

Inês Mourato

Relatório de estágio

Oceanário de Lisboa

2025



Relatório de estágio no Oceanário de Lisboa

Inês Maria Nepomuceno Mourato

Relatório de Estágio para obtenção do Grau de Mestre em Aquacultura

Relatório de Estágio de Mestrado realizada sob a orientação da Professora Especialista Teresa Baptista e sob supervisão do Assistente de Curador Hugo Batista

Resumo

Durante o meu estágio no Oceanário de Lisboa, integrei as equipas da Direção de Biologia de um dos maiores aquários públicos do mundo, cuja missão é contribuir para a conservação dos oceanos e promover um futuro sustentável. Esta experiência permitiu-me aplicar e aprofundar conhecimentos na área da aquariologia, através da participação em diversas tarefas técnicas e científicas.

Ao longo do estágio, colaborei em atividades como a observação e alimentação de espécies, monitorização e operação dos sistemas de suporte de vida, análise de parâmetros físico-químicos da água e limpeza regular dos tanques e áreas técnicas. Desenvolvi competências na gestão da qualidade da água e funcionamento dos sistemas de filtração, essenciais para a manutenção de ambientes estáveis e saudáveis.

Paralelamente, participei na manutenção dos habitats do Índico e Atlântico e das galerias do Atlântico, Sul e Pacífico. Na exposição das Florestas Submersas, aprofundei conhecimentos sobre o cuidado de plantas aquáticas, aplicando técnicas inspiradas nas práticas japonesas de jardinagem adaptada pelo Sr. Takashi Amano na construção de aquários plantados. Tive também a oportunidade de acompanhar a área da quarentena, e apoiar em tratamentos específicos, sempre com foco no bem-estar animal e na prevenção de doenças, e o laboratório onde são feitas análises diárias à qualidade de água dos aquários.

Por fim, realizei um caso de estudo sobre o bem-estar de dragões-marinhos, baseado na análise do seu comportamento, o que permitiu aplicar métodos científicos e refletir sobre a ética animal em ambiente controlado.

Em suma, este percurso foi essencial para consolidar conhecimentos técnicos, valorizar a educação ambiental e reforçar o meu compromisso com a conservação marinha e com o papel dos aquários públicos como centros de sensibilização e investigação.

Palavras-chave: Aquariologia; Bem-estar Animal; Sistema de Suporte de Vida; Qualidade de água; Conservação Marinha.

Abstract

During my internship at the *Oceanário de Lisboa*, I joined the teams of the Biology Department at one of the largest public aquariums in the world, whose mission is to contribute to ocean conservation and promote a sustainable future. This experience allowed me to apply and deepen my knowledge in the field of aquatic animal husbandry by participating in various technical and scientific tasks.

Throughout the internship, I collaborated in activities such as species observation and feeding, monitoring and operating LSS (Life Support Systems), analyzing the water's physicochemical parameters, and regularly cleaning the tanks and technical areas. I developed skills in water quality management and the operation of filtration systems, which are essential for maintaining stable and healthy environments.

In addition, I took part in the maintenance of the Indian and Atlantic habitats, as well as the Atlantic, Antarctic, and Pacific galleries. In the *Florestas Submersas* exhibit, I expanded my knowledge of aquatic plant care, applying techniques inspired by Japanese gardening practices by Mr. Takashi Amano in the creation of "Nature Aquariums." I also had the opportunity to assist in the quarantine area and support specific treatments, always with a focus on animal welfare and disease prevention, as well as in the laboratory where daily analyses of aquarium water quality are carried out.

Finally, I conducted a case study on the welfare of weedy seadragons, based on behavioral analysis, which allowed me to apply scientific methods and reflect on animal ethics in a controlled environment.

In summary, this experience was essential in consolidating technical knowledge, emphasizing the importance of environmental education, and reinforcing my commitment to marine conservation and the role of public aquariums as centers for awareness and research.

Keywords: Public Aquarium Husbandry; Animal Welfare; Life Support Systems; Water Quality; Marine Conservation.

Agradecimentos

À minha orientadora, Teresa Baptista, agradeço profundamente pela paciência, pela orientação e pela partilha de conhecimentos que foram essenciais ao longo deste percurso.

Ao Oceanário de Lisboa, pela oportunidade única de viver uma experiência tão enriquecedora. Um agradecimento especial ao Hugo Batista, pela supervisão dedicada, e a toda a equipa de Biologia, que me recebeu braços abertos.

Agradecer a todos os amigos que fiz durante a experiência, mas em especial à Carolina e à Catarina, por tornarem os dias mais leves e bonitos. À Irene, por me fazer sentir em casa, mesmo com os 200 km de distância. À Patrícia, pela paciência e generosidade ao ensinar-me tudo sobre os fascinantes dragões-marinhos. E não posso deixar de mencionar o Tiago, o André, o Filipe, o Pedro, a Ana Teresa, a Catarina, o Alberto, a Joana e o Tomás, que tornaram os almoços mais divertidos.

À Beatriz que no decorrer desta experiência se tornou minha colega de casa e, sem que se percebesse, tornou-se o abraço diário e a minha maior companhia.

À minha família, agradeço pelo apoio incondicional e por acreditarem em mim em cada passo desta caminhada.

Ao Alexandre, por estar ao meu lado em todas as fases, com carinho, amor e presença constante, um dos meus maiores apoios.

E a todos os professores e colegas que me acompanharam nesta jornada, o meu sincero obrigada. Cada um contribuiu para o fim de mais um capítulo e para a construção do meu futuro.

Índice

1. Introdução.....	1
1.1. Papel dos aquários públicos.....	1
1.2. Oceanário de Lisboa	2
1.3. Objetivos do estágio.....	3
2. Física e química da água.....	3
3. Filtração da água	8
4. Sistemas de suporte de vida (SSV)	11
5. Descrição de tarefas	13
5.1. Quarentena	14
5.2. Habitats.....	21
5.2.1. Habitat do Atlântico	21
5.2.2. Habitat do Índico	26
5.3. Galerias.....	30
5.3.1. Galeria do Atlântico	33
5.3.2. Galeria do Sul	35
5.3.3. Galeria do Pacífico	36
5.4. Exposição temporária - Florestas Submersas	37
5.5. Laboratório de qualidade de água	42
6. Caso de estudo – Análise comportamental e avaliação de bem-estar de dragões marinhos.....	43
7. Conclusão.....	52
8. Referências bibliográficas	52

Lista de abreviaturas

ATP	Adenosina trifosfato	NO₂⁻	Nitrito
CO₂	Dióxido de carbono	NO₃⁻	Nitrato
DNA	Ácido desoxirribonucleico	OD	Oxigénio dissolvido
EW	Espécies extintas na natureza	ORP	Potencial de oxidação-redução
FAWC	<i>Farm Animal Welfare Council</i>	Psk	<i>Protein skimmer</i>
H₂S	Sulfeto de hidrogénio	RNA	Ácido ribonucleico
IUCN	União Internacional para a Conservação da Natureza	SSV	Sistema de suporte de vida
N₂	Azoto gasoso	UV	Ultravioleta
NaOH	Hidróxido de sódio	UVC	Ultravioleta tipo C
NH₃	Amónia	WAZA	Associação de zoos e aquários
NH₄	Ião amónio		

Índice de Figuras

Figura 1 – Exemplo de sistema de suporte de vida com injeção de ozono.	11
Figura 2 - Esquema do piso superior e inferior do Oceanário.	14
Figura 3 - Local de administração de injeções em raias (A) e tubarões (B).....	19
Figura 4 - Espécies que podemos encontrar no habitat do Atlântico: (A) <i>Uria aalge</i> ; (B) <i>Fratercula arctica</i> ; (C) <i>Scyliorhinus stellaris</i> ; (D) <i>Polyprion americanus</i> ; (E) <i>Raja undulata</i> ; (F) <i>Merlangius merlangius</i>	21
Figura 5 - Visão geral do Habitat do Atlântico do 2º (A) e 1º piso (B).	22
Figura 6 - Alimentação de aves do habitat Atlântico.	24
Figura 7 - Espécies que podemos encontrar no habitat do Índico: (A) <i>Arothron nigropunctatus</i> ; (B) <i>Cheilinus undulatus</i> ; (C) <i>Taeniura lymma</i>	26
Figura 8 - Visão geral do Habitat do Índico do 1º (A) e 2º piso (B).	27
Figura 9 - Alimentação das raias do habitat do Índico.	29
Figura 10 - Aquários presentes na galeria do Atlântico.	34
Figura 11 - Algumas espécies presentes na galeria do Atlântico: (A) <i>Sepia officinalis</i> ; (B) <i>Scophthalmus maximus</i> ; (C) <i>Scyllarides latus</i>	34
Figura 12 - Aquários presentes na galeria do Sul.	35
Figura 13 - Algumas espécies presentes na galeria do Sul: (A) <i>Heterodonthus portusjacksoni</i> ; (B) <i>Cleidopus gloriamaris</i> ; (C) <i>Phycodurus eques</i>	36
Figura 14 - Aquários presentes na galeria do Pacífico.	36
Figura 15 - Algumas espécies presentes na galeria do Pacífico: (A) <i>Anarrhichthys ocellatus</i> ; (B) <i>Hydrolagus colliei</i> ; (C) <i>Phyllorhiza punctata</i>	37
Figura 16 - Plantas presentes na exposição das florestas submersas e a sua disposição.	38
Figura 17 - Extremidades das plantas da espécie <i>Ludwigia repens</i> presas a wabikusas com fio de nylon.	40
Figura 18 - Antes e depois do rewrap.	40
Figura 19 - Quarentena de plantados.	42
Figura 20 - Garrafas de injeção de CO ₂	42
Figura 21 - Mirroring entre dois dragões-marinhos-comum.	46
Figura 22 - Média de mysis consumidos no ano de 2024 de um dragão da espécie <i>P. eques</i> (PE2) e de quatro da espécie <i>P. taeniolatus</i> (PT1, PT5, PT6 e PT8).	49

Índice de tabelas

Tabela I - Variados tipos de tratamento e o seu agente patogénico.	17
Tabela II - Código de cores e bandas de identificação dos Araus-comuns (A) e dos Papagaios-do-mar (P) do habitat do Atlântico.	22
Tabela III - Alterações de temperatura e fotoperíodo durante o ano de 2024 no tanque S4.	45
Tabela IV - Descrição de comportamentos observados nos dragões marinhos (Jones et al., 2020; Kalueff et al., 2013; Sanchez-Camara et al., 2005).....	47
Tabela V - Etograma que representa a frequência de comportamentos observados ao longo do ano 2024 pelos indivíduos PE2 (da espécie <i>P. eques</i>), PT1, PT5, PT6 e PT8 (da espécie <i>P. taeniolatus</i>) divididos em três categorias: normal, atípico e reprodutor. Os valores numéricos atribuídos segue a seguinte escala: 0 – não observado, 1 – raro, 2 – ocasional, 3 – frequente e 4 – predominante.	50

1. Introdução

1.1. Papel dos aquários públicos

A abertura da primeira exibição pública de aquários na “Fish House” no Jardim Zoológico de Londres em 1826, originou um enorme crescimento de aquários públicos (Hall & Warmolts, 2003). Os aquários públicos eram entendidos como uma simples exposição de espécies que consistia numa série de tanques retangulares de betão com frentes de vidro onde os peixes e alguns invertebrados eram colocados segundo critérios taxonómicos (Karydis, 2011) e eram vistos unicamente como forma de entretenimento. Atualmente a sua definição é muito mais complexa, tendo um papel importante na aprendizagem, sensibilização, investigação e conservação (Miranda et al., 2023), desempenhando um papel crucial para a conservação de diversas espécies e são centros importantes para a investigação básica e aplicada em áreas como criação de espécies, nutrição, patologia, fisiologia e reprodução (Tlusty et al., 2013). A expansão dos aquários teve como objetivo aumentar o turismo e promover a “Era dos Aquários” e o apoio alargado da comunidade e o elevado número de visitantes fazem dos aquários públicos um dos locais mais importantes para o início do envolvimento do público na conservação dos peixes (Orth, 2023).

A Associação Mundial de Zoos e Aquários (WAZA) define conservação como o esforço em “assegurar populações de espécies em habitats naturais a longo prazo” (WAZA, 2021). Nos aquários, este objetivo é conseguido através de duas abordagens complementares, *ex situ*, realizada fora do habitat natural, como programas de reprodução em cativeiro, e *in situ*, que ocorre no meio natural, como a reintrodução de indivíduos (Conway, 2011). Quando se trata de espécies classificadas como extintas na natureza (EW), os jardins zoológicos e aquários assumem um papel crucial, mantendo populações cativas viáveis até que as condições ambientais permitam a reintrodução (Miranda et al., 2023). Paralelamente, os aquários públicos contribuem para a conservação ao comunicar problemas ambientais, sensibilizar comunidades, gerar mudanças comportamentais e angariar apoio público e político para projetos de proteção da biodiversidade (Falk et al., 2007).

O envolvimento direto e indireto dos aquários em projetos de conservação consolidou-se como parte essencial das suas missões institucionais (Gusset & Dick, 2011). Contudo, os programas de conservação enfrentam tensões, sobretudo pelo equilíbrio necessário entre as preocupações com o bem-estar animal e os objetivos educativos das exposições (Skibiel et al., 2007). Apesar desses desafios, os aquários oferecem oportunidades únicas de contacto com a natureza a populações urbanizadas,

funcionando como ferramentas poderosas de educação ambiental e promoção de comportamentos pró-ambientais (Miranda et al., 2023).

A investigação científica representa igualmente uma das missões centrais dos aquários. A diversidade de espécies em exibição oferece aos investigadores a possibilidade de estudar áreas como reprodução, nutrição, comportamento e bem-estar animal, proporcionando dados que dificilmente seriam acessíveis no meio natural (Hall & Warmolts, 2003; Pietsch et al., 2009). Nas últimas décadas, os avanços em tecnologia de aquacultura melhoraram significativamente aspetos técnicos e operacionais, incluindo qualidade da água, iluminação, nutrição e biossegurança (Karydis, 2011).

Por fim, muitos grandes aquários submetem-se a processos de acreditação internacional, conduzidos por especialistas em bem-estar e gestão, assegurando que os padrões de qualidade e cuidado animal se mantêm de acordo com as melhores práticas globais (WAZA, 2021).

1.2. Oceanário de Lisboa

O Oceanário de Lisboa, inaugurado em 1998 durante a Expo '98, é um dos maiores aquários indoor do mundo e a sua criação foi motivada pela Exposição Mundial de 1998, cujo tema foi "Os oceanos, um património para o futuro". Este evento procurou destacar a importância dos oceanos e a necessidade de proteger e preservar os ecossistemas marinhos. Após a Expo'98, o Oceanário manteve-se como uma importante instituição de educação e conservação marinha.

Tem como principal missão promover o conhecimento e a conservação dos oceanos, sensibilizando o público para a importância da biodiversidade marinha e para a necessidade de proteger os recursos marinhos, através de programas educativos, exposições interativas e atividades de investigação. O Oceanário procura inspirar a ação ambiental e promover uma atitude de responsabilidade ecológica. Está atualmente envolvido em diversos programas de conservação e investigação. Um exemplo é a reprodução de corais em aquários, uma ação que visa o desenvolvimento de corais mais resistentes às alterações climáticas e evitar a degradação dos recifes (Egger et al., 2025). Além disso, disponibiliza programas de educação para instituições de ensino e o público em geral, visando aumentar a consciência sobre a relevância dos oceanos e a urgência da sua preservação. Essas ações educativas abrangem oficinas, visitas guiadas e experiências interativas. Ainda colabora com diversas instituições científicas e organizações de conservação para promover a investigação marinha e a proteção da biodiversidade. Um exemplo é a parceria com a Fundação Oceano Azul na elaboração do Livro Vermelho dos Peixes Marinhos de Portugal.

É uma instituição de referência na conservação e educação ambiental a nível global desempenhando um papel fundamental na promoção da consciência ambiental e na preservação dos ecossistemas marinhos. Além disso, é um valioso ponto turístico, atraindo turistas de diversas partes do mundo e beneficiando a economia regional.

Em resumo, o Oceanário de Lisboa sobressai como um polo de excelência em conservação marinha, educação ambiental e investigação científica, exercendo uma função vital na preservação dos oceanos e na promoção de um futuro sustentável para o nosso planeta.

1.3. Objetivos do estágio

Durante o meu estágio, o meu principal objetivo foi acompanhar e dar apoio à equipa da aquariologia da Direção de Biologia, com foco em diversas tarefas cruciais de aquariologia. Ao longo das 1620 horas de estágio participei ativamente nas atividades de observação e alimentação dos animais, colaborei na operação e monitorização dos sistemas de suporte de vida (SSV), monitorizei os parâmetros de qualidade de água e executei as rotinas de limpeza de aquários e áreas técnicas.

2. Física e química da água

No ambiente de um aquário, os organismos marinhos vivem e interagem continuamente com o meio aquático, que lhes serve simultaneamente de fonte de alimento e de eliminação dos resíduos metabólicos. Assim, a qualidade da água assume um papel determinante na manutenção do bem-estar e da saúde dos animais, já que desvios nessas condições podem provocar situações de stress e favorecer o aparecimento de patologias (Corcoran, 2015). Para garantir as condições ideais, podem ser adotadas duas abordagens distintas quanto à origem da água utilizada: a utilização de água natural do mar, que se caracteriza por uma riqueza significativa em sais inorgânicos, oligoelementos, matéria orgânica dissolvida e presença de formas de vida microscópicas, proporcionando um ambiente mais próximo da realidade dos habitats naturais; ou, em alternativa, a preparação de água sintética, obtida a partir da dissolução de sais específicos, com composição controlada mas menos diversificada em oligoelementos e sem matéria orgânica dissolvida (Hovanec & Coshland, 2004).

Com o progresso dos sistemas de filtragem e o desenvolvimento do mercado de produtos especializados, a escolha entre estas duas opções depende sobretudo de fatores logísticos, facilidade de armazenamento e eficiência dos processos (Berges et al., 2001).

Independentemente da opção selecionada, é imprescindível proceder a monitorizações frequentes e análises rigorosas da água de modo a assegurar a sua qualidade e estabilidade ao longo do tempo. Para tal, devem ser controlados regularmente parâmetros como a temperatura, o pH, a alcalinidade, a turbidez, a salinidade, os gases dissolvidos, o teor de minerais, a concentração de compostos azotados (amónia, nitritos, nitratos), a carga bacteriana e a eventual presença de ozono residual. Os valores de referência associados a cada indicador variam consoante o tipo de sistema e as espécies mantidas, mas é fundamental que se mantenham dentro de limites que garantam a segurança e o bem-estar biológico dos organismos. Adicionalmente, aspetos como o fluxo de água, o arejamento e a eficiência da filtração desempenham um papel determinante na manutenção da saúde dos seres vivos e no equilíbrio ecológico do aquário. Por isso, o conhecimento aprofundado destes fatores, aliado a uma gestão cuidadosa, é essencial para assegurar o funcionamento sustentável de um aquário marinho, quer em contexto de estágio quer em ambiente científico.

Temperatura

A regulação da temperatura em aquários é fundamental para a saúde e o bem-estar dos organismos, pois estes dependem diretamente do ambiente para manter as suas funções fisiológicas. Peixes e muitos invertebrados são ectotérmicos, o que significa que a temperatura da água influencia de forma decisiva o seu metabolismo, crescimento, comportamento, capacidade imunitária e até reprodução. Variações bruscas ou valores fora do intervalo ótimo podem causar stress, reduzir a eficiência alimentar, diminuir o consumo de oxigénio e aumentar a suscetibilidade a doenças, comprometendo, assim, a sobrevivência das espécies (Oppedal et al., 2015; Volkoff & Rønnestad, 2020).

Salinidade

A salinidade, definida como a concentração de sais dissolvidos na água, é um dos parâmetros mais críticos para a manutenção de aquários marinhos, influenciando diretamente a estabilidade fisiológica dos organismos mantidos. O seu controlo rigoroso é essencial, pois cada espécie apresenta uma faixa de tolerância própria. Flutuações de salinidade afetam processos metabólicos, a disponibilidade de nutrientes e a eficácia do ciclo do azoto, podendo ainda alterar a eficiência dos sistemas de filtração biológica (Chen et al., 2025; Dildar et al., 2025; Mkulo et al., 2025).

Além disso, a salinidade influencia a toxicidade de certos compostos e a disponibilidade de oxigénio dissolvido, impactando o consumo energético necessário para a manutenção homeostática dos animais (Velasco et al., 2018). Contudo, a

alteração súbita da salinidade poder ter efeitos benéficos em contextos muito específicos, como a ativação de mecanismos de adaptação e a remoção de parasitas, este tipo de manobra deve ser cuidadosamente planeada, tendo em conta a espécie e o seu contexto fisiológico (Leguen & Prunet, 2004).

pH

O pH é uma medida da concentração de iões de hidrogénio na água. Influencia diretamente a saúde dos organismos aquáticos, levando ao aumento de stress e a suscetibilidade a doenças (Evans et al., 2005).

O pH impacta processos biológicos essenciais, como o metabolismo dos peixes e funções enzimáticas, a toxicidade de compostos azotados, isto é, com um valor de pH mais alto a amónia (NH_3) torna-se predominante e é altamente tóxica, enquanto valor de pH mais baixo favorece a forma menos tóxica, o ião amónio (NH_4^+) (Ip et al., 2001), e a eficiência das bactérias nitrificantes importantes para o ciclo do azoto (Prosser & Nicol, 2012).

