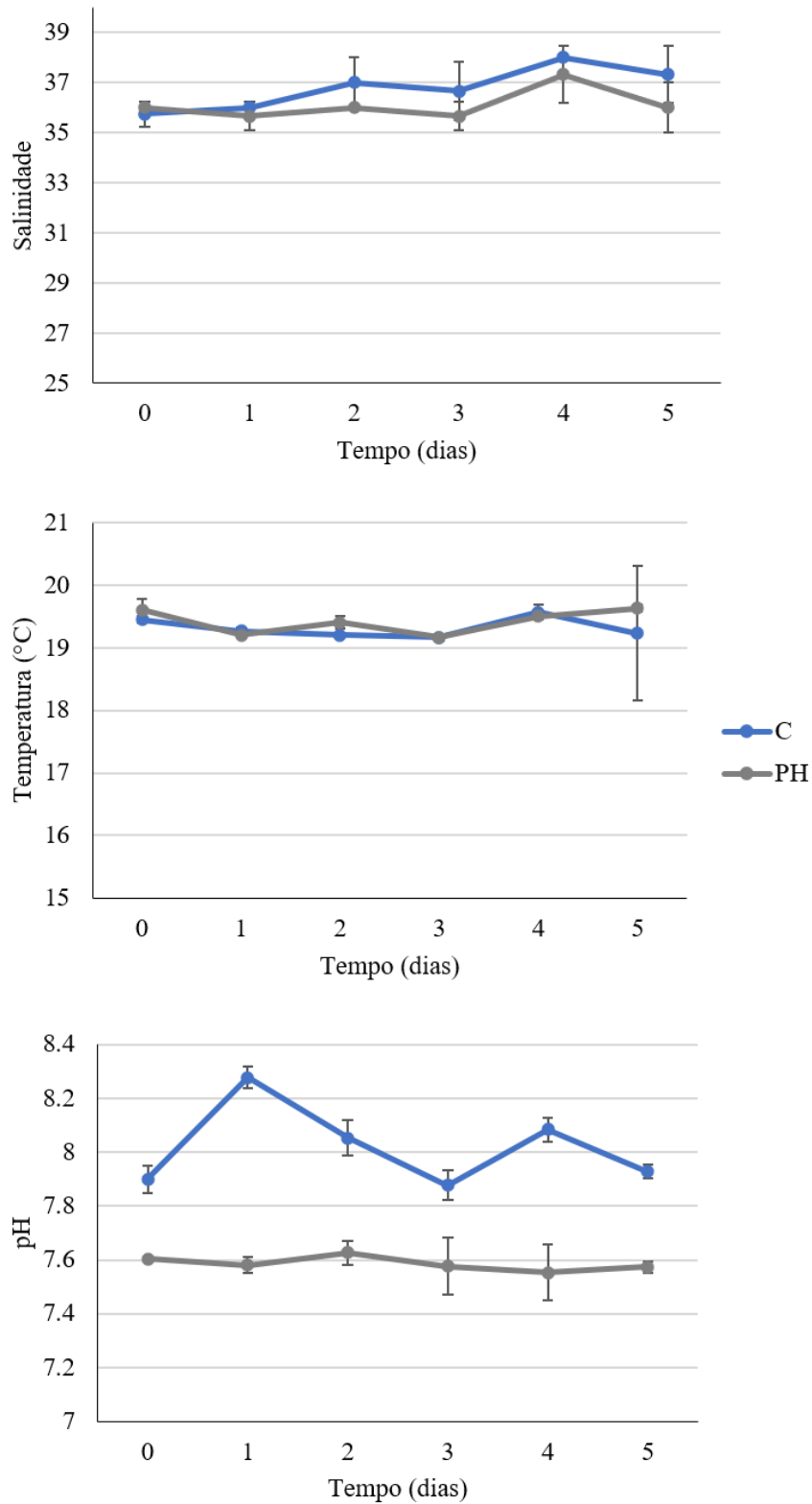
Apêndice A. Parâmetros da água do mar durante o experimento do efeito da salinidade. C (controle): 35, S1: 30, S2: 25



Apêndice B. Parâmetros da água do mar durante o experimento do efeito da temperatura. C (controle): 18°C, T1: 25°C, T2: 30°C.



Apêndice C. Parâmetros da água do mar durante o experimento de efeito do pH. C (controle): 7,9, PH: 7,6.



Apendice D. Síntese dos resultados dos efeitos de variáveis ambientais associadas a mudanças climáticas na sobrevivência e capacidade de regeneração de *Platynereis dumerili*. Dpc: dias pós-corte; AIC: valor do critério de informação de Akaike.

Variável ambiental	Sobrevivência	Regeneração	Anomalias
Salinidade S1 (30) S2 (35)	Sem efeito	Desaceleração moderada da regeneração	Ausente
Temperatura T1 (25 °C)	100% de sobrevivência	Aceleração da regeneração (100% estágio 5 no 3 dpc)	Ausente
T2 (30 °C)	Não significativo (modelo com efeito AIC = 31,58 > modelo nulo AIC = 20,27)	Aceleração da regeneração (50% estágio 5 no 3 dpc; crescimento pós-regenerativo: 2,78±1,59 segmentos no 5 dpc)	30% no 5 dpc
T3 (33°C)	100% de mortalidade após 48h	Não possível avaliar devido à mortalidade	-
pH (7,6)	Efeito leve (modelo com efeito escolhido, mas $p > 0,05$) Mortalidade acentuada no grupo controle do 3° ao 4° dpc	PH: 67% estágio 3, 17% estágio 2, 17% estágio 0 C (pH7,9): 1 vivo, estágio 5	Ausente