

Práticas de um Aquarista no Sea Life Scheveningen



Relatório Final de Estágio para obtenção do Grau de Mestre em Aquacultura

Teodoro Preguza

Peniche, setembro de 2025

Relatório Final de Estágio para obtenção do Grau de Mestre em Aquacultura

Práticas de um Aquarista no Sea Life Scheveningen

Teodoro Pregoza

Orientador
Teresa Maria Coelho Baptista

Supervisores
Valerio Pacetti
Francois Lemonnier

Peniche, setembro de 2025

Resumo

Este relatório detalha um estágio de 10 meses no Sea Life Scheveningen, explorando a realidade operacional e científica de um aquário público. O estágio incluiu a manutenção de diversas espécies marinhas, de sistemas de suporte de vida e a análise de desafios específicos, como a baixa sobrevivência de cavalos-marinhos juvenis. Foram adquiridas competências práticas essenciais na qualidade da água, nutrição e bem-estar animal. Uma análise crítica propõe melhorias nos sistemas de filtração e na gestão comportamental, sublinhando o papel crucial dos aquários na conservação marinha. O estágio foi uma experiência transformadora, consolidando a formação acadêmica em experiência prática.

Palavras-chave: Aquário, bem-estar animal, suporte de vida, conservação.

Abstract

This report details a 10-month internship at Sea Life Scheveningen, exploring the operational and scientific reality of a public aquarium. The internship included the maintenance of diverse marine species, life support systems, and the analysis of specific challenges such as low survival rates of juvenile seahorses. Essential practical skills in water quality, nutrition, and animal welfare were acquired. A critical analysis proposes improvements in filtration systems and behavioral management, highlighting the crucial role of aquariums in marine conservation. The internship was a transformative experience, consolidating academic training into practical experience.

Keywords: Aquarium, animal welfare, life support, conservation.

Índice

1. Introdução.....	1
1.1 Aquários públicos	1
1.2 Sea Life Scheveningen.....	3
1.2.1 Estrutura e Organização	5
1.3 Objetivo	11
2. Papel de um Aquarista	11
3. Tipos de água.....	12
3.1 Água Marinha	13
3.2 Água Doce	13
3.3 Osmose Inversa.....	14
4. Sistemas de Suporte de Vida	15
4.1 Componentes Gerais	15
5. Filtração da Água.....	17
5.1 Filtração Mecânica.....	17
5.2 Filtração Biológica.....	21
5.3 Filtração Química	22
5.4 Desinfecção	23
6. Painel Central de Controlo	23
7. Trabalho Prático.....	24
7.1 Divisão <i>Center</i>	24
7.1.1 Descrição	25
7.1.2 Rotinas.....	25
7.1.3 Alimentação.....	27
7.1.4 Reprodução.....	34
7.2 Divisão <i>PO (Penguins and Otters)</i>	35

7.2.1 Descrição.....	35
7.2.2 Rotinas	36
7.2.3 Alimentação	37
7.2.4 Reprodução	39
7.3 Divisão <i>ZP (Zeepaardje)</i>	41
7.3.1 Descrição.....	41
7.3.2 Rotinas	42
7.3.3 Alimentação	43
7.3.4 Reprodução	46
7.4 Divisão <i>Available</i>	49
7.5 Análises de água	52
8. Enriquecimento Ambiental.....	53
9. Análise Crítica	55
10. Conclusão	56
11. Bibliografia.....	56
12. Anexo	66

Índice de figuras

Figura 1. Tanque principal do Georgia Aquarium, localizado em Atlanta	2
Figura 2. Fachada do centro Sea Life Scheveningen, nos Países Baixos.....	4
Figura 3. Localização do Sea Life Scheveningen	5
Figura 4. Representação do Túnel Subaquático Panorâmico	6
Figura 5. Mapa esquemático do percurso expositivo do Sea Life Scheveningen	7
Figura 6. Representação do aquário designado Tanque do Mar do Norte.....	8
Figura 7. Tanque de Coral Noturno, presente no Sea Life Scheveningen.....	9
Figura 8. Habitat dos pinguins (<i>Spheniscus humboldti</i>).....	10
Figura 9. Esquema de captação, armazenamento e distribuição de água marinha.....	13
Figura 10. Equipamento de osmose inversa utilizado na produção de água purificada.....	14
Figura 11. Tanque circular com fluxo controlado.....	16
Figura 12. Exemplo de uma manga de filtração existente no SLS.....	18
Figura 13. Uso de esponjas para filtração da água	18
Figura 14. Representação de um filtro de areia utilizado na remoção de partículas	19
Figura 15. Processo de filtração de um filtro de esferas (bead filter).....	20
Figura 16. Exemplo de um escumador de superfície existente no SLS	21
Figura 17. Exemplo filtração biológica existente no SLS.....	22
Figura 18. Exemplo de mecanismo de esterilização da água através de luz UV	23
Figura 19. Íman de limpeza utilizado no acrílico de um aquário	25
Figura 20. Sifonagem do Tanque do Mar do Norte	26
Figura 21. Alimentação de organismos presentes no Tanque do Mar do Norte	28
Figura 22. Peixes de águas marinhas tropicais alimentando-se de Grazing Diet.....	31
Figura 23. Aquarista a alimentar um tubarão-de-pontas-negras.....	32
Figura 24. Tartaruga-marinha-verde (<i>Chelonia mydas</i>) alimentada à mão no SLS	33
Figura 25. Treino alimentar do jacaré com recurso a target feeding	34
Figura 26. Alimentação forçada de uma raia juvenil no SLS.....	35
Figura 27. Maya e Milo, respetivamente, presentes no Sea Life Scheveningen	36
Figura 28. Alimentação de pinguins-de-Humboldt (<i>Spheniscus humboldti</i>).....	38
Figura 29. Alimentação de uma lontra-anã-asiática (<i>Aonyx cinereus</i>)	39
Figura 30. Copulação de pinguins-de-Humboldt no Sea Life Scheveningen	40
Figura 31. Tanque de manutenção, reprodução e crescimento de corais no SLS.....	42
Figura 32. Íman utilizado para remover cascas magnetizadas de cistos de <i>Artémia sp.</i>	44

Figura 33. Mistura de alimento vivo (<i>Mysis sp.</i> e náuplios de <i>Artemia sp.</i>).....	45
Figura 34. Alimentação de um axolote adulto	46
Figura 35. Aquário com juvenis de cavalo-marinho (<i>Hippocampus abdominalis</i>)	47
Figura 36. Estágios de desenvolvimento de axolotes (<i>Ambystoma mexicanum</i>)	48
Figura 37. Necropsias realizadas durante o estágio	49
Figura 38. Administração de antibióticos por injeção a uma raia (<i>Raja clavata</i>).....	50
Figura 39. (a) Pesagem de uma raia (<i>Raja undulata</i>).....	51
Figura 40. Processo de transferência de animais	52
Figura 41. Polvo (<i>Octopus vulgaris</i>) a interagir com uma caixa de LEGO	54

Índice de tabelas

Tabela 1. Registo de identificação dos pinguins por cores e correspondência nominal.....	36
Tabela 2. Espécies presentes no Sistema de Água Doce Temperada.....	66
Tabela 3. Espécies presentes nos Sistemas de Água Marinha Temperada	66
Tabela 4. Espécies presentes nos Sistemas de Água Doce Tropical.....	68
Tabela 5. Espécies presentes nos Sistemas de Água Marinha Tropical.....	69

Lista de abreviaturas

DOC - Compostos Orgânicos Dissolvidos

EUA - Estados Unidos da América

IZVG - International Zoo Veterinary Group

PO – Penguins and Otters

SLS - Sea Life Scheveningen

SL - Sea Life

SSV - Sistemas de Suporte de Vida

UV - Ultravioleta

ZP - *Zeepaardje*

1. Introdução

1.1 Aquários públicos

Aquários públicos são instalações projetadas para a exibição de organismos aquáticos ao público. Estes espaços permitem a observação de peixes, invertebrados, anfíbios e outros seres em ambientes controlados, que procuram replicar os seus habitats naturais. São normalmente constituídos por aquários de diversos tamanhos, podendo ter milhões de litros de capacidade e exibir animais de grande porte como tubarões e belugas (Spitzer & Anderson, 2011).

Estes espaços têm como base o estudo da aquariologia, uma área em crescimento nas últimas décadas, que se dedica à compreensão de múltiplas vertentes associadas aos aquários, nomeadamente os organismos que neles habitam, os parâmetros de qualidade da água e os componentes dos sistemas aquáticos (Henry et al., 2020).

As primeiras evidências de manutenção de organismos aquáticos em cativeiro remontam à antiguidade, quando civilizações como os egípcios e romanos mantinham peixes em tanques para fins decorativos, religiosos e alimentares. No entanto, estas práticas diferiam bastante do conceito contemporâneo de aquário público (Andrews, 1990).

O primeiro aquário público oficial foi criado em Londres em 1853, sob a designação de *Fish House*, inaugurado pela Sociedade Zoológica de Londres. Esta instituição abrigava mais de 300 espécies aquáticas. Após este marco histórico, surgiram aquários semelhantes em cidades como Berlim, Nápoles, Nova Iorque, Boston, Lisboa e Viena (Mullan & Marvin, 1999).

Do ponto de vista funcional, um aquário público apresenta semelhanças aos jardins zoológicos, estando frequentemente sujeitos a regulamentações que exigem o cumprimento de normas relacionadas com o bem-estar animal e objetivos educacionais (Smith, 2023).

Atualmente muitas das principais cidades do mundo contam com aquários públicos liderando os Estados Unidos da América (EUA), juntamente com o Japão, a lista de países com mais aquários públicos no seu território (Marchio, 2018).

É também nos EUA onde podemos encontrar o maior aquário público do mundo, o *Georgia Aquarium*, na cidade de Atlanta, que contém como principal atração um tanque com

20 000 m³ (Figura 1), habitado por milhares de animais, incluindo espécies como o mero-gigante, tubarão-baleia e belugas (American Zoo and Aquarium Association, 2025).



Figura 1. Tanque principal do Georgia Aquarium, localizado em Atlanta. Fonte: Georgia Aquarium (2025). Disponível em: <https://www.georgiaaquarium.org/>

Em contrapartida, os aquários públicos são mal vistos por um grande número de pessoas, considerando que estes não deveriam capturar e enjaular animais para proveito próprio de uma instituição (Villarroya et al., 2024).

De tal modo, com o aproximar da atualidade estas instituições têm priorizado cada vez mais a combinação de objetivos de bem-estar animal; de conservação; educação pública e investigação. O que surgiu primeiramente para dar a conhecer um mundo subaquático desconhecido, tem hoje um papel importante a nível científico, com muitas destas instituições envolvidas em estudos ecológicos, programas de reprodução em cativeiro, reabilitação de fauna marinha e sensibilização educacional para ameaças de ecossistemas aquáticos (Rose et al., 2023).

Um dos marcos pioneiros nesta trajetória ocorreu em 2004, quando o *Monterey Bay Aquarium*, na Califórnia, conseguiu manter em cativeiro um tubarão-branco (*Carcharodon carcharias*) durante 198 dias, após este ter sido capturado acidentalmente.

Este feito inédito permitiu a observação contínua de um dos predadores mais emblemáticos dos oceanos, algo até então considerado extremamente difícil, dada a natureza pelágica e os desafios associados ao bem-estar desta espécie em ambiente controlado (Monterey Bay Aquarium, 2004).

Também o aquário *Okinawa Churaumi* no Japão, destacou-se desde a sua abertura em 2002, ao ser o primeiro aquário do mundo a manter com sucesso tubarões-baleia (*Rhincodon typus*) em cativeiro a longo prazo. Esta instituição desenvolveu técnicas inovadoras para a manutenção e bem-estar destes gigantes filtradores (Sato, 2016).

Em 2007 este aquário voltou a marcar história ao anunciar o nascimento da primeira manta-gigante (*Manta birostris*) em cativeiro, resultado de um esforço meticuloso de reprodução assistida, que veio reforçar a capacidade destes centros em promover a reprodução e conservação de espécies altamente exigentes (The Guardian, 2007).

Já na Europa, surgiu em 2018 um projeto pioneiro no sul da Islândia, onde a empresa Sea Life Trust criou um inovador santuário para baleias-beluga. Dois indivíduos desta espécie foram transportados do aquário *Changfeng Ocean World*, de Xangai, para este santuário onde tiveram a possibilidade de mergulhar fundo e nadar livremente num ambiente oceânico mais natural.

Esta foi a primeira vez que se tentou proporcionar às baleias-beluga anteriormente mantidas em cativeiro, uma nova vida, representando um avanço nos esforços de reabilitação de cetáceos em cativeiro (Sea Life Trust, 2020).

Mais recentemente em 2020, investigadores do Aquário da Florida (EUA) estabeleceram outro marco científico ao conseguirem pela primeira vez em ambiente controlado, a reprodução do coral *Mycetophyllia lamarckiana*, uma espécie ameaçada. Este feito providenciou esperança para o futuro desta espécie, tanto nos recifes da Flórida, como no resto do mundo (Florida Aquarium, 2020).

1.2 Sea Life Scheveningen

O Sea Life Scheveningen (SLS) (Figura 2) é uma das unidades pertencentes à cadeia internacional de aquários Sea Life (SL), atualmente considerada a maior marca mundial de aquários públicos, contando com mais de 50 unidades distribuídas por 17 países diferentes, e abrigando milhares de animais.



Figura 2. Fachada do centro Sea Life Scheveningen, nos Países Baixos. Fonte: Leukste Tickets. Disponível em: <https://www.leukstetickets.nl/product/sea-life>

A empresa SL pertence atualmente ao grupo britânico *Merlin Entertainments*©, fundado em 1998, destacando-se como o segundo maior operador de atrações turísticas do mundo, ficando atrás da *The Walt Disney Company*©. Este grupo é também responsável por outros empreendimentos emblemáticos como os parques temáticos *Legoland*, *Gardaland*, museus *Madame Tussauds*, entre outros (Merlin Entertainments, n.d.).

Situado na cidade costeira de Haia, nos Países Baixos (Figura 3), o SLS foi inaugurado em 1993, representando um dos principais centros de educação marinha do país. A sua localização junto ao Mar do Norte permite não só o aproveitamento das condições marítimas locais, como também da representação autêntica de algumas espécies nativas da costa holandesa (SEA LIFE Scheveningen, 2024).



Figura 3. Localização do Sea Life Scheveningen. Adaptado de Google Maps, 2025.
<https://www.google.com/maps>

Tal como os restantes centros SL, esta unidade também participa em vários programas internacionais de conservação *ex situ* e educação ambiental. Entre estes programas destacam-se iniciativas de reprodução em cativeiro de espécies ameaçadas, campanhas de limpeza de habitats costeiros, ações de sensibilização sobre o impacto do plástico nos oceanos e outros eventos educativos (SEA LIFE Conservation Report, 2024).

1.2.1 Estrutura e Organização

A estrutura do aquário está dividida em zonas temáticas que recriam os diferentes ecossistemas aquáticos, com destaque principal para climas de águas temperadas e tropicais. Contém cerca de 50 aquários, albergando centenas de espécies.

Entre as suas principais atrações, encontra-se um túnel subaquático panorâmico (Figura 4), que permite aos visitantes uma perspetiva envolvente da vida marinha ao seu redor. Este tanque principal possui cerca de 180 000 litros de água marinha e está equipado com sistemas avançados de filtragem e controlo térmico, assegurando as condições ideais de vida para os seus habitantes.

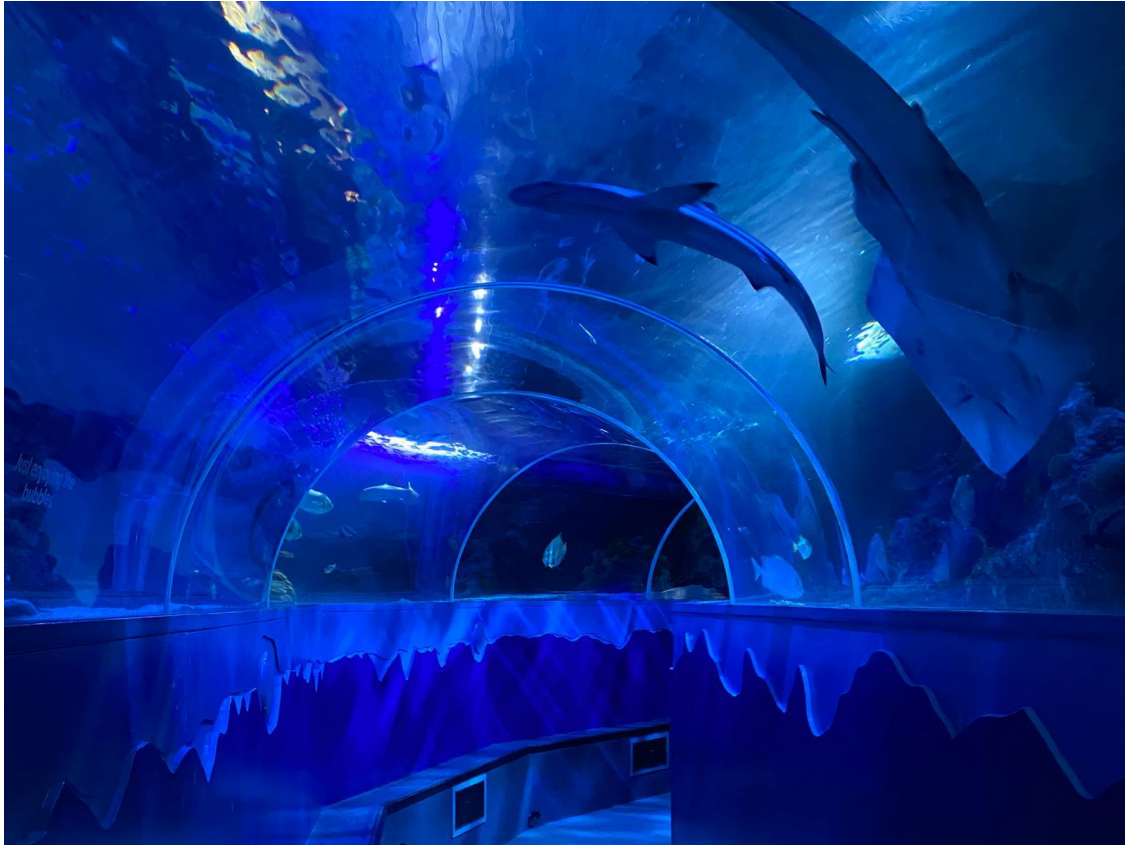


Figura 4. Representação do Túnel Subaquático Panorâmico

Os sistemas de suporte de vida aquática contam com infraestruturas altamente especializadas que incluem filtros mecânicos e biológicos, luzes ultravioleta (UV) para desinfecção, permutadores de calor, entre outros. Adicionalmente, a instituição conta com um painel central informático, que monitoriza continuamente os parâmetros da água, o funcionamento dos sistemas de suporte e o nível da água nos tanques (SEA LIFE Scheveningen, 2024).