Variações bruscas no pH devem ser evitadas, pois podem provocar choques osmóticos e aumentar a mortalidade dos peixes. A manutenção estável do pH ideal resulta em melhor crescimento, comportamento mais natural e aparência saudável nos habitantes do aquário.

Oxigénio

O oxigénio é um elemento vital para os organismos marinhos, estando presente sob a forma de oxigénio dissolvido (OD) e é absorvido pelos peixes através das brânquias (Evans et al., 2005). Um nível adequado de OD é essencial para os processos metabólicos, o crescimento, o comportamento e a sobrevivência da vida marinha.

Os níveis de oxigénio são influenciados pela troca gasosa na superfície da água, pela fotossíntese realizada por algas, pela temperatura, pela salinidade, pela circulação da água e pela quantidade de matéria orgânica presente. Temperaturas elevadas e excesso de nutrientes podem reduzir o OD, criando condições de stress ou podem ser fatais para os peixes e invertebrados (Grégoire et al., 2023). A falta de oxigénio, ou hipoxia, pode provocar crescimento reduzido, maior suscetibilidade a doenças, comportamentos anómalos e até levar à morte (Montgomery et al., 2019).

A regulação adequada do oxigénio, através de arejamento, fluxo de água apropriado e controlo da carga orgânica, é fundamental para manter sistemas de aquário saudáveis e equilibrados (Grégoire et al., 2023). A monitorização regular do OD é essencial para evitar situações de hipoxia e garantir o bom funcionamento da filtração biológica e a estabilidade do ecossistema no aquário marinho.

Alcalinidade

Alcalinidade é a medida da capacidade de tampão da água, ou seja, a sua capacidade de neutralizar ácidos e resistir a variações de pH. Nos aquários de água salgada, a alcalinidade é determinada principalmente pela concentração de íons bicarbonato e carbonato (Gattuso et al., 1999).

A manutenção de uma alcalinidade adequada é essencial porque estabiliza o pH, prevenindo flutuações nocivas que podem causar stress ou morte nos peixes, corais e outros organismos marinhos. A alcalinidade funciona como um tampão químico, assegurando condições estáveis para processos biológicos vitais, especialmente nos corais, que necessitam de uma química estável do carbono para o processo de calcificação e formação dos seus esqueletos (Langdon & Atkinson, 2005; Ries et al., 2009). Quando a alcalinidade é baixa, o pH pode diminuir rapidamente, comprometendo o crescimento dos corais e a saúde geral do sistema.

Em sistemas fechados, como aquários, a atividade biológica e a acumulação de ácidos orgânicos podem reduzir a alcalinidade, sendo, por isso, essencial realizar monitorização regular e ajustes, através de suplementos ou trocas de água (Albright & Langdon, 2011).

Potencial de Oxidação-Redução (ORP)

O Potencial de Oxidação-Redução (ORP) é uma medida da capacidade da água de degradar contaminantes por meio da oxidação e reflete a eficácia da água em decompor contaminantes e manter um ambiente estável e saudável para os organismos marinhos. Esta medida reflete o equilíbrio entre agentes oxidantes (como oxigénio e ozono) e substâncias redutoras (como resíduos orgânicos e amónia).

Níveis regulados de ORP ajudam a suprimir microrganismos patogénicos, reduzindo o risco de doenças em peixes e invertebrados, promovendo condições ideais para organismos sensíveis como os corais, apoiando processos como a respiração, calcificação e resistência imunológica (Li et al., 2015).

Por outro lado, Blancheton, 2000 enfatizou o papel do ORP em sistemas de aquacultura de recirculação, observando que oxidantes em excesso, como o ozono, podem causar stress nos peixes se o ORP ultrapassar limites seguros. Por outro lado, valores baixos de ORP podem indicar oxigenação insuficiente e acumulação de resíduos orgânicos, resultando em condições anaeróbicas e produção de substâncias tóxicas como sulfeto de hidrogénio.

O ORP está intimamente ligado à eficiência da filtração biológica e química, refletindo a capacidade do sistema de oxidar resíduos orgânicos, melhorar a turbidez da água e reduzir toxinas (Li et al., 2015). Monitorizar o ORP oferece aos aquaristas um

indicador em tempo real da qualidade da água, ajudando a prevenir alterações súbitas que podem comprometer a estabilidade do aquário. A unidade mV (milivolt) corresponde à diferença de potencial elétrico entre a água e um eletrodo de referência, sendo utilizada para quantificar o poder oxidante do sistema.

Nos aquários de maiores dimensões recorrem-se a torres de contacto de ozono para a desinfecção da água. O ozono, proveniente de geradores de ozono, é injetado apenas numa secção da torre, sendo o restante percurso destinado à sua dissipação antes do retorno ao sistema. Para além das torres de contacto, o ozono é também utilizado nos *protein skimmers*, onde a sua ação oxidante fragmenta compostos orgânicos dissolvidos em moléculas mais pequenas, aumentando a eficiência da remoção de matéria orgânica. Nas torres de contacto, os valores de ORP podem atingir ou exceder os 700 mV, refletindo a intensa atividade oxidante necessária à desinfecção, enquanto nos *protein skimmers* o ORP é mantido igual ou inferior a 400 mV, dado que, neste caso, o objetivo é apenas a oxidação parcial. A definição de valores mínimo e máximo permite equilibrar a eficácia do tratamento com a proteção da saúde dos animais e a preservação das comunidades de bactérias nitrificantes.

Compostos azotados

O ciclo do azoto é um processo biológico essencial para manter a qualidade da água. A amónia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$) é libertada principalmente através dos excrementos dos peixes, restos de alimento e matéria orgânica em decomposição, sendo altamente tóxica mesmo em pequenas quantidades. Bactérias nitrificantes convertem a amónia em nitritos (NO_2^-), que também são tóxicos, uma vez que comprometem o transporte de oxigénio no sangue dos peixes. Outras bactérias transformam os nitritos em nitratos (NO_3^-), que, embora menos tóxicos, podem acumular-se com o tempo, favorecendo o crescimento excessivo de algas e prejudicando a qualidade da água.

A regulação destes compostos é fundamental para evitar acumulações perigosas e garantir um ambiente equilibrado. Sistemas de filtragem biológica, baseados na atividade de bactérias nitrificantes, são essenciais para a decomposição segura dos resíduos azotados. Os níveis elevados de nitratos devem ser controlados através de trocas parciais de água ou desnitrificação, processo em que bactérias anaeróbias convertem nitratos em azoto gasoso (N_2), completando o ciclo do azoto.

Cálcio

O cálcio é essencial para o processo de calcificação de organismos como corais, moluscos e algas calcárias. Ele atua como base estrutural na formação de esqueletos de carbonato de cálcio, que sustentam a arquitetura dos recifes e influenciam

diretamente a biodiversidade do ecossistema. A carência de cálcio compromete o crescimento e a resistência dessas espécies, fragilizando a estabilidade do ambiente (Armstrong & Bahr, 2025; Marshall & Clode, 2002; Zheng et al., 2018).

A presença adequada de cálcio estimula a calcificação dos corais em mais de 50%, com efeitos positivos nas funções fisiológicas. Além disso, há uma relação direta entre calcificação e fotossíntese em corais simbióticos, já que o processo ajuda no fornecimento de dióxido de carbono necessário à fotossíntese (Marshall & Clode, 2002).

Nos peixes, o cálcio também se destaca durante os estágios larvares, como evidenciado na espécie *Sparus aurata*. Nesses casos, ele atua na osmorregulação e na formação do esqueleto, influenciando a adaptação das larvas às mudanças de salinidade e ao crescimento saudável (Guerreiro et al., 2004).

Fósforo

O fósforo é um nutriente essencial principalmente para a saúde dos corais e algas. Estudos recentes mostram que, sob stress térmico, os corais aumentam a absorção de fósforo para manter a densidade das algas e a fotossíntese, ajudando na sobrevivência e na recuperação (Iijima et al., 2025). Embora o excesso de fósforo possa favorecer o crescimento de algas indesejadas e inibir a calcificação, níveis muito baixos também são prejudiciais, podendo causar branqueamento e reduzir o crescimento dos corais (Iijima et al., 2025; Rosset et al., 2017).

Ácido sulfídrico

O ácido sulfídrico (H_2S) é extremamente tóxico e é produzido por bactérias em áreas do substrato com pouca oxigenação e pode acumular-se ao longo do tempo. Mesmo em pequenas quantidades, o ácido sulfídrico pode causar mortalidade rápida e em massa quando libertado na água (Nguyen-tiêt et al., 2025). Por isso, é fundamental evitar a sua acumulação com boa manutenção e circulação adequada no sistema.

3. Filtração da água

Os sistemas de filtração contribuem para remover da água tanto as matérias particuladas como as dissolvidas, evitando a acumulação de substâncias tóxicas como a amónia, os nitritos e os nitratos. Este processo é essencial para controlar os poluentes derivados de resíduos de peixe, alimentos não consumidos e detritos orgânicos, que de outra forma comprometeriam a qualidade da água e ameaçariam a vida das espécies.

Filtração química

A filtração química em aquários desempenha um papel vital na manutenção da qualidade da água, removendo ativamente os poluentes orgânicos e inorgânicos dissolvidos que não são facilmente tratados pela filtração biológica ou mecânica. Entre os principais componentes utilizados na filtração química encontram-se o carvão ativado, os *protein skimmers* e o ozono.

A grande área de superfície e a elevada porosidade permitem ao carvão ativado absorver uma vasta gama de contaminantes como cloro, pesticidas, compostos orgânicos, voláteis, odores desagradáveis, cores e alguns metais pesados da água (Taylor & Soltani, 2023).

O *protein skimmer* (psk), remove micropartículas e matéria orgânica dissolvida por meio de um processo chamado adsorção. O mecanismo baseia-se na criação de uma interface água/ar altamente eficiente, gerada pela injeção de grandes quantidades de pequenas bolhas de ar na coluna de água. Moléculas orgânicas (especialmente as com propriedades anfipáticas) aderem à superfície das bolhas, sendo arrastadas para o coletor onde formam uma espuma que é removida do sistema posteriormente, promovendo a transparência e a qualidade da água (Kovács et al., 2023).

O ozono é introduzido no aquário, maioritariamente através do psk, e é utilizado como um poderoso agente oxidante para reduzir micropartículas e bactérias em apenas uma passagem pelo sistema, evidenciando uma maior eficiência em comparação com o uso de psk sem ozono. A aplicação de ozono também resulta em água mais cristalina, menor turbidez e é eficaz na remoção de nitritos (Kovács et al., 2023).

Filtração física/mecânica

A filtração física/mecânica consiste na remoção física de partículas visíveis e tem como principal objetivo manter a água visualmente limpa e evitar o acúmulo de matéria orgânica, que pode se decompor em compostos tóxicos como amônia e nitratos.

Entre as possibilidades mais comuns temos os filtros de cartucho, os filtros de areia, filtros de tambor e sacos filtradores. O filtro de tambor consiste num cilindro rotativo com uma malha fina que retém as partículas em suspensão e o filtro de areia é um equipamento que utiliza areia, onde após a passagem da água ficam retidas as impurezas. A eficiência de cada método depende da porosidade do material, do tamanho do aquário, do fluxo de água e da frequência de limpeza, pois filtros obstruídos por acumulação de resíduos deixam de ser eficazes, podendo até gerar aumento de compostos nitrogenados se não forem limpos corretamente. Sacos filtradores e cartuchos são ideais para a remoção rápida de partículas maiores e, quando usados como pré-filtros, protegem materiais mais finos a jusante e prolongam a vida útil de toda

a filtração. O filtro de areia, por sua vez, destaca-se na retenção de partículas muito pequenas e pode ser utilizado em sistemas maiores ou de grande escala, como aquários marinhos ou de recirculação.

A troca e a limpeza com água doce dos filtros de cartucho e sacos filtradores são feitas com regularidade sendo, posteriormente, desinfetados com lixívia. A limpeza do filtro de areia é um pouco mais complexa. A este processo damos o nome de *backwash* e consiste em reverter o fluxo de água para que esta passe de baixo para cima pela areia. Durante o *backwash*, a água movimentada e fluidizada a areia, fazendo com que os grãos se agitem e as partículas acumuladas de matéria orgânica e biofilme sejam removidas e levadas para o esgoto. Esse método é eficaz para restaurar a capacidade de filtração e prevenir obstruções, mantendo a eficiência do filtro por mais tempo (de Souza et al., 2021).

Filtração biológica

A filtração biológica depende de bactérias benéficas, principalmente *Nitrosomonas* e *Nitrospira*, que se estabelecem nas superfícies do filtro. Essas bactérias transformam a amônia tóxica em nitratos como foi descrito anteriormente (Bartelme et al., 2017).

Para que o processo ocorra de forma eficiente, é essencial contar com uma estrutura que ofereça suporte onde esses microrganismos possam proliferar e estabelecer uma população ativa. Entre os meios utilizados para a filtração biológica, destacam-se os filtros externos com biobolas, a rocha-viva e as macroalgas. As biobolas são as mais utilizadas, estando normalmente alojadas em biofiltros e *sumps*.

Esterilização

A esterilização da água com lâmpadas ultravioletas (UV) funciona expondo a água do aquário à luz ultravioleta do tipo C (UVC), geralmente na faixa de comprimento de onda de 254 nm, a qual danifica os ácidos nucleicos dos microrganismos, levando à sua inativação (Semenov & Semenova, 2023).

Para obter uma pureza bacteriológica adequada em grandes volumes de água (até 300 m³ nesse caso), o tratamento por radiação UV deve ser contínuo e combinado com processos de filtração mecânica. Essa combinação é importante porque a água turva ou carregada de partículas pode apagar ou reduzir a penetração da radiação UV, diminuindo sua eficácia (Semenov & Semenova, 2023).

4. Sistemas de suporte de vida (SSV)

Além dos mecanismos de filtração já referidos, como carvão ativado, ozono, psk, sacos filtradores, filtros de cartucho, filtros de areia, biobolas e filtros UV, existem outros elementos essenciais que integram o sistema e desempenham um papel fundamental na manutenção da qualidade da água em níveis ideais para cada espécie. Esse conjunto de equipamentos e processos é denominado Sistema de Suporte de Vida (SSV) (Figura 1), podendo ser ajustado conforme as exigências específicas de cada aquário e das espécies nele alojadas. Ter um conhecimento profundo de cada componente e da sua função é imprescindível para prevenir e resolver possíveis imprevistos no funcionamento do sistema.

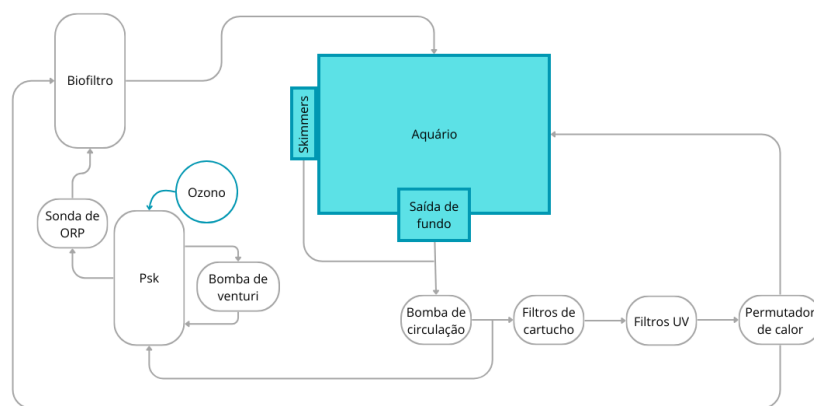


Figura 1 – Exemplo de sistema de suporte de vida com injeção de ozono.

Aquário

O aquário, elemento central do sistema de suporte à vida marinha, replica o habitat natural dos organismos. A forma retangular é mais comum, mas há variações conforme as necessidades das espécies ou objetivos estéticos. Pode ser construído em vidro, acrílico, fibra de vidro ou cimento, cada material com suas vantagens em resistência e transparência.

Bomba de circulação de água

A bomba de circulação mantém o movimento da água entre os diferentes componentes do sistema, garantindo condições estáveis para os organismos aquáticos. Sistemas maiores exigem bombas mais potentes, e há diversos tipos disponíveis, como submersíveis e externas. Algumas incluem pré-filtros internos que ajudam a remover partículas maiores, aumentando a eficiência geral do sistema.

Bomba de corrente

Semelhante à bomba de circulação, a bomba de corrente tem como foco gerar fluxos internos no aquário. É imprescindível em tanques com espécies que precisam de correntes fortes para se alimentar e/ou reproduzir.

Biofiltro

O biofiltro, onde se alojam as biobolas, possui uma entrada superior em forma de chuveiro que favorece a oxigenação da água. Instala-se após o *protein skimmer* e atua como uma barreira de segurança, libertando o ozono residual e a pressão do ar antes que a água retorne ao aquário. As biobolas são elementos esféricos de plástico com uma elevada área superficial que facilita a fixação de bactérias nitrificantes essenciais para a transformação de amónia e nitritos em nitratos.

Sump

Conforme o tipo de instalação, incluir uma *sump* pode ser bastante vantajoso. Este reservatório, localizado abaixo do aquário, abriga componentes de filtração como biobolas e sacos filtradores. É comum em aquários menores e serve para ampliar o volume total de água, além de organizar os elementos do sistema, o que facilita a manutenção e melhora o desempenho da filtragem.

Permutador de calor

O permutador de calor regula a temperatura da água no sistema, aquecendo ou arrefecendo conforme necessário, sem misturar os fluxos. A troca térmica ocorre por meio de uma parede condutora entre as duas correntes, que circulam em sentidos opostos, otimizando a transferência de calor.

Arejamento

O arejamento insere ar no tanque, aumentando o oxigénio dissolvido e promovendo as trocas gasosas na superfície. A intensidade varia conforme os organismos, a qualidade da água e os equipamentos utilizados, como *protein skimmer* e biofiltros.

Iluminação

A luz influencia diretamente o comportamento e desenvolvimento dos organismos, além de regular o ciclo dia-noite no aquário. A substituição de lâmpadas requer adaptação gradual à nova intensidade ou espectro, para evitar stress nos habitantes do sistema.

Sondas

As sondas são equipamentos ligados a sistemas de automação que monitorizam parâmetros como ORP, temperatura, pH e outros indicadores vitais da qualidade da água. Ao detetar qualquer variação fora dos valores ideais, emitem alertas imediatos que permitem ao aquarista intervir prontamente. Essas ferramentas são fundamentais para garantir ambientes estáveis, protegendo a saúde dos organismos mantidos no aquário.

Skimmer

O *skimmer* tem como principais funções remover o biofilme e gorduras da superfície da água, facilitando as trocas gasosas e funciona também como ponto de arejamento através da cascata gerada. É essencial manter o seu nível correto, pois, se estiver baixo, pode ocorrer sucção de ar pela bomba, prejudicando os organismos aquáticos.

Bomba de Venturi

A bomba de Venturi serve para criar vácuo através do efeito Venturi, um princípio que envolve a redução de pressão quando um fluido passa por um tubo estreito. Está normalmente acoplada ao psk para criar uma mistura eficiente de ar e água que origina as microbolhas.

5. Descrição de tarefas

A visita ao Oceanário de Lisboa é desenvolvida em dois níveis. Ambos são constituídos por um aquário central que é rodeado por quatro habitats, no piso superior, que corresponde à zona terrestre e por quatro galerias, no piso inferior, que corresponde à zona subaquática. Cada galeria e habitat representam um tema: o Oceano Atlântico, o Sul, o Oceano Pacífico e o Oceano Índico. Todos os aquários estão conectados visualmente pelo aquário central, representando o conceito da exposição: "um oceano" (Figura 2).

Fora do alcance do público, no piso zero, encontra-se a quarentena e o laboratório de qualidade de água, e no edifício anexo ao oceanário encontra-se atualmente a exposição temporária das Florestas submersas by Takashi Amano.

Durante o meu estágio, realizei tarefas na quarentena, nas galerias (Atlântico, Pacífico e Sul), nos habitats (Atlântico e Índico), na exposição temporária e no laboratório de qualidade de água.

Neste capítulo são descritas as rotinas e tarefas realizadas ao longo do estágio, nas diferentes áreas.

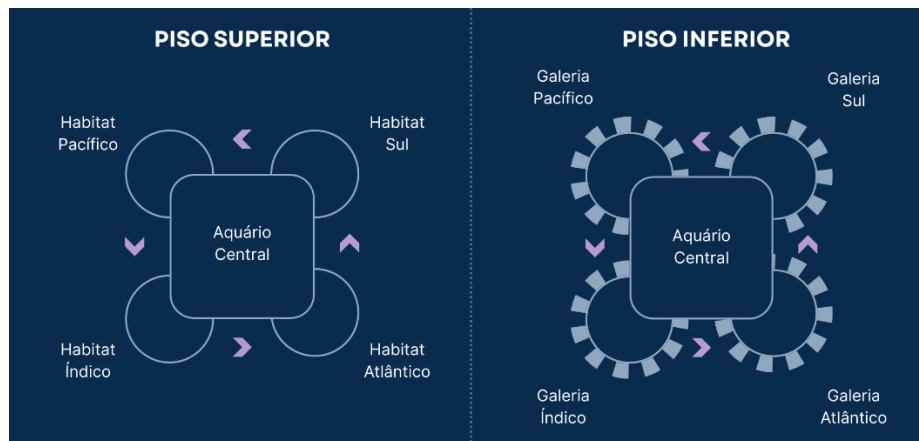


Figura 2 - Esquema do piso superior e inferior do Oceanário.

