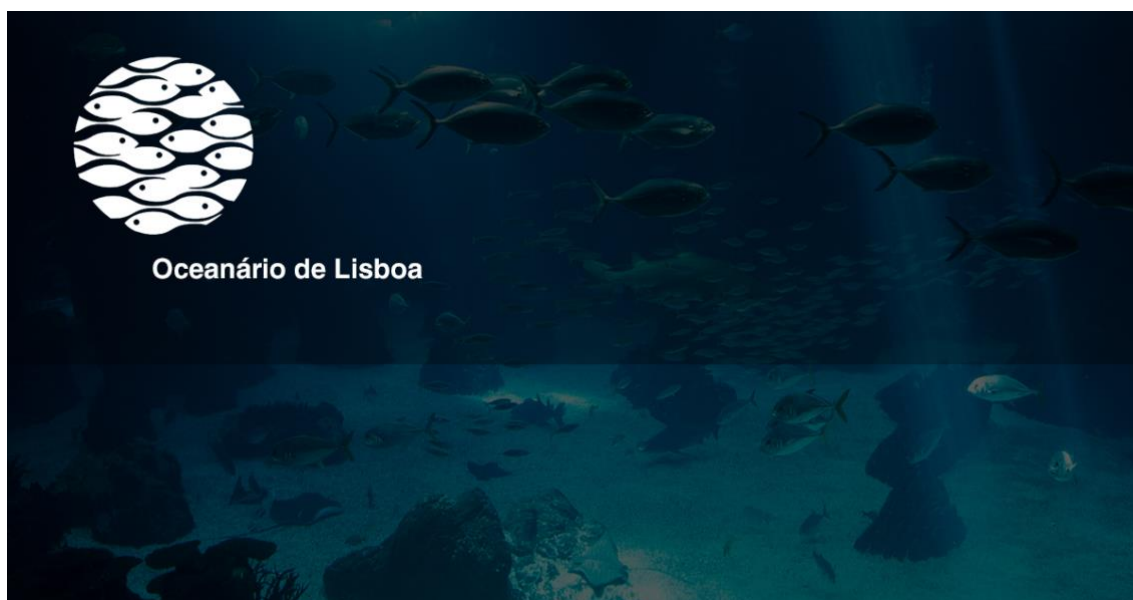


Relatório de estágio no Oceanário de Lisboa



Dinis Tomé Cardoso

2022



Relatório de estágio no Oceanário de Lisboa

Relatório final para a aquisição do título de Mestre em Aquacultura

Sob a orientação da Professora Ana Pombo e supervisão do Dr. Hugo Batista, Assistente de curador do Oceanário de Lisboa

Agradecimentos

À professora Ana Pombo por me ter orientado neste projeto, neste estágio e em todo o caminho até chegar aqui.

Ao Oceanário de Lisboa, neste aspeto um obrigado especial à Ana Profeta e ao Hugo Batista por me terem aceitado como estagiário.

A todas as equipas com quem convivi no Oceanário, sejam a de biologia ou de manutenção, todos me ajudaram imenso, não só em termos profissionais como também como pessoa me fizeram sempre sentir aceite. Com isto um enorme obrigado a todos, e um obrigado especial a todos os que por mim foram responsáveis, Patrícia, Pedro, Irene, Simão, Tiago e Ana Raposo.

E por último, mas não menos importante, à minha família por todo o apoio, e a todos os professores e amigos que me acompanharam todo este tempo e viram de perto o meu percurso.

A todos os envolventes mais uma vez um obrigado, foi um privilégio trabalhar com todos vocês, são pessoas como estas que me ensinaram que me fizeram ver que realmente estou no caminho certo.

Índice

1-Introdução.....	4
1.1-A instituição	4
1.2- Aquários públicos.....	6
1.3- Parâmetros de qualidade da água	7
1.3.1- Salinidade.....	7
1.3.2- Temperatura	7
1.3.3- Oxigênio	7
1.3.4- pH.....	8
1.3.5- Compostos azotados.....	8
1.4- Sistemas de Suporte de Vida (SSV)	9
1.4.1- Tanque	9
1.4.2- Bomba	9
1.4.3- Filtros mecânicos	9
1.4.4- Permutador de calor	9
1.4.5- Escumador de superfície.....	10
1.4.6- Escumador de proteínas	10
1.4.7- Injeção de Ozono	10
1.4.8- Lâmpadas UV	10
1.4.9- Arejamento	10
1.4.10- Biofiltro	11
1.4.11- Iluminação.....	11
1.4.12- Ciclo da água no sistema de suporte de vida	11
1.5- Filtração da água.....	12
1.5.1- Filtração mecânica	12
1.5.2- Filtração química.....	12
1.5.3- Filtração Biológica	13
1.5.4- Esterilização	13
1.6- Objetivos do Estágio	13
2-Quarentena.....	14
2.1-Rotinas	14
2.2-Descrição de rotinas	15
2.2.1- LSS (Life Support Systems) ou SSV (Sistemas de Suporte de Vida)	15
2.2.2- Alimentação	16

2.2.3- Limpeza e manutenção dos tanques	17
2.2.4- Qualidade da água	18
2.3- Tratamentos.....	20
2.3.1- Banhos e imersões	21
2.3.2- Tratamento oral (gel)	21
2.3.3- Tratamentos pontuais.....	22
2.3.4- Injeções	22
2.4- Receção de animais	23
3- Os Habitats representados no Oceanário de Lisboa.....	24
3.1 Tanque central	24
3.1.1 – Descrição	24
3.1.2 -Espécies presentes no aquário	26
3.1.3- Rotinas	28
3.1.4-Manutenções e limpezas	34
3.1.5-Mergulhos	35
3.1.6-Manuseamento de animais	35
3.1.7-Qualidade da água	36
3.2- Habitat Atlântico	37
3.2.1- Descrição.....	37
3.2.2- Espécies presentes no habitat	38
3.2.3 Rotinas.....	38
3.2.4- Alimentação	40
3.2.5-Mergulho	43
3.3- Habitat Antártico	44
3.3.1- Descrição.....	44
3.3.2- Espécies presentes no habitat	44
3.3.3- Identificação das aves	45
3.3.4- Rotinas	46
3.3.5-Alimentação	46
3.3.6-Reprodução.....	48
3.4- Habitat Pacifico	50
3.4.1-Descrição.....	50
3.4.2- Espécies presentes no habitat	50
3.4.3- Rotinas	52
3.4.4- Alimentação	53
3.4.5- Treino das lontras	55

3.4.6- Pesagem da Ave	55
3.4.7- Mergulhos	55
3.5- Habitat Indico.....	56
3.5.1 Descrição	56
3.5.2- Espécies presentes no Habitat.....	57
3.5.3- Rotinas	58
3.5.4- Alimentação	59
3.5.5- Mergulhos	60
3.5.6- Qualidade da água	60
Conclusão	61
Referências.....	62

1-Introdução

1.1-A instituição

Inaugurado em 1998, na altura para a Expo'98 cujo tema foi "Os oceanos, um património para o futuro", o Oceanário de Lisboa tornou-se num marco em termos de turismo em Portugal e um dos maiores aquários do mundo. Está localizado no Parque das Nações e o seu projeto liderado pelo arquiteto Peter Chermayeff com a característica de se localizar em cima das águas do rio Tejo para uma melhor ideia da sua fusão com o Oceano.



Figura 1 – Edifício dos Oceanos

O Oceanário recebe por volta de 1 milhão de pessoas por ano tornando-o no equipamento cultural mais visitado em Portugal. A instituição integra dois edifícios, o original edifício dos Oceanos e o mais recente edifício do mar inaugurado em 2011. No edifício dos Oceanos (figura 1) é onde está localizada a exposição principal do Oceanário de Lisboa e este tem 4 pisos, dos quais apenas o piso 1 e 2 são destinados ao público, no piso térreo, ou *plaza* estão localizados os sistemas dos tanques maiores presentes na exposição e também é lá que se fabrica a água utilizada em todo o edifício; no piso 0 está localizada a quarentena, no piso 1 a exposição das galerias, no piso 2 os Habitats e no último piso, que é exclusivo para trabalhadores estão localizados escritórios, a parte superior do tanque central e a sala de refeições.

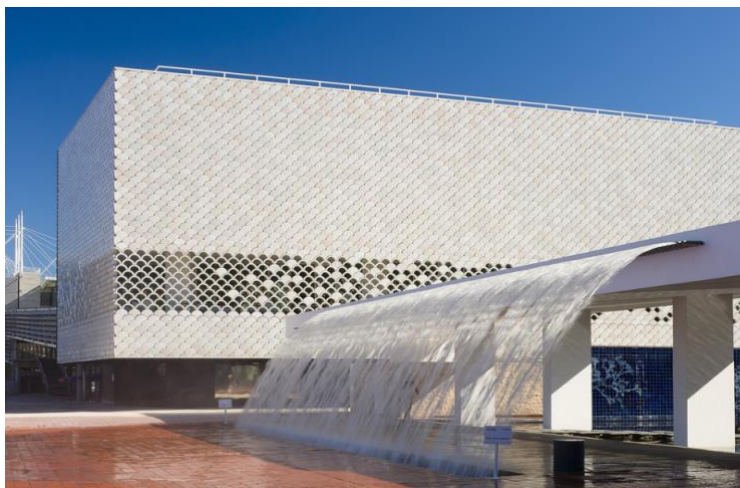


Figura 2 – Edifício do Mar

Tal como referido anteriormente, o edifício mais recente do grupo Oceanário de Lisboa (figura 2), foi inaugurado em 2011 e este veio alargar a oferta com um novo conjunto de serviços que reforçam o papel desta infraestrutura na promoção do conhecimento dos oceanos assim como a alargar a exposição do Oceanário, tendo uma área dedicada a exposições temporárias. À data de escrita a atual exposição temporária tem o nome de “Florestas Submersas”, representa uma visão artística do autor japonês Takashi Amano que foi submergida com banda sonora de Rodrigo Leão. A Exposição foi pensada e desenhada pela equipa do Oceanário de Lisboa tendo o *layout* do tanque sido desenhado com a participação do autor e tinha o objetivo de criar o maior “nature aquarium” do mundo, tarefa essa realizada com as medidas de 160m³ de volume, em forma de “U”, com 40m de comprimento, 2.5m de largura e 1.45m de altura, este aquário que possui cerca de 40 espécies diferentes de peixes e plantas, é atualmente o maior *Nature Aquarium* do mundo (figura 3). Esta exposição foi inaugurada em 2015 e atualmente não possui data para o seu término, sendo assim uma homenagem à vida e obra do artista Takashi Amano.



Figura 3 – Exposição temporária “florestas submersas”

Em 2015 o Oceanário de Lisboa foi concessionado pela Fundação Oceano Azul por um período de 30 anos. A missão desta fundação passa por mobilizar a sociedade portuguesa para a temática dos oceanos. Posto isto, o Oceanário tem como missão a promoção do conhecimento dos oceanos aos seus visitantes e sensibiliza estes em geral para o dever de proteger o património natural através dos seus comportamentos, já que a segurança deste é uma responsabilidade de todos.

1.2- Aquários públicos

O ramo da aquariofilia, indústria que se encontra em crescimento nos últimos 30 anos (Wetzel & O'Brien, 1995), principalmente devido a um aumento da curiosidade vinda do público-alvo, tem como objetivo principal nos dias de hoje a educação e a sensibilização dos visitantes para a importância da conservação do meio aquático e o Oceanário de Lisboa não fica atrás nessa missão de sensibilização (Spitzer & Anderson, 2011; Mellish et al., 2019), expondo então a diversidade marinha no seu habitat natural desde as espécies mais conhecidas até às menos conhecidas que partilham que ao partilhar o habitat com estas irão ser expostas ao mundo favorecendo-se assim a conservação das mesmas.

Os aquários públicos são atualmente mal vistos por um pequeno grupo de pessoas que consideram que todo o tipo de zoológicos, assim como aquários, tenham a função de enjaular animais livres para proveito próprio de uma instituição. Para isto é importante que um aquário funcional no século XXI saiba juntar os conceitos de conservação com os direitos dos animais (Braverman, 2019). Muitos aquários espalhados pelo mundo contêm animais que no meio natural não tinham oportunidades de sobreviver, e o Oceanário de Lisboa não é exceção. Em 2017, no Alasca, foram encontradas duas lontras marinhas abandonadas pelos progenitores e que não teriam hipótese de sobreviver, ao saber da situação estas foram acolhidas pelo Oceanário onde até hoje vivem e são bem tratadas. Demonstrando-se assim mais uma vantagem da existência dos mesmos. É importante também que o aquário se consiga adaptar às necessidades do animal que é recebido, tendo a exposição deste que espelhar o seu habitat natural assim como o enriquecimento ambiental o mais apropriado possível (Fernandez et al., 2009).

Posto isto, os aquários públicos são importantes para a sociedade devido à sua forma de educação informal e indireta sobre o ambiente como referem Jensen, Moss & Gusset (2017) no seu trabalho sobre a forma como aquários e zoológicos funcionam como material de estudo sobre a biodiversidade, neste caso o Oceanário de Lisboa, a biodiversidade marinha e o comportamento dos animais (Robinson & Murray, 2018; Reeb, 2011).