Todos os tanques encontram-se numerados e são divididos em grupos de sistemas com áreas temáticas diferentes.

Na Figura 5 é possível observar os aquários divididos por diferentes cores, simbolizando com a cor verde-escuro: os aquários pertencentes ao sistema de água doce temperada; com a cor azul-escuro: os aquários conectados aos sistemas de água marinha temperada; com verde-claro: os sistemas de água doce tropical; com azul-claro: os aquários pertencentes ao sistema de água marinha tropical. Por fim, existe ainda uma área exclusivamente para o habitat dos pinguins, e outra para o habitat das lontras.

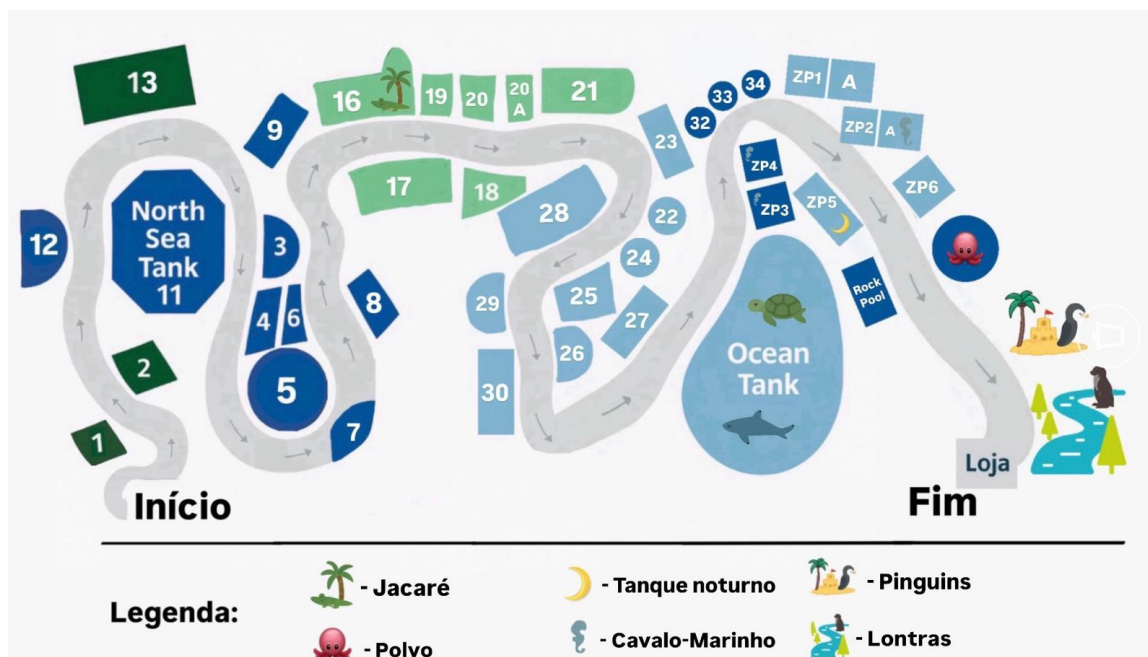


Figura 5. Mapa esquemático do percurso expositivo do Sea Life Scheveningen. Nota. Figura de autoria própria, elaborada para ilustrar a progressão ao longo da visita desde o início até ao fim, atravessando áreas temáticas e zonas dedicadas a espécies específicas.

O sistema de água doce temperada é composto por três aquários, dois instalados no exterior, representando espécies nativas dos rios holandeses, e um terceiro aquário instalado no interior com o propósito de representar espécies comuns de água doce, como o esturção e a carpa, geralmente distribuídos por rios e lagos europeus (ver Tabela 2 em Anexo).

A temperatura ideal deste sistema situa-se cerca de 17 °C, no entanto os tanques exteriores estão sujeitos às condições ambientais, sendo fortemente influenciados pela variação climática diária dos Países Baixos e ocorrendo grandes flutuações térmicas.

Seguindo para os aquários conectados aos sistemas de água marinha temperada, estes foram concebidos para simular condições ambientais semelhantes às águas do Mar do Norte, em particular da costa dos Países Baixos. É possível identificar uma diversidade de espécies bentónicas e pelágicas, incluindo invertebrados, peixes ósseos e elasmobrânquios (ver Tabela 3 em Anexo).

Destaca-se o maior aquário desta zona temática, designado Tanque do Mar do Norte, representado com o número 11 na Tabela 2. Este tanque contém aproximadamente 44 000 litros de água marinha e abriga predominantemente espécies de raias, tubarões e diversos peixes característicos da costa holandesa (Figura 6).



Figura 6. Representação do aquário designado de Tanque do Mar do Norte

Na área dedicada aos sistemas de água doce tropical, encontra-se um conjunto de sete aquários, cada um representando espécies características de ambientes tropicais de água doce, incluindo répteis e peixes (ver Tabela 4 em Anexo). Maioritariamente os aquários funcionam com sistemas independentes de suporte de vida, equipados com mecanismos de filtração mecânica e biológica.

Quanto aos aquários pertencentes aos sistemas de água marinha tropical, estes contêm uma diversidade biológica notável, com especial predominância de espécies associadas a ecossistemas de recife, conhecidas pela sua coloração e padrões exuberantes.

Entre os grupos mais representativos encontram-se diversos peixes ornamentais, invertebrados marinhos e elasmobrânquios (ver Tabela 5 em Anexo). Adicionalmente, esta divisão inclui o maior tanque do centro, designado como Tanque Oceânico, que abriga mais de 30 espécies distintas de organismos marinhos.

A temperatura da água nestes sistemas encontra-se estabilizada nos 24 °C, refletindo um valor que permite acomodar uma vasta gama de espécies tropicais, e um pH de 8,0 sendo também um valor enquadrado com os requisitos fisiológicos das espécies desta divisão.

Destaca-se ainda nesta divisão, o aquário designado Tanque de Coral Noturno, cuja principal característica é a implementação de um fotoperíodo invertido (Figura 7).



Figura 7. Tanque de Coral Noturno, presente no Sea Life Scheveningen

Este aquário permite que os visitantes observem, durante o dia, os fenômenos de fluorescência coralina que naturalmente ocorrem durante a noite nos recifes tropicais. Esta abordagem alcança a componente educativa, assim como a estética da exposição.

É importante referir que algumas espécies coabitam habitats com diferentes temperaturas e têm uma vasta distribuição geográfica podendo fazer parte de zonas tropicais e temperadas em simultâneo. A medusa-da-lua (*Aurelia aurita*) por exemplo, pode ser encontrada em águas costeiras de quase todos os oceanos do mundo. Esta espécie é extremamente tolerante a diferentes condições ambientais, incluindo uma ampla gama de temperaturas (entre 6 °C e 31 °C), assim como níveis de salinidade, sendo comum tanto em águas marinhas como salobras (Lucas, 2001).

Na parte exterior, encontra-se o habitat dos pinguins (*Spheniscus humboldti*), um espaço composto por zonas arenosas e rochosas, bem como uma piscina de água marinha com uma capacidade para 25 000 litros, onde estes animais exibem os seus comportamentos naturais, como saltos, interações sociais e atividades natatórias (Figura 8).

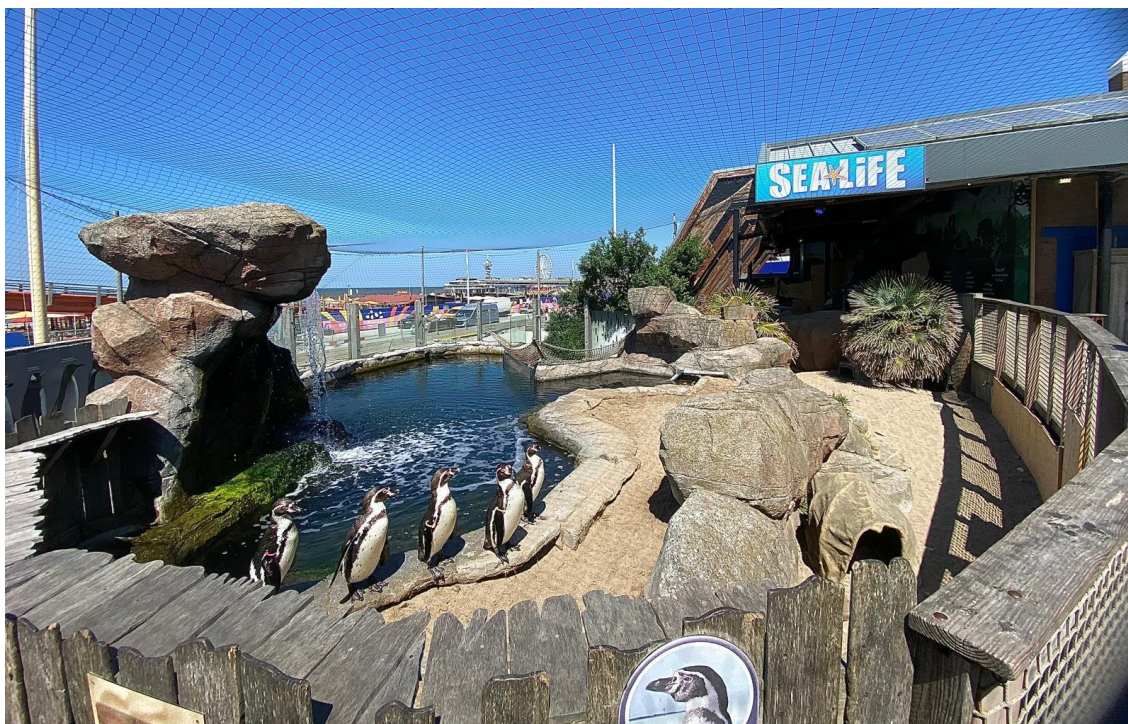


Figura 8. Habitat dos pinguins (*Spheniscus humboldti*)

A água deste tanque é mantida com uma salinidade média de 32, valor compatível com os níveis registados no ambiente natural da espécie ao longo da costa do Peru e do Chile (SEA LIFE Scheveningen, 2024).

Já o habitat das lontras (*Aonyx cinereus*) também localizado na parte exterior, foi desenvolvido para simular um ambiente fluvial, integrando uma piscina central e um percurso de água com cascata, recriando as condições de um pequeno rio. Esta configuração permite que as lontras expressem os seus comportamentos naturais como o mergulho, a natação em corrente, a busca ativa por alimento e a interação social.

Para complementar a estrutura deste SL, existe um piso inferior, de acesso restrito ao público, concebido para minimizar o risco de contaminações e facilitar a realização de tratamentos e manutenções especializadas. Nesta área, encontram-se distribuídos vários espaços funcionais, como zonas de quarentena, laboratório técnico, cozinhas para preparação e armazenamento alimentar, sala de enriquecimento ambiental, etc.

No piso principal, também de acesso restrito, encontra-se ainda uma zona de quarentena exclusiva para as lontras, e uma sala de cultivo dedicada à produção de alimento vivo.

Na sua organização, o Sea Life Scheveningen é constituído por várias equipas e departamentos, tais como: Biologia; Anfitriões/Educação; Marketing e Loja.

O estágio decorreu no departamento de biologia, uma equipa essencialmente constituída por profissionais da área das ciências biológicas e que tem como principal responsabilidade assegurar o bem-estar físico e comportamental dos animais, manter o equilíbrio dos sistemas aquáticos e assegurar o correto funcionamento de rotinas técnicas e sanitárias dos habitats.

1.3 Objetivo

A escolha de um aquário público para a realização do estágio final deveu-se principalmente à oportunidade de poder trabalhar com uma maior diversidade de espécies, e aprofundar o conhecimento teórico e prático na área da aquariofilia.

Como objetivo principal, este consistiu em proporcionar uma visão detalhada das funções de um aquarista, e inserir o estagiário num mundo de tarefas essenciais para o bem-estar dos animais presentes, dando a conhecer a realidade de trabalho ainda no decurso da formação académica.

Foi desenvolvido com apoio do programa Erasmus+, no âmbito de Estágio Curricular do Mestrado em Aquacultura, pertencente à Escola Superior de Turismo e Tecnologia do Mar, do Politécnico de Leiria localizado em Peniche e referente ao ano letivo de 2024/2025.

Teve uma duração mínima de 1620 horas práticas, com início no dia 30 de setembro de 2024 e término no dia 22 de julho de 2025, dispondo por todo este período, da supervisão do curador Valerio Pacetti e do aquarista sénior Francois Lemonnier.

2. Papel de um Aquarista

Por trabalhar diretamente com seres vivos, um aquarista desempenha um papel com um elevado grau de responsabilidade, exigindo conhecimentos técnicos e dedicação de modo a garantir o bem-estar de centenas de animais. Durante o meu estágio, participei ativamente

na vigilância diária do comportamento e da saúde dos organismos, identificando sinais de stress ou doenças e reportando qualquer anomalia à equipa técnica.

Colaborei na preparação e administração de dietas específicas, adaptadas às necessidades nutricionais de cada espécie, incluindo alimentos vivos, congelados, secos ou enriquecidos com suplementos, garantindo que cada animal recebesse a quantidade correta.

No âmbito da manutenção, efetuei limpezas diárias essenciais para assegurar a higiene e estética dos habitats, garantindo ambientes adequados tanto para os animais quanto para a experiência dos visitantes.

Fui responsável pela monitorização e controlo de parâmetros da qualidade da água, incluindo temperatura, pH, oxigénio, salinidade, amónia, nitritos e nitratos, registando os valores e participando em ajustes quando necessário para assegurar condições de vida adequadas.

Também colaborei na manutenção dos sistemas de suporte de vida, como bombas, filtros e arejadores, garantindo o funcionamento contínuo e evitando falhas que pudessem comprometer a qualidade ambiental.

Além destas tarefas, participei em atividades complementares, como a observação e registo de comportamentos específicos para fins de enriquecimento ambiental e treino de alguns animais.

3. Tipos de água

Nesta unidade Sea Life, existem três tipos de água a ser utilizada pelos diferentes sistemas do aquário: água marinha, água doce, ou água preparada por osmose inversa.

Em todos os tanques, a água circula em sistemas fechados, constantemente em recirculação e atravessando processos de filtração, sendo em grande parte reaproveitada. A água não aproveitada, é denominada de *Waste* e bombeada para o oceano.

Durante o estágio, participei na monitorização da qualidade destas águas, assegurando que os parâmetros físicos e químicos adequados estivessem mantidos. Colaborei também na manutenção dos sistemas de recirculação, garantindo a correta operação dos processos de filtração, visando o máximo reaproveitamento da água.

3.1 Água Marinha

Devido à estratégica proximidade do oceano, toda a água marinha presente nesta instituição é captada do Mar do Norte e armazenada diretamente em dois tanques de armazenamento.

A água é captada primeiramente para o tanque de armazenamento *Makeup 2*, onde se encontra em recirculação contínua e atravessa uma filtração mecânica (filtro de areia). Deste tanque, a água é encaminhada para outro tanque de armazenamento (*Makeup 1*), podendo também ser direcionada para o sistema do maior aquário da instituição, o *Tanque Oceânico*.

No tanque *Makeup 1*, a água também se encontra em constante movimento e está conectado a um tanque extra de recirculação. A água atravessa um permutador de calor, filtração biológica e filtração mecânica composta por três filtros de areia. Esta água é direcionada para a maioria dos tanques de água marinha presentes, podendo também ser encaminhada para os resíduos (Figura 9).