5.1. Quarentena

A quarentena é o espaço onde os animais, após chegarem, passam por uma fase de adaptação antes de serem transferidos para os tanques principais, sendo também o local onde recebem cuidados quando estão doentes.

É constituída por 19 tanques que estão divididos em zona fria (Q1 a Q6), onde estão presentes aquários com temperaturas de água inferiores a 18°C, e zona tropical (Q7 a Q19), onde estão presentes aquários com temperaturas de água superiores a 18°C, podendo haver algumas exceções dependentes das necessidades neste espaço. Pertencem ainda à zona fria e tropical, duas salas onde estão presentes aquários de menores dimensões, a sala fria (SF1 a SF4) e a sala tropical (ST1 e ST2), respetivamente. Normalmente, trabalha um aquarista em cada zona, sendo cada um responsável pela manutenção dos tanques, manuseamento e alimentação dos animais que neles estão inseridos.

Planeamento e descrição das rotinas

Cada colaborador começa por acender as luzes, fazer a verificação do SSV dos aquários que estão à sua responsabilidade e levar para o laboratório as amostras de água que precisam de ser recolhidas no dia.

A verificação de SSV consiste nos seguintes passos:

- Verificar bombas, pré-filtros, filtros UV, filtros de cartucho, nível dos biofiltros, nível de água nos *skimmers* e nas *sumps*, psk, arejamentos, valores e válvulas de ORP.
- Verificar se os sacos filtradores se encontram bem colocados.
- Verificar se as tampas dos tanques que têm animais estão devidamente fechadas.

- Registrar a temperatura dos aquários na folha de SSV.
- Verificar o estado geral dos tanques (animais, acrílicos, limpeza, etc.).
- Em caso de presença de animais mortos, estes devem ser removidos, acondicionados em sacos de plástico, devidamente identificados, pesados e refrigerados, para que o veterinário possa realizar a necropsia posteriormente. A morte é sempre registada para controlo de número de animais.

Posteriormente são colocados desinfetantes nas tinas de desinfecção, estando presente sempre uma tina com lixívia e outra com tiosulfato de sódio. Se existir, por algum motivo, um tanque isolado, onde os materiais usados são de uso exclusivo desse tanque, é necessária a adição de duas tinas, exclusivamente usadas no mesmo, de maneira a não haver qualquer contaminação com outros tanques. São colocados, diariamente, 80mL de lixívia e às terças e sextas, 30g de tiosulfato de sódio, sendo que a limpeza e mudança de água das tinas são realizadas todas as segundas e quintas no final do dia.

Em seguida, os tanques são sifonados para retirar restos de alimento que tenham ficado de véspera. Isto acontece em tanques com animais que são mais ativos e que se alimentam de noite.

Posteriormente o aquarista prepara todas as alimentações do dia e faz as primeiras alimentações do dia. Alguns tanques voltam a ser alimentados mais tarde.

As tarefas restantes de manutenção dos tanques são distribuídas ao longo do dia e incluem:

- Trocar os filtros de cartucho dos tanques indicados na folha de cover (folha com todas as tarefas planeadas para o dia) por filtros secos, lavados e desinfetados. Os filtros sujos são lavados com água corrente e colocados na tina de desinfecção específica.
- Passar filtros de cartucho do dia anterior por água, visto que, os mesmos ficaram cerca de 24h numa tina de desinfecção com lixívia e colocar os mesmos a secar.
- Mudar a água da tina de desinfecção dos filtros de cartucho, se necessário.
- Lavar ou trocar os sacos filtradores, sendo que, segundas, quartas e sextas são lavados na máquina de lavar com tiosulfato e lixívia e colocados na máquina de secar em seguida, e, nos restantes dias, são apenas lavados com água corrente.
- Lavar os copos de psk com água corrente e uma esponja.
- Trocar e limpar o pré-filtro da bomba e as pedras de arejamento dos tanques indicados na folha de cover.
- Realizar trocas de água. Estas são sempre realizadas para o copo de recuperação, à exceção de quando os tanques se encontram em tratamento, as

mudanças de água deverão ser feitas para o esgoto, passando primeiro, obrigatoriamente, pelo filtro de carvão ativado. A água repostada é maioritariamente água nova, mas, em alguns casos, poderá ser água recuperada, sendo necessário confirmar com a equipa de SSV a disponibilidade da mesma.

- Sifonar os tanques após cada refeição.
- Realizar a limpeza geral dos tanques começando por escovar paredes, *skimmers* e *sumps* e no fim sifonar. Nos tanques de maior dimensão, a limpeza geral é realizada em mergulho.
- Fazer correções de salinidade e de pH quando necessárias.
- Realizar os tratamentos necessários, incluindo montagem de filtros de carvão ativado e lavagem de carvão novo.
- Realizar *backwashes* de um filtro de areia.

Todo o material usado durante o dia fica cerca de 1 minuto dentro da tina de lixívia e posteriormente 30 segundos na tina de tiosulfato de sódio.

Tudo o que é realizado nos tanques é registado em computador e em papel. Os registos em papel estão ao lado de cada tanque sendo também necessário escrever todos os dias os valores dos parâmetros de qualidade de água medidos de maneira que toda a informação seja de fácil acesso. Nestes documentos ficam também todas as informações sobre tratamentos, alimentações, suplementações e comportamentos estranhos observados. São ainda preenchidas as prescrições do tratamento com a quantidade administrada em cada tanque e faz-se registos de acompanhamento de espécies referindo a quantidade de alimento ingerida e comportamentos observados nos animais durante a sua alimentação.

No final do dia faz-se novamente a verificação de SSV, todo o material utilizado e desinfetado é arrumado, troca-se a água das tinas de desinfecção quando indicado na folha de cover ou quando se encontram sujas e as luzes são desligadas.

Alimentação

Cada aquarista é responsável por preparar e alimentar os tanques de uma das zonas, fria ou tropical, mas alimentos vivos como algas, copépodes ou náuplios de artémia são preparados pela equipa de reprodução na sala de cultura.

A alimentação é preparada segundo as indicações da tabela de alimentações e suplementações, que está em constante mudança devido à recorrente entrada e saída de animais, e é imperativo seguir algumas recomendações:

- É fundamental identificar os animais presentes em cada aquário, de forma a ajustar o tipo e o tamanho dos alimentos de acordo com as suas dimensões e comportamento.
- A alimentação deve ser realizada com tranquilidade, garantindo que todos os animais estejam a comer.
- Caso seja administrado um tratamento por via oral, é essencial assegurar que os animais ingeriram efetivamente o medicamento fornecido.
- Registrar detalhadamente, nas fichas específicas de cada aquário, a alimentação fornecida, bem como os suplementos, medicamentos e vitaminas administrados. Se um animal não comer é imprescindível que seja documentado.
- Quando necessário, recorrer a técnicas como o uso de espeto, alimentação direcionada (*target feeding*) ou em mergulho.
- Ter atenção aos dias de jejum.

Nos casos em que um animal permanece longos períodos sem se alimentar, pode ser necessário recorrer a procedimentos mais invasivos, como a entubação, a ser efetuada pela equipa veterinária. Este procedimento permite a administração direta de alimentos líquidos no estômago ou esófago e pode ser decisivo para a recuperação do animal.

Tratamentos e quarentenas

Os tratamentos e as quarentenas medicadas preventivas devem ser feitas com rigor e cuidado extremo e apenas podem ser feitos após indicação e aprovação da equipa de veterinários. Alguns fármacos são utilizados em situações muito específicas e sempre sob supervisão veterinária. A sequência dos tratamentos de quarentena é realizada seguindo cronogramas para diferentes espécies de animais.

São utilizados vários tipos de tratamento e cada um tem o seu tipo de agente (Tabela I). A grande variedade dos mesmos varia com a espécie a ser tratada.

Tabela I - Variados tipos de tratamento e o seu agente patogénico.

Tratamento	Agente patogénico/ação
Formol	Protozoários externos Trematodes monogéneos Alternativa ao cobre nos peixes temperados
Praziquantel	Trematodes Cestodes Acantocéfalos

Cloroquina	Protozoários externos e internos Alternativa ao cobre
Fenbendazole	Nematodes Bioencapsulação em artémia
Metronidazole	Protozoários flagelados Bactérias anaeróbias
Enrofloxacina	AB largo espectro Não profilaticamente Necessita prescrição
Flumequina	AB largo espectro Profilaxia apenas nas espécies de Singnatideos mais predispostas a infeções por <i>Vibrio sp.</i> Necessita prescrição
Oxitetraciclina	AB largo espectro Não profilaticamente Necessita prescrição
Nitrofurazona	Antimicrobiano Não profilaticamente Necessita prescrição

Os tratamentos da quarentena incluem os banhos e imersões (curta ou longa duração), os tratamentos orais e, em casos específicos, podem ser aplicadas injeções.

1. Banhos e imersões

Os banhos e imersões podem ser de curta ou longa duração. Os banhos de curta duração têm uma duração inferior a 24h e podem ser usados como agentes o praziquantel (1h), o formol (1h) e a água doce (5 a 10 minutos). Este último é utilizado em espécies de elasmobrânquios sedentários apenas quando não toleram o banho de praziquantel.

Para os banhos de imersão prolongada é apenas utilizado o formol (24h). É necessário adicionar oxigénio no tanque e desligar os UV's ou ozono durante o banho, uma vez que possuem um forte poder oxidativo e desinfetante, levando à rápida degradação dos fármacos administrados.

Para remover os medicamentos que ficam dissolvidos na água, é utilizado carvão ativado. Este pode ainda ser utilizado para retirar matéria orgânica da água, apresentando uma cor amarelada. À medida que é utilizado, o carvão ativado perde eficiência, exigindo que seja trocado periodicamente.

2. Tratamento oral (gel)

Este procedimento consiste na administração oral, sendo necessária, para o efeito, a preparação de gel *Mazzuri*, no qual o medicamento é incorporado.

A determinação da quantidade de gel e de fármaco a preparar baseia-se diretamente na biomassa presente no tanque e na duração prevista do tratamento.

$$\text{Biomassa} = N^{\circ} \text{ de indivíduos por espécie} \times \text{peso médio por indivíduo}$$

Para este tipo de tratamento é utilizado o fenbendazole, o metronidazole, a cloroquina e o praziquantel.

A quantidade de alimento administrado deve situar-se entre 1,5% e 3% do peso dos animais, ajustando-se consoante o apetite demonstrado. Ainda assim, é aconselhável optar por quantidades ligeiramente inferiores, de forma a assegurar a ingestão total ou quase total do gel.

A preparação do gel deve ser realizada sempre no dia anterior à administração. Para tal, mistura-se o gel com o medicamento a incorporar e com água, até se atingir o volume total de gel necessário. Após obtenção de uma mistura homogénea, esta deve ser devidamente refrigerada.

3. Tratamentos pontuais

Estes tratamentos são efetuados perante patologias particulares, e apenas poderão ser efetuadas após prescrição do médico veterinário. Todos os banhos requerem uma observação redobrada dos animais. Neste tipo de banho são usados os seguintes agentes: flumequina, nitrofurazona e oxitetraciclina.

4. Injeções

Em situações específicas, poderá ser necessário administrar antibióticos por via injetável a elasmobrânquios. Esta intervenção só deverá ocorrer mediante prescrição de um médico veterinário e deve ser realizada exclusivamente por pessoal devidamente qualificado, em locais adequados para o efeito (Figura 3).

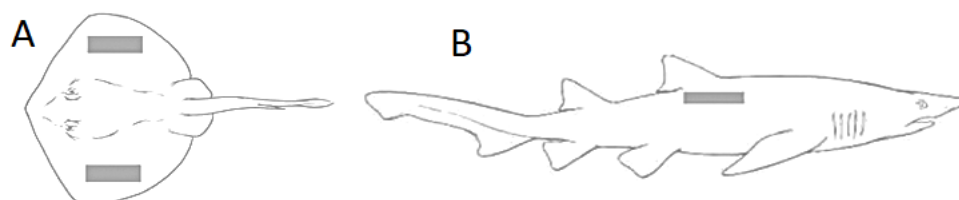


Figura 3 - Local de administração de injeções em raias (A) e tubarões (B).

Introduções e transferências

Podem realizar-se transferências internas ou externas.

As transferências internas realizam-se com animais que já existem no oceanário e envolvem a deslocação de animais da exposição para a quarentena, para receberem tratamento ou permanecerem apenas em recuperação, ou vice-versa, em casos de finalização de quarentena de animais novos ou de tratamentos.

As transferências externas dizem respeito às importações ou exportações de animais de e para outra instituição.

Os animais são transportados dentro do oceanário em *life cars* com tamanhos adequados ao individuo sempre com arejamento e todos os materiais necessários para as transferências são preparados pelo aquarista no dia anterior.

Análises à Água

As amostras devem ser recolhidas diariamente, preferencialmente no início da manhã, e é essencial que os colaboradores realizem a monitorização e o registo dos parâmetros físico-químicos da água de cada tanque e consultem o histórico para avaliar se é necessário intervir. Esta decisão deve de passar sempre pelo responsável da área.

Sempre que o valor de pH estiver abaixo de 8,10, deverá ser feita uma correção, tendo em consideração os níveis de alcalinidade. A correção é, na maioria dos casos, realizada com bicarbonato de sódio, no entanto, em situações mais extremas, poderá ser necessário recorrer ao carbonato de sódio, especialmente quando se pretende uma elevação mais rápida do pH. É indispensável consultar a folha de registo de cada tanque para verificar as quantidades previamente adicionadas, uma vez que diferentes concentrações podem influenciar de forma distinta a evolução do sistema. Sempre que se justifique, poderá ser elaborado um plano de correções diárias ao longo de um determinado período, com o objetivo de ajustar gradualmente os valores de pH e alcalinidade.

A salinidade deve ser ajustada para valores superiores a 33,0 ppt, tendo sempre em conta as correções previamente registadas, à semelhança do que acontece com o pH. É importante sublinhar que o valor ideal de salinidade varia consoante as espécies presentes no tanque, e os procedimentos de correção diferem em casos de hipersalinidade ou hiposalinidade. Deve-se prestar especial atenção aos tanques de menor volume e àqueles com temperaturas mais elevadas, pois nestas condições a salinidade tende a aumentar mais rapidamente, exigindo intervenções corretivas mais frequentes. Sempre que possível, a introdução de água doce no sistema das salas fria e tropical deve ocorrer nas *sumps*, em aquários vazios que estejam ligados a outros, ou, no caso dos restantes tanques, através do *skimmer*.

As mudanças de água extras deverão ser feitas quando os valores de amónia e nitritos são superiores a 0,02 e 0,05 ppm, respetivamente, mas pode variar com as espécies presentes no tanque e poderá ainda vir a ser necessário esta intervenção devido a valores elevados de nitratos.

5.2. Habitats

A visita tem início no segundo piso, onde os visitantes podem explorar de perto os diferentes habitats. Estes estão organizados em cinco exposições distintas, cada uma dedicada a um tema específico: o Oceano Atlântico, o Sul, o Oceano Pacífico e o Oceano Índico. A quinta exposição, o tanque central, simboliza o mar aberto, funcionando como representação de um oceano global, onde múltiplas espécies partilham o mesmo espaço.

Ao longo do meu estágio, tive oportunidade de colaborar diretamente nas áreas correspondentes aos habitats do Atlântico e do Índico.

5.2.1. Habitat do Atlântico

O habitat do Atlântico representa o habitat rochoso do norte do Atlântico e nele estão presentes cerca de 30 espécies (Anexo A; Figura 4). Entre elas destacam-se o grupo de alcídeos, os Araus-comuns (*Uria aalge*) e os Papagaios-do-mar (*Fratercula arctica*). São ainda visíveis algumas espécies de teleósteos como os chernes (*Polyprion americanus*), a dourada (*Sparus aurata*) e o robalo (*Dicentrarchus labrax*) e elasmobrânquios como pata-roxa-gata (*Scyliorhinus stellaris*) e a raia-curva (*Raja undulata*).

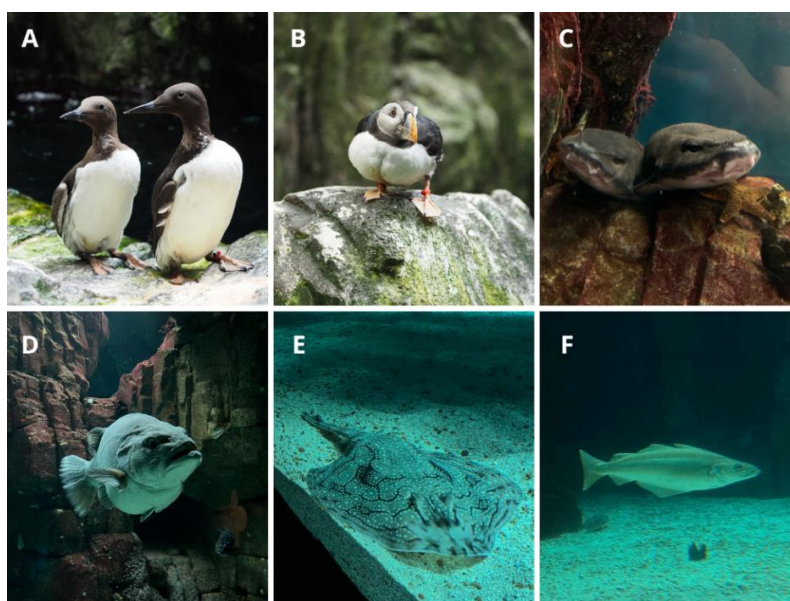


Figura 4 - Espécies que podemos encontrar no habitat do Atlântico: (A) *Uria aalge*; (B) *Fratercula arctica*; (C) *Scyliorhinus stellaris*; (D) *Polyprion americanus*; (E) *Raja undulata*; (F) *Merlangius merlangius*.

Este habitat possui três andares, sendo que os dois primeiros são dedicados à exposição, o 2º piso à área terrestre onde é possível ver as aves mais de perto e o 1º piso mais centrado na vista subaquática do habitat (Figura 5), enquanto o terceiro andar abriga uma área de isolamento (*holding*) usada para isolar aves temporariamente, se necessário. Além disso, o terceiro andar também contém plantas e árvores que contribuem para a biodiversidade do habitat.



Figura 5 - Visão geral do Habitat do Atlântico do 2º (A) e 1º piso (B).

Com o objetivo de possibilitar a identificação individual não invasiva das aves, estas foram marcadas com bandas coloridas colocadas nas patas. Cada cor corresponde a um número específico, seguindo um código previamente estabelecido (Tabela II). Este sistema cromático permite a distinção visual eficiente entre indivíduos, facilitando o acompanhamento comportamental de cada indivíduo.

Tabela II - Código de cores e bandas de identificação dos Araus-comuns (A) e dos Papagaios-do-mar (P) do habitat do Atlântico.

Número	Cor	Espécie
A1	Preto	Arau-comum (<i>U. aalge</i>)
A3	Vermelho	
A6	Verde	
A7	Azul	
A11	Preto	
A12	Marrom	
A17	Ciano	
A18	Rosa	
A19	Cinza	
A20	Marrom	

A21			
A22			
P18			Papagaio-do-mar (<i>F. arctica</i>)
P24			
P33			
P43			
P71			

O sistema deste habitat é constituído por três saídas de superfície (*skimmers*), uma bomba, um filtro mecânico, um permutador de calor, uma torre de contacto de ozono e um psk. Todos estes equipamentos são monitorizados e controlados essencialmente pela equipa de SSV.

Verificações diárias

É importante verificar a saúde e comportamento dos animais e certificar que não se encontra nenhum alcídeo na zona do público, o estado do habitat, isto é, o funcionamento das condutas, cortinas de ar e nevoeiro e registar a temperatura da água e a temperatura da *backarea* e *holding* se estiverem a uso.

Limpeza e desinfeção

A limpeza e desinfeção do habitat é realizada todos os dias, antes das 10h da manhã. Durante toda a operação, o aquarista faz uso obrigatório de equipamento de proteção individual, fato, luvas, máscara e óculos, todos disponíveis na *backarea*, zona de apoio localizada na retaguarda do habitat, inacessível ao público, bem como todos os outros materiais necessários.

O processo inicia-se com a remoção dos pratos de alimentação, que são pesados para registar as sobras e, em seguida, lavados e desinfetados. Depois, estendem-se as mangueiras e liga-se a máquina de pressão para a lavagem do solo, dos ralos e dos *skimmers*. Cada área, uma vez lavada, deve ser imediatamente desinfetada, uma vez que as aves se deslocam para os espaços já limpos. Por isso, é essencial manter atenção constante aos animais, evitando qualquer contacto com os produtos de desinfeção. O tipo de desinfetante utilizado varia ao longo do ano para prevenir resistências bacterianas, sendo comuns os compostos iodados ou à base de clorexidina.

No final da limpeza, as penas acumuladas nos *skimmers* são removidas com uma rede, e os acrílicos das áreas visíveis ao público são lavados com água de osmose

inversa, prevenindo manchas. Por fim, a máquina de pressão é desligada e os utensílios são devidamente arrumados.

A desinfecção do terceiro piso é realizada três vezes por semana, segundas, quartas e sextas utilizando-se um desinfetante iodado como prevenção contra a aspergilose nas aves. A água dos pedilúvios é substituída igualmente três vezes por semana, enquanto a da tina de desinfecção é renovada a cada cinco dias ou quando estes se apresentam muito sujos.