1.3- Parâmetros de qualidade da água

Num aquário público, não existem as trocas e a corrente que existe no meio natural, sendo a qualidade da água presente no sistema que envolve o Oceanário de Lisboa de extrema importância na manutenção de um ecossistema vivo ao cuidado humano. A vida marinha aqui presente irá produzir ao longo da sua vida variadas impurezas que deverão ser removidas como constam (Mariam et al., 2021). Para isto, no Oceanário de Lisboa são realizados diariamente todo o tipo de testes para os variados parâmetros a medir.

1.3.1- Salinidade

No ambiente marinho, este valor varia entre e possui uma média de 35ppm, sendo que a massa de água com a salinidade mais baixa trata-se do Mar Báltico e o com maior salinidade o Mar Morto. Em cativeiro este é frequentemente mantido em níveis mais baixos entre os 28 e os 32ppm e estes valores irão permitir que os animais se sintam confortáveis ao mesmo tempo que permite a evaporação sem que a salinidade aumente para níveis considerados prejudiciais (Velasco, 2019). É importante que o valor de salinidade no tanque seja o mais estável possível, podendo este variar com o aumento da temperatura, afetar o pH e até afetar a fotossíntese de alguns animais presentes (Torquemada, Durako & Lizaso, 2005). Caso necessário pode ser regulado com a adição de água doce.

1.3.2- Temperatura

Devido ao facto dos peixes serem ectotérmicos, estes estão dependentes do valor da temperatura no tanque para assegurar o seu bem estar e a sua sobrevivência. O valor de temperatura pode determinar que animais estão aptos para habitar uma exposição, não podendo ficar na mesma exposição dois tipos de animais com índices de temperatura demasiado diferentes, sendo que em certos casos pode afetar a alimentação dos animais (Dubber, Branch & Atkinson, 2004). Para isto o Oceanário de Lisboa tem nos seus sistemas uma gama de sondas conjuntas com permutadores, resistências e ou refrigeradores portáteis, cada um destes equipamentos adaptado e utilizado consoante o sistema e o tamanho deste.

1.3.3- Oxigénio

Os organismos aquáticos, como todos os organismos em geral, utilizam oxigénio para transformar a alimentação em energia e biomassa. As concentrações de oxigénio dissolvido nos sistemas aquáticos são rapidamente esgotadas de várias maneiras, principalmente pelos organismos presentes no aquário e respiração de bactérias e/ou biofiltros e por reações químicas com matéria orgânica (Natarajan et al., 2009). Perante todos estes factos, o oxigénio dissolvido na água é um dos parâmetros mais regularmente medidos em variados estudos com organismos marinhos devido à sua importância no bem-estar dos organismos presentes no sistema e do equilíbrio deste (Mader et al., 2017). O oxigénio desloca-se da atmosfera para a

água e vice-versa, por difusão. A quantidade de oxigénio que entra na água aumenta com a maior área de superfície e a transferência de oxigénio pode ser maximizada com turbulência. Os arejadores presentes no aquário influenciam a taxa de transferência de oxigénio para a água, aumentando a turbulência e a área superficial da água em contacto com o ar.

1.3.4- pH

O valor do pH pode influenciar fatores como a sobrevivência e crescimento dos peixes em cativeiro (Shuangyao et al., 2018) assim como a reprodução dos mesmos (Ikuta, Suzuki & Kitamura, 2003). O pH é afetado pela acumulação de matéria orgânica e resultante do dia-a-dia dos animais marinhos. Em tanques que possuam representações de recifes de coral, é importante que este valor seja medido com maior regularidade, sendo o valor do pH um fator que atualmente influencia o branqueamento dos grandes recifes da Austrália (Schoepf et al., 2018)

Os peixes podem sobreviver em intervalos de 6 a 9 na escala de pH, no entanto a maioria tem uma melhor qualidade de vida na gama dos 7 a 8 existindo, como em tudo na natureza, exceções, tudo irá depender do historial do sistema e das espécies presentes no mesmo. Em caso de ser necessário alguma correção, devido ao facto de em aquários este ter tendência a descer, esta poderá ser com bicarbonato de sódio de modo a realizar uma correção mais estável em que os valores de pH irão subir mais lentamente até se estabilizarem, podendo, contudo, ser necessário o recurso a carbonato de sódio caso seja necessário um aumento maior nos níveis de pH. Este valor poderá ser então estabilizado com recurso a um escumador de proteínas, este irá extrair compostos orgânicos dissolvidos ao mesmo que injeta níveis altos de oxigénio na água e juntamente com um bom arejamento e trocas de água regulares os valores de pH poderão ser mantidos num nível estável.

1.3.5- Compostos azotados

Num meio fechado como um aquário é necessário a presença de filtros biológicos que convertam as formas mais tóxicas deste (amónia e nitritos) em substâncias menos tóxicas (nitratos), sendo que estas se podem acumular em concentrações maiores sem que haja risco para a vida presente no aquário melhorando a qualidade da água e o estado de saúde dos peixes que a habitam (Mullen, 2009; Yu et al., 2019).

As bactérias nitrificantes irão então converter a amónia em nitritos que irão posteriormente ser convertidos em nitratos por outra gama de bactérias nitrificantes. O resultado final desta serie de conversões irá resultar na formação então de nitratos que podem ser utilizados como nutriente ou reduzidas em gases que sejam facilmente expelidos do sistema (Xia et al., 2018) ficando assim patente a importância de filtros biológicos em aquários marinhos, capazes de converter as formas de amónia e nitritos em nitratos (Laneusville et al., 2018).

Num aquário, os níveis de amónia e nitritos estão permanentemente perto de 0, este valor é medido diariamente no Oceanário de Lisboa e caso este suba para valores mais elevados deverá procurar-se a razão desta subida e retirar o mais prontamente possível, normalmente

sifonagem de alimento não consumido, trocas de água realizadas regularmente ou a retirada de animais em decomposição ajuda a que este estabilize.

1.4- Sistemas de Suporte de Vida (SSV)

A componente chave de um aquário, seja de pequenas dimensões ou de grandes dimensões como aqueles que existem na instituição, é o seu Sistema de Suporte de Vida ou *Life Support System* (LSS). Este é o conjunto de vários equipamentos que juntos cumprem o objetivo do sistema de suportar a vida nele presente.

1.4.1- Tanque

Ou aquário, este é a estrutura mais evidente a todo o tipo de público, pois é neste que estão contidas as espécies representativas do ecossistema a representar. Devido ao facto de espécies diferentes necessitarem de tanques diferentes, o tamanho e forma deste pode variar consoante as necessidades, existindo então uma enorme variedade de escolha. Estes são normalmente construídos com vidro, acrílico, fibra de vidro e cimento.

1.4.2- Bomba

O coração do sistema, este é o equipamento que permite uma circulação contínua da água e que a distribui por todo o sistema sendo estas normalmente submersíveis ou refrigeradas a ar. As bombas refrigeradas a ar podem seu interior possuir um pré-filtro para filtrar as partículas de maiores dimensões para que estas sejam mais facilmente retiradas do sistema. Algumas destas bombas também podem servir para criar correntes e até ter um efeito de reversão do fluxo da água.

1.4.3- Filtros mecânicos

Tal como o nome indica, estes participam ativamente na filtração de partículas de maiores dimensões. Estes podem ser de diferentes tipos, como filtros cartucho, filtros de areia, sacos filtradores e *draclons* (fibra de vidro). A escolha de que tipo de filtro utilizar varia de tanque para tanque dependendo de variados fatores como a biomassa, o tipo de animais presente no aquário, o design do sistema, rotinas de manutenção e limpeza, entre outros.

1.4.4- Permutador de calor

A água dentro de um aquário poderá ter de ser aquecida ou arrefecida em qualquer instante, e para que isso seja possível sem usar especificamente uma resistência ou um

refrigerador, utiliza-se um permutador de calor. Este pode ser controlado automaticamente e permite através de um processo de condução de calor que água seja aquecida ou arrefecida. A eficiência de um permutador de calor depende do material utilizado na sua construção, da sua forma, do fluxo, temperatura e coeficiente de condutibilidade térmica dos fluidos.

1.4.5- Escumador de superfície

O escumador de superfície, ou *Skimmer*, irá remover o biofilme (camada microbiana que se forma na superfície da água, consiste principalmente de polissacarídeos secretados pelos organismos, junto com proteínas e ácidos nucleicos). Este filme prejudica as trocas gasosas necessárias para manter o sistema estável, e é retirado o cair na cascata presente no *Skimmer* diretamente para o reservatório.

1.4.6- Escumador de proteínas

Neste equipamento, a água é misturada com bolhas de ar, o que irá promover a formação de espumas. Devido ao comportamento hidrofóbico e hidrofílico dos compostos orgânicos estes irão ser orientados para fora do cone formando uma espuma no copo coletor que é periodicamente limpo, ajudando a manter o bem-estar do equipamento (Jafari, 2020).

1.4.7- Injeção de Ozono

Esta inclui dois equipamentos que trabalham em conjunto, as sondas e o ozonador. O ozonador permite que seja misturado ozono com a água numa câmara de contacto, onde as moléculas orgânicas irão ser oxidadas. É importante que quando a água retorne ao sistema não haja vestígios de ozono.

1.4.8- Lâmpadas UV

O último equipamento que pertence à filtração química da água juntamente com os escumadores e a injeção de Ozono, esta irá permitir a esterilização da água antes de esta voltar para o tanque, assegurando a qualidade da mesma.

1.4.9- Arejamento

Este tem duas funções essenciais no sistema de suporte de vida, sendo a principal o facto de este permitir trocas gasosas no tanque e também o facto de gerar correntes na água que são essenciais para algumas espécies presentes. Algumas formas de criar arejamento num

aquário incluem bombas de ar, *air lifts* aparelhos de Venturi, escumadores de proteínas ou mesmo difusão direta de ar no tanque.

1.4.10- Biofiltro

Tal como o nome indica, este é responsável pela filtração biológica do sistema. Este junta oxigénio, água que contém compostos nitrogenados e um substrato que suporta colónias de bactérias nitrificantes e desnitrificantes. Também estes podem ter diferentes materiais de construção e design consoante a necessidade.

1.4.11- Iluminação

Esta é importante pois são estas que em certos tanques regulam o ciclo diurno e noturno dos animais. Estas podem ser de diferentes gamas podendo variar em fatores como a cor, a temperatura, o espectro de luz, etc. Independentemente do tipo de luz utilizado, é importante que haja áreas com diferente intensidade luminosa ao longo do tanque, sendo que a profundidade afeta a penetração da luz através da água. Podem ser utilizadas também para melhorar a visualização dos visitantes em exposições em que é explorada a bioluminescência dos animais.

1.4.12- Ciclo da água no sistema de suporte de vida

O Oceanário de Lisboa possui tanques de variados tamanhos e formas, sendo que cada um deles tem um sistema próprio. Este funciona em sistema fechado, onde é produzida a própria água (*make up*), esta é produzida diariamente e apenas poderá estar em circulação depois de verificada e aprovada pela equipa do laboratório. É reaproveitada através de complexos sistemas de filtração da água, depois de recolhida pelos copos de recuperação presentes perto dos tanques, ajudando a reduzir o impacto ambiental do Oceanário de Lisboa (a água recuperada é água filtrada e apresenta níveis baixos de nitratos). É possível verificar na figura 4 um sistema simplificado representativo dos sistemas presentes no edifício, sendo as principais mudanças entre eles os filtros utilizados e a presença, ou não, do escumador de proteínas. Sendo que em tanques de menores dimensões a sua filtração é realizada com filtros cartucho e lâmpadas UV enquanto em tanques de maiores dimensões recorre-se a, para além desses, filtros de areia e torres de contacto de ozono. Entre estes equipamentos podem encontrar-se várias bifurcações para ajuste de caudais, como por exemplo entre os filtros cartucho e os filtros UV.