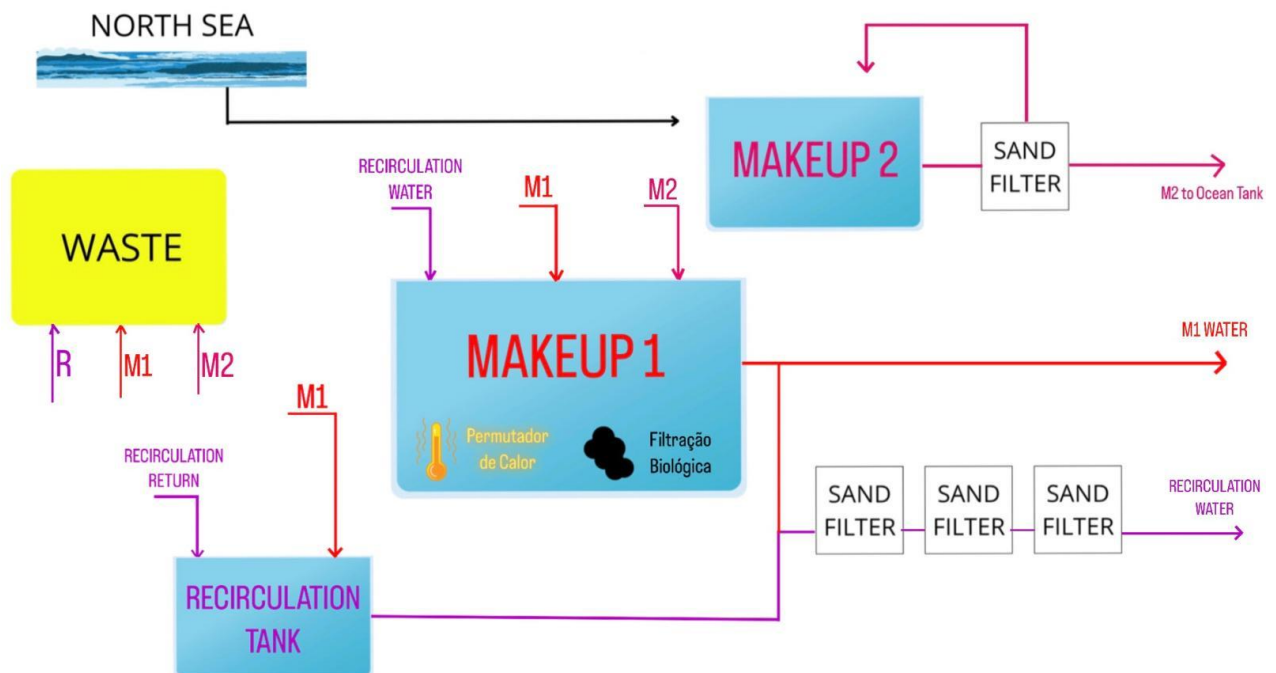


Figura 9. Esquema de captação, armazenamento e distribuição de água marinha. Fonte: Elaboração própria com uso da ferramenta Canva.

3.2 Água Doce

A água utilizada nos sistemas de água doce provém diretamente da rede pública holandesa, o que a torna uma base apropriada para utilização em aquários, uma vez que

cumpra os padrões de qualidade e segurança definidos para consumo humano nos Países Baixos (RIVM, 2018).

3.3 Osmose Inversa

A água por osmose inversa é produzida através de um processo físico no qual a água é pressionada através de uma membrana semipermeável, retendo a maior parte dos solutos dissolvidos, como sais, metais pesados, compostos orgânicos e outros contaminantes, permitindo obter uma água de elevada pureza (Figura 10).



Figura 10. Equipamento de osmose inversa utilizado na produção de água purificada

Este tipo de água é vantajosa em sistemas fechados que requerem um controlo rigoroso da qualidade da água, consoante as exigências específicas das espécies mantidas (Biesheuvel et al., 2021).

No Sea Life Scheveningen, existem dois tanques de armazenamento de água preparada por osmose inversa: um destinado a água doce e outro a água marinha (posteriormente preparada através da adição de sais específicos à água pura).

Esta água não é utilizada em todos os sistemas, sendo reservada para aquários onde se mantêm espécies mais sensíveis, como por exemplo cavalos-marinhos (*Hippocampus erectus*) e medusas (*Aurelia aurita*), que requerem parâmetros de água mais estáveis.

Em alguns sistemas de água doce também é utilizado este tipo de água, permitindo manter baixos teores de elementos dissolvidos, e facilitando por exemplo, a obtenção de valores de pH mais reduzidos, conforme as necessidades ecológicas de determinadas espécies tropicais.

4. Sistemas de Suporte de Vida

Os Sistemas de Suporte de Vida (SSV) são essenciais para manter condições estáveis e adequadas à sobrevivência dos organismos aquáticos em aquários. Englobam diversos equipamentos que em conjunto, asseguram a qualidade da água e o bem-estar dos animais (Henry et al., 2020).

Em tanques de menor dimensão, a filtração nesta instituição é frequentemente realizada através de filtros biológicos, escumadores de proteínas e lâmpadas UV. Já em tanques de maiores dimensões, além dos equipamentos mencionados, são utilizados filtros de areia, filtros de esferas e escumadores de superfície.

4.1 Componentes Gerais

De forma geral, a maioria dos sistemas desta instituição possui:

- **Bombas de Circulação:** Responsáveis pela movimentação contínua da água, garantindo a distribuição de nutrientes e gases dissolvidos, assim como a remoção de resíduos. Algumas bombas também criam correntes específicas, essenciais para certas espécies. O estágio permitiu-me conhecer melhor o funcionamento de diferentes bombas e participar na limpeza e manutenção destas, uma vez que devido à acumulação frequente de calcário, a sua eficácia diminuía.
- **Arejamento:** Processo que consiste na difusão de ar no tanque, podendo ser superficial ou em profundidade e com diferentes níveis de potência adequados às necessidades de cada espécie. Promove a oxigenação da água e pode criar correntes

benéficas para algumas espécies que dependem de fluxos específicos para a sua locomoção, como por exemplo as medusas (Figura 11) que necessitam de fluxos circulares no aquário (Merck Veterinary Manual, 2023). No decorrer do estágio, o arejamento era maioritariamente desligado em momentos de intervenção nos tanques, como durante sifonagens ou alimentações, de forma a garantir melhor visibilidade e segurança na execução das tarefas. Participei em testes pontuais de regulação do arejamento, ajustando a intensidade de difusão conforme as necessidades de espécies.

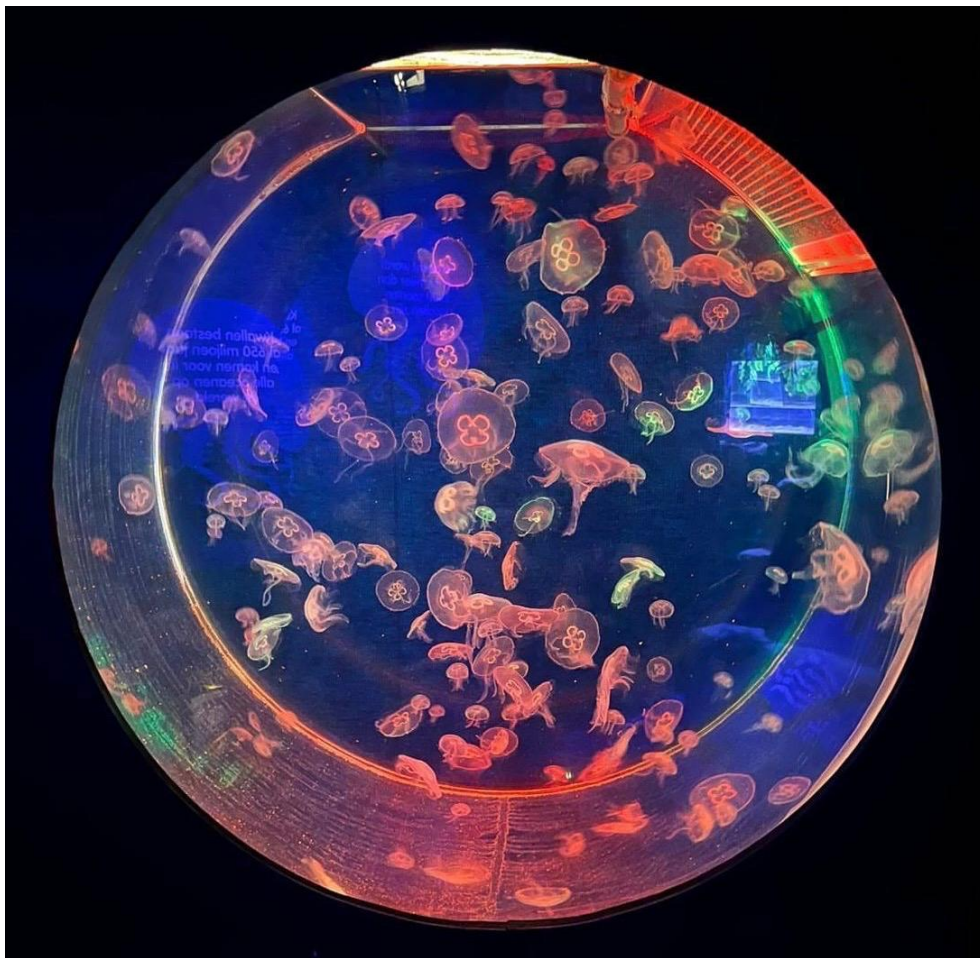


Figura 11. Tanque circular com fluxo controlado, utilizado para a manutenção de medusas

- **Permutadores de Calor:** Dispositivos que regulam a temperatura da água através da troca de calor entre dois fluidos que não se misturam, podendo aquecer ou arrefecer a água, mantendo as condições térmicas ideais para os organismos. A eficiência destes permutadores depende do material de construção, design e fluxo dos fluidos (SPX FLOW, n.d.).

- Iluminação: Fundamental para regular os ciclos diurnos e noturnos dos organismos, sendo crucial para espécies fotossintéticas como os corais. O espectro e a intensidade da luz devem ser ajustados conforme as necessidades específicas de cada tanque. Neste SL, a maior parte da iluminação funciona com temporizadores sendo automaticamente controlada.

5. Filtração da Água

A filtração da água é um processo baseado na remoção de resíduos, de forma a manter uma boa qualidade da água e um ambiente estável para os habitantes do aquário. A ausência de uma filtração eficaz pode levar à acumulação de compostos tóxicos, afetando negativamente a saúde dos organismos aquáticos (Zhang et al., 2024).

5.1 Filtração Mecânica

Summerfelt (2006) discute que a filtração mecânica é particularmente importante em sistemas de recirculação, uma vez que permite a remoção precoce de sólidos, minimizando a sua degradação e conseqüente sobrecarga da filtração biológica e química.

A escolha do tipo de filtro a utilizar pode depender de diversos fatores como: tamanho do aquário, biomassa, tipo de organismos presentes, design de sistema, rotinas de manutenção e limpeza, entre outros.

Nesta instituição, alguns dos filtros mecânicos, incluem:

- Mangas de filtração: Normalmente compostas por materiais sintéticos com diferentes níveis de porosidade, permitindo a retenção de partículas em suspensão (Figura 12). Contribui para a claridade da água e um dos principais benefícios, como referem Summerfelt e Vinci (2008) é a sua facilidade de substituição e manutenção. Durante o estágio, participei ativamente na substituição e limpeza regular destas mangas, uma vez que, com a acumulação de detritos e matéria orgânica, a sua eficiência diminuía.



Figura 12. Exemplo de uma manga de filtração existente no SLS

- Filtros de esponja: São eficazes principalmente em sistemas de pequena escala. Consistem numa estrutura de esponja porosa que retém partículas em suspensão como restos de alimentos, excrementos e detritos (Figura 13). Além disso, a superfície da esponja proporciona uma área ideal para a colonização de bactérias nitrificantes, permitindo também a filtração biológica.



Figura 13. Uso de esponjas para filtração da água

- Escumador de Proteínas: Equipamento em que a água é misturada com bolhas de ar promovendo a remoção de compostos orgânicos dissolvidos através da formação de espuma, que é posteriormente recolhida num corpo coletor. Este processo é eficaz na

remoção de resíduos antes que se decomponham em compostos tóxicos (Summerfelt, 2006). Este equipamento pode apresentar diferentes tamanhos, ajustados ao tipo de sistema.

- Filtros de areia: Importantes pela eficácia na remoção de partículas em suspensão. O seu princípio de funcionamento baseia-se na passagem da água através de camadas de areia e gravilha com diferentes granulometrias, onde as partículas sólidas são fisicamente retidas nos interstícios do meio filtrante.

Quando o filtro começa a perder eficiência (geralmente observado por uma redução do caudal e aumento da pressão), é realizado um *backwash*, processo de inversão do fluxo que remove os resíduos acumulados e restaura a capacidade do filtro (Figura 14). Aprendi a realizar este procedimento, compreendendo o processo em si e os restantes mecanismos envolvidos no funcionamento dos filtros de areia. Esta experiência prática permitiu-me relacionar diretamente a manutenção destes filtros com a estabilidade da qualidade da água nos diferentes sistemas.

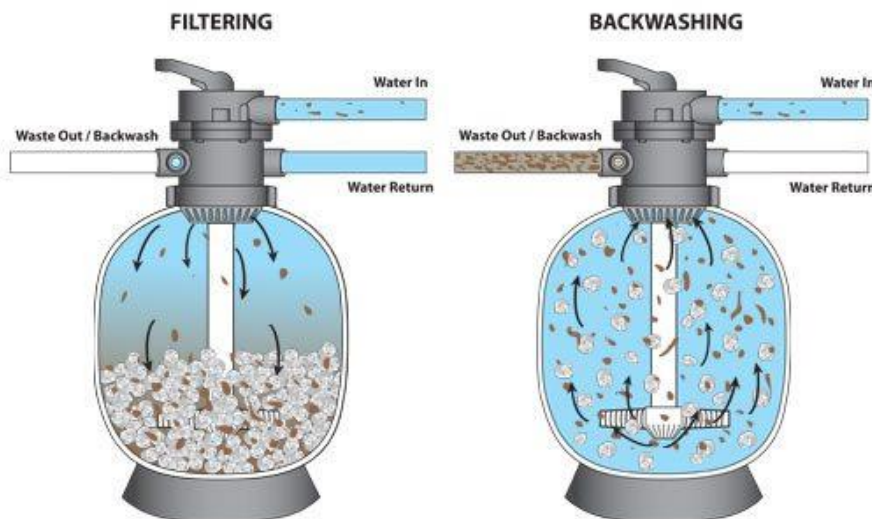


Figura 14. Representação de um filtro de areia utilizado na remoção de partículas em suspensão, com destaque para o processo de “backwash” (inversão do fluxo). Fonte: Open Source Ecology (2018), Pool Filter. https://wiki.opensourceecology.org/wiki/Pool_Filter

- Filtros de esferas: Também conhecidos por *bead filters*, são sistemas de filtração híbrida que combinam a filtração mecânica e biológica no mesmo equipamento.

O seu funcionamento baseia-se em pequenas esferas plásticas flutuantes, geralmente feitas de polietileno, que formam uma massa densa, capaz de reter partículas em suspensão e servir de suporte para bactérias nitrificantes. (Figura 15).

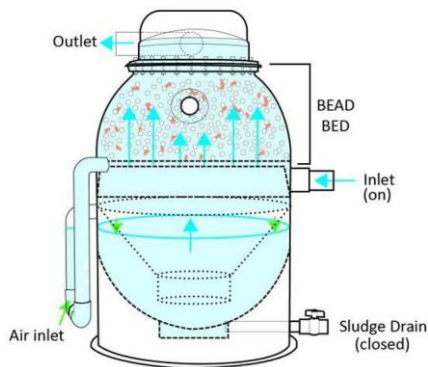


Figura 15. Processo de filtração de um filtro de esferas (bead filter). Fonte: Aquatic Systems Technologies (s.d.). AST Filters. <https://astfilters.com/aquatic-systems/support/high-profile-polygeyser-filter-resources/high-profile-polygeyser-operation-backwash/>

Para manter a eficácia do filtro, é também necessário realizar periodicamente o processo de lavagem reversa (*backwash*), invertendo temporariamente o fluxo da água para libertar e remover os resíduos acumulados entre as esferas. Este procedimento impede a obstrução do meio filtrante e garante que a filtração mecânica e biológica, continuem a funcionar de forma eficiente (Summerfelt, 2006).

- Escumadores de superfície: Principalmente presentes em tanques de maiores dimensões, removem o biofilme que se forma na superfície da água, composto por microrganismos e compostos orgânicos, melhorando as trocas gasosas e a penetração da luz (Figura 16).



Figura 16. Exemplo de um escumador de superfície existente no SLS

Para além destes, podem ainda fazer parte da filtração mecânica, exemplos como filtros de cartucho, filtros em fibra de vidro, filtros ciclônicos, filtros tambor, carvão ativo, entre outros (Pan et al., 2022).

5.2 Filtração Biológica

Como menciona Malone e Pfeiffer (2006), a filtração biológica tem a particularidade de não remover compostos da água, mas sim converter formas mais tóxicas (amónia e nitritos) em substâncias menos tóxicas (nitratos), sendo a presença de filtros biológicos essencial para manter a qualidade da água em sistemas fechados.

A atividade de bactérias nitrificantes, como *Nitrosomonas* spp. e *Nitrobacter* spp., é responsável pela conversão de amónia (NH_3), resultante da decomposição de matéria orgânica e excreções dos organismos do aquário, primeiramente em nitritos (NO_2^-) e depois em nitratos (NO_3^-) que podem ser utilizados como nutrientes ou transformados em gases facilmente expelidos do sistema. Estas bactérias colonizam superfícies porosas de meios filtrantes, sendo exemplos comuns as biobolas (Figura 17).



Figura 17. Exemplo filtração biológica existente no SLS

5.3 Filtração Química

Embora não utilizada nesta instituição, a filtração química também pode ser implementada para remover compostos dissolvidos na água. Esta pode ocorrer com o auxílio de diferentes compostos, tais como:

- Ozono: Gás normalmente injetado nos escumadores de proteínas, que altera a estrutura dos compostos orgânicos através da eliminação de bactérias e parasitas. Este gás deve ser usado com precaução, sendo de extrema importância que não esteja presente na água quando esta voltar ao aquário (Schroeder et al., 2010).

Pode também ser utilizada uma torre de contacto de ozono, consistindo numa torre com duas divisões, onde num dos lados é injetado ozono diretamente na água e ao passar para o outro lado, através de uma queda em cascata, vai ocorrer uma desgaseificação, permitindo a libertação do ozono (Kuhn et al., 2017).

5.4 Desinfecção

Na maior parte dos sistemas deste SL, fazem parte lâmpadas UV para a desinfecção da água. Estas emitem radiação ultravioleta com energia suficiente para matar microrganismos patogénicos, melhorando a qualidade da água.

A eficácia deste método depende da intensidade e do tempo de exposição da luz UV (Bolton & Linden, 2003). Na Figura 18 é possível observar um equipamento de desinfecção UV, com duas conexões: no lado direito, a entrada de água proveniente do sistema; e no lado esquerdo, a saída de água esterilizada direcionada ao aquário.