Alimentação das aves

Os alcídeos são alimentados diariamente, com duas refeições principais realizadas às 10h00 e às 15h00 (Figura 6). Na alimentação da manhã, é fornecida uma variedade composta por capelim (*Mallotus villosus*), espadilha (*Sprattus sprattus*), krill superba (*Euphausia superba*) e esperlano-europeu (*Osmerus eperlanus*). Estes alimentos são previamente preparados e pesados na cozinha, respeitando rigorosamente a tabela de alimentação. Durante esta refeição, são também administradas vitaminas, inseridas individualmente no interior dos peixes. Esta prática visa compensar eventuais perdas nutricionais causadas pelo processo de congelação dos alimentos, assegurando que as aves recebam todos os nutrientes necessários à sua saúde. É fundamental monitorizar a ingestão de vitaminas, garantindo que, preferencialmente, cada ave consuma pelo menos uma.

Na alimentação da tarde, mantém-se a variedade de alimentos, à qual se acrescentam filetes de arenque (*Clupea harengus*).

Em ambas as refeições, é injetada água filtrada nos peixes, com o objetivo de controlar a ingestão hídrica das aves. Esta medida é particularmente importante para regular os níveis de ácido úrico, uma vez que concentrações elevadas podem ser prejudiciais à saúde dos animais.

A alimentação é realizada de forma individual, sendo registada a quantidade de peixe ingerida por cada ave com base numa escala simples: atribui-se 0 se não se alimentar, 1 se consumir um peixe, e 2 se comer dois ou mais. Este momento é também aproveitado para observar atentamente o estado geral de saúde e o comportamento das aves.



Figura 6 - Alimentação de aves do habitat Atlântico.

O resto do alimento é distribuído por vários pratos de alimentação, os quais deverão ter o fundo coberto por gelo para evitar a rápida deterioração do peixe, permitindo que os animais vão comendo ao longo do dia.

Alimentação de teleósteos, invertebrados e elasmobrânquios

Os teleósteos e elasmobrânquios são alimentados segundas, quartas e sextas-feiras, na parte da tarde, sendo que, quarta-feira a alimentação é feita em mergulho.

A alimentação dos teleósteos é distribuída na água, tendo-se o cuidado de assegurar que os alimentos atingem o fundo do tanque, de modo a garantir o acesso aos indivíduos bentónicos. Os elasmobrânquios são alimentados com o auxílio de uma pinça nas zonas menos fundas do tanque, designadas de *shallows*, e na zona dos acrílicos, facilitando assim o acesso ao alimento. Os restos de comida são espalhados pelas *shallows* permitindo que os animais se alimentem ao longo do dia.

Durante o mergulho às quartas-feiras, todos os organismos que habitam a coluna de água são alimentados individualmente, incluindo as anémonas e os *Corynactis* sp., que recebem uma papa especialmente preparada à base de camarão, camarinha, krill, *mysis*, artémia, cyclops, red plâncton e água.

As alimentações destes animais são devidamente suplementadas com vitaminas, segundo um plano nutricional estabelecido pela equipa veterinária, garantindo assim o fornecimento adequado de nutrientes às diferentes espécies.

Mergulhos

Como mencionado anteriormente, é realizado um mergulho de alimentação às quartas-feiras, e durante este, deve-se aproveitar para observar o estado de saúde dos animais, assim como o seu comportamento.

Os mergulhos de manutenção do aquário são realizados às segundas e quartas-feiras, com o objetivo de proceder à sifonagem e/ou escovagem do interior do tanque. Antes de cada mergulho, é fundamental preparar todo o sistema, o que envolve a distribuição das mangueiras e a montagem do sistema para ferrar a mangueira, ligando a bomba. É ainda imprescindível avisar a equipa de SSV do começo do mergulho para que os *skimmers* sejam fechados evitando a saturação do sistema devido a perdas excessivas de água.

No fim, compete ao aquarista proceder à arrumação e desinfeção de todo o material utilizado, bem como à retirada do cesto previamente colocado no copo de recolha com a mangueira inserida no seu interior. A areia recolhida durante a sifonagem deve ser lavada com rigor e colocada numa caixa própria na sala de desinfeção, onde

permanecerá durante 24 horas para higienização. Após esse período, a areia é novamente lavada e transferida para a *backarea*, ficando pronta para ser reposta no tanque.

Parâmetros analíticos da água

Logo pela manhã, retira-se a amostra de água, antes de começar a limpeza do habitat, para ser analisada em laboratório. O aquarista deve verificar todos os valores e avaliá-los. O pH é mantido com especial atenção entre os 8,10 e 8,15 e sempre que necessário é ajustado com adição de NaOH no tanque. É necessário também avaliar o comportamento do ORP ao longo do dia.

5.2.2. Habitat do Índico

Este é o último habitat visível ao longo do percurso pelo piso superior, representando a região costeira das ilhas Seychelles, localizadas no Índico tropical. Neste ambiente, os visitantes têm a oportunidade de observar dois dos ecossistemas mais ricos em biodiversidade do planeta: a floresta tropical e o recife de coral. Este tanque distingue-se pela combinação de cores intensas e formas variadas. Trata-se do aquário do Oceanário de Lisboa com a maior diversidade de espécies, contabilizando cerca de 60 diferentes (Anexo B; Figura 7). Entre elas, destacam-se o imponente peixe-Napoleão (*Cheilinus undulatus*), a raia-de-pintas-azuis (*Taeniura lymma*), o peixe-balão-de-pintas-negras (*Arothron nigropunctatus*), o peixe-porco-palhaço (*Balistoides conspicillum*) e o peixe-borboleta (*Chaetodon semilarvatus*).

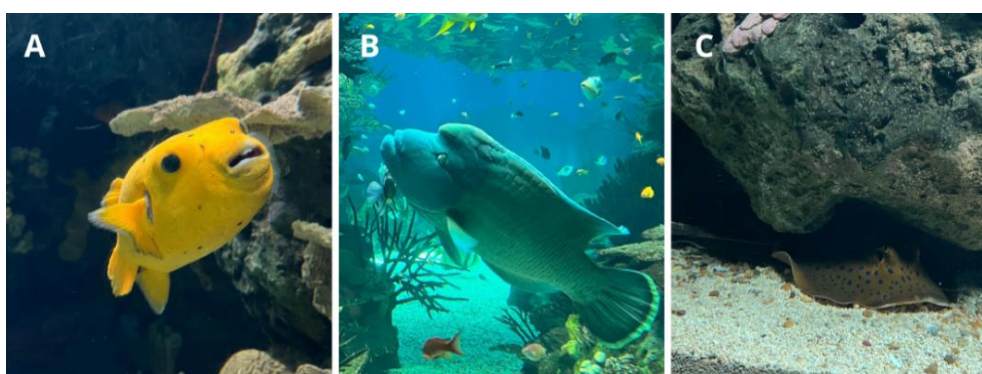


Figura 7 - Espécies que podemos encontrar no habitat do Índico: (A) *Arothron nigropunctatus*; (B) *Cheilinus undulatus*; (C) *Taeniura lymma*.

A diversidade deste habitat pode ser apreciada em dois níveis distintos da exposição (Figura 8). No 2º piso, localiza-se uma floresta tropical, acessível ao público através de um passadiço. No 1º primeiro piso é possível observar as espécies com mais detalhe e

destaca-se pela representação dos recifes de coral e pela ilustração das relações simbióticas entre estes ecossistemas e os peixes que os habitam.

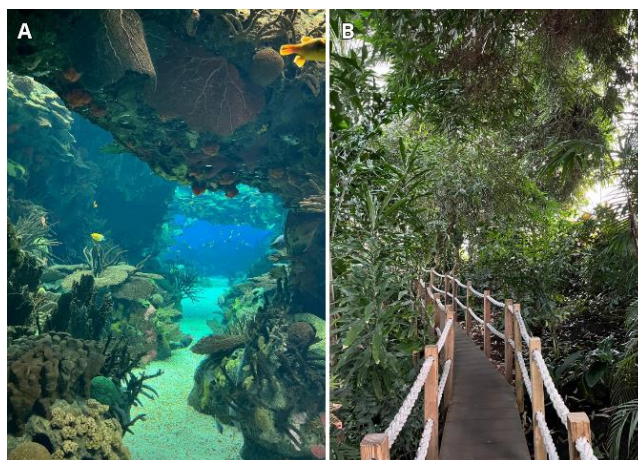


Figura 8 - Visão geral do Habitat do Índico do 1º (A) e 2º piso (B).

O sistema é constituído por três *skimmers*, um psk com injeção de ozono, três bombas de circulação, um filtro de tambor, luzes UV, um permutador de calor e um biofiltro. Todos estes equipamentos são monitorizados e controlados essencialmente pela equipa de SSV.

Verificações diárias

Assim como no habitat do Atlântico, é importante observar regularmente a saúde e o comportamento dos animais, verificar os elementos decorativos e registar a temperatura da água. Este habitat requer atenção especial à área da floresta tropical, sendo necessário garantir que os sistemas de rega e humidificação estão a funcionar corretamente.

Na parte da manhã é retirado o coletor de ovos, que foi colocado durante a noite, e todos os ovos que nele se encontrem são transferidos para um balde para posterior análise pela equipa de reprodução.

Limpeza e desinfeção

Como não existem animais fora dos tanques neste habitat, a rotina de limpeza é mais simples nesse sentido. Ainda assim, é necessário varrer regularmente a passadeira de acesso à floresta e recolher o lixo eventualmente acumulado.

A manutenção da floresta, na maioria das vezes, é feita por uma equipa de jardineiros, duas vezes por semana. Contudo, o aquarista responsável pode intervir sempre que for necessário. As tarefas incluem a rega cuidadosa das plantas, com

especial atenção às palmeiras, às zonas mais secas e às copas das árvores. Quando requerido, são também realizadas podas para manter o bom estado da vegetação.

Por fim, a troca de água do pedilúvio presente na *backarea* é realizada duas vezes por semana ou quando o mesmo se encontrar sujo. O desinfetante utilizado é o Virkon aquático ou o Oxivir.

Alimentação de teleósteos

A alimentação é feita duas vezes por dia, às 10h00 e às 15h00, de segunda a sábado. Cada refeição inclui tamanhos diferentes de alimento. Como há peixes de vários tamanhos, segue-se uma ordem começando pelo peixe-Napoleão, depois os peixes médios e, por fim, os mais pequenos, para garantir que todos consigam comer.

Na alimentação da manhã, é fornecida uma mistura de copépodes e spirulina para os peixes mais pequenos, sendo que, esta última, é utilizada unicamente como forma de enriquecimento, e gelatina ou camarinha, para os peixes de médio porte, sendo estes dois intercalados durante a semana. A gelatina incorpora camarinha, spirulina, cantaxantina, agar e suplementos vitamínicos. A spirulina é uma microalga rica em nutrientes que melhora o crescimento dos peixes, fortalece o seu sistema imunitário, tem uma ação antioxidante e intensifica a coloração natural dos peixes (Rana et al., 2024; Trevi et al., 2023). A cantaxantina é usada também para realçar a pigmentação, como proteção antioxidante e como suporte ao sistema imunitário (Duarte et al., 2015; FEEDAP, 2014). O agar é usado para conferir a textura gelatinosa pretendida. É ainda preparada uma peça separada com maiores dimensões para o peixe-Napoleão.

Para a alimentação da tarde é preparado, na cozinha, um *mix* para os teleósteos, em pedaços variados ajustado aos diferentes tamanhos dos peixes. A mistura inclui peixe, bivalves e crustáceos. Também são adicionados vegetais como alho, milho, ervilhas e espinafres, que contribuem para o crescimento saudável e reforço do sistema imunitário (Akter et al., 2024), bem como para a melhoria da coloração dos animais, graças à presença de pigmentos naturais como os carotenoides e antocianinas (Khydmit et al., 2024). Os peixes mais pequenos são alimentados com náuplios de artémia vivos, preparados pela equipa de reprodução na sala de cultura, copépodes e um *mix* de outros alimentos congelados como *mysis* ou artémia. À semelhança do que ocorre na manhã, o peixe-Napoleão é alimentado com uma peça de maiores dimensões e, adicionalmente, com amêijoas brancas, que são espalhadas pelo tanque ao longo de toda a sessão de alimentação. Esta prática funciona como enriquecimento ambiental para o animal, uma vez que o mesmo interage com o substrato e procura alimento entre pedras, areia e conchas. Ao distribuir amêijoas inteiras no tanque, recria-se este ambiente natural, estimulando comportamentos típicos como o forrageamento, a

exploração e a manipulação de objetos (Arechavala-Lopez et al., 2022). Adicionalmente, oferece novos estímulos táteis, visuais e até auditivos, promovendo atividades que desafiam a curiosidade e a inteligência dos peixes (Manenti et al., 2025).

Alimentação das raias

Raias da espécie, *Taeniura lymma*, são alimentadas de segunda a sábado na parte da tarde, depois da alimentação dos teleósteos (Figura 9). A sua dieta é composta por uma variedade de alimentos, incluindo peixes, cefalópodes, crustáceos e bivalves, como camarão, capelim, canivetes e lula, entre outros.

A alimentação é dada à mão e envolve um treino específico chamado “*target training*”. Este método utiliza um alvo audiovisual para ensinar as raias a dirigirem-se a uma determinada estação de alimentação e a aproximarem-se de um objeto específico. Quando as raias veem ou ouvem o sinal do alvo, aproximam-se e tocam nele para receberem a sua recompensa (alimento). O treino contribui para direcionar e posicionar os animais de forma voluntária, promovendo o bem-estar e facilitando o trabalho dos aquaristas (Foerder, 2005; Snowden & Aquarium, 2008).



Figura 9 - Alimentação das raias do habitat do Índico.

É fundamental identificar cada indivíduo, seja pelo comportamento, coloração ou padrão corporal, para monitorizar o seu estado de saúde e registar de forma precisa a alimentação de cada raia. Em semelhança ao que é feito nas aves (alcídeos), a quantidade de alimento ingerida por cada raia é registada com base numa escala simples: atribui-se 0 se não se alimentar, 1 se consumir até cinco pedaços, e 2 se comer cinco ou mais.

Por fim, é importante ter cuidado com as raias, pois têm espinhos venenosos e a utilização de botas de borracha é imprescindível.

Mergulhos

São realizados mergulhos de limpeza e manutenção entre duas a três vezes por semana, consoante o estado de limpeza do tanque. As tarefas incluem a escovagem, a sifonagem da areia e a limpeza dos acrílicos. Durante a escovagem da decoração, procede-se à sifonagem simultânea dos detritos removidos, sendo reaproveitada grande parte da água retirada com o auxílio de uma máquina de sifonar. Os pré-filtros e filtros de cartucho, após cada mergulho, devem ser lavados e desinfetados pelo aquarista.

Parâmetros analíticos da água

Logo pela manhã, retira-se a amostra de água para ser analisada em laboratório.

Os parâmetros da qualidade da água são monitorizados diariamente pela equipa de SSV, sendo da responsabilidade do aquarista a verificação e avaliação dos mesmos. A salinidade é mantida com especial atenção abaixo dos 33,6 ppt, sendo ajustada sempre que necessário através da adição de 400 litros de água doce. Também é importante avaliar o comportamento do ORP do tanque, bem como registar os valores máximos e mínimos de temperatura e humidade relativa do ar, referentes ao dia em questão.

5.3. Galerias

No primeiro piso, além da zona submersa dos habitats, encontram-se as Galerias. Estas são compostas por vários aquários de menor dimensão, organizados tematicamente nas galerias do Atlântico, Sul, Pacífico e Índico. Cada galeria agrupa aquários distintos em tamanho e formato, com o propósito de ilustrar aspetos representativos de cada oceano e sensibilizar os visitantes para a importância da conservação marinha. Embora cada aquário tenha características próprias e funcione com objetivos específicos, todos seguem rotinas semelhantes.

No decurso do meu estágio, colaborei diretamente com as equipas responsáveis pelas galerias do Atlântico, Sul e Pacífico, adquirindo experiência prática nestes contextos.

Verificações de sistemas

A primeira tarefa de cada colaborador consiste em ligar as luzes, verificar o SSV dos tanques, encaminhar as amostras de água ao laboratório e, se existir, recolher os ovos dos coletores e levá-los à sala de reprodução.

A verificação de SSV consiste nos seguintes passos:

- Verificar, pelo lado do público, o estado dos aquários e dos animais.
- Sempre que os tanques e acrílicos estiverem sujos, ou a decoração do aquário se encontre desalinhada, cabe ao aquarista proceder à respetiva limpeza e reorganização.
- A deteção de animais mortos deve ser tratada segundo os mesmos protocolos aplicados na área de quarentena.
- Verificar bombas, pré-filtros, filtros UV, filtros de cartucho, nível do bio filtros, nível de água nos *skimmers* e nas *sumps*, psk, arejamentos, valores e válvulas de ORP.
- Verificar a iluminação e arejamento dos aquários.

- Registrar a temperatura dos aquários na folha de SSV.
- Certificar de que, nos tanques com bombas de corrente, as válvulas e os mecanismos de efeitos especiais se encontram operacionais, procedendo à alternância de posições durante o decorrer do dia.
- Verificar nível da água do tanque.
- Verificar redes de proteção, caso existam.

No fim do dia, todo este procedimento é repetido.

Planeamento e descrição das rotinas

Após as verificações, são colocados desinfetantes nas tinas de desinfecção, as mesmas quantidades usadas na quarentena, estando presente sempre uma tina com lixívia, uma com tiosulfato de sódio e outra com Oxivir para desinfetar os materiais usados em mergulho. Todo o material usado durante o dia fica cerca de 1 minuto dentro da tina de lixívia e posteriormente 30 segundos na tina de tiosulfato de sódio e, o material de mergulho, cerca de 1 minuto na tina com Oxivir. A água das tinas é mudada uma vez por semana ou quando estas se encontram sujas.

Até as 10h, horário de abertura ao público, algumas tarefas de manutenção e limpeza dos tanques devem estar concluídas:

- Limpeza geral dos aquários.
- Trocas de água e *backwash*, pois o nível da água pode baixar para além do limite do acrílico, expondo parcialmente a zona técnica à vista dos visitantes.
- Alguns mergulhos de limpeza e manutenção.
- Algumas alimentações são realizadas às 8h.

Posteriormente, são realizadas todas as alimentações previamente preparadas na cozinha.

Durante o resto do dia são realizadas outras tarefas como:

- Trocar os filtros de cartucho dos tanques indicados na folha de *cover*.
- Passar os filtros de cartucho do dia anterior por água e deixá-los a secar.
- Trocar a água da tina de desinfecção dos filtros de cartucho quando necessário.
- Lavar os copos de psk.
- Trocar e limpar o pré-filtro da bomba.
- Fazer correções de salinidade e de pH quando necessárias.
- Adicionar cal nos aquários e lavar o recipiente quando indicado na folha de *cover*.
- Restantes mergulhos de manutenção dos tanques.

Todas as atividades realizadas nos tanques são digitalmente documentadas, incluindo o acompanhamento das espécies, com registo da quantidade de alimento consumido e dos comportamentos manifestados durante o dia.

No final do dia faz-se novamente a verificação de SSV, todo o material utilizado e desinfetado é arrumado, troca-se a água das tinas de desinfecção quando necessário, colocam-se os coletores de ovos e as luzes são desligadas.

Limpeza e manutenção dos aquários

A limpeza dos aquários segue uma programação semanal, mas alguns tanques precisam de ser limpos diariamente. Nos tanques dedicados a medusas, a manutenção inclui, além da sifonagem, a higienização das paredes internas e a remoção das películas de gordura acumuladas na superfície da água.

Alimentação

A preparação das refeições segue rigorosamente os parâmetros definidos na tabela alimentar de cada galeria, com uma alimentação individualizada e o formato e a variedade de alimentos ajustados às exigências de cada espécie. Por motivos de biossegurança, os alimentos são distribuídos em recipientes específicos de cada tanque. A aplicação de suplementos nutricionais é feita conforme as orientações da tabela de suplementação correspondente.

Deve se ter em conta algumas indicações durante a alimentação:

- Quando necessário recorrer ao espeto para uma alimentação mais direcionada.
- Analisar o comportamento dos animais durante a alimentação.
- A alimentação é administrada aos poucos garantindo que todos os indivíduos comem e que não há acumulação de comida no fundo dos tanques.
- As vitaminas são colocadas por cima dos alimentos (se em pó) ou introduzidas internamente (quando em cápsulas).
- Importante verificar a presença de todos os animais presentes nos aquários durante a alimentação.

Algumas espécies requerem uma especial atenção, como as enguias-lobo e as quimeras, visto que, é necessário registar a quantidade de alimento ingerida por cada indivíduo com base numa escala simples semelhante à dos alcídeos e raias dos habitats.

Alimentos vivos como algas, copépodes ou náuplios de artémia são preparados pela equipa de reprodução na sala de cultura.

As alimentações das 8h são preparadas no dia anterior.

Os dragões marinhos presentes no S4, dragão-marinho-folhoso (*Phycodurus eques*) e dragão-marinho-comum (*Phyllopteryx taeniolatus*), são alimentados com *mysis*. Durante a alimentação, o aquarista deve acompanhá-los atentamente por um período de 20 a 30 minutos, contabilizando o número de *mysis* ingeridos por cada indivíduo e registando todos os comportamentos observados durante esse processo. As informações recolhidas são posteriormente consolidadas no ficheiro de acompanhamento das espécies.