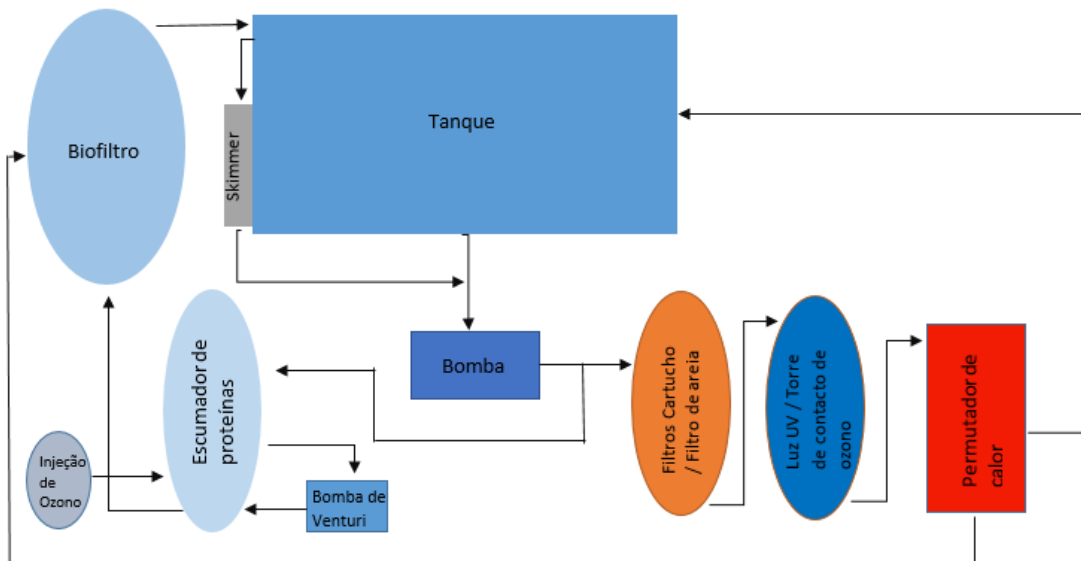


Figura 4 – Esquema simplificado de um sistema de suporte de vida

1.5- Filtração da água

Em sistemas fechados a água tende a perder qualidade com o passar do tempo, e para isto é necessário que seja filtrada regularmente para assegurar também, e acima de tudo, o bem-estar dos animais. Para isto no Oceanário de Lisboa são utilizados diferentes tipos de filtração, cada uma com o seu próprio objetivo.

1.5.1- Filtração mecânica

A mais simples dos tipos de filtração que irá ser referida, esta remove a matéria que se encontra suspensa na água (McGee & Cichra, 2000). A eficiência desta varia consoante a velocidade a que a água se movimenta nos filtros, da sua área de contacto e da porosidade do filtro (Dolan, Murphy & O’Hehir 2013).

Os principais equipamentos envolvidos neste tipo de filtração, dependendo do tanque, sistema e volume, são os filtros de areia e/ou os filtros de cartucho (Karataev & Karataeva, 2018). Os filtros cartucho devem ser trocados regularmente de modo a manter uma filtração eficaz e também a preservar o estado dos mesmos, evitando assim custos desnecessários. Enquanto nos filtros de areia, estes têm um *backwash* agendado consoante o historial do sistema, podendo ser realizado fora de data se necessário.

1.5.2- Filtração química

Tal como o nome indica, a filtração química remove os elementos que estejam solutos no sistema (A. Saleh, Zouari & A. Al-Ghouti, 2020). Esta pode ter diferentes variantes.

- **Carvão ativo**- Ao juntar carvão ao sistema, este irá com os seus poros que absorvem as moléculas de compostos orgânicos e inorgânicos (Syieluing et al., 2018).
- **Ozono**- Este é injetado nos escumadores de proteínas e irá alterar a estrutura dos compostos orgânicos, matando então bactérias e parasitas. Este deve ser usado com precaução e é de extrema importância que este não esteja presente na água quando esta voltar ao tanque (Pumkaew et al., 2021)

1.5.3- Filtração Biológica

Apesar de se tratar de uma filtração, esta tem a particularidade de não remover compostos da água como as duas filtrações previamente descritas. Este tipo de filtração ocorre no bio filtros e irá atuar no ciclo de azoto, ou seja, é neste que os compostos tóxicos como a amónia são convertidos em compostos menos tóxicos por bactérias nitrificantes, desnitrificantes, Nitrobacter e nitrossomonas (G.Terry et al., 2019).

1.5.4- Esterilização

Este envolve a lâmpadas UV, que eliminam todas as formas de vida residuais na água que por ela passam. Estas têm uma ação germicida e energia suficiente para matar certas formas de vida devido a mutações (Zhang et al., 2020).

1.6- Objetivos do Estágio

Este estágio curricular, inserido no Mestrado em Aquacultura da Escola Superior de Turismo e Tecnologias do Mar de Peniche do Politécnico de Leiria, tem como objetivo inserir o estagiário no meio de trabalho especializado e o treino do mesmo em variadas atividades como:

- Observação e monitorização de diversos grupos de animais (teleósteos, elasmobrânquios, invertebrados, aves e mamíferos marinhos).
- Verificação e manutenção orientada de sistemas de filtração e sistemas de suporte de vida.
- Preparação e fornecimento de alimentação assim como a sua suplementação
- Sifonagem, limpeza e manutenção de aquários.
- Ajustes de qualidade da água (adição de água doce, correção de pH, mudanças de água).

Este tinha como objetivo, permitir um contacto com a vida ativa e realidade de trabalho, ainda no decurso da formação académica.

2-Quarentena

Muitas vezes considerado o trabalho que ninguém vê devido ao facto de não pertencer à exposição, a quarentena é das estações mais importantes do Oceanário de Lisboa pois nesta são realizados variados tipos de tratamentos para assegurar a segurança de todos os animais presentes no edifício. Esta, para além dos tanques da quarentena numerados de Q1 a Q19, podendo este número variar, possui uma sala fria com aquários com temperaturas mais baixas (SF) e uma sala quente para temperaturas mais tropicais (SQ).

2.1-Rotinas

Estas rotinas são normalmente realizadas por dois colaboradores, exceto ao fim de semana em que ocasionalmente poderá ser apenas um.

Colaborador 1:

- Fazer a verificação do LSS (*Life Support System*, e todos os equipamentos que são associados à manutenção de animais vivos em cativeiro) da quarentena, e passar as temperaturas na folha destina às mesmas
- Sifonar tanques com sobras de alimentos do dia anterior
- Passar filtros cartucho por água
- Mudar os filtros cartucho estipulados na folha de cover, folha esta preparada com antecedência com as tarefas a realizar durante o dia.
- Limpeza de copos escumadores e draclons
- Após as recolhas de amostras por parte dos colaboradores do laboratório, adicionar água doce nos tanques estipulados
- Auxiliar colaborador 2 na preparação e administração das alimentações, ou fazer géis de quarentena (medicação em forma de gel) quando se aplicar
- Realizar as diversas sifonagens e limpezas da quarentena
- Iniciar as mudanças de água necessárias para a manutenção da qualidade da mesma nos diversos tanques
- Continuar a realizar as diversas sifonagens e limpezas que não tenham sido realizadas de manhã, assim como as mudanças de água
- Realizar as últimas correções necessárias à qualidade de água dos diversos tanques
- Fazer verificação do LSS e confirmar se está tudo a funcionar perfeitamente

Colaborador 2

- Preparar e dar as diversas alimentações da quarentena
- Realizar tratamentos necessários, como montagem de filtros de carvão ativado e lavagem de carvão novo.
- Dar as segundas alimentações da quarentena
- Passar os valores da quarentena nas respetivas folhas de registo e informar colaborador 1 das correções que possam ser necessárias

- Dar as terceiras alimentações da quarentena
- Auxiliar colaborador 1 nas tarefas de sifonagem e limpeza dos tanques
- Dar as últimas alimentações da quarentena
- Realizar sifonagens finais

2.2-Descrição de rotinas

2.2.1- LSS (Life Support Systems) ou SSV (Sistemas de Suporte de Vida)

Na verificação do sistema de suporte de vida é importante seguir variados passos para confirmar que tudo está em perfeitas condições, pois o mínimo defeito poderá colocar a vida dos animais em risco. De realçar que devido a se tratar de um local de trabalho dinâmico e em que tudo o que é realizado poderá ser alterado segundo determinados fatores, os protocolos referidos posteriormente também estes poderão ser alterados, servindo apenas de informação de tarefas realizadas pelo estagiário.

Para isto deverá então proceder-se aos seguintes protocolos:

- Acender as luzes gerais da quarentena, da sala fria e da sala quente e iluminações individuais caso existam. No final do dia de trabalho depois de se apagarem as luzes da sala fria e da sala quente, não deverão ser ligadas até ao dia a seguir salvo alguma exceção, pois isto poderá resultar em que os animais entrem em *stress* já que a luz destas salas simula o ciclo diurno.

- Verificar os pré-filtros para a existência de bolhas de ar, possíveis fugas, restos de alimentação que o possam obstruir e presença de objetos estranhos.

- Verificar filtros UV e se as luzes destes estão ligadas, se há fugas e se a temperatura destes está elevada. Caso ocorra algum problema com estes, deverá recorrer-se à equipa de manutenção.

- Na troca dos filtros cartucho, recorre-se a uma válvula de *bypass* para que a água flua de por um estreito diferente durante a troca destes. Na verificação nos filtros cartucho, é importante confirmar que esta válvula está bem fechada, e que as válvulas de entrada e saída dos filtros estão abertas.

- Verificar nível da água nos biofiltros.

- Verificar o nível de água nos *skimmers*, estes deverão ter 20cm de cascata, exceto Q6, Q7 e Q12 que deverão estar cheios.

- Verificar o nível de água nas *sumps*, estas deverão ter por volta de 5cm de cascata.

- Verificar se os escumadores de proteínas não estão a perder água pelo cone.

- Verificar se os sacos filtradores e os *draclons* estão bem colocados.

- Verificar se os arejamentos estão a funcionar e se se encontram longe daas sucções de água, para que não entrem bolhas de ar no sistema, correndo o risco de este saturar.

- Verificar se as tampas dos tanques que têm animais estão bem fechadas.

- Tomar nota das temperaturas dos tanques nas folhas de LSS.
- Verificar o estado geral dos tanques como o estado dos animais, acrílicos, limpeza, etc.
- Caso existam animais mortos retirá-los o mais rápido possível para não afetar a qualidade da água. Estes são seguidamente colocados em sacos próprios, identificados, medidos, pôr a data, rubricar e colocar no frigorífico dos animais mortos na prateleira referente ao dia da semana. Os animais que se retiram do tanque devem ser registados com a respetiva nomenclatura científica em latim nas folhas de registo de cada tanque.
- Nos tanques que possuem injeção de Ozono (Q2, Q7, Q8 e Q9), verificar se as válvulas de injeção de ozono estão abertas se o ORP se encontra abaixo de 400mv. Se o valor for superior, avisar de imediato o responsável da quarentena e a manutenção.
- Nos sistemas que possuam skimmers de pequenas dimensões, as válvulas devem ser estranguladas para evitar problemas de sobressaturação.
- Quando for necessário efetuar a mudança de água das tinas de desinfecção esta deverá ser realizada no final do dia anterior, para que na manhã a seguir seja apenas necessário adicionar os desinfetantes. Adicionar 70ml de lixívia diariamente e 30gr de tiosulfato de sódio após a mudança de água das tinas de 50L. As tinas de desinfecção deverão estar limpas para não comprometer o poder oxidativo da lixívia e o potencial redutor do tiosulfato

2.2.2- Alimentação

Na quarentena existe também uma sala de cultura com o colaborador designado para esta função, é da responsabilidade deste alimentar os tanques da quarentena que necessitem de Alga, *Calanus sp.* e náuplios de artémia. É, no entanto, necessário que haja uma combinação prévia com os colaboradores da quarentena para determinar dias, quantidades e horas de alimentação.

Nas restantes alimentações para os tanques maiores, as refeições são preparadas na cozinha seguindo a tabela de alimentações que se encontra perto desta. Esta tabela, devido ao facto da quarentena ser bastante ativa no que toca a entrada e saída de animais, poderá mudar de dia para dia se tal for necessário. De realçar também que todas as indicações quanto à alimentação (quantidades, jejum, vitaminas, etc.) que estejam presentes na folha de cover, folha esta que contem todas as atividades planeadas para o dia em questão, são prioritárias à tabela de alimentação que se encontra na cozinha.

Recomendações gerais para uma boa prática desta:

- Respeitar os dias de jejum
- Atenção a quarentenas medicadas dos animais. É importante em todas as alimentações a observação do estado dos animais e o que estes estão a ingerir, especialmente no quando esta é medicada.
- Cumprir os dias de administração de vitaminas e de outros suplementos.
- Durante a preparação da alimentação, é importante ter uma ideia do tamanho dos animais nos tanques em questão para adaptar o tamanho da comida a ser fornecida.

-A alimentação não deverá ser apressada, esta deve ser realizada com calma para observar e analisar o comportamento dos animais e se estão a comer.

-Sempre que necessário, alimentar os animais com um espeto, target ou até em mergulho.

-Por fim, registar a alimentação, suplementos, medicamentos e vitaminas administradas na folha de registo de cada tanque.

2.2.3- Limpeza e manutenção dos tanques

Para que todo o equipamento disponível dure o máximo de tempo possível, é necessário haver certos cuidados como a limpeza e a manutenção deste. Isto irá resultar em que o equipamento fique em melhores condições durante mais tempo ajudando os animais a que se sintam mais confortáveis e aos colaboradores poupar tempo na manutenção deste.

Para isto deverá limpar-se diariamente os copos escumadores e os draclons dos tanques que tenham animais, ao mesmo tempo que se verifica se é necessário limpar o fundo, paredes e acrílicos dos tanques mesmo que tal não seja pedido na folha de cover.

Sifonar os tanques e proceder às mudanças de água para os cones de recuperação. A quarentena possui um sistema de recuperação de água, contudo, este não deverá ser utilizado quando os tanques estão em tratamento de banho (Formol, praziquantel, etc.). Quando estes estão com tratamento as trocas de água são realizadas diretamente para o esgoto, passando primeiro, obrigatoriamente, pelo filtro de carvão ativado de modo a que este filtre as contaminações provenientes dos tratamentos e que estes não poluam os esgotos. Durante a sifonagem é importante fechar a válvula de skimmer para não correr o risco de entrar ar no sistema e este sobresaturar, e também, se necessário, fechar a válvula de arejamento para ser mais fácil observar o fundo do tanque.