Figura 18. Exemplo de mecanismo de desinfecção da água através de luz UV

6. Painel Central de Controlo

Este painel monitoriza e controla o funcionamento da maioria dos equipamentos ligados aos sistemas, assim como os níveis de água, temperaturas e outros parâmetros essenciais. Caso algum dos valores registados fuja do padrão estipulado, é automaticamente acionado um alarme local e enviado um alerta para o telemóvel pessoal do aquarista.

7. Trabalho Prático

Diariamente, o trabalho prático nesta instituição varia de acordo com a função atribuída ao aquarista, sendo designada uma secção específica em que este se vai focar e desenvolver as tarefas.

A equipa de aquaristas cumpre um horário de trabalho uniforme, com início às 08h00 e término às 16h30. Ainda, a equipa dispõe de dois intervalos: uma pausa matinal de trinta minutos (das 10h30 às 11h00) e a pausa para almoço (das 13h30 às 14h00).

Ao chegar ao local de trabalho, poderá ser atribuída uma das seguintes divisões:

- *Center*: designação que se refere ao cuidado da maioria dos aquários interiores da instalação.
- *PO (Penguins and Otters)*: secção dedicada exclusivamente aos pinguins e lontras.
- *ZP*: derivado da palavra em holandês: *Zeepaardje*, que se traduz para cavalo-marinho, nesta secção o aquarista será responsável por todos os aquários com estes organismos e alguns outros considerados de maior sensibilidade.
- *Available*: onde o aquarista se encontra disponível para executar diversas tarefas.
- Análises de água: na qual o aquarista será responsável pela análise da qualidade da água de todos os aquários.

Ao longo do estágio, participei ativamente em todas as divisões, com maior envolvimento nas secções *Center*, *PO (Penguins and Otters)* e *Available*.

Colaborei em tarefas práticas como alimentação, limpeza, monitorização de sistemas de suporte de vida, análise de água e atividades de enriquecimento ambiental, assumindo responsabilidades específicas em cada divisão conforme necessário.

7.1 Divisão *Center*

7.1.1 Descrição

Esta divisão abrange o cuidado da maioria dos organismos presentes no aquário, com exceção dos pingüins, lontras e alguns aquários com espécies mais sensíveis, como cavalos-marinhos e medusas. Confere ao aquarista a responsabilidade de gerir aquários com diferentes tipos de água, sistemas e exigências específicas dos animais.

7.1.2 Rotinas

Nesta divisão, o dia de trabalho do aquarista começa com a verificação e registo da temperatura de todos os frigoríficos e congeladores, assim como da água de todos os aquários e tanques presentes.

Durante esta etapa matinal é adicionalmente verificado o estado de saúde dos animais e a necessidade de qualquer tipo de limpeza nos componentes dos aquários: vidros, substratos, rochas, paredes, plantas, sistemas de filtragem, etc.

Os vidros subaquáticos são limpos diariamente com a utilização de escovas, esponjas, esfregões ou ímanes. O íman, por sua vez, é introduzido no interior e controlado pelo exterior, permitindo alcançar todas as zonas dos vidros (Figura 19).



Figura 19. Íman de limpeza utilizado no acrílico de um aquário

Sifonagens são também realizadas diariamente, de forma a remover resíduos orgânicos e detritos. Utilizam-se sifões de diferentes tamanhos e com diferentes pontas,

adequados aos diversos substratos existentes. A maioria dos aquários dispõe de um sistema de recuperação de água durante a operação.

Os tanques de maior dimensão, para otimizar a limpeza e sifonagem de todo o substrato, requer que o aquarista entre fisicamente nos tanques (Figura 20). Todos os aquários sifonados são registrados semanalmente, garantindo que toda a equipa esteja informada sobre os tanques com maior necessidade de limpeza.



Figura 20. Sifonagem do Tanque do Mar do Norte

O Tanque Oceânico, devido à sua profundidade de três metros e grande área de superfície, exige um tipo de limpeza mais complexo. Para este aquário, são realizadas periodicamente intervenções que envolvem mergulhadores para sifonar o substrato, limpar paredes, rochas e corais.

Os componentes dos filtros são limpos periodicamente, com especial atenção aos copos dos escumadores de proteínas. Estes removem compostos orgânicos dissolvidos e em suspensão antes que se decomponham, e devem ser limpos regularmente para manter a sua eficiência máxima (Linn et al., 2021).

A preparação de dietas e a alimentação dos animais representa uma das principais tarefas desta divisão, sendo ambas administradas de manhã e de tarde, ocupando grande parte do dia e mencionadas com mais detalhe no decorrer do relatório.

No final do dia, o aquarista deve proceder à limpeza da cozinha e dos materiais utilizados e registar a alimentação e o comportamento dos animais. Por último, deve efetuar uma inspeção final de todos os aquários e sistemas de suporte de vida, sendo esta verificação denominada de *Check Round*, com especial atenção a:

- Observação do estado dos animais e controlo de mortalidades: Esta monitorização é crucial para prevenir a propagação de patologias.
- Verificação de sistemas e aquários: Inclui a inspeção do funcionamento de bombas de circulação, filtros, iluminação, arejamento e níveis de água.
- Controlo de portas: Assegurando que todas as portas de acesso e segurança estão trancadas.

7.1.3 Alimentação

A alimentação é uma necessidade fundamental para qualquer ser vivo, constituindo uma das tarefas mais importantes a realizar em aquários públicos. É crucial que a alimentação não seja apressada, sendo da responsabilidade do aquarista observar e analisar o comportamento dos animais durante este processo (OIE, 2023).

Toda a alimentação no SLS é preparada na parte da manhã e administrada ao longo do dia aos respetivos animais. Esta divide-se em três fases: na parte da manhã, durante a qual é administrada a alimentação da maioria dos aquários de menor porte, incluindo animais de diferentes áreas temáticas e taxonomias. Já durante a tarde, procede-se à alimentação do Tanque do Mar do Norte, onde a alimentação dos elasmobrânquios é complementada por uma apresentação direcionada aos visitantes (Figura 21). Por fim, ocorre a alimentação do Tanque Oceânico, onde são alimentados todos os organismos presentes no maior aquário do centro.



Figura 21. Alimentação de organismos presentes no Tanque do Mar do Norte

A maioria dos organismos tem a oportunidade de se alimentar diariamente, sendo alimentados uma vez por dia. Contudo, devido à biologia específica de cada espécie, alguns animais diferem da norma, podendo ficar dias seguidos sem comer, enquanto outros podem comer mais do que uma vez por dia.

Exceções à norma incluem:

- O jacaré (*Caiman latirostris*), que é alimentado idealmente duas vezes por semana, sem dias específicos, dada a imprevisibilidade da sua necessidade alimentar.
- A tartaruga-marinha-verde (*Chelonia mydas*) que possui uma dieta maioritariamente herbívora, sendo alimentada quatro vezes por dia.

- O polvo (*Octopus vulgaris*) que é alimentado em dias alternados, com uma dieta principalmente de crustáceos.
- Os Pacus (*Colossoma macropomum*), um tipo de peixe de água doce tropical com uma dieta principalmente herbívora, alimentados duas vezes por dia com diversas frutas e vegetais. A sua alimentação constitui uma apresentação expositiva para o público, onde é possível assistir e alimentar estes organismos.

Dada as aptidões e necessidades alimentares distintas dos organismos, existem vários tipos de alimentação e de vários tamanhos para cada tipo de animal, que variam entre pescado, rações, flocos, marisco, verduras e alimento vivo.

- Pescado: É o tipo de alimento mais comum no SLS, sendo também de fácil aceitação para quase todos os animais. O pescado utilizado é muito variável e alguns exemplos incluem sardinha, espadilha, lulas, cavala e arenque.
- Rações: Estas são atribuídas principalmente a peixes de água doce. As rações comerciais para peixes oferecem uma fórmula nutricional equilibrada que se adapta às necessidades específicas de diversas espécies aquáticas. A sua disponibilidade em diferentes granulometrias, amplia a gama de animais que podem beneficiar do alimento, garantindo uma dieta que promove tanto o crescimento, como a saúde dos organismos.
- Flocos: Estes desempenham um papel crucial como complemento de dieta, ou por vezes, como alimento único para peixes de pequeno porte. Dada a facilidade de ingestão e a sua composição nutricional equilibrada, são utilizados regularmente como alimento essencial para peixes, que por vezes têm dificuldade em alimentar-se de outros tipos de alimento. Anos de investigação têm contribuído para o desenvolvimento de formulações que os tornam bem aceites por este grupo de animais (Webster & Lim, 2002).

- Alimento congelado para espécies de pequeno porte: Constitui um alimento amplamente utilizado na aquicultura e em aquários públicos, sendo particularmente indicado para juvenis e peixes carnívoros devido ao alto valor nutricional e facilidade de digestão (Lavens & Sorgeloos, 1996). Apresenta uma variedade de zooplâncton e permite atender às diferentes necessidades dietéticas de diversas espécies. Nesta instituição é utilizado *Artemia* sp., *Mysis*, *Krill pacifica*, *Krill superba* e larvas de mosquito (*bloodworms*).
- Crustáceos e Marisco congelado: Elemento principal na dieta da maioria dos animais, sendo principalmente utilizado mexilhão e camarão, cortados em pequenos pedaços. No entanto, também são fornecidas gambas e caranguejos para alguns animais específicos, como o polvo.
- Legumes e frutas: Maioritariamente presentes na alimentação de organismos herbívoros, sendo importante para o fornecimento de vitaminas, fibras e minerais essenciais (Gatlin et al., 2007).

Adicionalmente, é utilizado um composto rico em macroalgas, spirulina, fibras e ingredientes naturais com elevada digestibilidade, denominado de *Grazing Diet*, sendo destinado principalmente a peixes com uma dieta baseada em pastagem contínua, que se alimentam ao longo do dia de algas, biofilme e outros microrganismos presentes nas superfícies do tanque (Figura 22).

Muitos peixes, incluindo os de dieta carnívora, podem complementar a sua alimentação com *Grazing Diet*, beneficiando da diversidade nutricional e da estimulação comportamental associada a este tipo de alimento (Vitalis Aquatic Nutrition, 2023).



Figura 22. Peixes de águas marinhas tropicais alimentando-se de *Grazing Diet*

- É essencial fornecer um reforço vitamínico a alguns animais, sendo esta suplementação crucial para prevenir deficiências nutricionais, promover um crescimento saudável, fortalecer o sistema imunitário e otimizar a reprodução (NRC, 2011). Dependendo do tipo de animal, o reforço pode envolver diferentes tipos de vitaminas.

Na alimentação de peixes teleósteos marinhos, devido à presença de animais com diferentes tamanhos, existe uma ordem pela qual são alimentados, começando pelos peixes de maiores dimensões, seguindo-se os peixes de menores dimensões, de forma a garantir que a maioria se alimente.

O grupo dos elasmobrânquios, constituído por diferentes espécies de raias e tubarões, normalmente aproximam-se do aquarista e são alimentados com o auxílio de uma vara (Figura 23).

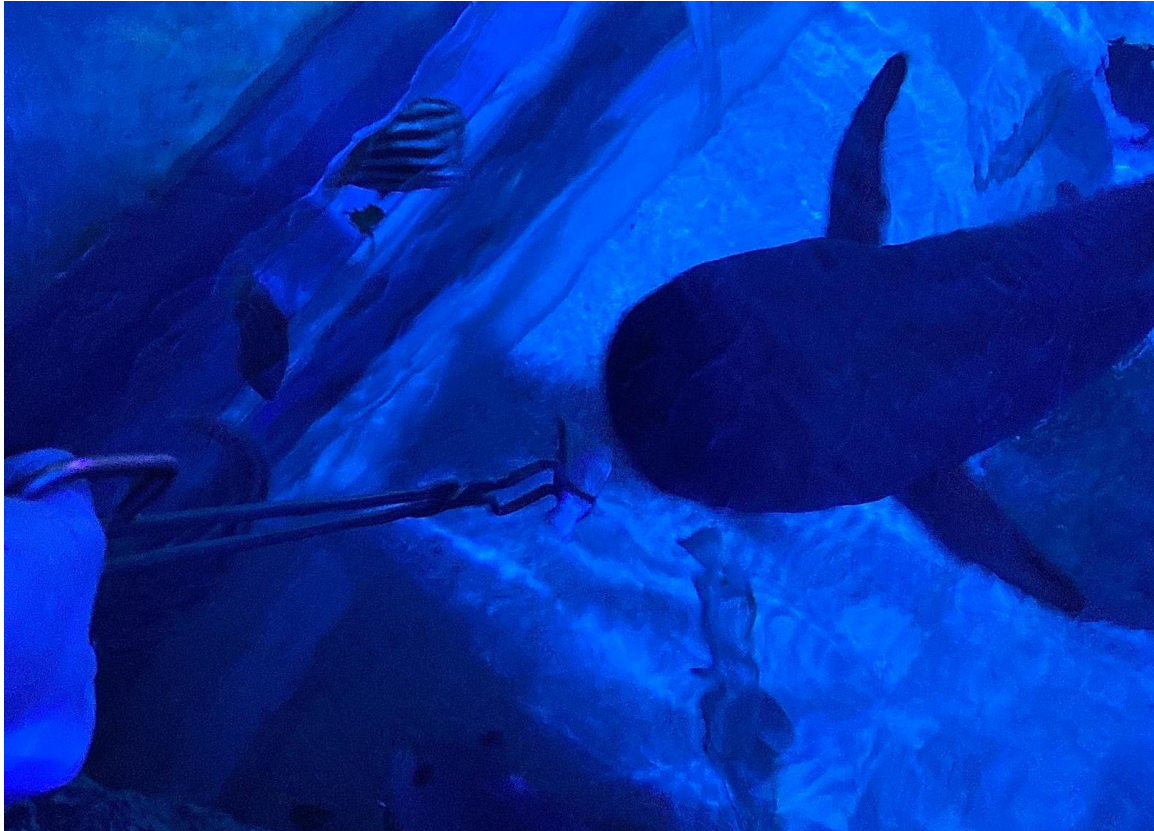


Figura 23. Aquarista a alimentar um tubarão-de-pontas-negras (*Carcharhinus melanopterus*), com auxílio de uma pinça de alimentação

A alimentação destes animais baseia-se em três tipos de pescado: lulas, um tipo de peixe branco (maioritariamente *whiting*) e um peixe oleoso, normalmente cavala ou sardinha. Todos os elasmobrânquios recebem adicionalmente um suplemento vitamínico por dia, essencial para a manutenção da sua saúde.

Quanto à alimentação da tartaruga-marinha (*Chelonia mydas*), esta é alimentada à mão (Figura 24) ou por vezes o alimento é disperso pelo tanque.



Figura 24. Tartaruga-marinha-verde (*Chelonia mydas*) alimentada à mão no SLS

Para complementar a dieta, todos os dias é atribuído um gel de 100 gramas, rico em biotina e cálcio, importante para o desenvolvimento ósseo e a saúde da carapaça, sendo ainda fornecidas duas vitaminas essenciais, que promovem a saúde geral e o fortalecimento do sistema imunitário. Sempre que ocorre suplementação alimentar, esta é atribuída com prioridade.

Outra espécie treinada para alimentação individual é a garoupa-gigante (*Epinephelus lanceolatus*). Este organismo deteta o aquarista no topo do aquário e nada à superfície em busca de alimento. São normalmente atribuídas cabeças de cavala e de outros peixes, ou até mesmo o peixe completo, que a garoupa irá ingerir de uma só vez através de sucção direta.

O jacaré (*Caiman latirostris*) é normalmente alimentado através da técnica de *target feeding*, na qual o animal é condicionado a seguir um alvo visual (*target*), permitindo o controlo individualizado da ingestão alimentar (Figura 25). A dieta desta espécie em cativeiro é composta maioritariamente por truta, frango e peixe-ruivo, podendo ainda incluir outros alimentos como outros peixes oleosos ou carnes magras. Este organismo é também suplementado com vitaminas para compensar eventuais carências nutricionais.

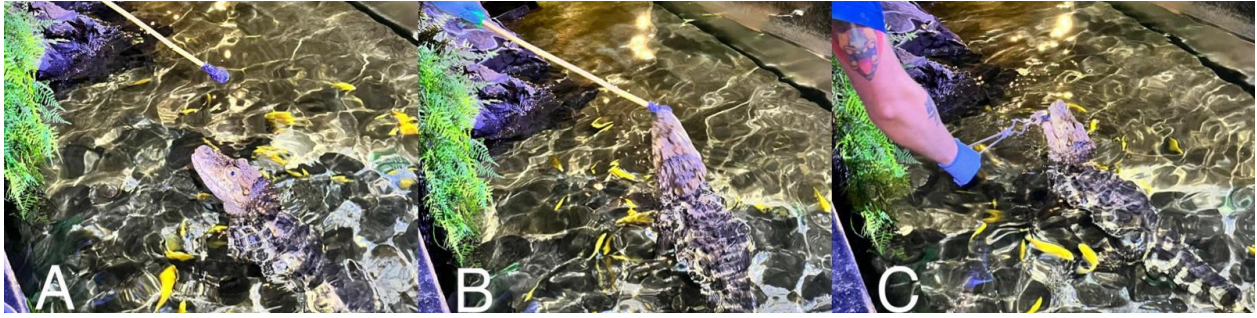


Figura 25. Treino alimentar do jacaré com recurso a *target feeding*: (A) O animal observa o alvo visual (*target*); (B) contacto direto com o *target*, marcando a resposta desejada; (C) ingestão do alimento como forma de recompensa.

7.1.4 Reprodução

Nesta divisão, a reprodução dos organismos poderá ocorrer de diversas formas, sendo crucial a compreensão e gestão dos diferentes modos reprodutivos para otimizar as taxas de reprodução dos organismos.