Mergulhos

Os mergulhos possibilitam uma limpeza em maior profundidade e as tarefas passam por limpar as decorações, paredes e acrílicos e sifonar o fundo.

O aquarista deve providenciar os materiais necessários para a operação e assegurar que o tanque esteja limpo e em ordem quando o mergulhador finaliza a atividade. O material é, posteriormente, desinfetado e arrumado e o nível da água é repostado.

Parâmetros analíticos da água

Como referido anteriormente, é importante que o aquarista realize a monitorização dos parâmetros físico-químicos da água de cada tanque e consulte o histórico para avaliar se é necessário intervir. Esta decisão deve de passar sempre pelo responsável da área.

Os parâmetros ideais de pH, alcalinidade e salinidade diferem consoante as características específicas de cada tanque. No caso do tanque das medusas-de-pintas (P2), por exemplo, as condições são mantidas com uma salinidade acima de 33,8 ppt, pH abaixo de 8,00 e alcalinidade inferior a 115, respeitando os requisitos fisiológicos da espécie alojada.

O cálcio é fundamental para a formação de exoesqueletos em crustáceos e para o crescimento de corais e outros invertebrados marinhos. Por isso, é adicionado cal misturado com água de osmose inversa e o recipiente é agitado, tapado e deixado a repousar durante o tempo adequado, posteriormente é administrado no aquário de forma lenta e constante, garantindo uma distribuição progressiva e uniforme.

5.3.1. Galeria do Atlântico

A galeria do Atlântico é constituída por seis aquários, do A1 ao A6 (Figura 10).

O aquário A1 alberga espécies representativas dos ecossistemas dos Açores, enquanto o A2 é popularmente designado como as “pradarias marinhas”. O A3 é dedicado exclusivamente a medusas. Já o A4 exhibe cardumes de pombetas

(*Trachinotus ovatus*) típicas do Atlântico. O A5 dá destaque a espécies de peixes planos e o A6 é inteiramente dedicado à apresentação de um jardim de gorgônias.

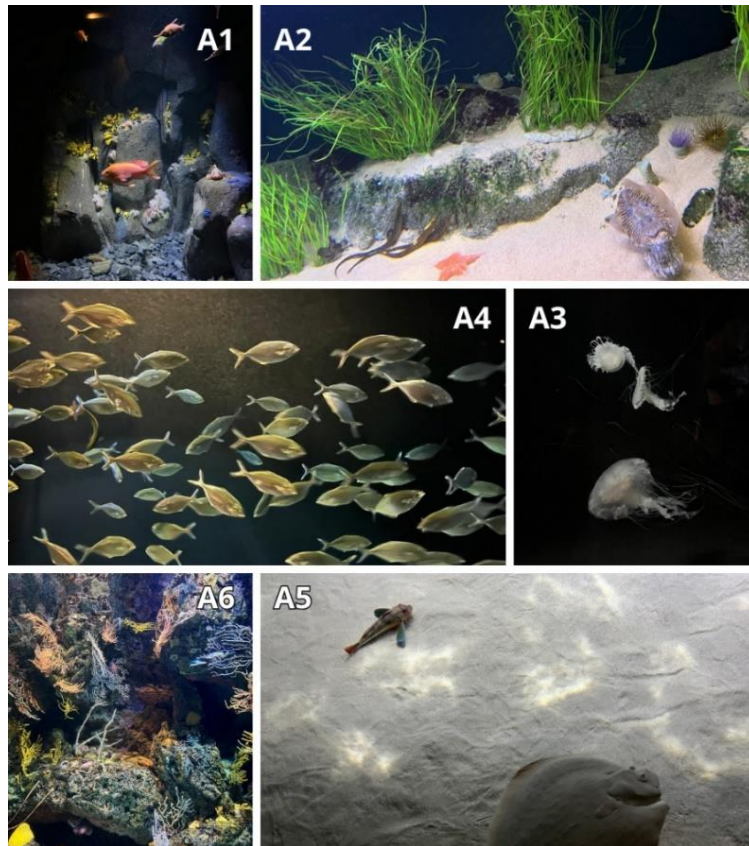


Figura 10 - Aquários presentes na galeria do Atlântico.

Entre as quase 90 espécies representativas do oceano Atlântico presentes na exposição (Anexo C; Figura 11), destacam-se os cavacos (*Scyllarides latus*), o choco (*Sepia officinalis*), os cavalos-marinhos-de-focinho-curto (*Hippocampus hippocampus*), as medusas (*Chrysaora quinquecirrha*), os ruivos (*Chelidonichthys lucerna*) e os pregados (*Scophthalmus maximus*).

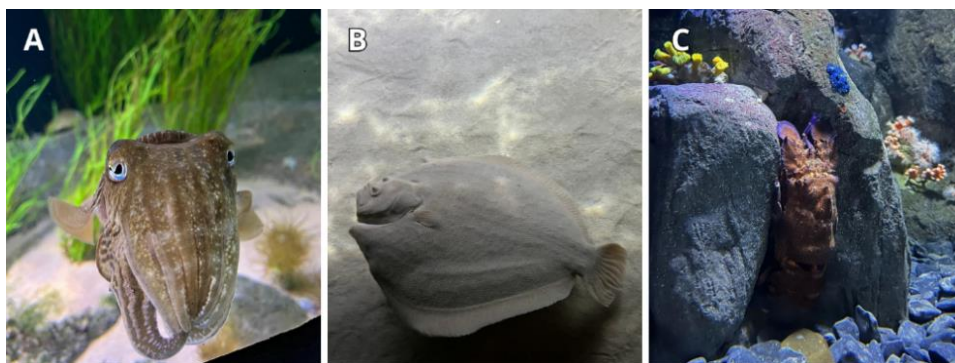


Figura 11 - Algumas espécies presentes na galeria do Atlântico: (A) *Sepia officinalis*; (B) *Scophthalmus maximus*; (C) *Scyllarides latus*.

5.3.2. Galeria do Sul

Após a visita à galeria do Atlântico, o percurso da exposição conduz o público até à galeria do Sul, composta por quatro aquários identificados como S1 a S4 (Figura 12). O aquário S4, em particular, apresenta-se de forma singular, estando totalmente integrado no circuito da exposição e permitindo ao visitante uma visualização envolvente de 360 graus.

Cada um dos aquários foca-se em habitats e organismos distintos: o S1 representa os chamados “peixes de armadura”, o S2 alberga os característicos tubarões-de-port-jackson (*Heterodontus portusjacksoni*), o S3 recria um recife rochoso onde se destacam diversas espécies de anêmonas e o S4 está dedicado às fascinantes espécies de dragões-marinhos (*P. eques* e *P. taeniolatus*).

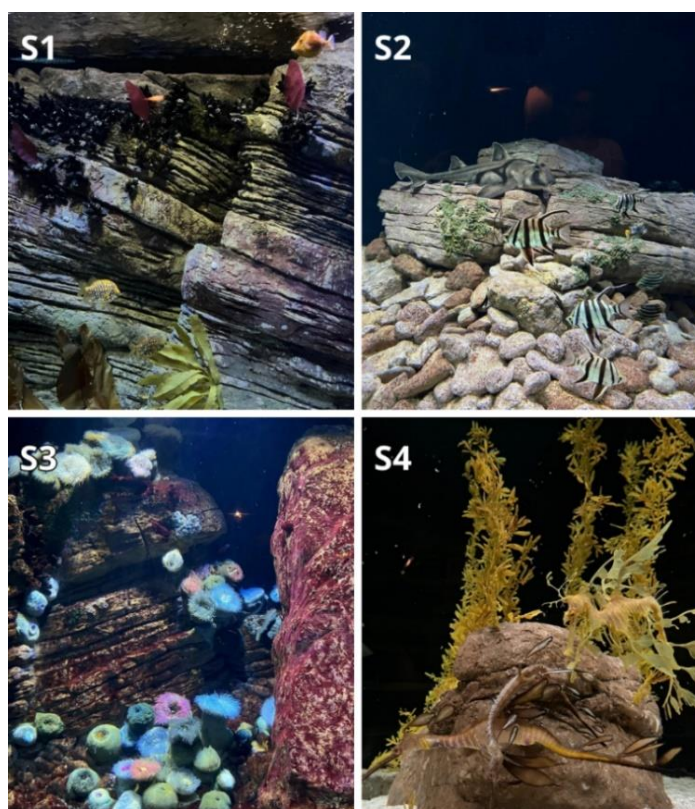


Figura 12 - Aquários presentes na galeria do Sul.

Das 26 espécies distintas que integram a galeria do Sul (Anexo D; Figura 13), merecem especial destaque os peixes-ananás (*Monocentris japonica* e *Cleidopus gloriamaris*), os tubarões-de-port-jackson (*Heterodontus portusjacksoni*) e os dois dragões marinhos, comum (*P. taeniolatus*) e folhoso (*P. eques*).

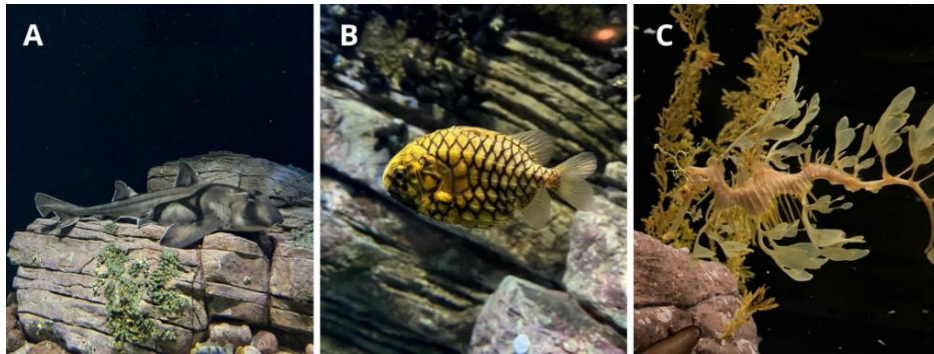


Figura 13 - Algumas espécies presentes na galeria do Sul: (A) *Heterodonthus portusjacksoni*; (B) *Cleidopus gloriamaris*; (C) *Phycodurus eques*.

5.3.3. Galeria do Pacífico

Posteriormente, encontramos a galeria do Pacífico com sete aquários, do P1 a P7 (Figura 14).

O tanque P1 destaca-se pela diversidade de espécies de anêmonas. Já o P2, tal como o A3, é inteiramente dedicado às medusas. Nos aquários P3 e P4, os protagonistas são, respetivamente, as enguias-lobo (*Anarrhichthys ocellatus*) e a lorcha pintada (*Oxylebius pictus*). O P5 transporta-nos para as profundezas oceânicas, habitat natural das quimeras. Por fim, os tanques P6 e P7, de dimensões mais reduzidas, dão visibilidade a espécies como o peixe escorpião-vela (*Nautichthys oculofasciatus*) e o caboz-de-bandas-azuis (*Lythrypnus dalli*).

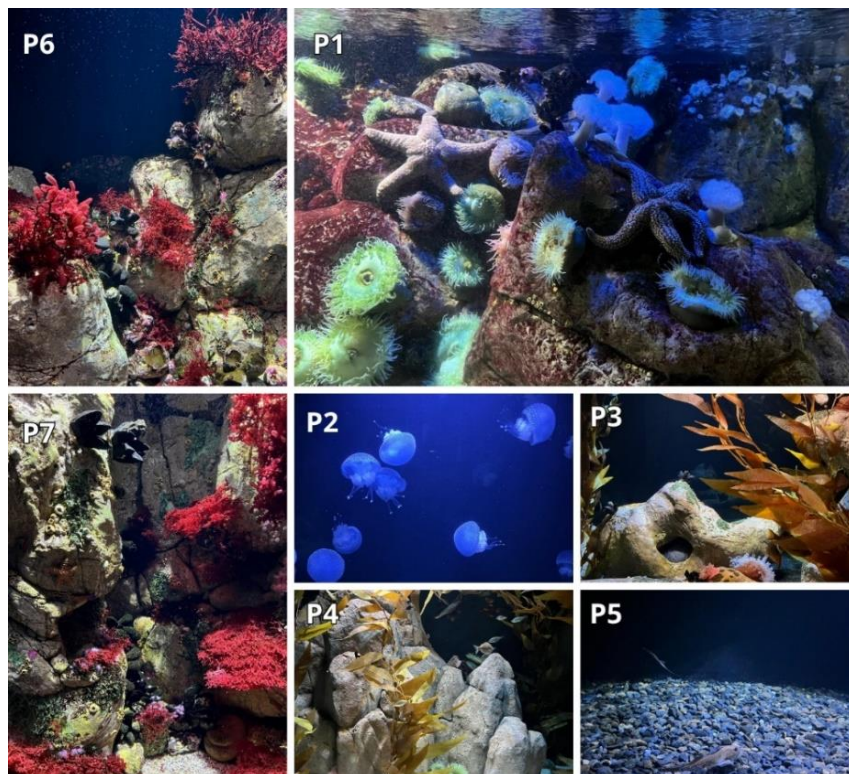


Figura 14 - Aquários presentes na galeria do Pacífico.

Com um total de 61 espécies distintas (Anexo E; Figura 15), a galeria do Pacífico dá especial ênfase às medusas-de-pintas (*Phyllorhiza punctata*), às grandes enguias-lobo (*A. ocellatus*), à estrela-do-mar-sol (*Pycnopodia helianthoides*) e às quimeras (*Hydrolagus colliei*).

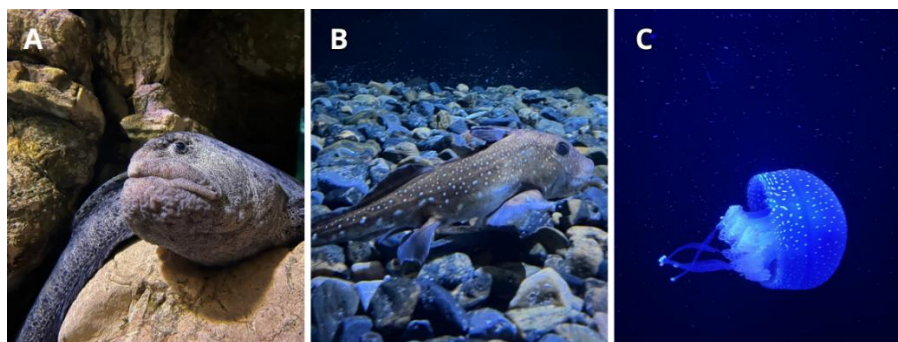


Figura 15 - Algumas espécies presentes na galeria do Pacífico: (A) *Anarrhichthys ocellatus*; (B) *Hydrolagus colliei*; (C) *Phyllorhiza punctata*.

5.4. Exposição temporária - Florestas Submersas

A exposição “Florestas Submersas by Takashi Amano” foi inaugurada em 2015 com uma duração inicial prevista de apenas três anos. No entanto, graças ao enorme interesse do público, a exposição foi prolongada e acabou por atingir uma década de existência e, atualmente, continua a ser o maior *nature aquarium* do mundo (Redação Green Savers, 2025).

O aquário oferece uma experiência imersiva que transporta o público para as florestas tropicais e os seus vários sistemas aquáticos. Tem cerca de 40 metros de comprimento e mais de 160 mil litros de água doce. Composto por 4 toneladas de areia, 25 toneladas de rocha vulcânica dos Açores e 78 troncos de árvores da Escócia e Malásia, mais de 10 mil organismos, 40 espécies de peixes tropicais (Anexo F) e 46 espécies de plantas aquáticas (Figura 16) (Valter Leandro, 2023).

É considerada uma obra de arte de Takashi Amano, um visionário japonês que revolucionou o mundo do aquarismo com a sua abordagem artística e naturalista ao paisagismo aquático (Aquarium Architecture, 2015; Oceanário de Lisboa, 2024). Começou a sua carreira registando florestas tropicais e paisagens intocadas ao redor do mundo. Essa conexão profunda com a natureza inspirou a sua filosofia de design, que procura recriar a harmonia natural dentro de aquários (Aquarium Architecture, 2015). Na exposição que criou no Oceanário de Lisboa combinou a sua arte que recria a natureza com técnicas de jardinagem japonesas com o conceito estético de *wabi-sabi* (Aquascaping Love, 2019; Oceanário de Lisboa, 2024).

Limpeza e desinfecção

Inicialmente, a manutenção de toda a exposição estava pensada para ser toda feita fora de água, mas, com o passar do tempo, foi necessário começar a mergulhar regularmente para uma melhor limpeza e preservação do aquário.

O aquário está dividido em cinco áreas distintas, por isso, logo pela manhã, deve-se consultar a folha de mergulhos para identificar quais zonas serão trabalhadas naquele dia. Antes do mergulhador entrar na água, um aquarista é responsável por sifonar a areia. Em seguida, inicia-se o mergulho, que acontece diariamente de segunda a sexta-feira, com duas ou três pessoas durante aproximadamente duas horas. Durante esse período, realizam-se atividades como podas, adição de substrato, corte de raízes e folhas, substituição de plantas, sifonagem e nivelamento da areia, além da limpeza dos painéis acrílicos.

Devido à longa duração de vida deste aquário, o solo tem vindo a perder nutrientes ao longo dos anos o que tem levado a uma maior necessidade de adição de substrato rico em fosfatos para garantir o crescimento saudável e vigoroso das plantas. O fosfato é um dos macronutrientes essenciais para as plantas, desempenhando papéis críticos no metabolismo celular, na síntese de ATP (Adenosina Trifosfato), DNA (Ácido Desoxirribonucleico) e RNA (Ácido Ribonucleico), além de ser indispensável para a fotossíntese e o desenvolvimento de novos tecidos vegetais (Csontos et al., 2024; Fogg, 1973). A falta de nutrientes no solo tem vindo a ser um dos atuais problemas na manutenção desta exposição.

Sempre que possível, o aquarista que permanece fora da água também pode realizar podas e outras tarefas de manutenção a partir do exterior do aquário. É fundamental destacar a importância de recolher as folhas soltas com uma rede, evitando que obstruam os *skimmers*, além de verificar se algum destes precisa de ser limpo. Neste aquário, não existe a possibilidade de fechar os *skimmers* para remover água durante as manutenções, o que obriga a uma vigilância constante do nível de água e à sua reposição frequente. Ao terminar os mergulhos, é necessário substituir os sacos filtradores de todas as *sumps*. A limpeza das *sumps* é feita de forma periódica, mas, por ser um processo trabalhoso, requer mais tempo e uma equipa maior para garantir que tudo esteja concluído até às 10h00.

Rewrap

Na altura em que fiz parte da equipa da exposição temporária, ajudei, principalmente, no *rewrap* da espécie *Ludwigia repens* (Figura 18). À medida que as plantas se desenvolvem e são submetidas a podas regulares, os caules tornam-se progressivamente mais expostos, uma vez que as extremidades são recortadas. Com o

tempo, isso pode deixar o visual menos denso, o que torna necessário fazer um *rewrap* para renovar a aparência e a saúde das plantas.

Rewrap consiste na prática de remover e recolocar plantas no aquário. As extremidades das plantas são cortadas e fixadas a *wabikusas* enrolando-as com fio de *nylon* (Figura 17) (Amano & Axelrod, 1996). *Wabikusa* é um conceito japonês desenvolvido e popularizado por Takashi Amano e consiste numa pequena bola coesa de substrato, reaproveitado de restos de plantas, folhas e raízes, colocados na compostagem (Amano, 2011). O termo em si combina “*Wabi*”, simplicidade rústica e beleza natural, e “*Kusa*”, plantas, refletindo a filosofia *wabi-sabi* de abraçar a imperfeição e a simplicidade natural (Juniper, 2011). As *Wabikusa* constituem uma solução eficiente para a implementação de layouts de grande escala em aquários plantados. Ao invés de proceder à plantação individual de cada caule, é possível dispor diretamente no substrato bolas de *Wabikusa* previamente cultivadas que promovem o enraizamento e a propagação das plantas (Amano, 2011).

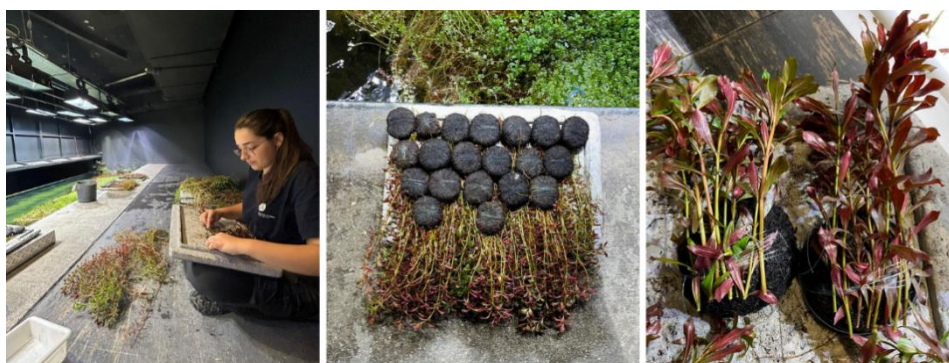


Figura 17 - Extremidades das plantas da espécie *Ludwigia repens* presas a *wabikusas* com fio de nylon.



Figura 18 - Antes e depois do *rewrap*.

Alimentação

A alimentação é específica para peixes de água doce, suplementada com spirulina e é fornecida duas vezes por dia, exceto domingos e quartas-feiras.

Parâmetros analíticos da água

Amostras de água são recolhidas para posterior análise três vezes por semana, segundas, quartas e sextas-feiras.