Após a sifonagem dos tanques, é necessário reverter tudo aquilo que foi feito, como voltar a abrir as válvulas de arejamento e de skimmer, assim como repor o nível de água no tanque de modo a que a cascata fique com pelo menos 20cm de cascata, à exceção dos tanques Q6, Q7 e Q12 que devem ficar cheios sem cascata. A adicionar a isto, é importante que todo o material utilizado em cada tanque, (rede, escovas, magueiras, etc.) seja desinfetado separadamente após a sua utilização e reposta no local de onde foi retirado pois cada tanque tem o seu material específico para evitar contaminações ao máximo.

A mudança dos filtros cartucho deverão ser mudados nos dias estipulados da folha de cover, ou sempre que se note que estes estão colmatados. Depois de retirados do sistema e repostos pelos filtros lavados, os que foram retirados são lavados numa sala própria para a atividade e depois desinfetados com uma solução de água e lixívia durante 24h. passadas estas 24h estes são retirados da solução, colocados a secar e prontos para serem novamente utilizados.

A limpeza dos pré-filtros e das bombas submersíveis é realizada sempre que estiver indicado na folha de cover. Como a limpeza destes envolve a paragem completa do sistema, é necessário ligar para a manutenção e avisar que o sistema em questão irá ser desligado momentaneamente.

Durante todas estas limpezas, é importante que se desinfete as mãos com álcool etílico na mudança de tanques para que a contaminação seja mínima e no final, tudo o que for realizado deverá ser registado nas folhas de registo de cada tanque.

2.2.3.1- Manutenção dos sistemas das Salas Fria e Quente

Em cada um dos sistemas (SF1, SF1a, SF1b, SF2, SF3, ST1, ST2 e ST3), retirar o draclon da sump e colocar este conjunto no balde de serviço correspondente a cada um dos sistemas e substituir este por um conjunto que esteja lavado e desinfetado. Os draclons e sacos filtradores retirados do sistema são lavados com água corrente, desinfetados e colocados a secar.

Sempre que necessário ou indicado na folha de cover, deverão ser lavadas também as sumps do respetivo sistema e/ou casca de ostra, limpar os acrílicos, as tampas e tubagens por fora dos tanques de modo a retirar o excesso de sal que vai acumulando de tempo a tempo.

2.2.3.2- Manutenção dos sistemas principais da quarentena

Para estes, é necessário limpar copos escumadores e draclons nos tanques em que estes estejam presentes. Limpar também os skimmers e as redes de skimmer dos tanques sempre que necessário, em especial nos tanques Q2 (exclusivo para animais provenientes do habitat do Atlântico, T2), Q7, Q8 e Q9 (exclusivo para animais provenientes do tanque central, T1). Poderá estar também apontado na folha de cover uma limpeza das sumps e/ou casca de ostra, especialmente para os tanques Q5 e Q5a.

Fazer *backwash* sempre que os caudais dos filtros de areia assim o exigirem, este é realizado quando a diferença de caudais ronda os 2-3 m³/h ou para que se efetue a mudança de água mensal. Estes normalmente são de 3 minutos mas poderão ser maiores se a necessidade assim o exigir. Esta tarefa está normalmente apontada na folha de cover logo de manhã, contudo, se tal for necessário, é adicionada mais tarde no dia e realizada o mais brevemente possível.

Sempre que se justifique, mergulhar nos tanques, especialmente Q1 (tanque exclusivo para dragões marinhos, seja stock ou tratamento), Q2, Q7, Q8 e Q9 para otimizar a limpeza e sifonagem dos mesmos. Após transferências de animais, deverá ser realizada uma limpeza geral mais acentuada, desinfecção de decoração e não esquecer de informar o laboratório para se proceder as devidas inoculações.

2.2.4- Qualidade da água

Esta é de extrema importância, é necessário informar diariamente o laboratório quanto aos parâmetros físicos e químicos da água e passar os mesmos nas folhas de registo de cada tanque para que seja mais fácil perceber a qualidade deste e a evolução do sistema.

2.2.4.1- pH

O pH dos tanques da quarentena deverá ser corrigido sempre que haja valores abaixo de 8,10. Na folha de registo de cada tanque existe também um registo das correções que o sistema já passou. Este valor deverá sempre ter tido em conta quando for necessário uma nova correção pois o sistema pode evoluir de maneira diferente se forem usadas diferentes concentrações de bicarbonato de sódio ou de carbonato de sódio.

Poderá ser necessário fazer-se um plano de correções diárias de bicarbonato de sódio, durante um determinado período de tempo para normalizar os valores de pH e de alcalinidade de um modo mais gradual. O carbonato de sódio é apenas utilizado em caso extremos quando é necessário que o pH suba mais vertiginosamente. É sempre aconselhado utilizar um plano de correção de vários dias utilizando o bicarbonato.

2.2.4.2- Salinidade

Nos tanques principais da quarentena, a salinidade deve ser corrigida para valores superiores a 33,0 ppt, para efetuar estas correções deverá ter-se sempre em conta correções passadas, estas deverão estar presentes nos respetivos registos. De realçar que este valor de correção depende dos animais em questão presentes no tanque e que os tratamentos variam consoante situações de híper ou hiposalinidade.

Há que ter atenção redobrada aos tanques de menores dimensões e àqueles que possuam temperaturas mais elevadas, pois estes têm tendência a subir a salinidade mais rapidamente, requerendo então correções mais frequentes.

A introdução de água doce no sistema, deverá ser feita sempre que possível nas sumps, num aquário que esteja vazio e que esteja associado a outros (sala fria e sala quente) ou no skimmer.

2.2.4.3- Mudanças de água

Antes de efetuar, há que se verificar a qualidade e a quantidade de água nova disponível. Esta deve ser realizada sempre em função da qualidade da água o exija, em geral para amónia > 0.02ppm, nitritos > 0.05, contudo, depende muito dos animais e dos tanques pois existe a possibilidade do sistema se encontrar equilibrado mesmo que com níveis de amónia e nitritos superiores aos recomendados. Para isto, é importante avaliar com o responsável da quarentena se é necessária ou não uma mudança de água.

Sempre que possível, estas mudanças deverão ser feitas para o copo de recuperação de água, contudo, se o tanque estiver em tratamento (ex. formol), a troca é feita diretamente para o esgoto passando obrigatoriamente por carvão ativado de modo a evitar que água contaminada entre no sistema de esgotos.

A reposição de água no tanque deverá ser feita de forma lenta de modo a que não ocorram variações bruscas na temperatura e na restante qualidade da água. Em alguns sistemas poderá ser utilizada água recuperada. Para tal, é necessário confirmar com a manutenção a disponibilidade da mesma e avisar o laboratório para se proceder às respetivas análises e correções.

2.3- Tratamentos

Parte integrante da quarentena, são os diversos tratamentos, sendo que para este são utilizados variados agentes para determinada situação, sendo estes:

Tabela 1 – Variados tipos de tratamento e a sua ação.

Tratamento	Agente patogénico/ação
Formol	Protozoários externos Trematodes monogéneos Alternativa ao cobre nos peies temperados
Sulfato de cobre citratado	Protozoários externos Trematodes monogéneos
Praziquantel	Trematodes Cestodes Acantocéfalos
Cloroquina	Protozoários externos e internos Alternativa ao cobre
Fenbadinazole	Nematodes Bioencapsulação em artémia
Triclorfão	Antiparasitário, tremátodes, anelídeos, copépodes Necessita prescrição
Metronidazole	Protozoários flagelados Bactérias anaeróbias
Enrofloxacina	AB largo espectro Necessita prescrição
Flumequina	AB largo espectro Profilaxia apenas nas espécies de Singnatideos mais predispostas a infeções por <i>Vibrio</i> sp. Necessita prescrição
Oxitetraciclina	AB largo espectro Necessita prescrição

A grande variedade de agentes tem a ver com a espécie em questão a ser tratada, existindo uma lista na quarentena com todas as espécies que receberam tratamentos e a respetiva resposta ao mesmo para no futuro haver referências.

Todos os tratamentos têm de ser indicados e aprovados pelo médico veterinário assim como as doses a administrar. Os tratamentos podem ser por banho e imersão, seja esta de longa

ou curta duração, podem ser administrados via oral nos alimentos ou ainda, em casos específicos, por injeção. De realçar ainda que existem concentrações específicas para cada tratamento, sendo estas calculadas antes de aprovar o mesmo. Contudo, devido a serem confidenciais, não serão doravante referidas.

2.3.1- Banhos e imersões

2.3.1.1- Banhos de curta duração

Os banhos de curta duração têm uma duração inferior a 24h e para este efeito é utilizado um de 3 agentes compatíveis com este tratamento, sendo estes:

- Praziquantel
- Formol
- Água doce

2.3.1.2- Banhos de imersão prolongada (mais de 24h)

Regra geral estes banhos têm uma duração superior a 24h, e é utilizado um de dois agentes compatíveis com este tratamento, sendo estes:

- Formol
- Cobre

2.3.2- Tratamento oral (gel)

Este tratamento corresponde à administração por via oral do medicamento, para tal é necessário que seja preparado um gel *mazzuri* no qual se mistura o medicamento a administrar. O cálculo da quantidade varia consoante a biomassa, sendo esta:

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

Depois de calculada a biomassa é calculado então a quantidade de agente que será misturado no alimento, esta por motivos de confidencialidade não será referida contudo neste tipo de tratamentos são utilizados 4 tipos de agentes:

- Fenbendazole
- Metronidazole
- Cloroquina
- Praziquantel

Depois de calculada a quantidade que será administrada, a medicação é adicionada ao alimento, a quantidade de alimento pode variar entre os 1,5% e os 3% do peso dos animais

dependendo da voracidade destes, contudo é preferível dar menos quantidade para garantir a ingestão completa, ou quase, de todo o gel.

A preparação do gel é feita sempre no dia anterior à sua administração, misturando depois o gel com o medicamento a fornecer e água, de modo a perfazer a quantidade total de gel a fornecer. Depois de bem misturado até atingir uma mistura homogênea deverá ser colocado no frigorífico.

2.3.3- Tratamentos pontuais

Estes são realizados apenas em situações esporádicas como a presença de patologias particulares e apenas poderão ser efetuadas após a prescrição do médico veterinário.

2.3.3.1- Banhos com antibiótico

Regra geral existem 3 agentes utilizados neste tipo de banho:

- Flumequina
- Nitrofurazona
- Oxitetraciclina

2.3.4- Injeções

Em casos pontuais, os elasmobrânquios poderão necessitar de antibióticos administrados por injeção. Esta só poderá ser aplicada após a prescrição veterinária e deverá ser realizada por pessoal especializado e nos locais apropriados ao mesmo (Figuras 5 e 6).

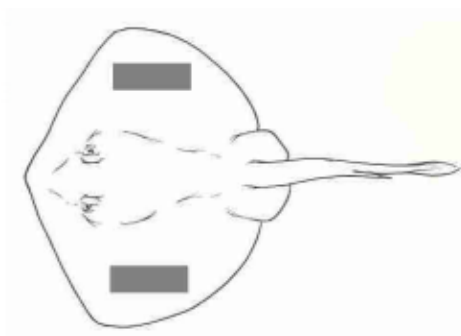


Figura 5- locais de vacinação em raias



Figura 6- locais de vacinação em tubarões

2.4- Recepção de animais

Ocasionalmente poderão ser necessárias transferências de animais para ou da quarentena, para isto são realizados determinados protocolos segundo a situação a que se está presente.

3- Os Habitats representados no Oceanário de Lisboa

Os Habitats no Oceanário de Lisboa são o primeiro ponto da visita, situados no piso 2 do edifício e estes possuem 5 exposições cada uma representante de um dos grandes oceanos do planeta terra (Atlântico, Ártico, Pacífico e Índico) exceto o tanque central que como irá ser referido mais à frente, representa o mar aberto com variadas espécies de todos os cantos do mundo apenas num só tanque.

3.1 Tanque central

3.1.1 – Descrição

O aquário central, Mar Aberto, doravante designado como T1, e que é a principal atração do Oceanário de Lisboa, está localizado no centro do edifício e tem como objetivo mostrar um oceano global, com animais e decorações de 4 dos maiores oceanos do mundo.