A oviparidade é o modo mais comum em peixes, onde as fêmeas libertam ovos não-fecundados ou fecundados para a água. Estes ovos podem ser pelágicos (flutuantes), demersais (assentam no fundo), adesivos ou protegidos por estruturas. Nesta instituição este modo reprodutivo inclui a maioria dos peixes teleósteos marinhos e de água doce. Nos aquários, a eclosão de ovos pode ser observada em sistemas controlados ou ocorrer naturalmente nos tanques de exposição.

A viviparidade, sendo menos comum em peixes, caracteriza-se pelo desenvolvimento do embrião dentro do corpo materno, com a obtenção de nutrientes diretamente da mãe, resultando no nascimento de juvenis já formados.

Existe também a ovoviparidade, na qual os embriões se desenvolvem dentro de ovos, que permanecem dentro do corpo da mãe, sem ligação placentária direta. Os nutrientes são obtidos do saco vitelino do ovo, e os juvenis nascem vivos.

É importante notar que nem todas as reproduções são controladas, podendo existir peixes que se multiplicam naturalmente nos tanques. Normalmente, o controlo reprodutivo é mais difícil em peixes de pequeno porte, devido à grande taxa de reprodução e ao menor tamanho dos ovos/larvas. Da mesma forma, tanques de maiores dimensões apresentam uma maior dificuldade no controlo e monitorização da reprodução, devido à vasta área e complexidade do ecossistema simulado.

No Sea Life Scheveningen, as raias presentes representam um exemplo de reprodução mais controlada, em que estas colocam ovos que são recolhidos e transferidos para a quarentena, em tanques com condições otimizadas para observação e desenvolvimento.

Após a eclosão, as raias juvenis permanecem na quarentena para assegurar um desenvolvimento adequado e a capacidade de alimentação autónoma. Em casos de inapetência, é realizada uma alimentação forçada (*force-feeding*) para garantir a nutrição do animal (Figura 26).



Figura 26. Alimentação forçada de uma raia juvenil no SLS

7.2 Divisão PO (*Penguins and Otters*)

7.2.1 Descrição

Nesta divisão, o aquarista trabalha exclusivamente com pinguins-de-Humboldt (*Spheniscus humboldti*) e lontras-anãs-asiáticas (*Aonyx cinereus*).

Existem atualmente seis pinguins, constituindo três casais reprodutores. Cada pinguim é identificado por um nome próprio e por bandas de identificação de cores distintas situadas nas asas. O vermelho designa as fêmeas, e a cor azul os machos, adicionalmente, cada casal possui uma cor específica para diferenciação (Tabela 1).

Tabela 1. Registo de identificação dos pinguins por cores e correspondência nominal

Nome	Cor	Cor
Plofje		
Jules		
Locke		
Outro		
Alfred		
Oscar		

Quanto às lontras, estas apresentam normalmente um par composto por um indivíduo de cada sexo (Figura 27) e, para evitar reprodução indesejada, estes animais poderão estar submetidos a procedimentos de castração.



Figura 27. Maya e Milo, respetivamente, presentes no Sea Life Scheveningen

7.2.2 Rotinas

A limpeza dos habitats destes organismos é efetuada diariamente, sempre com a utilização de equipamento de proteção individual, como luvas. Esta limpeza engloba tarefas como a lavagem de rochas e cascatas, remoção de algas, revolvimento da areia e a manutenção estética e higiénica dos habitats para o bem-estar dos animais.

O aquarista deve promover diariamente o enriquecimento ambiental no habitat das lontras, através da adição de diversos objetos como brinquedos, madeiras, troncos e rochas,

ou pela alteração dos componentes existentes. A própria rotina de alimentação pode incluir diversas formas de enriquecimento ambiental, que o aquarista deve previamente preparar.

A preparação das dietas e a alimentação destes organismos ocupa uma parte significativa do dia de trabalho, uma vez que as lontras são alimentadas cinco vezes ao dia e os pinguins em três ocasiões. Em dois momentos da alimentação, ocorre uma apresentação direcionada ao público.

No final do dia, o aquarista deve registrar a quantidade de alimento consumida por cada organismo, os suplementos e vitaminas administrados, e quaisquer comportamentos diários relevantes observados nestes animais.

7.2.3 Alimentação

Os pinguins são alimentados três vezes por dia, sempre à mão (Figura 28). A dieta destes animais é constituída exclusivamente de peixes pelágicos, sendo principalmente fornecido capelim (*Mallotus villosus*), sardinhas (*Sardina pilchardus*), arenque (*Clupea harengus*), espadilha (*Sprattus sprattus*), entre outros.

Diariamente, cada pinguim deve receber um suplemento vitamínico para garantir a ingestão de micronutrientes vitais e fortalecer o sistema imunitário (Bos et al., 2018). Ainda, todas as quintas-feiras, estes recebem uma dose de medicação antimalárica, uma medida crucial em populações de pinguins em cativeiro para mitigar o risco de *Plasmodium* spp. e outras infecções (Scala et al., 2023).



Figura 28. Alimentação de pinguins-de-Humboldt (*Spheniscus humboldti*) pelo estagiário

Quanto às lontras, estas são alimentadas cinco vezes por dia. A quantidade diária de alimento atribuída a cada lontra é determinada com base no seu peso corporal, na qual devem consumir aproximadamente 20% do seu peso corporal para manter uma condição física ideal.

A dieta das lontras é diversificada, de modo a evitar que estas se habituem a consumir apenas os alimentos mais palatáveis, mantendo assim uma alimentação ajustada às suas exigências nutricionais. Alguns dos principais componentes incluem truta, carne de cavalo desfiada, camarão, mexilhão, *pangasius* e alguns vegetais.

A alimentação das lontras pode ser efetuada de diversas formas: recorrendo à utilização de instrumentos de enriquecimento ambiental; pela simples atribuição do alimento, em que estes organismos observam e detetam olfativamente a localização do alimento; ou através de treino, onde o aquarista utiliza um *target* e um sinal audível.

Normalmente, estes treinos têm como objetivo habituar as lontras à presença humana, podendo assim auxiliar em tarefas diárias, como a observação do estado de saúde através do toque ou a realização de pesagens. Durante o treino, é oferecida alimentação como reforço positivo (Figura 29).



Figura 29. Alimentação de uma lontra-anã-asiática (*Aonyx cinereus*) com recurso a treino

7.2.4 Reprodução

Para os pinguins-de-Humboldt (*Spheniscus humboldti*), a época de reprodução principal inicia-se tipicamente entre março e abril, embora a data exata possa variar dependendo do comportamento individual das aves. É importante notar que a espécie pode ter duas épocas reprodutivas ao longo do ano, com a segunda ocorrência geralmente entre outubro e novembro. Durante este período, cada casal de pinguins constrói ninhos com materiais como palhas, plantas e pequenas rochas (Animal Diversity Web, 2025).

Neste Sea Life, foi possível observar a nidificação em duas épocas distintas, em que é fundamental uma observação atenta durante estes meses, uma vez que o apetite e o comportamento geral dos pinguins podem variar significativamente. As limpezas devem ser realizadas com maior atenção, de modo a não interferir nos ninhos.

Durante a realização do estágio, não foi possível observar a postura de ovos, embora neste centro, os pinguins já se tenham reproduzido anteriormente, existindo membros familiares na colônia atual.

A reprodução destes pinguins envolve a cópula, em que o macho monta a fêmea (Figura 30). Os ovos podem surgir logo no início da época de reprodução em abril, sendo que as últimas posturas ocorrem normalmente em julho. Todos os ovos devem ser registados e verificados para a presença de vascularização, o que permite determinar a sua fertilidade e gerir adequadamente a incubação (Animal Diversity Web, 2025).

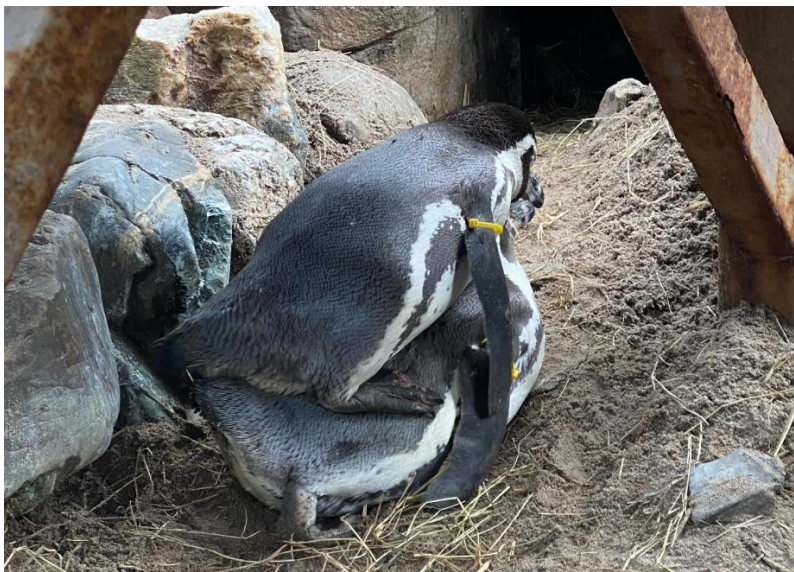


Figura 30. Copulação de pinguins-de-Humboldt no Sea Life Scheveningen

Estes animais passam ainda por um processo anual de muda de penas (*moulting*), sendo um processo fisiológico que geralmente ocorre uma vez por ano, normalmente de duas a quatro semanas, durante as quais os pinguins perdem todas as suas penas velhas e desenvolvem uma nova plumagem densa e impermeável (Otsuka et al., 1998). Neste aquário, a época de muda iniciou-se em julho, exigindo uma monitorização mais rigorosa do bem-estar e da nutrição dos animais neste período.

Relativamente à reprodução das lontras-anãs-asiáticas (*Aonyx cinereus*), a gestão reprodutiva desta espécie em cativeiro está associada a diversos desafios e requer um acompanhamento veterinário rigoroso para assegurar o bem-estar destes animais. Contudo, neste centro, os exemplares são geralmente submetidos a procedimentos contraceptivos como implantes hormonais (Cowl et al., 2025).

Na natureza, esta espécie de mamíferos é monogâmica e forma pares permanentes. Atingem a maturidade sexual por volta dos dois anos de idade e a reprodução pode ocorrer durante todo o ano, embora seja mais frequente em determinadas estações dependendo da região geográfica.

O período de gestação dura aproximadamente dois meses, com uma média de dois a três filhotes por ninhada. Os filhotes nascem cegos e indefesos, pesando cerca de 50 gramas, e dependem inteiramente dos pais para sobreviver. Tanto o macho quanto a fêmea participam ativamente na criação do exemplar, construindo ninhos e ensinando as crias a nadar e caçar (IUCN, 2015).

7.3 Divisão ZP (*Zeepaardje*)

7.3.1 Descrição

Nesta divisão, o aquarista é principalmente responsável pela manutenção e gestão de diversos aquários dedicados a cavalos-marinhos. Especificamente da espécie *Hippocampus erectus*, nativa de águas tropicais e subtropicais do Oceano Atlântico e da espécie *Hippocampus abdominalis*, proveniente de regiões temperadas da Austrália e Nova Zelândia, sendo uma das maiores espécies de cavalo-marinho conhecidas (Lourie et al., 2014).

A gestão destas espécies abrange exemplares adultos e juvenis, que frequentemente resultam de programas de reprodução internos ou são provenientes de outros aquários públicos, contribuindo para a sustentabilidade das populações em cativeiro.

Adicionalmente, esta secção é responsável por três aquários dedicados à espécie *Aurelia aurita*, comumente conhecida por medusa-da-lua. Estes aquários apresentam diferentes tamanhos, representando distintas fases do ciclo de vida da espécie: *ephyra*, medusa juvenil e medusa adulta (Holst, 2012).

O aquarista deve também supervisionar dois aquários tropicais coralinos de recife, assim como um aquário não expositivo, dedicado exclusivamente à reprodução e crescimento de corais (Figura 31). Estes aquários são fundamentais para a conservação e redução da pressão sobre os recifes de coral naturais (Barton et al., 2015).



Figura 31. Tanque de manutenção, reprodução e crescimento de corais no SLS

Quanto à manutenção de espécies de água doce, o aquarista é responsável pelos aquários expositivos e de quarentena que contêm axolotes (*Ambystoma mexicanum*) e rãs venenosas (*Excidobates anthonyi*). Os axolotes, endêmicos dos sistemas lacustres do México, encontram-se criticamente ameaçados na natureza, sendo a sua reprodução em cativeiro uma prioridade de conservação (IUCN, 2020). Já as rãs, provenientes das florestas tropicais da América do Sul, requerem condições rigorosas de humidade, temperatura e alimentação para assegurar a sua saúde e reprodução.

7.3.2 Rotinas

Diariamente, o aquarista responsável por esta divisão executa rotinas de sifonagem de substratos, escovagem e manutenção de acrílicos, de rochas e de elementos decorativos para prevenir o crescimento de algas indesejadas e garantir a clareza visual dos aquários.

A par destas tarefas, podem ser realizadas correções dos parâmetros de qualidade da água, manutenção dos sistemas de filtração, pulverização de plantas vivas, entre outras.

7.3.3 Alimentação

O aquarista desta secção fica ao encargo da preparação de quatro tipos de alimento vivo e da sua administração em três momentos distintos ao longo do dia. A diversidade de espécies planctónicas e os diferentes horários de alimentação, visam replicar a disponibilidade natural de alimento e satisfazer as necessidades nutricionais específicas dos diferentes organismos (Pan et al., 2022).

Na dieta de alimento vivo é atribuído:

- Náuplios de *Artemia* sp.: Representam o primeiro estágio larvar do crustáceo *Artemia*. Estes organismos são de extrema importância nas cadeias alimentares aquáticas e constituem um alimento de valor em aquacultura e aquarioria, devido à sua facilidade de produção e perfil nutricional (Dhont & Van Stappen, 2003).

São utilizados na alimentação diária de todas as espécies de anémonas, ouriços-do-mar e estrelas-do-mar presentes, assim como de alguns pequenos peixes que podem ser pontualmente suplementados com esta dieta.

A produção dos náuplios é realizada *in situ*. Os cistos desidratados de *Artemia* sp., adquiridos comercialmente, são submetidos a um processo de eclosão. A preparação envolve a colocação dos cistos em funis de água salgada, mantidos a uma temperatura entre os 25 e 30 °C, com arejamento constante através de uma pedra difusora. A eclosão ocorre geralmente num período de 24 a 36 horas.

Após a eclosão, os náuplios são separados dos cistos não eclodidos com o auxílio de um íman, aos quais os cistos aderem devido à sua camada externa rica em ferro, facilitando a purificação da cultura (Figura 32).

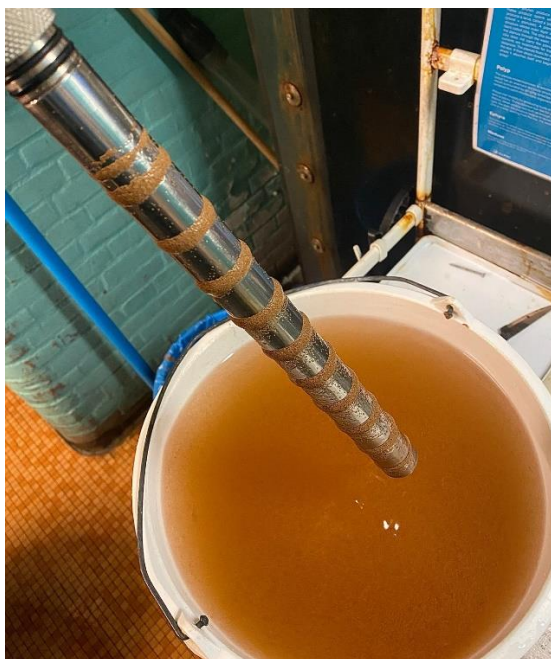


Figura 32. Íman utilizado para remover cascas magnetizadas de cistos de *Artémia sp.*

Após esta separação inicial, o restante volume é transferido para um segundo funil, permitindo que os ovos remanescentes eclodam. Os náuplios resultantes são utilizados para a alimentação no mesmo dia. O sistema opera com dois funis de grande capacidade, um para a eclosão inicial e outro para a alimentação diária.

O restante alimento vivo é fornecido pela empresa *Aquadip*, especializada na embalagem e produção de alimento vivo para peixes e outros organismos aquáticos em toda a Europa. Semanalmente, às segundas-feiras, a instituição recebe uma encomenda que inclui os seguintes itens:

- Três porções de *Mysis* de 3000 ml: Administrados exclusivamente a cavalos-marinhos (Figura 33), três vezes por dia, sendo um componente vital na dieta destes organismos (Woods, 2003). No Sea Life Scheveningen, *Mysis* é adicionalmente enriquecido com *Spirulina (Arthrospira platensis)*, uma cianobactéria rica em carotenóides e proteínas que irá contribuir para a saúde e coloração dos cavalos-marinhos.



Figura 33. Mistura de alimento vivo (*Mysis sp.* e náuplios de *Artemia sp.*) administrada a cavalos-marinhos

- Seis porções de Artemia de 3000 ml: Esta Artemia adulta, em comparação com os náuplios, oferece um tamanho maior e um perfil nutricional diferente. É administrada a cavalos-marinhos e a diversos peixes pelágicos tropicais três vezes por dia.
- Duas porções de Camarões-fantasma (*Palaemonetes paludosus*) de 100 ml: São atribuídas exclusivamente a dois tanques coralinos que abrigam diversos peixes pelágicos tropicais. É uma fonte de alimento estimulante e nutricionalmente adequada para espécies que requerem presas maiores.
- Um frasco de moscas da fruta: Normalmente encomendado uma vez por mês, estas moscas são exclusivamente para o aquário das rãs, sendo um alimento essencial para anfíbios de pequeno porte em cativeiro, fornecendo uma fonte de proteína e estimulando o comportamento de caça natural.