Caso o valor de amónia seja superior a 0,02, as tarefas que envolvam retirar plantas e replantar, podas de grandes volumes ou adições de solo podem não vir a ser executadas para não levar ao aumento deste parâmetro o que pode ter efeitos negativos nos peixes, como danos fisiológicos e comportamentais (Eddy, 2005), e nas plantas, levando à inibição do crescimento, danos metabólicos e redução da fotossíntese (Zhou et al., 2017).

Caso a turbidez do tanque seja superior a 0,13, as tarefas anteriormente mencionadas devem ser também reconsideradas para não influenciar a experiência do visitante.

O carbonato de potássio é adicionado diariamente, pois, este composto fornece potássio, essencial para o crescimento e desenvolvimento saudável das plantas (Erhart & Hartl, 2000).

É ainda adicionado ferro líquido porque é um micronutriente essencial para o metabolismo vegetal, essencial para a fotossíntese e saúde das plantas (St-Cyr & Campbell, 1996).

Por fim, é injetado CO₂ no aquário durante as 12 horas de luz, pois é quando as plantas realmente beneficiam da sua disponibilidade para a fotossíntese, otimizando o metabolismo e o uso do carbono. Isto acontece porque com a presença de luz, as plantas utilizam ativamente o CO₂ para a fotossíntese, e a própria respiração é parcialmente inibida, tornando o consumo de CO₂ mais eficiente (Peisker & Apel, 2001).

Quarentena

Na quarentena dos plantados (Figura 19) estão presentes plantas que estão a ser tratadas para serem replantadas posteriormente pelo que devem ser tratadas e cuidadas o mais rapidamente possível.

Na quarentena faz-se a verificação do SSV logo de manhã, recolhe-se as amostras para serem analisadas em laboratório, liga-se as luzes e verifica-se a pressão das garrafas da bateria de CO₂ (Figura 20) presente na quarentena que fornece CO₂ para a exposição e quarentena.

Os aquários são limpos e requerem troca de água através da sifonagem do fundo dos aquários e limpeza dos acrílicos. A limpeza das *sumps* e a troca de sacos filtradores são feitas regularmente.

A alimentação é feita apenas nos aquários com animais e a qualidade de água é mantida em conformidade com o tanque da exposição.



Figura 19 - Quarentena de plantados.



Figura 20 - Garrafas de injeção de CO₂.

5.5. Laboratório de qualidade de água

Como o nome sugere, este laboratório é responsável pelas análises dos parâmetros físico-químicos de toda a água do Oceanário de Lisboa, independentemente da área de origem. Entre os parâmetros avaliados estão: pH, salinidade, alcalinidade, turbidez, dureza, oxigénio dissolvido (em concentração e percentagem), oxidantes, amónia, nitritos, nitratos, enxofre, fosfatos, cálcio, ferro, entre outros considerados necessários.

Durante o período de estágio, participei na rotina laboratorial de monitorização da qualidade da água do Oceanário de Lisboa. As tarefas iniciavam-se com a recolha de amostras em diferentes áreas e a preparação dos equipamentos, incluindo a calibração diária da sonda de pH.

Na primeira parte da manhã, procedia-se à análise de diversos parâmetros físico-químicos, nomeadamente: pH, salinidade, oxidantes, sulfuretos, turbidez, oxigénio dissolvido, nitratos, fosfatos, e à preparação das diluições para análise de nitratos.

A partir das 10h, eram realizadas medições complementares, que incluíam a análise de amónia, nitritos, alcalinidade, dureza total, ferro, magnésio e potássio. Finalizadas as análises, o material utilizado era devidamente higienizado e encaminhado para esterilização nas estufas apropriadas.

No turno da tarde, retomavam-se as medições de oxigénio e pH, com especial atenção aos níveis de oxidantes e ORP do aquário central. Realizavam-se também testes nos sistemas com ozono, como torres de contacto e psk de habitats específicos.

Todos os dados recolhidos eram inseridos num sistema informático para posterior análise e arquivo. Procedia-se à planificação das amostras do dia seguinte e, quando necessário, adicionava-se cloreto de amónio aos aquários em vazio na sala de cultura

ou de quarentena, promovendo a ativação biológica dos biofiltros. No final do dia, o laboratório era reorganizado e preparado para o dia seguinte.

A monitorização dos parâmetros físico-químicos da água é realizada com o recurso a instrumentos especializados, devidamente calibrados e adaptados às exigências analíticas de cada indicador.

6. Caso de estudo – Análise comportamental e avaliação de bem-estar de dragões marinhos

Introdução

Na exposição da galeria do Sul, encontram-se exemplares de dragões marinhos, *P. eques* e *P. taeniolatus*. Estas espécies são nativas das águas temperadas do sul australiano. O dragão-marinho-comum (*P. taeniolatus*) apresenta uma ampla distribuição, abrangendo toda a costa meridional, desde a Austrália Ocidental até à Nova Gales do Sul e à Tasmânia. Já o dragão-marinho-folhoso (*P. eques*) possui uma presença mais localizada, restrita às regiões entre a Austrália Ocidental e o sul do país (Stiller et al., 2015).

Pertencem à família Syngnathidae, grupo reconhecido pelas suas particularidades anatómicas marcantes, como o focinho alongado em forma de tubo, barbatanas discretas, cauda frequentemente preênsil e a presença de anéis ósseos articulados que conferem rigidez ao corpo, podendo estar expostos ou recobertos por tecido, de acordo com a espécie (Tustison et al., 2025). Os dragões-marinhos são peixes de elevada especialização morfológica, tendo o dragão-marinho-folhoso apêndices mais elaborados do que o colorido dragão-marinho-comum (Stiller et al., 2015). A sua ornamentação contribui para a camuflagem entre as ervas marinhas e as algas presentes no seu habitat natural, que favorece tanto a alimentação quanto a proteção contra predador (Hamilton et al., 2017).

O ciclo reprodutivo dos dragões-marinhos é marcado por uma série de comportamentos distintos, mais facilmente observados em cativeiro devido ao ambiente controlado. A corte é iniciada quando os parceiros curvam as caudas em direções opostas. O macho e a fêmea replicam de perto a postura e o padrão de natação um do outro, geralmente lado a lado (acontecimento denominado *mirroring*). Posteriormente, para fortalecer o vínculo do casal durante a corte, começam contatos leves entre os parceiros, com o focinho ou o corpo (*nudging*), seguidos de vibrações rápidas (*quivering*). O casal sobe pela coluna de água, normalmente em espiral, culminando na fase final do acasalamento, numa espécie de "dança". Por fim, a fêmea encosta o seu ovipositor à parte inferior da cauda do macho. Ocorre a aderência e fertilização dos ovos

que ficam colados, iniciando assim a fase de incubação. Se a coordenação falhar, a fêmea liberta os ovos que não aderem à cauda do macho, permanecendo no fundo (Jones et al., 2020; Sanchez-Camara et al., 2005).

Classificados como pouco preocupante (*P. eques*) e vulnerável (*P. taeniolatus*) na Lista Vermelha da IUCN (IUCN, 2025), os dragões marinhos destacam-se pela sua beleza singular e comportamento envolvente, o que os torna embaixadores naturais da biodiversidade marinha, frequentemente utilizados como espécies bandeira em iniciativas de conservação. O seu carisma natural permite despertar o interesse do público para questões ambientais e inspirar ações em prol da proteção de ecossistemas ameaçados (Nyaoke et al., 2009; Tustison et al., 2025).

O bem-estar animal foi descrito pela *Farm Animal Welfare Council* (FAWC) pelo conceito das “Cinco Liberdades”, isto é, a ausência de fome e sede, desconforto, dor, ferimentos, doença, medo e angústia. Um bom bem-estar animal é mais do que a saúde física, apesar desta ser um requisito necessário, e envolve também uma ausência de sofrimento mental. O bem-estar animal tem sido tradicionalmente aplicado a espécies com capacidade de sentir dor, medo e sofrimento, geralmente aquelas com maior cognição do que os peixes. Há um debate científico sobre se os peixes realmente sentem dor e medo (Ashley, 2007). Um dos lados do argumento é que os peixes não têm a anatomia ou a consciência mental necessárias para reconhecer a dor (Rose, 2002), enquanto o outro lado do argumento é que os peixes têm os nociceptores, as vias neurais e a massa neural central apropriados para perceber, reconhecer e responder à dor (Huntingford et al., 2006; Sneddon et al., 2003). A natação fluida, a exploração ativa do meio, uma alimentação consistente, relações sociais positivas e uma expressão regular de comportamentos reprodutivos são comportamentos associados a um bom bem-estar e estes sinais indicam uma adaptação ao ambiente de cativeiro e a ausência de stress, sendo essenciais para a avaliação da qualidade de vida destes animais (Ashley, 2007).

Apesar de existirem poucas publicações sobre o bem-estar de peixes em exposições públicas e o conhecimento sobre o bem-estar de dragões-marinhos ser muito limitado, este estudo propõe-se a analisar os comportamentos e a alimentação registados nas espécies presentes no Oceanário de Lisboa e avaliar a sua condição de bem-estar de maneira a ampliar o conhecimento sobre o tema e promover melhorias na gestão e cuidados destes animais em cativeiro.

Metodologia

Os espécimes são mantidos no tanque S4 (Figura 12), na galeria do Sul, que apresenta uma forma cilíndrica com cerca de 2 m³, com areia no fundo e algumas algas

e pedras utilizadas como enriquecimento ambiental. O sistema do tanque é composto por uma bomba que transporta a água para o sistema de filtragem composto por filtros de cartucho e UV, psk e biofiltro. É mantido com um pH igual a 8,18, amônia e nitritos a 0 mg/L, nitratos abaixo de 2 mg/L e fosfatos inferiores a 0,4 mg/L. O tanque é sujeito a uma variação anual de temperatura e luminosidade de maneira a replicar os valores do ciclo natural (Tabela III). Apesar de as temperaturas durante o período de inverno na Austrália, região de distribuição natural de *P. taeniolatus* e *P. eques*, serem equivalentes ao período de inverno em Portugal, a variação sazonal da temperatura é controlada artificialmente de forma a assegurar uma variação dentro do intervalo pretendido (Jones et al., 2020).

Tabela III - Alterações de temperatura e fotoperíodo durante o ano de 2024 no tanque S4.

Mês	Temperatura (°C)	Fotoperíodo
Janeiro	15	08:00 – 18:30 (10,5h)
Fevereiro	14	08:00 – 19:00 (11h)
Março	15	08:00 – 20:00 (12h)
Abril	15	08:00 – 20:30 (12,5h)
Maio	16	07:30 – 20:30 (13h)
Junho	16	07:00 – 21:00 (14h)
Julho	17	07:30 – 21:00 (13,5h)
Agosto	18	08:00 – 21:00 (13h)
Setembro	19	08:00 – 20:00 (12h)
Outubro	18	08:00 – 19:30 (11,5h)
Novembro	17	08:00 – 19:00 (11h)
Dezembro	16	08:30 – 18:30 (10h)

Os dragões-marinhos são identificados conforme as suas diferentes colorações e padrões corporais, cada um com um número para identificação. Os exemplares da espécie *P. eques* são marcados com o prefixo PE, enquanto os da espécie *P. taeniolatus* usam PT. Atualmente, cinco dragões-marinhos estão em exposição: PE2, PT1, PT5, PT6 e PT8. Essa codificação facilita o reconhecimento de cada indivíduo, permitindo acompanhar suas particularidades morfológicas e comportamentais.

São alimentados diariamente, três vezes por dia (às 10h30, 12h30 e 16h00), com *mysis* congelados. Durante aproximadamente 30 minutos, o aquarista observa atentamente o comportamento de cada indivíduo e regista a quantidade de *mysis* ingerida. Como são cinco exemplares, esta tarefa é geralmente realizada por dois aquaristas, garantindo uma monitorização cuidadosa de todos. Caso algum dos animais

não se alimente dentro deste período, o tempo de observação pode ser prolongado para 40 a 45 minutos.

Os comportamentos observados são classificados em três categorias: normal, atípico e reprodutor. O dragão-marinho é considerado como apresentando comportamento normal na ausência de quaisquer manifestações comportamentais das outras duas categorias. Na categoria de comportamento atípico incluem-se manifestações como comportamento agonístico, engasgar, roçar, sacudir, realizar piruetas e bocejar. Já os comportamentos reprodutores abrangem enrolar de cauda não correspondido, *mirroring* (Figura 21), *nudging*, *quivering*, apontar não correspondido, apontar correspondido, subir, largada de ovos, deposição de ovos no fundo e transferência de ovos. A descrição dos comportamentos encontra-se na Tabela IV.

As observações são posteriormente registadas numa folha de Excel, permitindo que toda a informação fique organizada e facilmente acessível. Os dados inseridos geram gráficos automaticamente, o que facilita ao aquarista responsável acompanhar a evolução dos animais e determinar se é necessária alguma intervenção. Neste estudo vão ser analisados todos os registos feitos no ano de 2024.



Figura 21 - *Mirroring* entre dois dragões-marinhos-comum.

Para visualizar as tendências de consumo de *mysis* ao longo do ano, construiu-se um gráfico de linhas utilizando os valores mensais consumidos por cada dragão marinho.

Para facilitar a análise e visualizar os padrões comportamentais ao longo do ano de 2024 foi construído um etograma. Os dados brutos de frequência foram classificados em cinco categorias definidas com base na amplitude de ocorrência observada ao longo do período (mínimo = 0; máximo = 91 observações mensais) e seguiram o seguinte crédito ordinal: ausência de comportamento (0 observações), raro (1 a 22 observações), ocasional (23 a 45 observações), frequente (46 a 68 observações) e predominante (69 a 91 observações). Os valores atribuídos foram utilizados para preencher a matriz do etograma e representam a intensidade relativa do comportamento de cada indivíduo, em cada mês, para cada categoria comportamental.

Tabela IV - Descrição de comportamentos observados nos dragões marinhos (Jones et al., 2020; Kalueff et al., 2013; Sanchez-Camara et al., 2005).

Comportamento normal	
O animal está calmo, nada normalmente pela coluna, sem que se observe quaisquer comportamentos reprodutivos ou atípicos.	
Comportamentos atípicos	
Comportamento Agonístico	Comportamento agressivo de um indivíduo para o outro, como empurrar ou perseguir constante.
Engasgar	O animal abre e fecha a boca repetidamente, com grande amplitude, expandindo o osso hioide. Podem ocorrer movimentos violentos de sacudir.
Roçar	O animal roça-se repetidamente no enriquecimento ambiental colocado no tanque (rochas ou algas).
Sacudir	O animal dobra-se e sacode rapidamente todo o corpo.
Piruetas	O animal gira 360°.
Bocejar	O animal abre a boca, com grande amplitude, expandindo o osso hioide.
Comportamentos reprodutores	
Enrolar de cauda não correspondido	O animal iniciador aproxima-se de outro indivíduo, colocando-se ao seu lado e enrolando a sua cauda na direção oposta. O animal recetor não corresponde o comportamento, não enrola a sua cauda.
<i>Mirroring</i>	Dois ou mais indivíduos, paralelos um ao outro, virados na mesma direção. Podem estar a nadar ou parados, mantem-se juntos com as caudas enroladas em direções opostas.
<i>Nudging</i>	O macho coloca o seu focinho por debaixo da fêmea, empurrando-a para o lado.
<i>Quivering</i>	Um indivíduo treme/vibra rapidamente o seu corpo, enquanto está ao lado de outro indivíduo. As cabeças podem ser vistas a movimentarem para a frente e para trás.
Apontar não correspondido	O animal iniciador aponta o seu focinho para cima, na direção da superfície da água, encorajando outro a segui-lo. O animal recetor não aponta o seu focinho para cima ou nem segue o iniciador na direção da superfície da água.
Apontar correspondido	O animal iniciador aponta o seu focinho para cima, na direção da superfície da água, encorajando outro a segui-lo. O animal recetor

	aponta o seu focinho para cima ou segue o iniciador na direção da superfície da água.
Subir	Um par de dragões-marinhos, virados na mesma direção, sobem cerca de 1/3 da altura da coluna de água. Podem rodopiar lentamente ao subir, mas não é obrigatório. Depois os dois param e regressam ao fundo do tanque. Não ocorre a libertação de ovos.
Libertação de ovos	Um par de dragões-marinhos, virados na mesma direção, sobem cerca de 1/3 de altura na coluna de água. Podem rodopiar lentamente ao subir, mas não é obrigatório. Os ovos são expelidos, mas não são transferidos com sucesso para a cauda do macho.
Ovos no fundo	Ovos encontrados no fundo do tanque, sem que se tenha visto a sua libertação.
Transferência de ovos	Um par de dragões-marinhos, virados na mesma direção, sobem cerca de 1/3 de altura na coluna de água. Podem rodopiar lentamente ao subir, mas não é obrigatório. Os ovos são expelidos e alguns ou todos são transferidos com sucesso para a cauda do macho.

Resultados e discussão

O consumo mensal de *mysis* pelos dragões-marinhos estudados apresentou variações individuais e sazonais alinhadas às mudanças de temperatura e fotoperíodo simuladas no tanque, refletindo padrões comportamentais naturais das espécies *P. eques* e *P. taeniolatus* (Figura 22). Esses padrões refletem adaptações fisiológicas e comportamentais naturais dos Syngnathidae a mudanças ambientais, como temperatura e fotoperíodo, reproduzidas artificialmente em cativeiro (Qin et al., 2017; Woods, 2002). Foi visível um pico de consumo associado a meses de maior temperatura, entre setembro e novembro, podendo chegar ao máximo de média mensal de 28,6 *mysis* consumidos no mês de outubro por PT8, o que sugere uma preparação fisiológica e comportamental para a reprodução (Planas, 2021; Qin et al., 2018). O PT5 mostrou um menor consumo na maior parte do ano, chegando a um mínimo de 0,8 de média de *mysis* consumidos no mês de fevereiro, com elevação pontual em outubro e novembro, sugerindo diferenças individuais possivelmente associadas a fatores como saúde, dominância social ou preferências alimentares, fenómeno frequentemente documentado em estudos comportamentais em cativeiro (Ashley, 2007). Apesar da presença de alguns picos, a maioria dos indivíduos apresenta uma média estável de alimentação o que reflete uma adaptação adequada à alimentação fornecida, *mysis*

congelados, o que já foi reportado em outras espécies pertencentes à família Syngnathidae (Woods & Valentino, 2003).

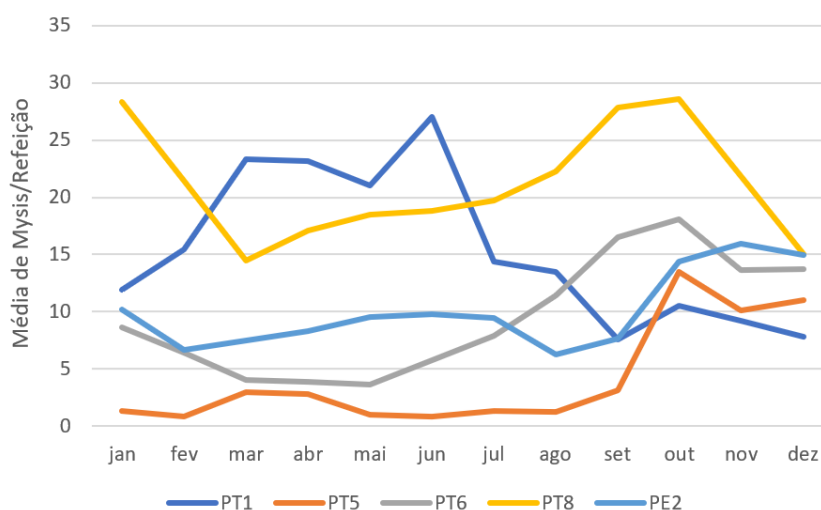


Figura 22 - Média de mysis consumidos no ano de 2024 de um dragão da espécie *P. eques* (PE2) e de quatro da espécie *P. taeniolatus* (PT1, PT5, PT6 e PT8).

O comportamento normal foi predominante em todos os indivíduos durante praticamente todo o ano (Tabela V). Destacam-se, ainda, os dragões-marinhos PE2 e PT1, que apresentaram frequência predominante ao longo de praticamente todo o período analisado. Essa expressiva predominância de comportamento normal sugere um elevado grau de adaptação dos indivíduos ao ambiente de cativeiro ofertado, corroborando os princípios do bem-estar animal (Vincent et al., 2011). Cabe ainda destacar que a estabilidade desses padrões foi mantida mesmo diante da variação anual dos parâmetros ambientais, como temperatura e fotoperíodo.

O comportamento atípico está presente em pequenas proporções, apesar de ser variável ao longo do tempo e dos indivíduos. Houve uma maior incidência de comportamentos atípicos de janeiro a março, principalmente observados nos indivíduos PT5 e PT6. Este período coincide com uma diminuição de temperatura e fotoperíodo, o que pode sinalizar mudanças sazonais que alteram padrões naturais de atividade, reprodução e alimentação, podendo provocar o aumento temporário de comportamentos atípicos até que os indivíduos se ajustem (Al-Emran et al., 2024; Yin et al., 2023). Os comportamentos atípicos mais observados foram o bocejo, o engasgar e o sacudir. Estes comportamentos são indicadores de stress ou de condições subótimas se forem persistentes (Faleiro et al., 2015). A sua presença esporádica, sem uma tendência clara para o agravamento, sugere uma intervenção rápida e, em geral, bons padrões de bem-estar. Um aumento dos comportamentos atípicos pode resultar

de densidade elevada, de condições ambientais desadequadas ou de fatores de stress como o ruído e a perturbação do aquário (Claassens & Hodgson, 2018; Faleiro et al., 2015). Os valores baixos, mas flutuantes observados não indicam um problema crónico, mas sublinham a importância da monitorização contínua.