Este, é de maneira geral, um cubo com 7 metros de altura por 30 metros de largura com cerca de 4.8 milhões de Litros de água a circular. A exposição deste é pelos 2 andares destinados à visita do público com 4 grandes acrílicos panorâmicos e 16 janelas mais pequenas. Se supormos que o tanque é um cubo visto de cima, ao desenhar duas linhas imaginárias é possível dividir este em 4 quadrantes (figura 7), cada um com a sua decoração variada e adequada ao oceano que este quadrante irá representar, sendo estes o oceano Antártico (T1A), Atlântico (T1B), Índico (T1C) e Pacífico (T1D). A coleção presente neste tanque é extremamente variada, possuindo animais de variados sítios, temperaturas e comportamentos e devido a isso é importante que os parâmetros da água estão sempre em perfeitas condições, a sua temperatura ronda os 22°C, este valor é o valor mínimo para as espécies de temperaturas mais elevadas e o valor máximo para espécies de águas com temperaturas mais baixas, permitindo assim que estas possam coexistir no mesmo tanque. Para atingir uma maior diversidade assim como para melhor compor a exposição que é um mar aberto, este possui animais de grande porte como tubarões e o peixe-lua, animais de pequeno porte como cardumes de cavalas e ainda uma mistura de variados animais pelágicos e bentónicos, compondo-se assim o habitat (figura 8).



Figura 7- Esquema do tanque central visto de cima.

Os sistemas de suporte de vida deste tanque encontram-se no piso térreo do edifício e são operados pela equipa de sistemas de suporte de vida. Devido ao elevado volume do aquário, este tem 4 sistemas similares a trabalhar em simultâneo, sendo que cada um dos sistemas corresponde a um dos quadrantes previamente referidos. Cada um destes sistemas contém 2 saídas de superfície (skimmers), 2 saídas de fundo (estas camufladas na decoração), 2 bombas, 4 filtros mecânicos, 1 permutador, uma torre de contacto de ozono, 2 filtros tambor e 2 escumadores de proteínas. No sistema do T1C, correspondente ao Índico, existe também escumador de proteínas de grande dimensão e um biofiltro. A entrada de água no tanque é realizada em grande parte por uma grelha de tubos escondida no areão, algumas entradas de superfície situadas no 3º piso e uma pequena parte por entradas dispersas na decoração.



Figura 8- Representação do tanque central “Mar Aberto” vista de um acrílico.

3.1.2 -Espécies presentes no aquário

Tal como referido anteriormente, é possível verificar na tabela 2 as espécies representadas neste que é a atração principal do Oceanário de Lisboa.

Tabela 2- Lista de espécies presentes no tanque central

Nome Científico	Nome Comum
<i>Abudefduf luridus</i>	Canary damsel
<i>Abudefduf saxatilis</i>	Sergeant major
<i>Acanthurus chirurgus</i>	Doctorfish
<i>Acanthurus coeruleus</i>	Blue tang surgeonfish
<i>Aetomylaeus bovinus</i>	Bull ray
<i>Anisotremus virginicus</i>	Porkfish
<i>Argyrosomus regius</i>	Corvina
<i>Caranx crysos</i>	Hardtail
<i>Caranx hyppos</i>	Coa
<i>Caranx latus</i>	Horse-eye jack
<i>Caranx ruber</i>	Bar jack
<i>Carcharhinus acronotus</i>	Blacknose shark
<i>Carcharhinus melanopterus</i>	Blacktip reef shark
<i>Carcharhinus plumbeus</i>	Tubarão-cinzento
<i>Carcharias taurus</i>	Sandtiger shark
<i>Chaetodipterus faber</i>	Angelfish
<i>Chaetodon auriga</i>	Threadfin butterflyfish
<i>Chaetodon lunula</i>	Moon butterflyfish
<i>Chaetodon rafflesii</i>	Latticed butterflyfish
<i>Chelmon rostratus</i>	Copperband butterflyfish
<i>Diagramma pictum</i>	Painted sweetlips
<i>Diplodus cervinus</i>	Sargo veado

<i>Diplodus sargus</i>	Sargo
<i>Diplodus vulgaris</i>	Safia
<i>Epinephelus lanceolatus</i>	Giant grouper
<i>Epinephelus marginatus</i>	Mero
<i>Forcipiger flavissimus</i>	Forcepsfish
<i>Gnathanodon speciosus</i>	Golden trevally
<i>Gymnothorax funebris</i>	Green moray
<i>Haemulon flavolineatum</i>	Open-mouthed grunt
<i>Haemulon macrostomum</i>	Spanish grunt
<i>Heniochus acuminatus</i>	
<i>Himantura undulata</i>	Leopard whipray
<i>Hypanus americanus</i>	Southern stingray
<i>Labroides dimidiatus</i>	Cleaner wrasse
<i>Lachnolaimus maximus</i>	Hogfish
<i>Lutjanus apodus</i>	Schoolmaster snapper
<i>Lutjanus griséus</i>	Gray snapper
<i>Mobula Hypostoma</i>	Lesser devil ray
<i>Mobula mobular</i>	Devil ray
<i>Mola mola</i>	Ocean sunfish
<i>Myliobatis aquila</i>	Eagle ray
<i>Myripristis jacobus</i>	Blackbar soldierfish
<i>Naso lituratus</i>	Orangespine unicornfish
<i>Ocyurus chrysurus</i>	Yellowtail snapper
<i>Paranthias furcifer</i>	Atlantic creolefish
<i>Pateobatis fai</i>	Pink whipray
<i>Pomacanthus imperador</i>	Emperor angelfish
<i>Pomacanthus paru</i>	French angelfish
<i>Rhinobatos Rhinobatus</i>	Viola / Tubarão-raia
<i>Rhynchobatus australiae</i>	Whitespotted wedgefish
<i>Scomber colias</i>	Chub mackerel
<i>Selene vomer</i>	Lookdown
<i>Sphyaena barracuda</i>	Great barracuda
<i>Stegostoma fasciatum</i>	Tubarão zebra
<i>Symphoricthys spilurus</i>	Sailfin snapper
<i>Taeniurops grabata</i>	Round stingray
<i>Trachinotus ovatus</i>	Salema
<i>Triaenodon obesus</i>	Whitetip reef shark

3.1.3- Rotinas

Na tabela 3 a baixo representada, é possível verificar o cronograma de atividades relacionadas com o tanque central e a sua manutenção.

Tabela 3- Cronograma de atividades no tanque central

	2ª feira	3ª feira	4ª feira	5ª feira	6ª feira	Sábado	Domingo
Verificações e qualidade da água	X	X	X	X	X	X	X
Mergulho de limpeza		X		X			
Alimentações diárias orientadas	X	X	X	X	X	X	X
Alimentações gerais de superfície	X		X		X		
Mergulhos de alimentação	X		X		X		

3.1.3.1- Verificações diárias

Primeiramente, é necessário verificar o estado geral dos tanques, assim como o estado dos animais. No terceiro andar do edifício, restrito apenas a pessoal autorizado, estão também as sondas de cada sistema que incorpora o T1. O ORP ou potencial redox é uma medida que irá mostrar o grau de pureza da água do aquário e é medida em milivolts. De modo a garantir a pureza da água as sondas deverão apresentar valores de redox entre os 360 e os 415mv no T1A e a sonda do T1D entre 360 e 395 mv, assim como os valores de oxigénio deverão apresentar um valor acima dos 97% de saturação.

Ter atenção às entradas de água situadas no centro do tanque, caso se verifique alguma anomalia deverá avisar-se o supervisor dos Habitats e a equipa de manutenção para se proceder a devidas reparações.

Devido à presença de um número elevado de animais, entre os quais predadores de grande porte, é de redobrar a atenção ao estado de saúde destes de modo a detetar possíveis comportamentos estranhos e a feridas que possam ter ocorrido, assim como a evolução destas se tiverem sido apontadas anteriormente. Se tiverem sido introduzidos animais novos recentemente avaliar o comportamento destes perante o habitat em que estão agora inseridos e acompanhar a sua evolução. Esta deverá ser realizada ao longo de todo o dia para ser possível a melhor observação do maior número de animais possível.

Situações que requeiram a intervenção do aquarista, como a captura de animais ou problemas relacionados com a decoração, deverão ser resolvidas o mais prontamente possível, preferencialmente antes da abertura para o público.

Verificar os valores de Oxigénio, pH e temperatura assim que o laboratório os consiga avaliar e comparar com o esperado. Em caso de incoerência avaliar o procedimento que possa resolver a situação.

O tanque central é um dos tanques que recebe luz natural, contudo, esta não é a suficiente para simular um ciclo diurno. Existem projetores direcionados para o T1 e é necessário que estes estejam ligados. Caso ocorra alguma situação anómala, informar o mais prontamente possível a manutenção para se proceder a reparação destes pois os animais poderão entrar em *stress*.

Todos os dias, e após terminados os mergulhos de limpeza, é importante verificar se os *skimmers* estão a fazer cascata, esta irá ajudar a limpar a superfície do tanque assim como a promover trocas gasosas. Este sistema possui 8 *skimmers*, 2 por sistema e o ideal é que destes pelo menos 6 possuam uma cascata com cerca de 50cm de comprimento. De realçar ainda que no sistema T1C referente ao indico, é diferente dos restantes. Neste, a água cai por gravidade para o escumador de proteínas presente no *plaza*, piso térreo do edifício onde está localizada a exposição, pelo que normalmente o nível da água neste é consideravelmente mais baixo quando comparado com os outros 3 sistemas.

No final da rotina, verificar novamente o estado do sistema, avaliando os gráficos de redox, das torres de contacto de ozono e do oxigénio, fornecidos pela equipa de SSV.

3.1.3.2- Alimentação

A alimentação dos animais do tanque central é efetuada segundo a tabela de alimentação e de suplementos vitamínicos presente na cozinha, o quadro destinado à equipa dos habitats. Sendo que toda esta é registada no ficheiro destinado ao mesmo. A alimentação do T1 é efetuada de maneiras diferentes e em dias diferentes, consoante o animal ou grupo de animais, podendo esta ser então:

- Diária
 - Apenas para Peixe-lua (*Mola mola*), Manta (*Mobula mobular*) e os diabos-do-mar-do-atlântico (*Mobula hypostoma*)

- Semanal
 - De superfície
 - Em mergulho

Quanto à sua alimentação, os animais são avaliados consoante o que ingerem em termos quantitativos (quantidade de alimento ingerido e itens) e qualitativos através dos valores

apresentados na tabela 4. Todos estes dados são no final do dia colocados nos registos de alimentação do tanque, podendo ser classificados como:

Tabela 4 – Registos de alimentação

0	Não comeu
1	Comeu pouco
2	Comeu bem

Alimentações diárias

I - Peixe-lua (*Mola mola*)

A alimentação do Peixe-lua (Figura 9) é feita diariamente, 3 vezes por dia às 9:45h, 12:00h e 15:30h exceto ao domingo que apenas alimentado uma vez às 12:00h. Esta alimentação é com recurso a um treino, é alimentado à mão na plataforma de mergulho e este reage a um alvo visual e sonoro específico para cada animal. Esta alimentação consiste num gel de agar agar feito no dia anterior misturado com alimentos sólidos como lula. Quando existe qualquer tipo de suplementação alimentar, este é prioritário e é dado com prioridade.



Figura 9 – Peixe-lua (*Mola mola*) presente no tanque central (T1) do Oceanário de Lisboa

II - Manta (*Mobula mobular*)

Esta (figura 10) é alimentada numa das passadeiras que passam por cima do tanque central com recurso a um treino, o alvo é um balde amarelo preso a uma vara e este é colocado na superfície da água. Nesta alimentação, o alimento só é fornecido quando o animal passa debaixo da superfície da rampa onde se encontra o aquarista, na perpendicular em sentido da plataforma de mergulho e apenas nessa situação é recompensada com o alimento. Este método para além de servir de treino serve também como método de segurança para o animal, devido à sua forma de se alimentar em que este realiza uma investida para atacar a presa pode ocorrer o risco de ao realizar a mesma chocar contra um dos acrílicos no tanque central, sendo o trajeto previamente descrito como seguro a melhor forma de alimentar a manta na maior segurança possível para esta.

É alimentada 3 vezes por dia, às 10h, 12:30h e 15:45 exceto aos domingos em que é alimentada apenas uma vez às 12:30 e a sua alimentação tende a ser com krill superba, um crustáceo de pequenas dimensões (*Meganyctiphanes norvegica*).