Por fim, os axolotes (*Ambystoma mexicanum*) adultos recebem uma dieta específica de pellets uma vez por dia, sendo estes formulados para atender às exigências nutricionais. O alimento é atribuído individualmente, com o auxílio de uma pinça, de forma a garantir que cada exemplar recebe a quantidade adequada de alimento (Figura 34).

Os axolotes juvenis são alimentados duas a três vezes por dia com pellets específicos para juvenis, e por vezes com larvas de quironomídeos (bloodworms). Esta dieta garante um desenvolvimento saudável e um rápido crescimento (Manjarrez-Alcívar et al., 2022).



Figura 34. Alimentação de um axolote adulto

7.3.4 Reprodução

Nesta secção, descrevem-se os processos de reprodução ocorridos em cavalos-marinhos, axolotes e medusas.

O SL possui uma das maiores redes de reprodução de cavalos-marinhos a nível mundial. Através destes programas, os exemplares nascidos em cativeiro são utilizados nos centros Sea Life e fornecidos a outros aquários públicos, assim como para a restauração de populações no ambiente selvagem (SEA LIFE Conservation Report, 2024).

Durante o estágio, foi possível observar eventos reprodutivos de duas espécies distintas: *Hippocampus abdominalis* e *Hippocampus erectus*, onde ambos apresentam desafios para a sobrevivência dos juvenis em cativeiro.

A espécie *Hippocampus abdominalis* é particularmente sensível nas fases iniciais de vida, exigindo condições ambientais e alimentares extremamente precisas para assegurar a sobrevivência dos seus pequenos juvenis. Da mesma forma, a criação da espécie *Hippocampus erectus* em cativeiro é considerada um desafio complexo, especialmente devido à alta mortalidade de juvenis associada a fatores como a ingestão alimentar, stress e qualidade da água (Lin et al., 2012).

Estes seres possuem uma biologia reprodutiva caracterizada pela gravidez masculina, onde o processo reprodutivo inicia-se com a transferência dos óvulos da fêmea para a bolsa incubadora do macho, ocorrendo a fertilização. Na bolsa, os embriões desenvolvem-se sendo nutridos e protegidos pelo macho até à eclosão.

A duração da gestação varia consoante a espécie e a temperatura da água, ocorrendo normalmente entre 10 e 45 dias. Após este período o macho irá expelir os juvenis totalmente formados para a coluna de água (Foster & Vincent, 2004).

Após o nascimento, estes juvenis são encaminhados para uma área de quarentena, onde são mantidos em aquários específicos e controlados. Esta fase é crucial para o seu crescimento e desenvolvimento, garantindo uma alimentação adequada até atingirem um tamanho que permita a transferência para aquários expositivos de juvenis (Figura 35).

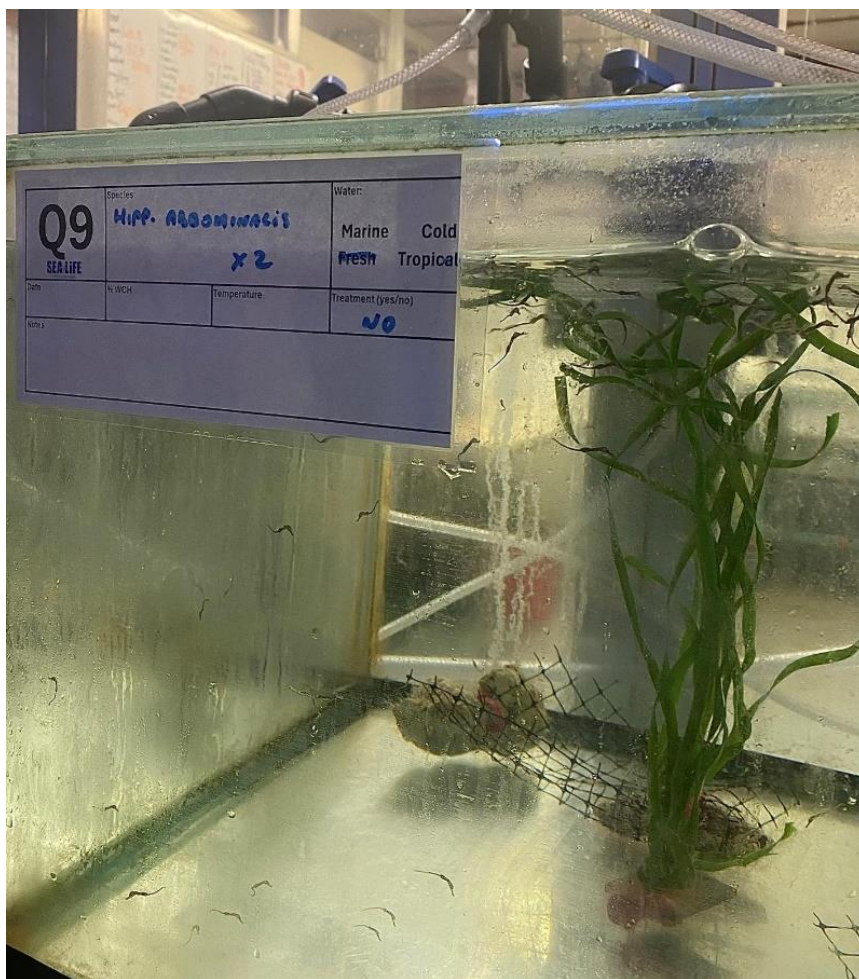


Figura 35. Aquário com juvenis de cavalo-marinho (*Hippocampus abdominalis*)

A reprodução de axolotes (*Ambystoma mexicanum*) é uma atividade bem-sucedida em cativeiro, e no Sea Life Scheveningen, foram observados múltiplos eventos reprodutivos ao longo do ano, resultando em diversas posturas de ovos bem-sucedidas.

A reprodução destes animais envolve a deposição de espermátóforos pelos machos e subsequente recolha pelas fêmeas, que depois depositam os ovos individualmente em plantas aquáticas ou outros substratos. Os ovos, normalmente dezenas por postura, são translúcidos, permitindo observar o desenvolvimento embrionário (Voss et al., 2009).

Após a postura, os ovos são cuidadosamente movidos para a área de quarentena, onde são observados e protegidos de condições adversas (Figura 36). Os juvenis eclodem em poucos dias e recebem cuidados adequados para promover o seu crescimento. O SLS tem um papel ativo na conservação *ex situ* dos axolotes, contribuindo com *stocks* para outros aquários públicos, assegurando a manutenção de uma reserva genética.

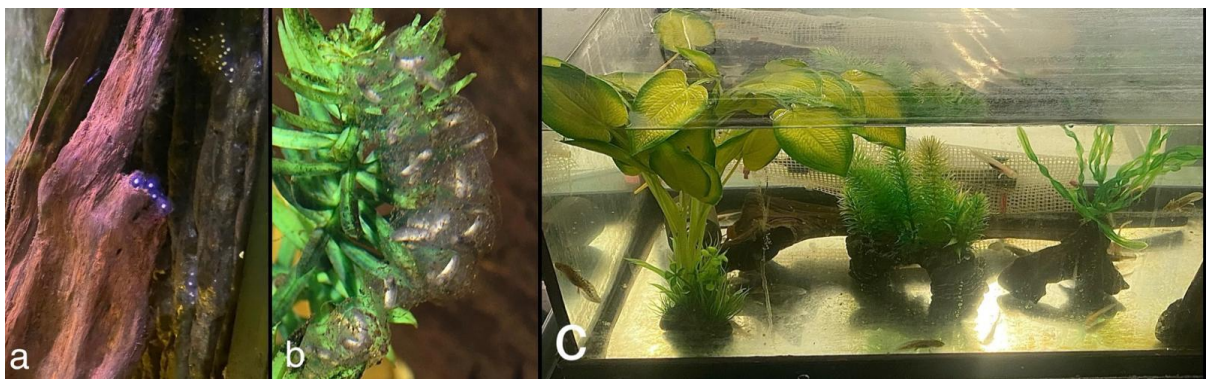


Figura 36. Estágios de desenvolvimento de axolotes (*Ambystoma mexicanum*). (a) Ovos recém-depositados; (b) Ovos em estágio avançado de desenvolvimento embrionário, com estruturas internas visíveis; (c) Aquário com juvenis de axolote.

Quanto à reprodução de medusas-da-lua (*Aurelia aurita*), é um processo bem estabelecido em aquários públicos, que permite a manutenção contínua das suas populações. O ciclo de vida desta espécie alterna entre uma fase de pólipó sésil e uma fase de medusa pelágica.

A manutenção de pólipos é fundamental para a produção contínua de medusas, sendo possível o armazenamento destes por longos períodos em condições de baixas temperaturas (refrigeração), o que inibe o seu crescimento e reprodução. Esta estratégia permite gerir a produção de medusas conforme a necessidade dos aquários expositivos.

Quando as condições ideais são restabelecidas (aumento da temperatura, alimentação e fotoperíodo), os pólipos são induzidos ao crescimento (Purcell et al., 2001).

7.4 Divisão *Available*

As operações diárias num aquário público, embora estruturadas, exigem uma flexibilidade e capacidade de adaptação por parte do aquarista. Surgem frequentemente tarefas adicionais que transcendem as rotinas diárias estabelecidas. Alguns exemplos destas tarefas ocasionais incluem:

- Necropsias a animais: Quando se deteta a morte de um animal a informação é geralmente comunicada de imediato a entidades especializadas, como o IZVG (International Zoo Veterinary Group). Esta comunicação permite uma análise especializada e a identificação de padrões que possam indicar a necessidade de intervenções para controlar futuras mortalidades.

Durante a necropsia, são realizadas avaliações macroscópicas e microscópicas, que podem incluir a colheita de muco das escamas, observação das brânquias, deteção de parasitas ou alterações tecidulares, e recolha de amostras de órgãos para análises histológicas. Estas análises, geralmente realizadas em laboratórios externos especializados, permitem identificar patologias, determinar a causa da morte e, consequentemente, implementar medidas preventivas (Yanong, 2003).

É possível observar na Figura 37 algumas das necropsias realizadas durante o período de estágio.

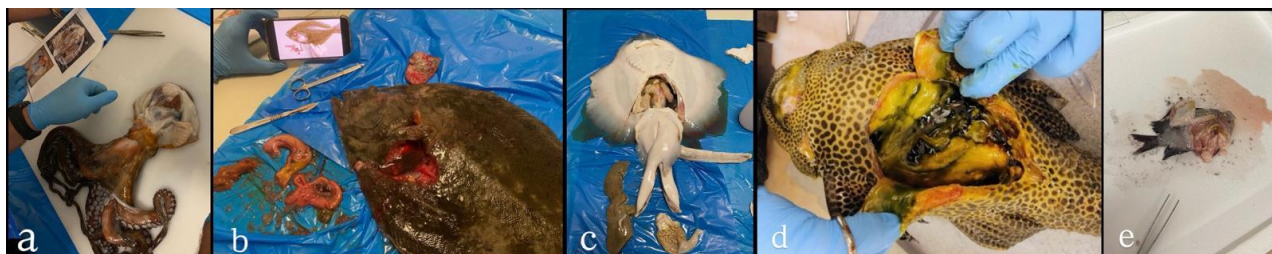


Figura 37. Necropsias realizadas durante o estágio. (a) Polvo Comum (*Octopus vulgaris*); (b) Rodovalho (*Scophthalmus rombus*); (c) Raia (*Raja undulata*); (d) Pleco Leopardo (*Pterygoplichthys gibbiceps*); (e) Chromis (*Acanthochromis polyacanthus*)

- Tratamentos de animais: Os organismos em cativeiro podem desenvolver patologias ou condições de saúde adversas. Algumas destas são facilmente diagnosticadas, enquanto outras podem ser complexas ou ainda pouco compreendidas. No entanto, em todos os casos, a detecção de um animal doente exige uma intervenção rápida para tratar do problema e evitar potenciais contaminações aos restantes organismos (Yanong, 2003).

Todos os tratamentos, incluindo anestésias, medicações, banhos e imersões, devem ser obrigatoriamente prescritos e aprovados por um médico veterinário qualificado, que também define as doses e frequências de administração (Figura 38).



Figura 38. Administração de antibióticos por injeção a uma raia (*Raja clavata*)

- Pesagem de animais: Esta é uma prática essencial, podendo servir como um indicador do estado de saúde, condição corporal e reflexo nutricional dos organismos (Bassett et al., 2007). No Sea Life Scheveningen, os animais maioritariamente sujeitos a pesagens são os pinguins, lontras e raias (Figura 39).



Figura 39. (a) Pesagem de uma raia (*Raja undulata*); (b) Pesagem de um pinguim (*Spheniscus humboldti*)

- Transferência de animais: São procedimentos frequentes em aquários públicos, ocorrendo por diversas razões que podem incluir movimentos internos (dentro do próprio aquário) ou externos (envolvendo outras instituições) (Figura 40).

Justificações para uma transferência incluem incompatibilidade social entre indivíduos, ocorrência de patologias que exigem tratamentos especializados, agressividade, decisões estratégicas, entre outras (Bassett et al., 2007).



Figura 40. Processo de transferência de animais. (a) Estagiário dentro de um tanque para realizar a captura de um organismo; (b) animal a ser movido para um veículo de transporte especializado.

7.5 Análises de água

Semanalmente, um dos aquaristas fica responsável por esta secção onde irá recolher amostras de todos os aquários para análise de qualidade da água.

É utilizando um fotómetro *Palintest*, que permite a medição precisa de diversos parâmetros com reagentes colorimétricos, onde a cor resultante é comparada com padrões pré-definidos, gerando dados quantitativos fiáveis.

Parâmetros analisados:

- pH: Este influencia diretamente o metabolismo, os processos respiratórios, o crescimento e a reprodução de organismos aquáticos. Em tanques coralinos, o controlo do pH é crucial para prevenir o branqueamento e manter a integridade esquelética dos corais (Albright et al., 2016). O intervalo geral para um ambiente saudável para a maioria das espécies é entre 7,5 e 8,2.
- Salinidade: Corresponde à concentração total de sais dissolvidos e deve-se manter valores estáveis entre os 30 a 35 nos aquários marinhos. Variações salinas podem induzir stress osmótico, comprometendo funções vitais como a absorção de nutrientes, o crescimento, e até o desempenho reprodutivo dos organismos.

Na existência de oscilações, estas podem ser compensadas com a adição controlada de água doce, preferencialmente nas sumps (Tariq et al., 2025).

- Amónia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$): A amónia é o principal resíduo tóxico gerado pela decomposição de matéria orgânica (restos de alimentos, fezes, urina). A acumulação de amónia na água é extremamente prejudicial para os animais aquáticos. Mesmo em concentrações baixas, a amónia pode inibir o crescimento, causar danos físicos às brânquias e outros tecidos, comprometer o sistema imunitário e, em níveis elevados, levar rapidamente à toxicidade aguda e à mortalidade (Godzieba et al., 2025).
- Nitritos (NO_2^-): Resultando da oxidação parcial da amónia no ciclo do azoto, níveis elevados de nitritos impedem o transporte de oxigénio pelo sangue, sendo perigosos mesmo em concentrações baixas. A filtragem biológica adequada, aliada a trocas de água regulares, mantém os nitritos abaixo de 0,1 mg/L, protegendo os organismos aquáticos (Kir & Sunar, 2017).
- Nitratos (NO_3^-): Os nitratos são o produto final do ciclo do azoto, embora menos tóxicos, em concentrações elevadas promovem o crescimento excessivo de algas e podem afetar negativamente organismos sensíveis, como os recifes de coral.

O valor ideal situa-se, normalmente, abaixo dos 50 mg/L. Para controlar os nitratos, recorre-se a trocas regulares de água e à utilização de biofiltros especializados na desnitrificação (Roth, 2014).

8. Enriquecimento Ambiental

De acordo com a OIE (2023), o enriquecimento não é um “extra”, mas sim parte integrante do bem-estar animal, devendo ser incorporado nas práticas diárias, ser planeado com rigor, adaptado a cada espécie, monitorizado cientificamente e ajustado com base em resultados observacionais.

No Sea Life Scheveningen a prática do enriquecimento ambiental é contínua e variada, com o principal objetivo de melhorar a qualidade de vida em cativeiro, através da identificação, fornecimento e avaliação de estímulos ambientais.

Esta pode variar desde a introdução de plantas aquáticas e tubos que fornecem abrigos e novas rotas de exploração, até sistemas mais complexos, como brinquedos que podem incorporar mecanismos, exigindo a interação ativa dos animais.

A alteração regular da decoração, a adição ou remoção de substratos, e a variação da complexidade do ambiente são também consideradas formas eficazes de enriquecimento, promovendo a exploração e a novidade (OIE, 2023).

Devido à capacidade cognitiva e necessidade de estimulação mental dos polvos, esta é uma das espécies que mais beneficia de enriquecimento ambiental, frequentemente envolvendo desafios, como a introdução de objetos com alimento no interior, que requerem manipulação complexa para serem abertos (Figura 41).