Tabela V - Etograma que representa a frequência de comportamentos observados ao longo do ano 2024 pelos indivíduos PE2 (da espécie *P. eques*), PT1, PT5, PT6 e PT8 (da espécie *P. taeniolatus*) divididos em três categorias: normal, atípico e reprodutor. Os valores numéricos atribuídos segue a seguinte escala: 0 – não observado, 1 – raro, 2 – ocasional, 3- frequente e 4 – predominante.

Normal					Atípico					Reprodutor					
PE2	PT1	PT5	PT6	PT8	PE2	PT1	PT5	PT6	PT8	PE2	PT1	PT5	PT6	PT8	
2	4	3	2	2	1	1	2	1	0	0	1	1	0	0	Janeiro
2	4	3	2	2	1	1	2	1	1	0	1	1	0	0	Fevereiro
4	4	2	3	4	1	0	2	2	1	0	1	2	1	0	Março
4	4	2	2	4	1	0	1	1	1	1	1	3	2	1	Abril
4	4	3	2	4	1	1	1	1	1	1	1	2	2	0	Maió
4	4	3	4	4	1	1	1	1	1	0	1	1	1	0	Junho
4	3	3	4	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	Julho
4	4	4	3	3	1	1	1	1	1	0	1	1	1	0	Agosto
4	4	3	2	2	1	1	1	1	1	0	1	1	1	0	Setembro
4	4	4	4	4	1	1	1	1	1	0	0	1	1	0	Outubro
4	4	4	3	4	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	Novembro
4	4	3	4	4	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	Dezembro

Os comportamentos reprodutivos foram pouco frequentes ao longo do ano, com observações ocasionais de algumas manifestações, principalmente de *mirroring* e *nudging*, sendo que não foi observada nenhuma postura. Foram visivelmente mais observados por PT5 e PT6, mais especificamente entre março e maio, alinhando-se com os picos reprodutivos sazonais observados em espécies selvagens, sendo na altura em que o fotoperíodo excede 12,5 horas de luz por dia e a temperatura da água está acima de 14°C, ocorrendo preferencialmente na primavera e início do verão (Sanchez-Camara et al., 2005). O PE2 raramente manifesta comportamentos reprodutores, possivelmente devido à ausência de um parceiro da mesma espécie no aquário. A atividade reprodutiva observada é geralmente interpretada como um sinal de bem-estar elevado, uma vez que a reprodução exige a ausência de fatores de stress e de reservas de energia suficientes (Faleiro et al., 2008). É importante também considerar que, em cativeiro, a reprodução espontânea de dragões-marinhos é tipicamente menos

frequente devido à dificuldade de replicar integralmente as condições ambientais e sociais do habitat natural (Jones et al., 2020).

Conclusão

Em suma, os dragões-marinhos apresentam uma excelente condição geral de bem-estar, evidenciada pela predominância de comportamentos considerados normais e pela manifestação de comportamentos reprodutivos durante a época correspondente. Estes padrões estão alinhados com as boas práticas atualmente recomendadas pela investigação dedicada ao bem-estar dos syngnathídeos em cativeiro (Faleiro et al., 2008).

Por outro lado, embora os comportamentos atípicos ocorram com pouca frequência, a sua presença pontual reforça a importância de uma monitorização comportamental contínua e detalhada, assim como a implementação imediata de medidas de manejo sempre que surjam focos comportamentais relevantes. De maneira a reduzir os comportamentos atípicos ocasionais existem algumas sugestões como o fornecimento de esconderijos e complexidade estrutural no tanque, como plantas, pedras e troncos, para que os peixes possam se refugiar e sentir segurança (Collymore et al., 2015).

A alimentação, por sua vez, revela-se como um pilar fundamental para a manutenção do bem-estar, sendo essencial manter uma dieta variada e rigorosamente controlada, mesmo quando se utilizam presas nutricionalmente adequadas como o *mysis*, de forma a evitar desinteresse alimentar ou potenciais quadros de desnutrição (Storero & González, 2009).

Embora tenham sido observados alguns comportamentos reprodutivos nas espécies estudadas, não foi possível registar a ocorrência de postura. Este resultado sugere que, apesar da presença de comportamentos indicativos de potencial reprodutivo, as condições atuais não são ideais para a realização da reprodução. Para viabilizar a reprodução destas espécies no futuro, recomenda-se a otimização das condições ambientais nos tanques de cultivo, além da investigação de parâmetros adicionais que possam influenciar o sucesso reprodutivo. Entre os fatores que merecem atenção estão os ciclos lunares, os quais têm demonstrado influência significativa nos padrões de reprodução de várias espécies marinhas (Mercier & Hamel, 2014). Adicionalmente, fatores ambientais como temperatura da água e o fotoperíodo também devem ser cuidadosamente monitorizados e ajustados (Jones et al., 2020).

Por fim, destaca-se a necessidade de uma revisão periódica da estrutura do habitat, da dinâmica dos grupos sociais e dos parâmetros ambientais, contribuindo para a promoção de comportamentos positivos e para a redução de manifestações associadas

ao stress, reforçando assim a qualidade de vida dos indivíduos em cativeiro (Françesca, 2013; Spatafora et al., 2023).

7. Conclusão

O estágio desenvolvido no Oceanário de Lisboa revelou-se uma oportunidade enriquecedora, tanto a nível prático como científico, no domínio da aquariologia. Este percurso permitiu aprofundar conhecimentos sobre a gestão da qualidade da água, sistemas de suporte de vida, processos de filtração e manutenção de sistemas.

Esta experiência possibilitou o acompanhamento de tarefas fundamentais, como a alimentação das espécies, a observação de comportamentos, a aplicação de tratamentos e o controlo rigoroso dos parâmetros físico-químicos da água. Destaca-se, neste contexto, o caso de estudo centrado no bem-estar dos dragões-marinhos, que sublinhou a relevância de uma abordagem científica e meticulosa na avaliação comportamental, essencial para assegurar a saúde e o bem-estar das espécies em ambiente controlado.

De forma geral, consolidei competências técnicas, reforcei a consciência sobre práticas de conservação e fortaleci o compromisso com a sustentabilidade e a educação ambiental, pilares fundamentais na gestão de aquários públicos.

8. Referências bibliográficas

- Akter, S., Haque, M. A., Sarker, M. A.-A., Atique, U., Iqbal, S., Sarker, P. K., Paray, B. A., Arai, T., & Hossain, M. B. (2024). Efficacy of using plant ingredients as partial substitute of fishmeal in formulated diet for a commercially cultured fish, *Labeo rohita*. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 8, 1376112. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2024.1376112>
- Al-Emran, M., Zahangir, M. M., Badruzzaman, M., & Shahjahan, M. (2024). Influences of photoperiod on growth and reproduction of farmed fishes – prospects in aquaculture. *Aquaculture Reports*, 35, 101978. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2024.101978>
- Albright, R., & Langdon, C. (2011). Ocean acidification impacts multiple early life history processes of the Caribbean coral *Porites astreoides*. *Global Change Biology*, 17(7), 2478–2487. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2011.02404.x>
- Amano, T. (2011). *Nature Aquarium: Complete works, 1985-2009*. TFH Publications.
- Amano, T., & Axelrod, H. R. (1996). *Nature Aquarium World*. TFH Publications.
- Aquabase. (2014). Aquabase e a cultura Wabi-sabi. <http://aquabase.com.br/wordpress/aquabase-cultura-wabi-sabi/>

- Aquarium Architecture. (2015). Legendary aquarist: Takashi Amano. <https://aquariumarchitecture.com>
- Aquascaping Love. (2019). Nature aquarium creator: Takashi Amano. <https://aquascapinglove.com>
- Arechavala-Lopez, P., Cabrera-Álvarez, M. J., Maia, C. M., & Saraiva, J. L. (2022). Environmental enrichment in fish aquaculture: A review of fundamental and practical aspects. *Reviews in Aquaculture*, 14, 704–728. <https://doi.org/10.1111/raq.12620>
- Armstrong, D. A., & Bahr, K. D. (2025). Corals in ocean acidification and the role of calcium ion homeostasis to maintain calcification. *ICES Journal of Marine Science*, 82(4), fsaf050. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsaf050>
- Ashley, P. J. (2007). Fish welfare: Current issues in aquaculture. *Applied Animal Behaviour Science*, 104(3–4), 199–235. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2006.09.001>
- Bartelme, R. P., McLellan, S. L., & Newton, R. J. (2017). Freshwater recirculating aquaculture system operations drive biofilter bacterial community shifts around a stable nitrifying consortium of ammonia-oxidizing archaea and comammox *Nitrospira*. *Frontiers in Microbiology*, 8, 101. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.00101>
- Berges, J. A., Franklin, D. J., & Harrison, P. J. (2001). Evolution of an artificial seawater medium: Improvements in enriched seawater, artificial water over the last two decades. *Journal of Phycology*, 37(6), 1138–1145. <https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2001.01052.x>
- Blancheton, J. P. (2000). Developments in recirculation systems for Mediterranean fish species. *Aquacultural Engineering*, 22(1–2), 17–31. [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(00\)00030-3](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(00)00030-3)
- Chen, Z., Liu, W., Zheng, A., Jin, M., Huang, S., Zhao, L., Tang, S., Moses Mkulo, E., Wang, L., Zhang, H., Lu, J., Mwemi, H. M., Tang, B., Zhou, H., Wang, B., Huang, J., & Wang, Z. (2025). Effects of salinity on growth, survival, tissue structure, osmoregulation, metabolism, and antioxidant capacity of *Eleutheronema tetradactylum* (Shaw, 1804). *Frontiers in Marine Science*, 12, 1553114. <https://doi.org/10.3389/fmars.2025.1553114>
- Claassens, L., & Hodgson, A. N. (2018). Gaining insights into *in situ* behaviour of an endangered seahorse using action cameras. *Journal of Zoology*, 304(2), 98–108. <https://doi.org/10.1111/jzo.12509>
- Collymore, C., Tolwani, R. J., & Rasmussen, S. (2015). The behavioral effects of single housing and environmental enrichment on adult zebrafish (*Danio rerio*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 54(3), 280–285.

- Conway, W. G. (2011). Buying time for wild animals with zoos. *Zoo Biology*, 30(1), 1–8. <https://doi.org/10.1002/zoo.20352>
- Corcoran, M. (2015). Environmental enrichment for aquatic animals. *The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 18(2), 305–321. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2015.01.004>
- Csontos, D., Bartal, Z. P., & Bakacsy, L. (2024). Removal of nitrate and phosphate by aquatic plants during aquarium-based ornamental fish production. *North American Journal of Aquaculture*, 86(4), 413–423. <https://doi.org/10.1002/naaq.10349>
- de Souza, F. H., Roecker, P. B., Silveira, D. D., Sens, M. L., & Campos, L. C. (2021). Influence of slow sand filter cleaning process type on filter media biomass: backwashing versus scraping. *Water Research*, 189, 116581. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2020.116581>
- Dildar, T., Cui, W., Ikhwanuddin, M., & Ma, H. (2025). Aquatic organisms in response to salinity stress: Ecological impacts, adaptive mechanisms, and resilience strategies. *Biology*, 14(6). <https://doi.org/10.3390/biology14060667>
- Duarte, V., Minafra, C. S., Santos, F. R. dos, & Perim, F. dos S. (2015). Inclusion of canthaxanthin and 25-hydroxycholecalciferol in the diet of broiler breeders on performance and incubation parameters. *Ciência Rural*, 45(11), 2050–2055. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20140564>
- Eddy, F. B. (2005). Ammonia in estuaries and effects on fish. *Journal of Fish Biology*, 67(6), 1495–1513. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2005.00930.x>
- Erhart, E., & Hartl, W. (2000). Effects of potassium carbonate as an alternative de-icer on ground vegetation and soil. *Annals of Applied Biology*, 136(3), 281–289. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2000.tb00036.x>
- Evans, D. H., Piermarini, P. M., & Choe, K. P. (2005). The multifunctional fish gill: Dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste. *Physiological Reviews*, 85(1), 97–177. <https://doi.org/10.1152/physrev.00050.2003>
- Faleiro, F., Baptista, M., Santos, C., Aurélio, M. L., Pimentel, M., Pegado, M. R., Paula, J. R., Calado, R., Repolho, T., & Rosa, R. (2015). Seahorses under a changing ocean: The impact of warming and acidification on the behaviour and physiology of a poor-swimming bony-armoured fish. *Conservation Physiology*, 3(1), cov009. <https://doi.org/10.1093/conphys/cov009>
- Faleiro, F., Narciso, L., & Vicente, L. (2008). Seahorse behaviour and aquaculture: How to improve *Hippocampus guttulatus* husbandry and reproduction? *Aquaculture*, 282(1), 33–40. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.05.038>
- Falk, J. H., Reinhard, E. M., Vernon, C. L., Bronnenkant, K., Heimlich, J. E., & Deans, N.

- L. (2007). *Why zoos and aquariums matter: Assessing the impact of a visit to a zoo or aquarium*. Association of Zoos and Aquariums.
- FEEDAP, E. P. on Additives and Products or Substances used in Animal Feed. (2014). Scientific opinion on the safety and efficacy of canthaxanthin as a feed additive for poultry and for ornamental birds and ornamental fish. *EFSA Journal*, 12(1), 3527. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2014.3527>
- Foerder, P. (2005). Target training in barramundi fish (*Lates calcarifer*). In *Seventh International Conference On Environmental Enrichment* (p. 112).
- Fogg, G. E. (1973). Phosphorus in primary aquatic plants. *Water Research*, 7(1), 77–91. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-017697-0.50011-0>
- Françesca, S. (2013). Investigating differing aquaria environments and their influence on natural behaviours and breeding patterns of captive-bred short-snouted seahorses, *Hippocampus hippocampus* (Linnaeus, 1758) [Master's thesis, University of Plymouth]. <https://www.theseahorsetrust.org/userfiles/PDF/Aquarium%20difference%20on%20Short%20Snouted%20Seahorse%20Steff%20Lamb.pdf>
- Gattuso, J.-P., Allemand, D., & Frankignoulle, M. (1999). Photosynthesis and calcification at cellular, organismal and community levels in coral reefs: A review on interactions and control by carbonate chemistry. *American Zoologist*, 39(1), 160–183. <https://doi.org/10.1093/icb/39.1.160>
- Grégoire, M., Oschlies, A., Canfield, D., Castro, C., Ciglonecki, I., Croot, P., Salin, K., Schneider, B., Serret, P., & Slomp, C. (2023). Ocean oxygen: The role of the ocean in the oxygen we breathe and the threat of deoxygenation. In *Ocean Sustainability*. Springer. <https://doi.org/10.5281/zenodo.7941157>
- Guerreiro, P. M., Fuentes, J., Flik, G., Rotllant, J., Power, D. M., & Canario, A. V. M. (2004). Water calcium concentration modifies whole-body calcium uptake in sea bream larvae during short-term adaptation to altered salinities. *The Journal of Experimental Biology*, 207, 645–653. <https://doi.org/10.1242/jeb.00765>
- Gusset, M., & Dick, G. (2011). The global reach of zoos and aquariums in visitor numbers and conservation expenditures. *Zoo Biology*, 30(5), 566–569. <https://doi.org/10.1002/zoo.20369>
- Hall, H., & Warmolts, D. (2003). The role of public aquariums in the conservation and sustainability of the marine ornamentals trade. In *Marine Ornamental Species Collection, Culture, & Conservation* (pp. 309–323). Blackwell Publishing.
- Hamilton, H., Saarman, N., Short, G., Sellas, A. B., Moore, B., Hoang, T., Grace, C. L., Gomon, M., Crow, K., & Brian Simison, W. (2017). Molecular phylogeny and patterns of diversification in syngnathid fishes. *Molecular Phylogenetics and*

- Evolution, 107, 388–403. <https://doi.org/10.1016/j.ympcv.2016.10.003>
- Hovanec, T. A., & Coshland, J. L. (2004). A chemical analysis of select trace elements in synthetic sea salts and natural seawater. *Sea Scope, Aquarium Systems*, 21(3).
- Huntingford, F. A., Adams, C., Braithwaite, V. A., Kadri, S., Pottinger, T. G., Sandøe, P., & Turnbull, J. F. (2006). Current issues in fish welfare. *Journal of Fish Biology*, 68(2), 332–372. <https://doi.org/10.1111/j.0022-1112.2006.001046.x>
- Iijima, M., Yasumoto, K., Yasumoto, J., Iguchi, A., Yasumoto-Hirose, M., Mori-Yasumoto, K., Mizusawa, N., Jimbo, M., Sakai, K., Suzuki, A., & Watabe, S. (2025). Adverse effects of total phosphate load from the environment on the skeletal formation of coral juveniles. *Marine Pollution Bulletin*, 211, 117395. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2024.117395>
- Ip, Y. K., Chew, S. F., & Randall, D. J. (2001). Ammonia toxicity, tolerance, and excretion. In *Fish Physiology* (Vol. 20, pp. 109–148). Academic Press. [https://doi.org/10.1016/S1546-5098\(01\)20005-3](https://doi.org/10.1016/S1546-5098(01)20005-3)
- IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2021. 1. Available online: <https://www.iucnredlist.org> (Acedido a 23/11/2025)
- Jones, R., White, D., & Claridge, S. (2020). *Husbandry guidelines for Weedy Seadragon (Phyllopteryx taeniolatus), Leafy Seadragon (Phycodurus eques)*. <https://www.theaquariumvet.com/wp-content/uploads/2020/02/Sea-Dragon-Husbandry-Manual-2020.pdf>
- Juniper, A. (2011). *Wabi Sabi: The Japanese art of impermanence*. Tuttle Publishing.
- Kalueff, A. V., Gebhardt, M., Stewart, A. M., Cachat, J. M., Brimmer, M., Chawla, J. S., Craddock, C., Kyzar, E. J., Roth, A., Landsman, S., Gaikwad, S., Robinson, K., Baatrup, E., Tierney, K., Shamchuk, A., Norton, W., Miller, N., Nicolson, T., Braubach, O., ... Schneider, H. (2013). Towards a comprehensive catalog of zebrafish behavior 1.0 and beyond. *Zebrafish*, 10(1), 70–86. <https://doi.org/10.1089/zeb.2012.0861>
- Karydis, M. (2011). Organizing a public aquarium: Objectives, design, operation and missions. A review. *Global Nest Journal*, 13(4), 369–384.
- Khyndeit, S. M., Sangma, B. R., Vyas, V., & Minare, A. (2024). Effect of dietary natural carotenoid sources on colour enhancement of guppy, *Poecilia reticulata* (Wilhelm Peters, 1859). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 12(5), 1–7. <https://doi.org/10.22271/fish.2024.v12.i5a.2960>
- Kovács, B. D., de Jesus Gregersen, K. J., Rüppel, F., von Danwitz, A., & Pedersen, L.-F. (2023). Evaluating protein skimmer performance in a commercial seawater recirculating aquaculture system (RAS). *Aquacultural Engineering*, 103, 102369. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2023.102369>

- Langdon, C., & Atkinson, M. J. (2005). Effect of elevated pCO₂ on photosynthesis and calcification of corals and interactions with seasonal change in temperature/irradiance and nutrient enrichment. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 110(C9). <https://doi.org/10.1029/2004JC002576>
- Leguen, I., & Prunet, P. (2004). Effect of hypotonic shock on cultured pavement cells from freshwater or seawater rainbow trout gills. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 137(2), 259–269. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2003.09.027>
- Li, X., Przybyla, C., Triplet, S., Liu, Y., & Blancheton, J. P. (2015). Long-term effects of moderate elevation of oxidation–reduction potential on European seabass (*Dicentrarchus labrax*) in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 64, 15–19. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2014.11.006>
- Manenti, I., Sicuro, B., Macchi, E., Ponzio, P., Crosetto, R., Cavallari, S., Tarantola, M., & Mugnai, C. (2025). Effect of different levels of environmental enrichment on the welfare of guppy (*Poecilia reticulata*). *Frontiers in Fish Science*, 3, 1581493. <https://doi.org/10.3389/frish.2025.1581493>
- Marshall, A. T., & Clode, P. L. (2002). Effect of increased calcium concentration in sea water on calcification and photosynthesis in the scleractinian coral *Galaxea fascicularis*. *The Journal of Experimental Biology*, 205(Pt 14), 2107–2113. <https://doi.org/10.1242/jeb.205.14.2107>
- Mercier, A., & Hamel, J.-F. (2014). Lunar periods in the annual reproductive cycles of marine invertebrates from cold subtidal and deep-sea environments. In *Annual, Lunar, and Tidal Clocks: Patterns and Mechanisms of Nature's Enigmatic Rhythms* (pp. 99–120). Springer.
- Miranda, R., Escribano, N., Casas, M., Pino-del-Carpio, A., & Villarroya, A. (2023). The Role of Zoos and Aquariums in a Changing World. *Annual Review of Animal Biosciences*, 11, 287–306. <https://doi.org/10.1146/annurev-animal-050622-104306>
- Mkulo, E. M., Iddrisu, L., Yohana, M. A., Zheng, A., Zhong, J., Jin, M., Danso, F., Wang, L., Zhang, H., Tang, B., Zhou, H., Amoah, K., Huang, J., Wang, B., & Wang, Z. (2025). Exploring salinity adaptation in teleost fish, focusing on omics perspectives on osmoregulation and gut microbiota. *Frontiers in Marine Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/fmars.2025.1559871>
- Montgomery, D. W., Simpson, S. D., Engelhard, G. H., Birchenough, S. N. R., & Wilson, R. W. (2019). Rising CO₂ enhances hypoxia tolerance in a marine fish. *Scientific Reports*, 9(1), 15152. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-51572-4>
- Nguyen-tiêt, A. M., Letelier-Gordo, C. O., & Aalto, S. L. (2025). Rapid H₂S production in layers of freshwater and marine fish organic waste from recirculating aquaculture