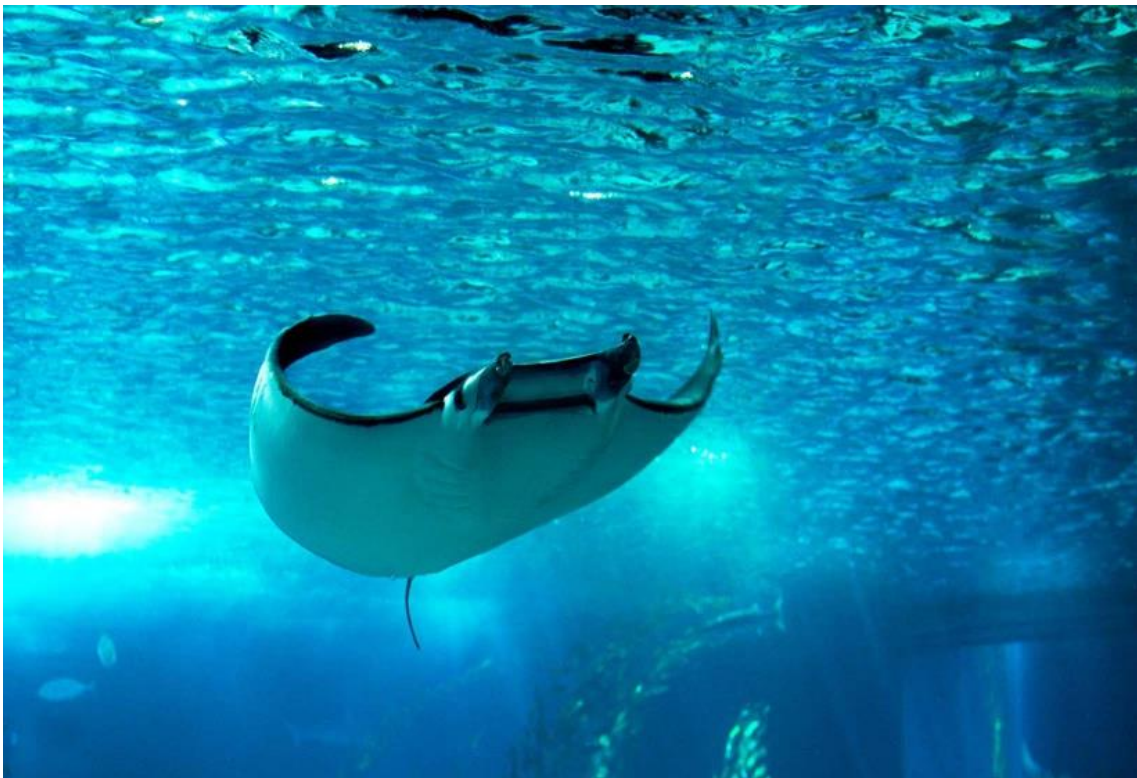


Figura 10 – Manta (*Mobula mobular*) presente no tanque central (T1) do Oceanário de Lisboa

III - Diabo-do-mar-do-Atlântico (*Mobula hypostoma*)

Ao contrário das outras duas alimentações previamente referidas, em que o animal alvo é apenas um individuo à data de escrita, estas são um grupo de quatro mantas (figura 11) que

antes de se alimentar, é preferível conseguir distinguir todas elas para se poder realizar um registo o mais correto possível.

A alimentação destas mantas é realizada na plataforma de mergulho, estas estão treinadas para subir à mesma e reagirem a uma garrafa que contem o alimento, esta irá servir como alvo. Estas são alimentadas 4 vezes por dia, às 10:00h, 12:15h, 14:00 e às 15:45 e a sua alimentação tende a ser maioritariamente krill do Pacífico.

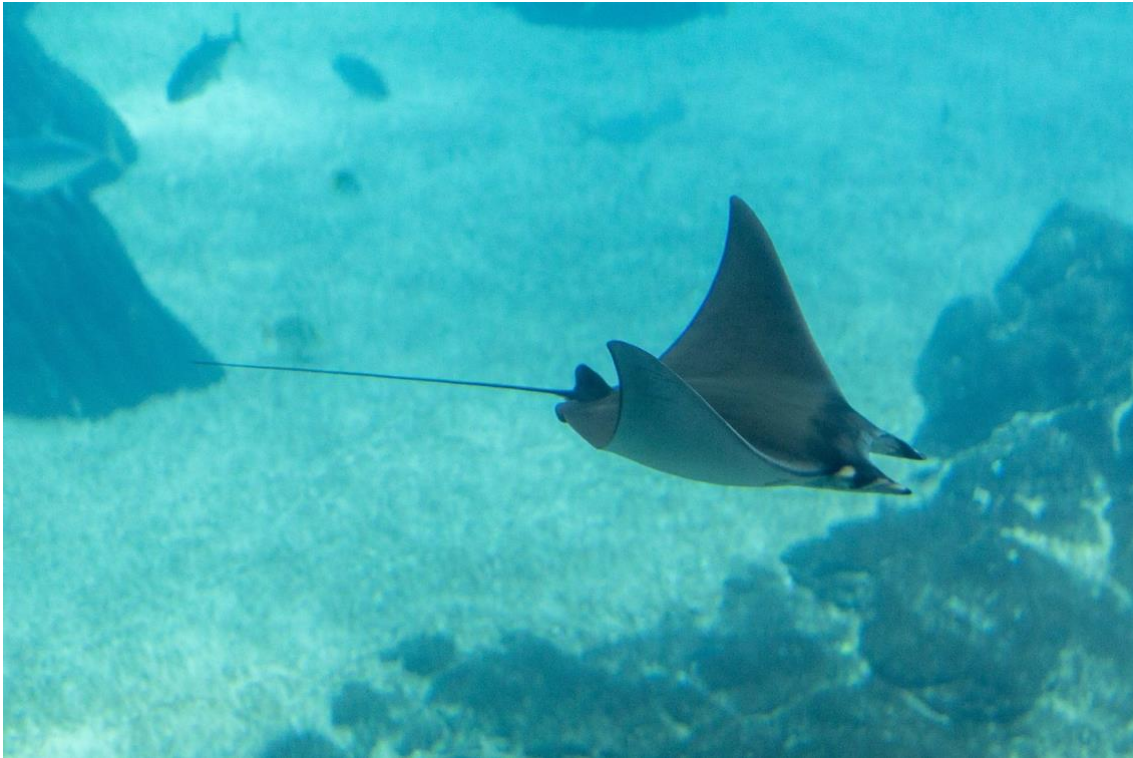


Figura 11 – Diabos-do-mar-do-atlântico (*Mobula Hypostoma*) presente no tanque central (T1) do Oceanário de Lisboa

Alimentações semanais

A alimentação dos restantes animais do tanque é realizada 2 ou 3 vezes por semana segundo o que estiver presente na tabela de alimentação. Sempre que possível estas são individualizadas ou dirigidas a um pequeno grupo para melhor controlo e suplementação e são complementadas com uma alimentação dispersa pelo tanque para aqueles em que tal não é possível como os cardumes e animais que não estejam treinados.

Estas podem ser:

- À superfície
- Em mergulho

Alimentações de superfície

Estas são fornecidas 3 vezes por semana, 2ª feira, 4ª feira e 6ª feira às 10:30h, estas têm uma ordem específica a ser realizada, sendo primeiro as alimentações com recurso a uma vara, seguido dos bivalves para os animais de fundo e por último a alimentação dispersa.

a) Vara

Grande parte dos tubarões de grande porte e a garoupa gigante estão treinados a serem alimentados individualmente. Para dar início a esta alimentação é necessário avisar a equipa de suporte de vida para que desligue a entrada de água no nível superior do tanque. Ao detetarem este fenómeno, os animais estão treinados a saber que a sua alimentação começou e têm como alvo uma vara com o alimento. É necessário que haja alimento de variados tamanhos devido à diferença de tamanho neste grupo de animais, indo do mais pequeno que é o tubarão zebra até ao de maior estatura que é o tubarão touro. Em caso de alimentação suplementada com vitaminas, esta tem prioridade a ser fornecida.

b) Bivalves

Este tipo de alimento é administrado logo a seguir à alimentação à vara dos animais de maior porte e este destina-se aos animais bentónicos como raias e violas. Os bivalves são fornecidos ainda nas suas conchas e libertados no tanque de modo a garantir que chegam ao fundo do tanque. Este tipo de alimentação também estimula comportamentos naturais de alguns animais presentes no aquário, nas raias este estimula o comportamento natural de quebrar conchas e a manter o bom estado das placas mandibulares.

c) Alimentação dispersa

Esta como o nome indica, é uma alimentação com uma maior variedade de alimentos, maioritariamente à base de peixe como capelim (*Mallotus villosus*) ou sprat (*Sprattus sprattus*). Esta é fornecida na mesma zona que os bivalves, tendo como alvo os cardumes e outros animais pelágicos de pequeno porte que se aproximem da superfície, e parte deste é colocado num balde com pesos para os animais mais tímidos que não costumam aproximar-se da superfície. Ao preparar esta alimentação, ter atenção que é de evitar peixes como arenque pois pode deteriorar a qualidade da água e juntar sempre uma mistura de outros alimentos como camarão, lula, mexilhão, etc..

Na suplementação vitamínica desta alimentação, como não é possível fornecer individualmente a cada animal a sua vitamina, são colocadas 300 cápsulas em peixes a fornecer na alimentação e estes são uniformemente distribuídos pelas zonas de alimentação.

d) Alimentações em mergulho

De modo a controlar a suplementação e a alimentação de alguns animais, são realizados 3 vezes por semana mergulhos de alimentação orientada por volta das 11:15h, logo após a alimentação à superfície. Estas devido a variados fatores, como a alimentação dos animais de maiores dimensões em primeiro lugar de modo a facilitar a alimentação dos animais mais pequenos, têm uma ordem específica a ser cumprida.

e) Raias

Normalmente as primeiras a ser alimentadas em mergulho, no fundo, no acrílico panorâmico entre o Atlântico (T1B) e Antártico (T1A).

f) Viola comum e Viola de pintas

Em casos normais, é realizado logo após a alimentação das raiais.

g) Tubarão zebra

Estes, ao contrário dos dois referidos anteriormente, podem ser alimentados também com recurso à vara. Não deixando de ser necessário ser alimentado em mergulho se tal for necessário para regular a suplementação e controlar melhor a sua alimentação.

h) Moreia

A alimentação desta é um trabalho para dois mergulhadores, enquanto um alimenta a mesma à mão, o outro mergulhador vigia o processo. Esta é normalmente alimentada no quadrante do Indico (T1C).

Durante o mergulho de alimentação também são realizadas pequenas manutenções no tanque como limpeza de acrílicos, reposição de decoração, tapar com areão qualquer tubagem que esteja descoberta e recolher as conchas dos bivalves fornecidos mais cedo no dia.

3.1.4-Manutenções e limpezas

3.1.4.1- Mergulhos de limpeza

Habitualmente são efetuados 2 vezes por semana, 3ª e 5ª feira antes da abertura ao publico por uma equipa de mergulhadores profissionais e/ou mergulhadores da equipa de biologia.

Esta equipa é então constituída por 4 pessoas, dos quais 2 escovam a decoração, um sifona o fundo e o último elemento sifona o alimento depositado na decoração situada no quadrante do Atlântico (T1B). Neste processo é onde são realizadas as maiores trocas de água no sistema com recurso a duas válvulas de fundo situadas em pontos estratégicos na decoração do quadrante do Atlântico (T1B) e Indico (T1C).

3.1.4.2- Manutenções de superfície

Sempre que necessário, especialmente depois das alimentações, é importante manter a arrumação das áreas técnicas, especialmente as passadeiras de modo a evitar acidentes. Estas quando não estão a ser utilizadas deverão ser lavadas com água do tanque e sem nada que possa obstruir o percurso. Todo o material utilizado deve ser devidamente lavado e desinfetado em água com concentração de lixívia.

3.1.4.3- Pedilúvios 3º piso

Estes estão situados junto da plataforma de mergulho e permitem a desinfecção do calçado caso seja necessário a entrada na plataforma. Estes deverão estar cheios com uma

solução de Virkon Aquatic™. A troca deste é realizada periodicamente, sempre que estiverem visualmente sujos ou sempre que esteve indicado na folha de cover.

3.1.5-Mergulhos

Devido à presença de uma enorme variedade de espécies, entre as quais algumas consideradas predadores de grande porte que são naturalmente curiosos, este mergulho no tanque poderá envolver alguns riscos ao mergulhador. Perante este e outros fatores é importante então manter uma noção de segurança aquando do mergulho tendo sempre atenção onde se encontram os animais, uma formação correta para as tarefas a desempenhar, conhecer os animais presentes no aquário, saber que ação tomar caso ocorra algo diferente do habitual e também uma confiança total no equipamento que se carrega assim como nos colegas de mergulho que acompanham.

Perante isto, com uma devida formação e conhecimento suficiente dos animais presentes e do tanque em si esta tarefa torna-se perfeitamente segura. Mas em rara exceção, se em algum momento, um mergulhador não se sinta confortável ou os animais se tornem demasiado agitados deve-se tomar a medida mais adequada à situação sendo que em último caso, e se necessário, o mergulho poderá ser abortado e deve-se sair da água.

3.1.6-Manuseamento de animais

Poderá ser necessário manusear animais para recolha de dados, tratamentos, saídas ou introduções nos sistemas perante estes casos a prioridade será sempre a segurança quer do animal quer dos aquaristas envolvidos na captura do mesmo pelo que este procedimento deverá ser sempre bem planeado quer em termos de pessoal quer em termos de material a utilizar.

A entrada e/ou saída é normalmente realiza recorrendo-se à plataforma de mergulho. Sempre que necessário recorrer a um tanque de transporte este deverá ser cheio com uma bomba submersível e a aclimação destes é efetuada recorrendo a uma pequena bomba. Em ambos os casos deverá ser introduzido oxigénio.

Quando se trata de uma introdução, esta deverá ocorrer preferencialmente antes da abertura para o público. Poderão ser utilizadas gaiolas (para facilitar a integração do animal no tanque, habituando este a um novo habitat sem ser incomodado pelos animais que estão presentes no mesmo) dentro de água adequadas ao tamanho do animal inserido, quando este então for libertado, deverá estar pelo menos um mergulhador a vigiar o processo e o comportamento do animal em questão. É importante saber durante todo o processo descrito o historial do animal e do seu período de quarentena antes de este ser adicionado ao habitat.