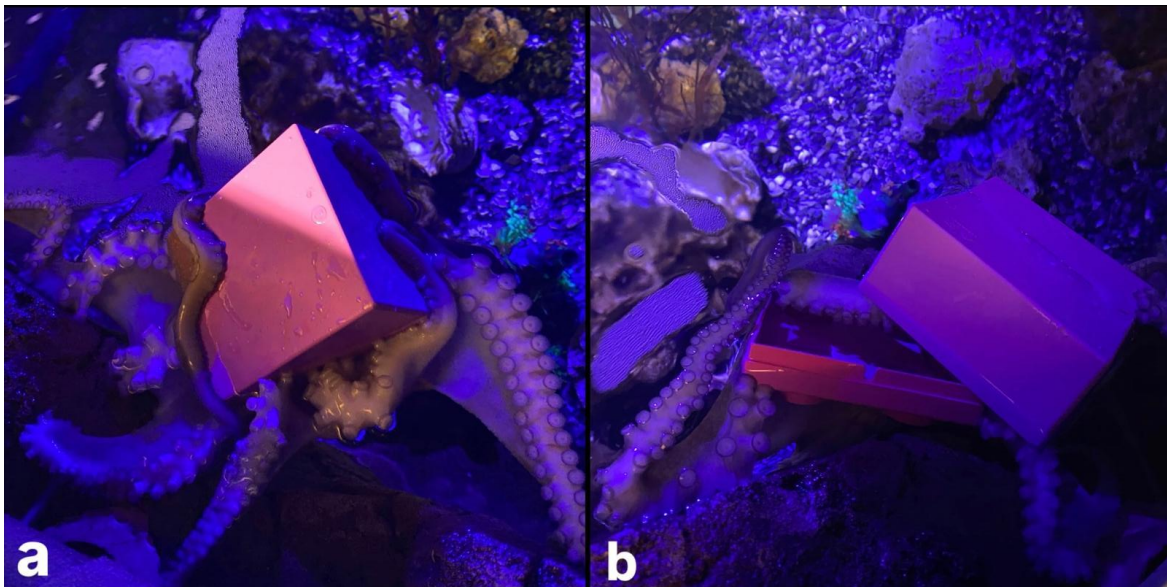


Figura 41. Polvo (*Octopus vulgaris*) a interagir com uma caixa de LEGO contendo alimento, demonstrando a sua inteligência na resolução de problemas.

Como outro exemplo, as lontras são animais altamente inteligentes, sociais e curiosos, com uma necessidade inata de explorar e interagir com o seu ambiente. Consequentemente, estão entre os animais que recebem os mais variados e constantes programas de enriquecimento em aquários públicos.

Para estes seres, o enriquecimento é frequentemente baseado em atividades que simulam a procura de alimento na natureza, mas a interação com o público e o treino são também formas de enriquecimento social e cognitivo (Anderson et al., 2002).

9. Análise Crítica

Após o período de estágio, abordo neste tópico uma análise crítica e a identificação de possíveis melhorias, baseadas em práticas de aquarofilia e de bem-estar animal.

Neste relatório algumas atividades aparecem descritas com menor detalhe sobre a minha participação, porque em muitas ocasiões participei com carácter observacional ou de apoio e não de execução autónoma. Algumas tarefas exigem qualificações específicas, autorização institucional e protocolos de segurança que limitam a execução por estagiários.

Face a alguns desafios observados neste centro, penso que a otimização dos sistemas de suporte de vida pode ser aprofundada, como a potencial lacuna de filtração química em todos os sistemas.

Como exemplo, a implementação de sistemas de geração de ozono (O₃); poderia representar uma melhoria significativa na qualidade da água. Este quando injetado controladamente na água, pode oferecer benefícios de desinfeção, potenciar a remoção de compostos orgânicos por espuma e melhorar a clareza da água (Schroeder et al., 2010).

Uma outra limitação observada, relaciona-se ao controlo dos parâmetros da qualidade da água realizados semanalmente. Apesar dos custos elevados, a utilização de sensores integrados e plataformas digitais para monitorizar em tempo real parâmetros como pH, salinidade, temperatura, oxigénio dissolvido, entre outros, permitem ajustes dinâmicos e aumento da eficácia das respostas a situações críticas (Martins et al., 2010).

Visando uma perspetiva futura, penso que a implementação de um laboratório de pesquisa, seria um passo para aprofundar a compreensão da biologia das espécies em cativeiro, a fim de desenvolver soluções inovadoras. Também uma maior integração de investigação e divulgação científica, onde a instituição poderia propor acordos com centros universitários, possibilitar estágios e projetos de investigação, publicações conjuntas e partilha de dados com interesse científico.

Por fim, penso que seria fundamental incentivar a participação regular da equipa em conferências, workshops e formações especializadas sobre as últimas investigações no campo da aquarofilia e bem-estar animal.

10. Conclusão

O período de dez meses de estágio no SLS, permitiu uma transição fundamental do conhecimento teórico para a aplicação prática, confrontando o estagiário com os desafios inerentes à manutenção de diversas espécies aquáticas.

Uma supervisão qualificada e o contacto com uma equipa de excelência foram pilares fundamentais para o desenvolvimento profissional, permitindo uma boa aprendizagem e a oportunidade de participação em projetos de diversas áreas.

Numa análise pessoal, a experiência neste aquário revelou áreas com potencial para otimização, visando elevar os padrões de excelência.

Finalizando, este estágio não só consolidou a formação teórica adquirida durante o Mestrado em Aquacultura, como também proporcionou uma visão realista das exigências do mundo profissional, tornando os objetivos do estágio superados.

11. Bibliografia

Albright, R., et al. (2016). Reversal of ocean acidification enhances coral reef resilience. *Nature*, 531(7594), 362–365. <https://doi.org/10.1038/nature17155>

American Zoo and Aquarium Association. (2025). *Zoo and aquarium statistics*. <https://www.aza.org/zoo-and-aquarium-statistics>

Anderson, U. S., Kelling, A. S., Pressley-Keough, R., Bloomsmith, M. A., & Maple, T. L. (2003). Enhancing the zoo visitor's experience by public animal training and oral interpretation at an otter exhibit. *Environment and Behavior*, 35(6), 826–841. <https://doi.org/10.1177/0013916503254746>

Andrews, C. (1990). The ornamental fish trade and fish conservation. *Journal of Fish Biology*, 37, 53–59. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1990.tb05020.x>

Animal Diversity Web. (2025). *Spheniscus humboldti – Reproduction*. In *Animal Diversity Web*. University of Michigan Museum of Zoology. https://animaldiversity.org/accounts/Spheniscus_humboldti/

Aquatic Systems Technologies. (s.d.). *High profile PolyGeyser® operation & backwash*. AST Filters. <https://astfilters.com/aquatic-systems/support/high-profile-polygeyser-filter-resources/high-profile-polygeyser-operation-backwash/>

Barton, J. A., Willis, B. L., & Hutson, K. S. (2015). Coral propagation: A review of techniques for ornamental trade and reef restoration. *Reviews in Aquaculture*, 9(3), 1-19. <https://doi.org/10.1111/raq.12135>

Bassett, L., & Buchanan-Smith, H. M. (2007). Effects of predictability on the welfare of captive animals. *Applied Animal Behaviour Science*, 102(3-4), 223–245. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2006.05.029>

Biesheuvel, P. M., Porada, S., Elimelech, M., & Dykstra, J. E. (2021). A concise tutorial review of Reverse Osmosis and Electrodialysis. *ArXiv*. <https://doi.org/10.48550/arXiv.2110.07506>

Bolton, J. R., & Linden, K. G. (2003). Standardization of methods for fluence (UV dose) determination in bench-scale UV experiments. *Journal of Environmental Engineering*, 129(3), 209–215. [https://doi.org/10.1061/\(ASCE\)0733-9372\(2003\)129:3\(209\)](https://doi.org/10.1061/(ASCE)0733-9372(2003)129:3(209))

Bos, J. H., Klip, F. C., & Kik, M. J. L. (2018). *Plasma concentrations of vitamin A₁, B₁, D₃, and E in Humboldt penguins (Spheniscus humboldti) before and after dietary vitamin supplementation of their fish diet*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 49(3), 732–737. <https://doi.org/10.1638/2017-0069.1>

Cowl, V. B., Feltrer-Rambaud, Y., & Franklin, A. D. (2025). *Global use of etonogestrel implants in zoo-housed animals*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 56(2), 371–380. <https://doi.org/10.1638/2024-0093>

Dhont, J., & Van Stappen, G. (2003). Biology, tank production and nutritional value of *Artemia*. *Live feeds in marine aquaculture* (pp.65–121). Blackwell Science. <https://doi.org/10.1002/9780470995143.ch3>

Florida Aquarium. (2020). *The Florida Aquarium makes history again*.
<https://www.flaquarium.org/press-room/the-florida-aquarium-makes-history-again/>

Foster, S. J., & Vincent, A. C. J. (2004). Life history and ecology of seahorses: Implications for conservation and management. *Journal of Fish Biology*, 65(1), 1–61.
<https://doi.org/10.1111/j.0022-1112.2004.00429.x>

Gatlin, D. M., Barrows, F. T., Brown, P., Dabrowski, K., Gaylord, T. G., Hardy, R. W., & Wurtele, E. (2007). Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: A review. *Aquaculture Research*, 38(6), 551–579. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01704.x>

Godzieba, M., Hliwa, P., & Ciesielski, S. (2025). Network of nitrifying bacteria in aquarium biofilters. *Water*, 17(1), 52. <https://doi.org/10.3390/w17010052>

Gonçalves, A. A., & Gagnon, G. A. (2011). Ozone Application in Recirculating Aquaculture System: An Overview. *Ozone: Science and Engineering*, 33(5), 345–367.
<https://doi.org/10.1080/01919512.2011.604595>

Google. (2025). Google Maps. <https://www.google.com/maps>

Henry, J. Q., Autrey, A., Pinkston, J., & Gissi, C. (2020). An automated aquatic rack system for rearing marine invertebrates. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological and Integrative Physiology*, 333(5), 301–315.
<https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC7199361/>

Holst, S. (2012). Effects of climate warming on strobilation and ephyra production of North Sea scyphozoa. 690(1), 127–140. <https://doi.org/10.1007/s10750-012-1043-y>

Huguenin, J. E., & Colt, J. (2002). *Design and operating guide for aquaculture seawater systems* (Vol. 33, 332 pp). Elsevier Science.

Leukste Tickets. (2025). *SEA LIFE Scheveningen*.
<https://www.leukstetickets.nl/product/sea-life>

IUCN SSC Amphibian Specialist Group. (2020). *Ambystoma mexicanum*.
[https://amphibiaweb.org/cgi-](https://amphibiaweb.org/cgi-bin/amphib_query?where-scientific_name=Ambystoma+mexicanum)

[bin/amphib_query?where-scientific_name=Ambystoma+mexicanum](https://amphibiaweb.org/cgi-bin/amphib_query?where-scientific_name=Ambystoma+mexicanum)

Kir, M., & Sunar, M. C. (2018). Acute toxicity of ammonia and nitrite to sea bream, *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758). *Journal of the World Aquaculture Society*, 49(1), 49–56.
<https://doi.org/10.1111/jwas.12448>

Kuhn, D. D., Scott, D., Smith, S. A., & Taylor, D. P. (2017). *Ozone Application in Aquaculture*. Virginia Cooperative Extension.
<https://digitalpubs.ext.vt.edu/vcedigitalpubs/6517784428971364>

LaDouceur, E. E. B., Whittington, J. K., Frasca, S., & Ullal, T. (2013). Histologic features of umbrella lesions in moon jellyfish (*Aurelia aurita*) from a public aquarium. *Veterinary Pathology*, 50(6), 1127–1130. <https://doi.org/10.1177/0300985812461363>

Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1996). *Manual on the production and use of live food for aquaculture*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
<https://www.fao.org/3/w3732e/w3732e00.htm>

Lin, Q., Li, G., Qin, G., Lin, J., Huang, L., Sun, H., & Feng, P. (2012). The dynamics of reproductive rate, offspring survivorship and growth in the lined seahorse, *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Biology Open*, 1(4), 391–396. <https://doi.org/10.1242/bio.2012398>

Linn, J. J., Pedersen, L.-F., Gregersen, K. J. de J., Pedersen, P. B., & Dalsgaard, J. (2021). *Effects of protein skimming on water quality, bacterial abundance and abalone growth in land-based recirculating aquaculture systems*.

Lourie, S. A., Foster, S. J., Cooper, E. W. T., & Vincent, A. C. J. (2004). *A Guide to the Identification of Seahorses*. Project Seahorse and TRAFFIC North America.
https://projectseahorse.org/wp-content/uploads/2021/06/Seahorse_ID_Guide_2004.pdf

Lucas, C. H. (2001). Reproduction and life history strategies of the common jellyfish, *Aurelia aurita*, in relation to its ambient environment. *Hydrobiologia*, 451(1–3), 229–246. <https://doi.org/10.1023/A:1011836326717>

Malone, R. F., & Pfeiffer, T. J. (2006). *Rating fixed film nitrification biofilters used in recirculating aquaculture systems*. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 389–402.

Marchio, E. A. (2018). The Art of Aquarium Keeping Communicates Science and Conservation to the Public. *Frontiers in Communication*, 3, 17. <https://doi.org/10.3389/fcomm.2018.00017>

Manjarrez-Alcívar, I., Vega-Villasante, F., Montoya-Martínez, C., López-Félix, E. F., Badillo-Zapata, D., & Martínez-Cárdenas, L. (2022). New findings in the searching of an optimal diet for the axolotl *Ambystoma mexicanum*: protein levels. *Agro Productividad*, 15(6). <https://doi.org/10.32854/agrop.v14i6.2188>

Marshall, T. (2024). *Aiptasia in Saltwater Aquariums: Prevention, Control, and Eradication Guide*. Manta Systems. <https://www.mantasystems.net/a/blog/post/Aiptasia>

Martins, C. I. M., Eding, E. H., & Verreth, J. A. J. (2010). New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquacultural Engineering*, 43(3), 83–93.

Merck Veterinary Manual. (2023). *Aquatic life support system components*. <https://www.merckvetmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/aquatic-systems/aquatic-life-support-system-components>

Merlin Entertainments. (n.d.). *Company Marketing & Licensing Brand Book SEA LIFE*. <https://view.pagetiger.com/cmlbbo>

Monterey Bay Aquarium. (2004). *White shark research project*. <https://www.montereybayaquarium.org/animals/animals-a-to-z/white-shark>

Mullan, B., & Marvin, G. (1999). *Zoo culture*. University of Illinois Press.

National Research Council (NRC). (2011). *Nutrient requirements of fish and shrimp*. The National Academies Press.

OIE – World Organisation for Animal Health. (2023). Fish welfare in public aquariums and zoological collections. *Animals*, 13(16), 2548. <https://doi.org/10.3390/ani13162548>

Okinawa Churaumi Aquarium. (n.d.). *About Kuroshio Sea*. <https://churaumi.okinawa/en/area/kuroshio/>

Open-Source Ecology. (2018). *Pool filter* – *Open-Source Ecology Wiki*. https://wiki.opensourceecology.org/wiki/Pool_Filter

Otsuka, R., Aoki, K., Hori, H., & Wada, M. (1998). Changes in circulating LH, sex steroid hormones, thyroid hormones and corticosterone in relation to breeding and molting in captive Humboldt penguins (*Spheniscus humboldti*) kept in an outdoor open display. *Zoological Science*, 15(2), 103–109. <https://doi.org/10.2108/zsj.15.103>

Pan, J., Wang, F., Zhang, L., Hu, Y., & He, C. (2022). Does Biological Activated Carbon Filtration Make Chlor(am)inated Drinking Water Safer. *Water*, 14(17), 2640. <https://doi.org/10.3390/w14172640>

Pan, Y., Cai, Y., Lin, Q., Zeng, C., & Li, X. (2022). Recent trends in live feeds for marine larviculture: A mini review. *Frontiers in Marine Science*, 9, 864165. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.864165>

Purcell, J. E., Graham, W. M., & Dumont, H. J. (Eds.). (2001). *Jellyfish Blooms: Ecological and Societal Importance: Proceedings of the International Conference on Jellyfish Blooms, held in Gulf Shores, Alabama, 12–14 January 2000*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-94-010-0722-1>

Rijksinstituut voor Volksgezondheid en Milieu. (2018). *Quality of drinking water*. RIVM. <https://www.rivm.nl/en/soil-and-water/drinking-water/quality-of-drinking-water>

Rose, N. A., Soller, A. S., & Parsons, E. C. M. (2023). *The case against marine mammals in captivity* (6th ed.). Animal Welfare Institute & World Animal Protection.

<https://awionline.org/sites/default/files/uploads/documents/AWI-ML-CAMMIC-5th-edition.pdf>

Roth, M. S. (2014). The engine of the reef: photobiology of the coral-algal symbiosis. *Frontiers in Microbiology*, 5, 422. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00422>

Sato, K. (2016). Long-term husbandry and physical observation of the whale sharks in Okinawa Churaumi Aquarium. *QScience Proceedings*, 2016(IWSC4), 56. <https://doi.org/10.5339/qproc.2016.iwsc4.56>

Scala, C., Oesterwind, M., & Lanot, T. (2023). Suspected mefloquine toxicity in a colony of Humboldt penguins (*Spheniscus humboldti*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 36(4), 400–405. <https://doi.org/10.1647/21-00054>

Schlesinger, A., Kramarsky-Winter, E., Rosenfeld, H., Armoza-Zvoloni, R., & Loya, Y. (2010). Sexual plasticity and self-fertilization in the sea anemone *Aiptasia diaphana*. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0011874>

Schroeder, J. P., Gärtner, A., Waller, U., & Hanel, R. (2010). The toxicity of ozone-produced oxidants to the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 305(1-4), 6–11. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.03.030>

SEA LIFE Conservation and Wildlife Rehabilitation Report. (2024). *SEA LIFE Global Conservation and Wildlife Rehabilitation Report*. <https://www.visitsealife.com/media/0r2duavb/sea-life-conservation-and-wildlife-rehabilitation-report-2024.pdf>

SEA LIFE Scheveningen. (2024). *Official Website*. <https://www.visitsealife.com/scheveningen/>

SEA LIFE Trust. (2020). *Little Grey and Little White are in their new sanctuary home*. <https://belugasanctuary.sealifetrust.org/en/about-us/news/little-white-and-little-grey-are-in-their-new-sanctuary-home/>

Smith, S. A. (2023). Fish welfare in public aquariums and zoological collections. *Animals*, 13(16), 2548. <https://doi.org/10.3390/ani13162548>

Smolowitz, R. M., Chistoserdov, A. Y., & Hsu, A. (2005). A description of the pathology of epizootic shell disease in the American lobster. *Journal of Shellfish Research*, 24(3), 749–756. [https://doi.org/10.2983/0730-8000\(2005\)24\[749:ADOTPO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2983/0730-8000(2005)24[749:ADOTPO]2.0.CO;2)

Spitzer, W., & Anderson, J. (2011). Global climate change and ocean education. In *AGU Fall Meeting Abstracts* (2011). <https://ui.adsabs.harvard.edu/abs/2011AGUFMED11D..03S/abstract>

SPX FLOW. (n.d.). *Benefits of Plate Heat Exchangers for Fish Farmers*. <https://www.spxflow.com/blog/benefits-of-plate-heat-exchangers-for-fish-farmers/>

Summerfelt, S. T. (2006). Design and management of conventional fluidized-sand biofilters. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 275–302.