- Nyaoko, A., Weber, E. S., Innis, C., Stremme, D., Dowd, C., Hinckley, L., Gorton, T., Wickes, B., Sutton, D., & De Hoog, S. (2009). Disseminated phaeohyphomycosis in weedy seadragons (*Phyllopteryx taeniolatus*) and leafy seadragons (*Phycodurus eques*) caused by species of *Exophiala*, including a novel species. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 21(1), 69–79. <https://doi.org/10.1177/104063870902100111>
- Oceanário de Lisboa. (2024). Florestas submersas. Oceanário de Lisboa. <https://oceanario.pt/exposicoes/florestas-submersas/>
- Oppedal, F., Olsen, R. E., Remen, M., Nederlof, M. A. J., Folkedal, O., Thorsheim, G., Sitjà-Bobadilla, A., & Pérez-Sánchez, J. (2015). Effect of temperature on the metabolism, behaviour and oxygen requirements of *Sparus aurata*. *Aquaculture Environment Interactions*, 7, 115–123. <https://doi.org/10.3354/aei00141>
- Orth, D. J. (2023). Public aquariums and their role in education, science, and conservation. In *Fish, Fishing, and Conservation* (pp. X–Y). Springer. <https://pressbooks.lib.vt.edu/fishandconservation/chapter/public-aquariums-and-their-role-in-education-science-and-conservation/>
- Peisker, M., & Apel, H. (2001). Inhibition by light of CO₂ evolution from dark respiration: Comparison of two gas exchange methods. *Photosynthesis Research*, 70, 291–298. <https://doi.org/10.1023/A:1014799118368>
- Pietsch, C., Neumann, N., Knopf, K., Wuertz, S., & Kloas, W. (2009). Progestogens cause immunosuppression of stimulated carp (*Cyprinus carpio* L.) leukocytes in vitro. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 150(1), 16–24. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2009.02.003>
- Planas, M., Chamorro, A., Chamorro, R., Nieto, L., Quintas, P., & Robalo, J. I. (2021). Pre-breeding diets in the seahorse *Hippocampus reidi*: How do they affect fatty acid profiles, energetic status and histological features in newborn? *Frontiers in Marine Science*, 8, 688058. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.688058>
- Prosser, J. I., & Nicol, G. W. (2012). Archaeal and bacterial ammonia-oxidisers in soil: The quest for niche specialisation and differentiation. *Trends in Microbiology*, 20(11), 523–531. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2012.08.001>
- Qin, G., Johnson, C., Zhang, Y., Zhang, H., Yin, J., Miller, G., Turingan, R. G., Guisbert, E., & Lin, Q. (2018). Temperature-induced physiological stress and reproductive characteristics of the migratory seahorse *Hippocampus erectus* during a thermal stress simulation. *Biology Open*, 7(6), bio032888. <https://doi.org/10.1242/bio.032888>

- Qin, G., Zhang, Y., Ho, A. L. F. C., Zhang, Y., & Lin, Q. (2017). Seasonal distribution and reproductive strategy of seahorses. *ICES Journal of Marine Science*, 74(8), 2170–2179. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsx042>
- Rana, M., Mandal, S., & Kabita, S. (2024). Spirulina in fish immunity development: Find the black box. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 34(2), 623–646. <https://doi.org/10.1007/s11160-023-09832-0>
- Redação Green Savers. (2025, January 10). 10 anos de florestas submersas by Takashi Amano no Oceanário de Lisboa. *Green Savers*. <https://greensavers.sapo.pt/10-anos-de-florestas-submersas-by-takashi-amano-no-oceanario-de-lisboa/>
- Ries, J. B., Cohen, A. L., & McCorkle, D. C. (2009). Marine calcifiers exhibit mixed responses to CO₂-induced ocean acidification. *Geology*, 37(12), 1131–1134. <https://doi.org/10.1130/G30210A.1>
- Rose, J. D. (2002). The neurobehavioral nature of fishes and the question of awareness and pain. *Reviews in Fisheries Science*, 10(1), 1–38. <https://doi.org/10.1080/20026491051668>
- Rosset, S., Wiedenmann, J., Reed, A. J., & D'Angelo, C. (2017). Phosphate deficiency promotes coral bleaching and is reflected by the ultrastructure of symbiotic dinoflagellates. *Marine Pollution Bulletin*, 118(1–2), 180–187. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.02.044>
- Sanchez-Camara, J., Booth, D. J., & Turon, X. (2005). Reproductive cycle and growth of *Phyllopteryx taeniolatus*. *Journal of Fish Biology*, 67(1), 133–148. <https://doi.org/10.1111/j.0022-1112.2005.00720.x>
- Semenov, A., & Semenova, K. (2023). Ultraviolet disinfection of water in recirculating aquaculture system: A case study at sturgeon caviar fish farm. *Aquacultural Engineering*, 101, 102263. <http://dspace.puet.edu.ua/handle/123456789/11545>
- Skibieli, A. L., Trevino, H. S., & Naugher, K. (2007). Comparison of several types of enrichment for captive felids. *Zoo Biology*, 26(5), 371–381. <https://doi.org/10.1002/zoo.20147>
- Sneddon, L. U., Braithwaite, V. A., & Gentle, M. J. (2003). Do fishes have nociceptors? Evidence for the evolution of a vertebrate sensory system. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 270(1520), 1115–1121. <https://doi.org/10.1098/rspb.2003.2349>
- Snowden, R., & Aquarium, P. P. G. (2008). Target training and tactile conditioning of two zebra sharks, *Stegostoma fasciatum*. *Drum and Croaker*.
- Spatafora, D., Gristina, M., Quattrocchi, F., Pierri, C., Lazic, T., & Palma, J. (2023). Different behavioral strategies of two sympatric seahorses: Habitat availability and increased density of *Hippocampus guttulatus* alter the behavior of *Hippocampus*

- hippocampus*. *Frontiers in Marine Science*, 10, 1138296. <https://doi.org/10.3389/fmars.2023.1138296>
- St-Cyr, L., & Campbell, P. G. C. (1996). Metals (Fe, Mn, Zn) in the root plaque of submerged aquatic plants collected *in situ*: Relations with metal concentrations in the adjacent sediments and in the root tissue. *Biogeochemistry*, 33, 45–76. <https://doi.org/10.1007/BF00000969>
- Tlusty, M. F., Rhyne, A. L., Kaufman, L., Hutchins, M., Reid, G. M., Andrews, C., Boyle, P., Hemdal, J., McGilvray, F., & Dowd, S. (2013). Opportunities for public aquariums to increase the sustainability of the aquatic animal trade. *Zoo Biology*, 32(1), 1–12. <https://doi.org/10.1002/zoo.21019>
- Trevi, S., Uren Webster, T., Consuegra, S., & Garcia de Leaniz, C. (2023). Benefits of the microalgae *Spirulina* and *Schizochytrium* in fish nutrition: A meta-analysis. *Scientific Reports*, 13(1), 2208. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-29183-x>
- Tustison, C. A., Wilson, N. G., Rouse, G. W., Booth, D. J., & De Brauwer, M. (2025). Improving conservation outcomes for seadragons: Data, knowledge gaps, and future directions. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*. Advance online publication. <https://doi.org/10.1007/s11160-025-09950-x>
- Valter Leandro. (2023). Exposição Florestas Submersas by Takashi Amano celebra 8 anos. *Lisboa Secreta*. <https://lisboasecreta.co/exposicao-florestas-submersas-by-takashi-amano-oceanario-de-lisboa/>
- Velasco, J., Gutiérrez-Cánovas, C., Botella-Cruz, M., Sánchez-Fernández, D., Arribas, P., Carbonell, J. A., Millán, A., & Pallarés, S. (2018). Effects of salinity changes on aquatic organisms in a multiple stressor context. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 374(1764), 20180011. <https://doi.org/10.1098/rstb.2018.0011>
- Vincent, A. C. J., Foster, S. J., & Koldewey, H. J. (2011). Conservation and management of seahorses and other Syngnathidae. *Journal of Fish Biology*, 78(6), 1681–1724. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2011.03003.x>
- Volkoff, H., & Rønnestad, I. (2020). Effects of temperature on feeding and digestive processes in fish. *Temperature*, 7(4), 307–320. <https://doi.org/10.1080/23328940.2020.1765950>
- WAZA. (2021). Committing to conservation: The WAZA strategy. World Association of Zoos and Aquariums.
- Woods, C. M. C. (2002). Natural diet of the seahorse *Hippocampus abdominalis*. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 36(3), 655–660. <https://doi.org/10.1080/00288330.2002.9517121>

- Woods, C. M. C., & Valentino, F. (2003). Frozen mysids as an alternative to live *Artemia* in culturing seahorses *Hippocampus abdominalis*. *Aquaculture Research*, 34(9), 757–763. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2003.00882.x>
- Yin, P., Saito, T., Fjellidal, P. G., Björnsson, B. T., Remø, S. C., Hansen, T. J., Sharma, S., Olsen, R. E., & Hamre, K. (2023). Seasonal changes in photoperiod: Effects on growth and redox signaling patterns in Atlantic salmon postsmolts. *Antioxidants*, 12(8), 1546. <https://doi.org/10.3390/antiox12081546>
- Zheng, X., Li, Y., Chen, S., & Lin, R. (2018). Effects of calcium ion concentration on calcification rates of six stony corals: A mesocosm study. *Aquaculture*, 497, 246–252. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.07.041>
- Zhou, Q., Gao, J., Zhang, R., & Zhang, R. (2017). Ammonia stress on nitrogen metabolism in tolerant aquatic plant—*Myriophyllum aquaticum*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 143, 102–110. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2017.04.016>

Anexos

Anexo A - Lista de espécies presentes no habitat do Atlântico.

<i>Anemonia viridis</i>	<i>Pollachius pollachius</i>
<i>Calliactis parasitica</i>	<i>Polyprion americanus</i>
<i>Corynactis viridis</i>	<i>Raja clavata</i>
<i>Dicentrarchus labrax</i>	<i>Raja undulata</i>
<i>Diplodus annularis</i>	<i>Scophthalmus maximus</i>
<i>Diplodus cervinus</i>	<i>Scorpaena scrofa</i>
<i>Diplodus sargus</i>	<i>Scyliorhinus canicula</i>
<i>Diplodus vulgaris</i>	<i>Scyliorhinus stellaris</i>
<i>Fratercula arctica</i>	<i>Serranus cabrilla</i>
<i>Pagrus pagrus</i>	<i>Sparus aurata</i>
<i>Paracentrotus lividus</i>	<i>Symphodus bailloni</i>
<i>Helychrysum angustifolium</i>	<i>Trisopterus luscus</i>
<i>Juniperus chinensis</i>	<i>Uria aalge</i>
<i>Juniperus horizontalis</i>	<i>Viburnum tinus</i>
<i>Labrus bergylta</i>	

Anexo B - Lista de espécies presentes no habitat do Índico.

<i>Acanthurus leucosternon</i>	<i>Myripristis kuntzei</i>
<i>Acanthurus lineatus</i>	<i>Naso brevirostris</i>
<i>Acanthurus sohal</i>	<i>Naso elegans</i>
<i>Amphiprion ephippium</i>	<i>Naso vlamingii</i>
<i>Arothron meleagris</i>	<i>Paracanthurus hepatus</i>
<i>Arothron nigropunctatus</i>	<i>Platax orbicularis</i>
<i>Balistoides conspicillum</i>	<i>Pomacanthus annularis</i>
<i>Bodianus diana</i>	<i>Pomacanthus maculosus</i>
<i>Bodianus mesothorax</i>	<i>Pomacanthus sexstriatus</i>
<i>Chaetodon auriga</i>	<i>Pomacentrus pavo</i>
<i>Chaetodon citrinellus</i>	<i>Pseudanthias evansi</i>
<i>Chaetodon collare</i>	<i>Pseudanthias pleurotaenia</i>
<i>Chaetodon dolosus</i>	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
<i>Chaetodon falcula</i>	<i>Pycnochromis margaritifer</i>
<i>Chaetodon lunula</i>	<i>Rhinecanthus aculeatus</i>
<i>Chaetodon rafflesii</i>	<i>Sargocentron caudimaculatum</i>
<i>Chaetodon semilarvatus</i>	<i>Sargocentron diadema</i>
<i>Cheilinus undulatus</i>	<i>Sargocentron tere</i>
<i>Chelmon rostratus</i>	<i>Scolopsis bilineatus</i>
<i>Chromis viridis</i>	<i>Siganus unimaculatus</i>
<i>Chrysiptera hemicyanea</i>	<i>Symphoricthys spilurus</i>
<i>Chrysiptera parasema</i>	<i>Taeniura lymma</i>
<i>Coris gaimard</i>	<i>Thalassoma lunare</i>
<i>Dascyllus aruanus</i>	<i>Thalassoma lutescens</i>
<i>Dascyllus trimaculatus</i>	<i>Toxotes jaculatrix</i>
<i>Diodon holocanthus</i>	<i>Zebrasoma desjardini</i>
<i>Forcipiger flavissimus</i>	<i>Zebrasoma scopas</i>
<i>Labroides dimidiatus</i>	<i>Zebrasoma xanthurum</i>
<i>Myripristis berndti</i>	

Anexo C - Lista de espécies presentes na galeria do Atlântico.

A1	
<i>Anthias anthias</i>	<i>Macroramphosus scolopax</i>
<i>Apogon imberbis</i>	<i>Ophidiaster ophidianus</i>

<i>Capros aper</i>	<i>Scorpaena maderensis</i>
<i>Chromis limbata</i>	<i>Scyllarides latus</i>
<i>Coris julis</i>	<i>Similiparma lurida</i>
<i>Corynactis viridis</i>	<i>Symphodus caeruleus</i>
<i>Dendrophyllia cornigera</i>	<i>Symphodus mediterraneus</i>
<i>Dendrophyllia ramea</i>	<i>Thalassoma pavo</i>
<i>Echinaster sepositus</i>	
A2	
<i>Asterina gibbosa</i>	<i>Parablennius gattorugine</i>
<i>Astropecten aranciacus</i>	<i>Paracentrotus lividus</i>
<i>Cerianthus membranaceus</i>	<i>Sepia officinalis</i>
<i>Hippocampus hippocampus</i>	<i>Sphaerechinus granularis</i>
<i>Holothuria sp.</i>	<i>Syngnathus acus</i>
<i>Marthasterias glacialis</i>	
A3	
<i>Chrysaora quinquecirrha</i>	
A4	
<i>Trachinotus ovatus</i>	
A5	
<i>Calliactis parasitica</i>	<i>Pleuronectes platessa</i>
<i>Chelidonichthys lucerna</i>	<i>Scophthalmus maximus</i>
<i>Dardanus calidus</i>	<i>Scophthalmus rhombus</i>
<i>Holothuria sp.</i>	<i>Solea senegalensis</i>
<i>Marthasterias glacialis</i>	
A6	
<i>Alcyonium digitatum</i>	<i>Leptogorgia sarmentosa</i>
<i>Asterina gibbosa</i>	<i>Liocarcinus marmoreus</i>
<i>Axinella polypoides</i>	<i>Lipophrys pholis</i>
<i>Calliostoma granulatum</i>	<i>Parablennius gattorugine</i>
<i>Carcinus maenas</i>	<i>Paramuricea clavata</i>
<i>Centrolabrus exoletus</i>	<i>Paramuricea grayi</i>
<i>Chaetopleura angulata</i>	<i>Pentapora foliacea</i>
<i>Clibanarius erythropus</i>	<i>Salaria pavo</i>
<i>Cliona celata</i>	<i>Savalia savaglia</i>
<i>Corynactis viridis</i>	<i>Scyllarus arctus</i>
<i>Ctenolabrus rupestris</i>	<i>Spinimuricea atlantica</i>

<i>Ellisella paraplexauroides</i>	<i>Steromphala umbilicaris</i>
<i>Eunicella gazella</i>	<i>Symphodus bailloni</i>
<i>Eunicella verrucosa</i>	<i>Symphodus melops</i>
<i>Gobius paganellus</i>	<i>Tritia reticulata</i>
<i>Ircinia variabilis</i>	<i>Zeugopterus punctatus</i>
<i>Jujubinus striatus</i>	<i>Maja brachydactyla</i>
<i>Lepadogaster lepadogaster</i>	

Anexo D - Lista de espécies presentes na galeria do Sul.

S1	
<i>Anoplocapros amygdaloides</i>	<i>Cleidopus gloriamaris</i>
<i>Anoplocapros lenticularis</i>	<i>Monocentris japonica</i>
<i>Aracana ornata</i>	<i>Paraplesiops meleagris</i>
<i>Brachaluteres jacksonianus</i>	
S2	
<i>Aracana ornata</i>	<i>Microcanthus strigatus</i>
<i>Enoplosus armatus</i>	<i>Pseudogoniistius nigripes</i>
<i>Heterodontus portusjacksoni</i>	<i>Trygonorrhina fasciata</i>
S3	
<i>Anthothoe stimpsonii</i>	<i>Corynactis annulata</i>
<i>Argobuccinum pustulosum</i>	<i>Marthasterias glacialis</i>
<i>Bunodactis reynaudi</i>	<i>Callopatiria granifera</i>
<i>Bunodosoma capense</i>	<i>Pseudactinia flagellifera</i>
<i>Cheilodactylus fasciatus</i>	<i>Schizymenia obovata</i>
S4	
<i>Phycodurus eques</i>	<i>Phyllopteryx taeniolatus</i>

Anexo E - Lista de espécies presentes na galeria do Pacífico.

P1	
<i>Anthopleura elegantissima</i>	<i>Pisaster brevispinus</i>
<i>Anthopleura sola</i>	<i>Pisaster giganteus</i>
<i>Anthopleura xanthogrammica</i>	<i>Pisaster ochraceus</i>
<i>Cribrinopsis albopunctata</i>	<i>Strongylocentrotus purpuratus</i>
<i>Evasterias troschelii</i>	<i>Urticina columbiana</i>
<i>Mesocentrotus franciscanus</i>	<i>Urticina eques</i>
<i>Metridium farcimen</i>	<i>Urticina piscivora</i>
<i>Patiria miniata</i>	

P2	
<i>Phyllorhiza punctata</i>	
P3	
<i>Anarrhichthys ocellatus</i>	<i>Sebastes serriceps</i>
<i>Embiotoca lateralis</i>	<i>Urticina columbiana</i>
<i>Pisaster ochraceus</i>	<i>Urticina eques</i>
<i>Pycnopodia helianthoides</i>	<i>Urticina piscivora</i>
<i>Sebastes auriculatus</i>	
P4	
<i>Anthopleura xanthogrammica</i>	<i>Patiria miniata</i>
<i>Cymatogaster aggregata</i>	<i>Sebastes nebulosus</i>
<i>Embiotoca lateralis</i>	<i>Urticina eques</i>
<i>Mesocentrotus franciscanus</i>	<i>Sebastes caurinus</i>
<i>Oxylebius pictus</i>	
P5	
<i>Hydrolagus colliei</i>	<i>Metridium senile</i>
<i>Metridium farcimen</i>	
P6	
<i>Balanophyllia elegans</i>	<i>Metridium senile</i>
<i>Botryocladia pseudodichotoma</i>	<i>Nautichthys oculo-fasciatus</i>
<i>Calliostoma ligatum</i>	<i>Rhodymenia californica</i>
<i>Codium sp.</i>	<i>Tonicella lineata</i>
<i>Corynactis sp.</i>	
P7	
<i>Botryocladia pseudodichotoma</i>	<i>Lythrypnus zebra</i>
<i>Calliostoma ligatum</i>	<i>Rhinogobiops nicholsii</i>
<i>Corynactis sp.</i>	<i>Rhodymenia californica</i>
<i>Lythrypnus dalli</i>	<i>Tegula funebris</i>

Anexo F - Lista de espécies presentes na exposição das florestas submersas.

<i>Ancistrus cirrhosus</i>	<i>Moenkhausia pittieri</i>
<i>Badis badis</i>	<i>Nematobrycon palmeri</i>
<i>Caridina multidentata</i>	<i>Neritina natalensis</i>
<i>Corydoras sterbai</i>	<i>Otocinclus affinis</i>
<i>Crossocheilus oblongus</i>	<i>Otocinclus vittatus</i>
<i>Dawkinsia denisonii</i>	<i>Paracheirodon axelrodi</i>

<i>Desmopuntius pentazona</i>	<i>Phenacogrammus interruptus</i>
<i>Hemigrammus erythrozonus</i>	<i>Pterophyllum altum</i>
<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>	<i>Puntius titteya</i>
<i>Hyphessobrycon herbertaxelrodi</i>	<i>Rasbora borapetensis</i>
<i>Hyphessobrycon megalopterus</i>	<i>Rasbora trilineata</i>
<i>Hyphessobrycon pulchripinnis</i>	<i>Trichopodus leerii</i>
<i>Hyphessobrycon sweglesii</i>	<i>Trigonostigma heteromorpha</i>