3.1.7-Qualidade da água

Os parâmetros de qualidade da água no tanque central são medidos diariamente pela equipa do laboratório, o aquarista responsável do T1 tem de verificar os mesmos, avaliar a situação e agir perante a mesma se tal for necessário ou avisar o supervisor do habitat.

Especial atenção aos valores de Oxigénio e pH neste tanque, de manhã e de tarde. O oxigénio não deve ser inferior a 96%, se tal acontecer poderá ser necessário adicionar oxigénio dissolvido no sistema.

3.2- Habitat Atlântico

3.2.1- Descrição

Ao entrar para o edifício principal do Oceanário de Lisboa e depois do impactante acrílico que nos mostra o tanque central, o primeiro ponto de visita é o Habitat do Atlântico (figura 12). Este possui flora e paisagem que representa a costa Norte da Europa assim como variadas espécies, marinhas e aves, representativas deste Habitat.

Este habitat tem a característica de ter 3 andares, apesar de apenas os dois primeiros pertencerem à exposição, o terceiro andar é onde está localizada uma área de isolamento (*holding*) para o caso de ser necessário o isolamento de alguma das aves durante um curto período de tempo em caso de necessidade e também é neste onde estão presentes as plantas e árvores que acrescentam para a biodiversidade do habitat.

O sistema deste habitat é constituído por 3 saídas de superfície (*skimmers*), 1 bomba, 1 filtro mecânico, 1 permutador de calor, uma torre de contacto de Ozono, e 1 escumador de proteínas.



Figura 12 – Habitat do Atlântico representado no Oceanário de Lisboa

3.2.2- Espécies presentes no habitat

Na tabela 5, em baixo representada, estão todas as espécies presentes no habitat e que representam o habitat do Atlântico, desde as aves que são o que primeiro se nota quando se entra neste habitat, até aos peixes e elasmobrânquios.

Tabela 5 – Espécies presentes no habitat

Nome científico	Nome comum
<i>Actinia equina</i>	Tomate do mar
<i>Alca torda</i>	Torda-mergulheira
<i>Anemonia sulcata</i>	Anémoma comum
<i>Anemonia viridis</i>	Anémoma comum
<i>Dicentrarchus labrax</i>	Robalo
<i>Diplodus annularis</i>	Sargo-alcorzaz
<i>Diplodus cervinus</i>	Sargo veado
<i>Diplodus sargus</i>	Sargo
<i>Diplodus vulgaris</i>	Safia
<i>Fratercula arctica</i>	Papagaio-do-mar-do-Atlântico
<i>Labrus bergylta</i>	Bodião
<i>Pagrus pagrus</i>	Pargo
<i>Paracentrorus lividus</i>	Ouriço-do-mar
<i>Polyprion americanus</i>	Cherne
<i>Raja clavata</i>	Raia lenga
<i>Scophthalmus maximus</i>	Pregado
<i>Scorpaena porcus</i>	Rascaço
<i>Scyliorhinus canicula</i>	Pata-roxa
<i>Scyliorhinus stellaris</i>	Pata-roxa
<i>Serranus cabrilla</i>	Serrão-alecrim
<i>Sparus aurata</i>	Dourada
<i>Symphodus melops</i>	Bodião-vulgar
<i>Uria aalge</i>	Arau-comum

3.2.3 Rotinas

3.2.3.1- Verificações diárias

Manhã:

É importante verificar todo o habitat, desde o 3 piso onde está localizado o holding até ao piso 1 que representa o nível subaquático e ter atenção ao estado geral do tanque assim como à saúde e comportamento dos peixes, invertebrados e aves presentes no mesmo.

Verificar o nível da água nos 3 skimmers de superfície, estes deverão estar a fazer cascata, e o funcionamento geral do sistema. Caso seja detetada alguma anomalia, avisar de imediato a equipa de manutenção para averiguar o que possa ter ocorrido e resolver a situação da melhor forma e o mais rapidamente possível.

Verificar se as condutas de ar e as cortinas de ar estão a funcionar, assim como o nevoeiro. Verificar a temperatura do Habitat e do Holding se este estiver a ser utilizado e retirar a temperatura da água e colocar esta no respetivo documento presente no registo dos habitats.

Ao longo e final do dia:

Verificar regularmente o estado geral do tanque e dos animais presentes no mesmo, é do dever do aquarista estar devidamente atento a toda e qualquer mudança que possa ocorrer no sistema.

3.2.3.2- Limpeza e desinfeção

Esta é realizada diariamente, e deverá estar completa até às 10h da manhã. Todo o material para esta está presente na *backarea*, área técnica designada para a realização de tarefas associadas ao cuidado e manutenção dos animais e para execução de rotinas de limpeza dos aquários presentes no Habitat, e é necessário que o aquarista responsável utilize sempre durante todo o processo fato de proteção, luvas, máscara e óculos.

Antes do começo da mesma é necessário retirar todos os pratos com a alimentação do dia anterior, estender e ligar as mangueiras, abrir a água e ligar a máquina de pressão. Não esquecer durante a limpeza de limpar os ralos do Habitat, de lavar os *skimmers* e de direcionar a água suja para os ralos ou *skimmers* com o auxílio da máquina de pressão. Nos dias seguintes ao mergulho de limpeza é necessário que o filtro da bomba seja lavado e desinfetado.

A lavagem do habitat pode-se dividir em 3 áreas, lavando-se sempre de trás para a frente no sentido Habitat – Público. Depois de lavada a primeira área este deverá ser desinfetado e só depois se irá para a área seguinte, pois as aves vão-se deslocando para as zonas lavadas reduzindo-se assim o impacto nas mesmas.

O desinfetante utilizado varia consoante a altura do ano, de modo a evitar que as bactérias adquiram resistências ao mesmo, podendo ser utilizado então ou um desinfetante iodado ou à base de clorexidina.

No final da lavagem e desinfeção retirar as penas acumulados nos *skimmers* com uma rede própria para o efeito, seguidamente deverá desligar-se a máquina de pressão e desmontar a as mangueiras pela ordem inversa com que foram montadas e por último deverão ser lavadas a parte superior de cada acrílico presente na área do público utilizando-se água de osmose inversa presente na *backarea*, área de apoio ao habitat localizada por de trás deste sem que o público tenha acesso.

Lavar e desinfetar todos os pratos de alimentação no lava-loiça presente na *backarea*, assim como pesar as sobras e registar. Estes pratos nunca deverão sair da *backarea* a que estão destinados, sendo lavados, desinfetados e colocados a secar no local.

3 dias por semana, às segundas, quartas e sextas, é necessário que se desinfete também o piso superior onde estão localizadas as plantas e o holding. Este é desinfetado com uma solução de Clenzdyne™ a uma concentração de 20ml por Litro de água.

Poderá estar também presente na folha de cover anotações para substituição dos desinfetantes no pedilúvio e da tina de desinfecção, sendo que a tina de desinfecção é lavada de 5 em 5 dias enquanto o pedilúvio é 3 vezes por semana ou quando aparentar estar demasiado sujo.

3.2.4- Alimentação

A alimentação dos diversos animais presentes neste habitat é efetuada segundo a tabela de alimentação e a tabela de suplementos vitamínicos que se encontra na cozinha na área correspondente aos habitats.

3.2.4.1- Aves

Estas são alimentadas duas vezes por dia, às 10h da manhã e às 15:30h da tarde e em ambas as alimentações é injetada água filtrada em todo o peixe que vai ser oferecido às aves (figuras 13, 14 e 15), com ou sem vitaminas. Isto deve-se ao facto de ser necessário controlar a ingestão de água de modo a controlar os valores de ácido úrico nas aves, este em grandes quantidades poderá ser prejudicial.



Figura 13 – Torda mergulheira (*Alca torda*) presente no habitat do Atlantico (T2) do Oceanario de Lisboa



Figura 14 – Arau comum (*Uria aalge*) presente no habitat do Atlantico (T2) do Oceanario de Lisboa



Figura 15 - papagaio-do-mar-do-atlântico (*Fratercula arctica*) presente no habitat do Atlantico (T2) do Oceanario de Lisboa

1ª Refeição (10h)

Nesta é onde são fornecidos os suplementos vitamínicos, inseridos no peixe a ser administrado e é importante que se controle a ingestão destes, de preferência um por ave e registrar as que ingeriram alimento e a vitamina.

O resto do alimento que não é fornecido à mão é colocado nos 5 pratos de alimentação presentes no habitat, assim como pedras de gelo para evitar a deterioração do peixe, estes têm uma localização específica para não perturbar hábitos alimentares das aves.

2ª Refeição (15h30m)

Na segunda e última alimentação do dia para as aves, estas são alimentadas individualmente com filetes de arenque e o peixe a ser fornecido já não leva suplementos vitamínicos.

Enquanto no fim da primeira alimentação a quantidade restante de alimento que não foi fornecido à mão é distribuído por 5 pratos, esta refeição como leva uma maior quantidade é distribuída por 6 pratos, todos eles com gelo no fundo, e ficarão até à manhã do dia seguinte

Recomendações específicas

Durante a segunda alimentação ir retirando os pratos da alimentação anterior e pesar as sobras, registando-as posteriormente na folha de registos do habitat.

Durante ambas as alimentações, aproveitar a proximidade com as aves para observar o estado de saúde das mesmas, assim como o estado das penas (registar mudas de Inverno e Verão), a sua respiração e o seu comportamento

Anotar sempre a pontuação de alimentação de cada uma das aves, sendo esta tal como está representada na tabela 6.

Tabela 6– Registos de alimentação

0	Não comeu nada
1	1 capelim
2	2 ou mais capelins

3.2.4.2- Peixes, raias e invertebrados

A alimentação dos peixes é realizada 3 vezes por semana desde a superfície, as raias e os tubarões são alimentados duas vezes por semana desde a superfície (segundas e sextas) e uma vez em mergulho (quarta-feira). Durante este mesmo mergulho são também alimentados os pregados, rascassos, anémonas e *Corynactis sp.*

A alimentação dos peixes é fornecida a partir da superfície em frente a um dos *skimmers* e também em frente à península existente no habitat. Nesta, é necessário fornecer grandes quantidades de comida para garantir que esta chegue ao fundo para os animais bentónicos.

Esta também pode ser suplementada com vitaminas, sendo que as vitaminas para fornecer aos peixes e aos elasmobrânquios é diferente, deverão estar ambas separadas devidamente em pratos e/ou baldes.

A alimentação dos elasmobrânquios à superfície é feita através da *shallow* (zona do aquário menos profunda), mais propriamente perto dos acrílicos destinados ao público e deverá ser a mais individualizada possível.

3.2.5-Mergulho

Neste habitat os mergulhos podem ser de limpeza ou de alimentação. O mergulho de alimentação é realizado uma vez por semana, maioritariamente às quartas-feiras enquanto os mergulhos de manutenção são realizados 2 vezes por semana segundo a tabela de mergulhos presente na sala destinada aos habitats.

Mergulho de Limpeza

Em contexto de exposição, é importante manter o tanque o mais apelativo possível, e para isto recorre-se a mergulhos de limpeza que para além de manterem o aquário limpo, também irão ajudar a que a qualidade de água se mantenha num nível bom. No dia anterior à realização do mesmo é necessário que o aquarista responsável coloque o cesto de recolha na *backarea* do piso inferior, junto do A5 na galeria do Atlântico, assim como a mangueira dentro deste. Este procedimento irá resultar numa menor perda de areia que quando é apanhada no cesto de recolha é posteriormente lavada, desinfetada e recolocada.

Antes de começar o mergulho o aquarista responsável deverá avisar a equipa de suporte de vida do começo deste para que sejam fechados os *skimmers* evitando a saturação do sistema devido a perdas excessivas de água. O aquarista coloca a mangueira para sifonar dentro de água e monta o sistema para ferrar a mangueira, ligando a bomba.

O mergulhador, ou os mergulhadores, procedem então para a sifonagem e/ou escovagem do tanque. Após o término deste os mergulhadores deverão retirar as mangueiras de dentro de água, desmontar o sistema de ferragem, abrir a bomba e retirar o pré-filtro presente na mesma.

Terminado o mergulho de limpeza, cabe ao aquarista o dever de retirar o cesto de recolha presente na galeria do Atlântico assim como a lavagem, desinfecção e secagem do mesmo para ser reutilizado no próximo mergulho de limpeza. A areia sifonada deverá ser lavada e colocada a desinfetar numa caixa na sala de desinfecção, onde 24h depois será novamente lavada e colocada na *backarea* para ser reposta no tanque de destino.

3.3- Habitat Antártico

3.3.1- Descrição

Designado como T3, o Habitat do Antártico é o terceiro ponto de visita no oceanário de Lisboa. Este representa a costa sul do Chile, onde as andorinhas Incas e os pinguins de Magalhães são as espécies mais emblemáticas aqui representadas (Figura 16).



Figura 16 – Habitat Antártico representado no Oceanário de Lisboa

3.3.2- Espécies presentes no habitat

Devido à presença de animais com a natureza dos pinguins, este tanque tem consideravelmente menos espécies (tabela 7) quando comparado com os outros habitats devido a variados fatores como a compatibilidade de espécies associada ao risco de se tornarem alimento vivo, a zona geográfica representada e o seu contexto dentro da exposição.