Summerfelt, S. T., & Vinci, B. J. (2008). Better management practices for recirculating aquaculture systems. In C. S. Tucker & J. A. Hargreaves (Eds.), *Environmental best management practices for aquaculture* (pp. 389–426). Wiley-Blackwell. <https://doi.org/10.1002/9780813818672.ch10>

Tariq, H., Afzal, M., Ayaz, M. M., Qamar, A., Anwar, M. N., Al-Ghanim, K. A., Mahboob, S., El Asely, A. M., & Elkomy, A. (2025). Aquatic Organisms in Response to Salinity Stress. *Biology*, 14(6), 667. <https://doi.org/10.3390/biology14060667>

The Guardian. (2007). Japan aquarium breeds giant manta ray. <https://www.theguardian.com/environment/2007/jun/18/japan.conservaion>

The IUCN Red List of Threatened Species 2015. Aonyx cinereus: the sexual behavior, estrous cycle, gestation, litter size, sexual maturity, and lifespan characteristics.

<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-2.RLTS.T44166A21939068.en>

Ushine, N., Kamitaki, A., Suzuki, A., & Hayama, S.-I. (2024). Assessment of Captive Environment for Oriental Small-Clawed Otters (*Aonyx cinereus*). *Animals*, 14(16), 2412.

<https://doi.org/10.3390/ani14162412>

Villarroya, A., Miranda, R., Pino-del-Carpio, A., & Casas, M. (2024). Social perception of zoos and aquariums: What we know and how we know it. *Animals*, 14(24), 3671. <https://doi.org/10.3390/ani14243671>

Vitalis Aquatic Nutrition. (2023). *Marine Grazer: Soft and natural grazing diet for marine herbivores.* <https://www.vitalisaquatic.uk/products/marine-grazer/>

Vladimirova, V. (2014). *The effects of captivity on the behaviour of Aonyx cinerea in five British institutions* [University of Essex]. ResearchGate.

Vogan, C. L., Powell, A., & Rowley, A. F. (2008). Shell disease in crustaceans – just chitin recycling gone wrong? *Environmental Microbiology*, 10(4), 826–835. <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2007.01512.x>

Voss, S. R., Epperlein, H. H., & Tanaka, E. M. (2009). *Ambystoma mexicanum*, the Axolotl: A Versatile Amphibian Model for Regeneration, Development, and Evolution Studies. *Cold Spring Harbor Protocols*, 2009(8). <https://doi.org/10.1101/pdb.emo128>

Webster, C. D., & Lim, C. (2002). *Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture.* CABI Publishing.

<https://agris.fao.org/search/en/records/65ddd8d40f3e94b9e5c5fa99>

Woods, C. M. C. (2003). Effects of varying Artemia enrichment on growth and survival of juvenile seahorses *Hippocampus abdominalis*. *Aquaculture*, 220(1–4), 537–548.

[https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00639-7](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00639-7)

Yanong, R. P. E. (2003). Necropsy techniques for fish. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12(2), 89–105. <https://doi.org/10.1053/saep.2003.127885>

Zhang, K., Ye, Z., Qi, M., Cai, W., Saraiva, J. L., Wen, Y., Liu, G., Zhu, Z., Zhu, S., & Zhao, J. (2024). Water quality impact on fish behavior: A review from an aquaculture perspective. *Reviews in Aquaculture*, 17(1), e12985. <https://doi.org/10.1111/raq.12985>

12. Anexo

Tabela 2. Espécies presentes no Sistema de Água Doce Temperada

Tanque	Nome comum em inglês	Nome científico
1	Rudd	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>
2	Rudd	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>
	Pumpkinseed	<i>Lepomis gibbosus</i>
13	Russian sturgeon	<i>Acipenser gueldenstaedtii</i>
	Sterlet	<i>Acipenser ruthenus</i>
	Comet goldfish	<i>Carassius auratus</i>
	Crucian carp	<i>Carassius carassius</i>
	Carp	<i>Cyprinus carpio</i>

Tabela 3. Espécies presentes nos Sistemas de Água Marinha Temperada

Tanque	Nome comum em inglês	Nome científico
3	Spiny starfish	<i>Marthasterias glacialis</i>
	Cylinder anemone	<i>Cerianthus sp.</i>
	Purple sea urchin	<i>Paracentrotus lividus</i>
	Common sea urchin	<i>Echinus esculentus</i>
	Small red scorpionfish	<i>Scorpaena notata</i>
4	Snakelocks anemone	<i>Anemonia viridis</i>
	Hermit crab	<i>Dardanus calidus</i>
	Monkey goby	<i>Neogobius fluviatilis</i>
5	Longspine snipefish	<i>Macroramphosus scolopax</i>
	Damselfish	<i>Chromis chromis</i>
	Azores chromis	<i>Chromis limbata</i>
	Red-mouthed goby	<i>Gobius cruentatus</i>
	Spiny starfish	<i>Marthasteria glacialis</i>
	Boarfish	<i>Capros aper</i>

	Rock goby	<i>Gobius paganellus</i>
	Swalowtail seaperch	<i>Anthias anthias</i>
	Lesser spotted dogfish	<i>Scyliorhinus canicula</i>
	Common seastar	<i>Asterias rubens</i>
	Spiny starfish	<i>Marthasteria glacialis</i>
	Cardinalfish	<i>Apogon imberbis</i>
	Shore crab	<i>Carcinus maenas</i>
6	Common seastar	<i>Asterias rubens</i>
	Rock goby	<i>Gobius paganellus</i>
	Black goby	<i>Gobius niger</i>
	Blenny	<i>Lipophrys pholis</i>
	European lobster	<i>Homarus gammarus</i>
7	Spiny starfish	<i>Marthasteria glacialis</i>
	Snakelocks anemone	<i>Anemonia viridis</i>
	Sponge crab	<i>Dromia personata</i>
	Strawberry anemone	<i>Actinia fragacea</i>
	Purple sea urchin	<i>Paracentrotus lividus</i>
	Common seastar	<i>Asteria rubens</i>
	Northern red anemone	<i>Urticina felina</i>
8	Slipper lobster	<i>Scyllaridae sp.</i>
	Cushion star	<i>Asterina gibbosa</i>
	Beadlet anemone	<i>Actinia equina</i>
	Common sea urchin	<i>Echinus esculentus</i>
	Monkey goby	<i>Neogobius fluviatilis</i>
9	Thornback ray	<i>Raja clavata</i>
	Painted comber	<i>Serranus scriba</i>
	Grey mullet	<i>Chelon labrosus</i>
	Ballan wrasse	<i>Labrus bergylta</i>
	Cuckoo wrasse	<i>Labrus mixtus</i>
	Nursehound	<i>Scyliorhinus stellaris</i>
	Corkwing wrasse	<i>Symphodus melops</i>
11	Horn shark	<i>Heterodontus francisci</i>

	Blonde ray	<i>Raja brachyura</i>
	Thornback ray	<i>Raja clavata</i>
	Smalleyed ray	<i>Raja microocellata</i>
	Undulate ray	<i>Raja undulata</i>
	Brill	<i>Scophthalmus rhombus</i>
	Comber	<i>Serranus cabrilla</i>
	Green wrasse	<i>Labrus viridis</i>
	Rainbow wrasse	<i>Coris julis</i>
12	Lesser spotted dogfish	<i>Scyliorhinus canicula</i>
	Boarfish	<i>Capros aper</i>
	Longspine snipefish	<i>Macroramphosus scolopax</i>
	Rock cook wrasse	<i>Centrolabrus exoletus</i>
	Corkwing wrasse	<i>Symphodus melops</i>
32	Moon jellyfish	<i>Aurelia aurita</i>
33	Moon jellyfish	<i>Aurelia aurita</i>
34	Moon jellyfish	<i>Aurelia aurita</i>
Octopus	Octopus	<i>Octopus vulgaris</i>
	Beadlet anemone	<i>Actinia equina</i>
	Strawberry anemone	<i>Actinia fragacea</i>
Rock Pool	Common seastar	<i>Asterias rubens</i>
	Green sea urchin	<i>Psammechinus miliaris</i>
	Black sea cucumber	<i>Holothuria forskali</i>
ZP3	Pot-bellied seahorse	<i>Hippocampus abdominalis</i>
	Green sea urchin	<i>Psammechinus miliaris</i>
ZP4	Pot-bellied seahorse	<i>Hippocampus abdominalis</i>

Tabela 4. Espécies presentes nos Sistemas de Água Doce Tropical

Tanque	Nome comum em inglês	Nome científico
16	Broad-snouted caiman	<i>Caiman latirostris</i>
	Electric yellow	<i>Labidochromis caeruleus</i>
	Bristlenose pleco	<i>Ancistrus dolichopterus</i>

17	Agassiz dwarf cichlid	<i>Apistogramma agassizii</i>
	Blue tetra	<i>Inpaichthys kerri</i>
	Beckford's pencilfish	<i>Nannostomus beckfordi</i>
	Zebra pleco	<i>Hypancistrus zebra</i>
	Dantum angelfish	<i>Pterophyllum scalare</i>
18	Red-bellied pianha	<i>Pygocentrus nattereri</i>
	Neon tetra	<i>Paracheirodon innesi</i>
	Guppy	<i>Poecilia reticulata</i>
	Leopard pleco	<i>Pterygoplichtys gibbiceps</i>
19	Axolotl	<i>Ambystoma mexicanus</i>
20	Silver hatchetfish	<i>Gasteropelecus sternicla</i>
	Sterba's corydoras	<i>Corydoras sterbai</i>
	German ram	<i>Mikrogeophagus ramirezi</i>
	Firehead tetra	<i>Hemigrammus bleheri</i>
	Cardinal tetra	<i>Paracheirodon axelrodi</i>
20A	Phantasmal poison frog	<i>Excidobates anthonyi</i>
21	Spotted gar	<i>Lepisosteus oculatus</i>
	Redtail catfish	<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>
	Black pacu	<i>Colossoma macropomum</i>
	Black catfish	<i>Trachycorystes trachycorystes</i>
	Tiger shovelnose catfish	<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>

Tabela 5. Espécies presentes nos Sistemas de Água Marinha Tropical

Tanque	Nome comum em inglês	Nome científico
22	Tube anemone	<i>Pachycerianthus sp.</i>
	Tube anemone	<i>Cerianthus filiformis</i>
	Fire goby	<i>Nemateleotris magnifica</i>
23	Spiny chromis	<i>Acanthochromis polyacanthus</i>
	Blue-green chromis	<i>Chromis viridis</i>
	Longnose butterflyfish	<i>Forcipiger flavissimus</i>
	Blackfin dartfish	<i>Ptereleotris evides</i>

	Yellow tang	<i>Zebrasoma flavescens</i>
	Threadfin butterflyfish	<i>Chaetodon auriga</i>
	Purple tang	<i>Zebrasoma xanthurum</i>
	Cleaner wrasse	<i>Labroides dimidiatus</i>
24	Yellow blotched anthias	<i>Odontanthias borbonius</i>
	Red speckled parrotfish	<i>Cetoscarus bicolor</i>
	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
	Yellowtail damselfish	<i>Chrysiptera parasema</i>
	Long-spined sea urchin	<i>Diadema sp.</i>
	Red knob sea star	<i>Protoreaster linckii</i>
25	Tomato clownfish	<i>Amphiprion frenatus</i>
	Frostbite clownfish	<i>Amphiprion ocellaris</i>
26	Smooth brittle star	<i>Ophioderma longicauda</i>
	Emperor angelfish	<i>Pomacanthus imperator</i>
27	Leopard moray eel	<i>Enchelycore pardalis</i>
	Red lionfish	<i>Pterois volitans</i>
	Horned sea star	<i>Protoreaster nodosus</i>
	Red coral perch	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
	Palette surgeon	<i>Paracanthurus hepatus</i>
28	Barhead spinefoot	<i>Siganus virgatus</i>
	Clown anemonefish	<i>Amphiprion ocellaris</i>
	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
	Pink Clownfish	<i>Amphiprion perideraion</i>
29	Red slate pencil urchin	<i>Heterocentrotus mammillatus</i>
	Orange shoulder tang	<i>Acanthurus olivaceus</i>
	Coral grouper	<i>Cephalopholis miniata</i>
	Harlequin grouper	<i>Cephalopholis polleni</i>
	Lemon damsel	<i>Pomacentrus moluccensis</i>
	Crowned squirrelfish	<i>Sargocentron diadema</i>
	Splitlevel hogfish	<i>Bodianus mesothorax</i>
	Longspined porcupinefish	<i>Diodon holocanthus</i>
	American horseshoe crab	<i>Limulus polyphemus</i>

30	Chequered perchlet	<i>Plectranthias inermis</i>
	Purple tang	<i>Zebrasoma xanthurum</i>
	Redcoat	<i>Sargocentron rubrum</i>
	Copperband butterflyfish	<i>Chelmon rostratus</i>
	Red coral perch	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
	Squarespot anthias	<i>Pseudanthias pleurotaenia</i>
	Horned sea star	<i>Protoreaster nodosus</i>
	Orangeback angelfish	<i>Centropyge acanthops</i>
	Comet	<i>Calloplelesio ps altivelis</i>
	Spiny chromis	<i>Acanthochromis polyacanthus</i>
Harlequin tuskfish	<i>Choerodon fasciatus</i>	
Golden trevally	<i>Gnathanodon speciosus</i>	
Blue striped grunt	<i>Haemulon sciurus</i>	
Barred flagtail	<i>Kuhlia mugil</i>	
Cleaner wrasse	<i>Labroides dimidiatus</i>	
Stripey	<i>Microcanthus strigatus</i>	
Silver moony	<i>Monodactylus argenteus</i>	
Blackbar soldierfish	<i>Myripristis jacobus</i>	
Palette surgeon	<i>Paracanthurus hepatus</i>	
Pacific creolefish	<i>Paranthias colonus</i>	
Orbicular batfish	<i>Platax orbicularis</i>	
Reef squirrelfish	<i>Sargocentron coruscum</i>	
Spotted scat	<i>Scatophagus argus</i>	
Golden rabbitfish	<i>Siganus guttatus</i>	
Foxface rabbitfish	<i>Siganus vulpinus</i>	
Indian sailfin tang	<i>Zebrasoma desjardinii</i>	
Yellow tang	<i>Zebrasoma flavescens</i>	
31	Blacktip reef shark	<i>Carcharhinus melanopterus</i>
	Atlantic spadefish	<i>Chaetodipterus faber</i>
	Green sea turtle	<i>Chelonia mydas</i>
	Brown-banded bamboo shark	<i>Chiloscyllium punctatum</i>
	Whitespotted grouper	<i>Epinephelus coeruleopunctatus</i>

	Giant grouper	<i>Epinephelus lanceolatus</i>
	Longfin bannerfish	<i>Heniochus acuminatus</i>
	Southern stingray	<i>Hypanus americanus</i>
	Spotted unicornfish	<i>Naso brevirostris</i>
	Blue-spotted stingray	<i>Neotrygon kuhlii</i>
	Harlequin sweetlips	<i>Plectorhinchus chaetodonoides</i>
	Shorttail nurse shark	<i>Pseudoginglymostoma brevicaudatum</i>
	Common guitarfish	<i>Rhinobatos rhinobatos</i>
	Sailfin snapper	<i>Symphoricthys spilurus</i>
	Razorfish	<i>Aeoliscus strigatus</i>
	Queen coris	<i>Coris formosa</i>
	Splendid garden eel	<i>Gorgasia preclara</i>
	Spotted garden eel	<i>Heteroconger hassi</i>
ZP1	Tail-spot wrasse	<i>Halichoeres melanurus</i>
	Orchid dottyback	<i>Pseudochromis fridmani</i>
	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
	Wrasse	<i>Thalassoma sp.</i>
ZP1a	Mandarin fish	<i>Synchiropus splendidus</i>
	Lined seahorse	<i>Hippocampus erectus</i>
ZP2	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
ZP2a	Orchid dottyback	<i>Pseudochromis fridmani</i>
	Scarlet cleaner shrimp	<i>Lysmata debelius</i>
	Pineapple fish	<i>Monocentris japonica</i>
	Azure demoiselle	<i>Chrysiptera hemicyanea</i>
ZP5	Longnose butterflyfish	<i>Forcipiger flavissimus</i>
	Long horned cowfish	<i>Lactoria cornuta</i>
	Long horned cowfish	<i>Lactoria cornuta</i>
	Scarlet cleaner shrimp	<i>Lysmata amboinensis</i>
	Longnose hawkfish	<i>Oxycirrhites typus</i>
	Pajama cardinalfish	<i>Sphaeramia nematoptera</i>
	Copperband butterflyfish	<i>Chelmon rostratus</i>

ZP6	Bristle-tail filefish	<i>Acreichthys tomentosus</i>
	Queen coris	<i>Coris formosa</i>
	Foxface rabbitfish	<i>Siganus vulpinus</i>
	Bluestreak goby	<i>Valencienna strigata</i>
	Indian sailfin tang	<i>Zebrasoma desjardinii</i>