Tabela 7 – Espécies presentes no habitat

Nome científico	Nome comum
<i>Boopsoidea inomata</i>	Frans madame
<i>Bunodactis reynaudi</i>	Anémoma-arenosa
<i>Chrysolephus gibbieceps</i>	Red Stumpnose
<i>Diplodus cervinus</i>	Sargo-veado
<i>Epinephelus marginatus</i>	Mero
<i>Haploblepharus edwardsii</i>	Puffander Shyshark
<i>Larosterna inca</i>	Andorinha Inca

<i>Pachymetopon aeneum</i>	<i>Blue Hottentot</i>
<i>Poroderma africanum</i>	<i>Striped catshark</i>
<i>Poroderma pantherium</i>	<i>Barbeled catshark</i>
<i>Pseudactinia flagelífera</i>	
<i>Spheniscus magellanicus</i>	Pinguim de magalhães

3.3.3- Identificação das aves

Ao contrário dos Habitats até agora descritos, o T3 tem a particularidade de todos os pinguins aqui presentes terem bandas de identificação e um nome ao qual reagem (tabela 8).

Tabela 8 – Registo de identificação dos pinguins

Numero	Cor banda 1	Cor banda 2	Nome
1		X	Bowser
2		X	Marcelo
4		X	Buzzard
7		X	Joy
8		X	Luckey
10			Cherry
12			Lemon
13			Chunky
14			Zorrina
16			Bébé
22			Frank
24			Obelix
31			Marecos
33			Tuks
34			Oki
37			Pantunes
46			Oliver Twist
47			Sal
49			Luci
50			Leo
53			Luca
54			Eva
57			Xico
58			Blackie
60			Yoshi
62			Zita
64			Zucki
65			Zazu

3.3.4- Rotinas

As rotinas deste são semelhantes às descritas no Habitat do Atlântico, sendo a lavagem e desinfecção realizadas de manhã, até às 10h e também com recurso a máquina de pressão e ao equipamento de proteção. Depois de lavado o habitat também são lavadas as duas *backareas* presentes no mesmo e 3 dias por semana é desinfetado também o terceiro piso. Nota ainda para o facto de na época de reprodução, a lavagem desta requer alguns cuidados especiais, pois devido à presença dos ninhos e à ocupação destes pelos pinguins, deverá ter-se atenção redobrada para não correr riscos e não os incomodar em demasia.

A temperatura do tanque é medida de manhã com recurso a um termómetro digital presente na backarea e é registada no laboratório. Ao longo do dia deverá ter-se em atenção o estado dos animais assim como o seu comportamento e registar qualquer anomalia. No final do dia deverá verificar-se no gráfico fornecido pela equipa de manutenção os valores de redox temperatura máxima e mínima e registar na folha de registo própria ao efeito.

Mergulhos

Os mergulhos neste habitat podem ser de alimentação ou de manutenção, sendo que os mergulhos de manutenção são realizados duas vezes por semana e o de alimentação uma vez por semana.

3.3.5-Alimentação

Pinguins

Estes (figura 17) são alimentados à mão, duas vezes por dia, às 9h45m e às 15h30m tanto em época de reprodução como no resto do ano, e a sua dieta é maioritariamente à base de sprat e capelim, podendo para certos animais ser incluindo arenque. O suplemento vitamínico é fornecido de manhã, sendo fornecido um por ave.



Figura 17 – Pinguins de Magalhães (*Spheniscus magellanicus*) presentes no habitat do Ártico (T3) do Oceanário de Lisboa

Ao chegar ao habitat para dar início à alimentação, dever-se-á anunciar a entrada com recurso a um assobio ou ao chamar as aves pelos nomes. Estes estão habituados a haver 3 estações de alimentação.

1º- À saída do túnel de acesso ao habitat, onde se deve permanecer enquanto existirem aves interessadas no alimento.

2º- No topo da rampa de acesso à água procedendo-se da mesma forma.

3º- Junto do tanque, no fim da rampa, para alimentar as aves dentro de água, como representado na figura 18.

A Alimentação deverá terminar quando o interesse nesta cessar ou no máximo após 45 minutos depois do início da mesma.



Figura 18 – Alimentação individual dos pinguins pelo estagiário

No final desta, realizar os devidos registos de alimentação dando uma pontuação consoante o alimento ingerido que irá avaliar qualitativamente a alimentação da colónia.

- 0 se não comeu
- 1 se come até 3 peixes
- 2 se come até 6 peixes
- 3 se come mais de 6 peixes

Incas

Estas (figura 19) são alimentadas duas vezes por dia, às 10h00 e às 15h30 e é realizada depois de terminada a alimentação dos pinguins. Também com uma dieta à base de sprat, capelim e filetes de arenque, o alimento pode ser lançado ao ar ou para dentro do tanque onde

as aves irão mergulhar para o apanhar ou para cima da placa de gelo caso estas mostrem interesse na mesma. Ao contrário dos pinguins as Incas não são avaliadas individualmente mas sim como um bando, podendo ter as mesmas avaliações de 0 a 3 dependendo do número de aves que se mostre com interesse na alimentação.



Figura 19– Andorinhas Incas (*Larosterna inca*) presentes no habitat do Ártico (T3) do Oceanário de Lisboa

Peixes, tubarões e invertebrados

A alimentação dos peixes e tubarões é realizada em mergulho, às terças-feiras. Na alimentação dos tubarões as vitaminas são colocadas dentro do alimento e deve-se garantir que cada animal ingere as mesmas.

3.3.6-Reprodução

A época de reprodução é iniciada em Março e com o início desta são abertos os ninhos, não havendo um dia específico para a abertura destes dependendo do comportamento das aves. Esta irá durar até Outubro e todos os ninhos deverão ser abertos em simultâneo para evitar que casais fiquem sem local para nidificar. Durante estes meses as rotinas irão variar daquelas previamente descritas, sendo mais individualizadas para cada ave e as limpezas com mais cuidados.

Limpeza

Durante esta é importante que os ninhos não se molhem nem entrem em contacto com a água, sendo que durante a época de reprodução apenas se lavam diariamente as zonas do habitat que não comprometam o estado dos ninhos, podendo estes ser lavados pontualmente caso não estejam a ser habitados.

Alimentação

Esta é realizada da mesma forma, com as 3 estações de alimentação, sendo apenas intercalada com uma alimentação dirigida às aves presentes nos ninhos para assegurar a alimentação destes individualmente.

Ovos

Estes poderão aparecer logo no início da época de reprodução, em Março, sendo que as ultimas posturas serão em Maio. Todos os ovos deverão ser registados e verificados para observação de vascularização, podendo-se assim determinar a fertilidade dos avos e a gestão dos mesmos.

Pintos

Nos primeiros tempos é importante manter uma constante observação aos hábitos dos progenitores, sejam estes de alimentação ou comportamento uma vez que estes irão acompanhar o pinto nos seus primeiros tempos de vida ao mesmo tempo que em simultâneo são observados pelo aquarista responsável e pelo veterinário.

Passadas 10 semanas da eclosão, o peso da cria já deverá ser semelhante aos progenitores, que nesta altura já lhe fornecem alimento quase inteiro. Nesta altura a cria irá então seguir para a quarentena onde irá habituar-se a estar na presença de aquaristas assim como a aprender a aceitar o alimento fornecido à mão e a reagir ao nome que lhe será dado. Este processo irá durar cerca de 6 semanas e devido ao facto de este ser um animal que vive em colónia, irá sempre estar acompanhado por um ou mais pinguins se tal for necessário.

Assim que estes estiverem à vontade na água, habituados a comer à mão e tiverem alcançado um peso estável, estão prontos para regressar ao habitat. A reintrodução destes no habitat deverá ser realizada de manhã de modo a que estes se habituem ao novo espaço e terão de ter uma atenção especial do aquarista responsável de modo a detetar comportamentos anómalos e a quantidade de comida que ingere.

3.4- Habitat Pacifico

3.4.1-Descrição

Desenhado de modo a representar a costa da Califórnia, o habitat do Pacifico é o quarto ponto de visita no Oceanário de Lisboa. Este tem a particularidade de ao contrário dos habitats previamente descritos, conter 2 tanques de maiores dimensões (T4 e T5) em que num deles estão presentes as lontras marinhas (T4)(figura 20) e o outro simular uma floresta de Kelp (T5) representativa deste habitat. Para além destes dois taques de maiores dimensões, existe também 2 poças de maré incorporadas no sistema que enriquecem o habitat e representam as espécies presentes nas mesmas e poças de água doce. O habitat em si é também habitado por uma ave, um Ostraceiro, que voa libertamente neste.



Figura 20 – Lontras (*Enhydra lutris*) presentes no habitat Pacifico (T4) do Oceanário de Lisboa

3.4.2- Espécies presentes no habitat

3.4.2.1- T4, Tanque das lontras

Na tabela 9 é possível verificar as espécies presentes no T4. Sendo a maior atração deste as lontras marinhas (*Enhydra lutris*).

Tabela 9 – Espécies presentes no tanque T4

Nome científico	Nome comum
<i>Cymatogaster aggregata</i>	<i>Shiner perch</i>
<i>Embiotoca jacksoni</i>	<i>Black Perch</i>
<i>Embiotoca lateralis</i>	<i>Surfperch</i>
<i>Enhydra lutris</i>	Lontra-marinha
<i>Hexagrammus decagrammus</i>	<i>Kelp Greenling</i>
<i>Hypsypops rubincudus</i>	<i>Garibaldi</i>

3.4.2.2- T5, Floresta de Kelp

Na tabela 10, que representa uma floresta de Kelp, podem ser observadas algumas das espécies emblemáticas de um ecossistema do oceano Pacífico. De realçar também que T5, PM1 e PM2 pertencem ao mesmo sistema e que pode haver movimento de invertebrados de PM2 para T5 e vice-versa.

Tabela 10 – Espécies presentes no tanque T5

Nome científico	Nome comum
<i>Anthopleura xanthogrammica</i>	Anémone gigante-verde
<i>Chromis punctipinnis</i>	Donzela ferreiro
<i>Corynactis californica</i>	<i>Strawberry anemone</i>
<i>Evasterias troschelli</i>	Estrela do mar falsa ocre
<i>Haematopus ater</i>	Ostraceiro
<i>Heterodontus francisci</i>	Tubarão-boi
<i>Hypsurus caryi</i>	<i>Rainbow surfperch</i>
<i>Hypsypops rubincudus</i>	<i>Garibaldi</i>
<i>Mesocentrotus franciscanus</i>	Ouriço-do-mar
<i>Paralabrax clathratus</i>	<i>Kelp bass</i>
<i>Patiria miniata</i>	Estrela-do-mar-morcego
<i>Pisaster brevispinus</i>	Estrela-do-mar rosa
<i>Pisaster ochraceus</i>	Estrela-do-mar-ocre
<i>Sebastes caurinus</i>	<i>Copper rockfish</i>
<i>Sebastes flavidus</i>	<i>Yellowtail rockfish</i>
<i>Sebastes miniatus</i>	<i>Vermillion rockfish</i>
<i>Sebastes nigrocintus</i>	<i>Tiger rockfish</i>
<i>Sebastes pinniger</i>	<i>Canary rockfish</i>
<i>Semicossyphus pulcher</i>	<i>California sheephead</i>
<i>Strongylocentrotus purpuratus</i>	Ouriço-do-mar-purpura
<i>Triakis semifasciata</i>	Tubarão leopardo

3.4.2.3- Poça de maré 1

Na tabela 11, que é a primeira poça de maré que presente no habitat do Pacífico, nesta estão presentes alguns peixes de menores dimensões assim como anêmonas representativas do ecossistema.

Tabela 11 – Espécies presentes no tanque PM1

Nome científico	Nome comum
<i>Anthopleura elegantissima</i>	Anêmona clonal
<i>Anthopleura xanthogrammica</i>	Anêmona gigante-verde
<i>Corynactis californica</i>	<i>Strawberry anemone</i>
<i>Cymatogaster aggregata</i>	Shiner perch
<i>Embiotica lateralis</i>	<i>Surfperch</i>
<i>Evasterias troschelli</i>	Estrela do mar falsa ocre
<i>Lithopoma gibberosa</i>	<i>Red Turbant</i>
<i>Neoclinus blanchardi</i>	<i>Sarcastic fringehead</i>
<i>Pisaster brevispinus</i>	Estrela-do-mar rosa
<i>Urticina lofotensis</i>	Anêmona rosa-manchada
<i>Urticina piscivora</i>	<i>Fish-eating anemone</i>

3.4.2.4- Poça de maré 2

Nesta (tabela 12), que representa uma poça de maré de baixa profundidade, é de notar que a maioria de espécies presentes são de anêmonas.

Tabela 12 – Espécies presentes no tanque PM2

Nome científico	Nome comum
<i>Anthopleura elegantissima</i>	Anêmona clonal
<i>Anthopleura xanthogrammica</i>	Anêmona gigante-verde
<i>Corynactis californica</i>	<i>Strawberry anemone</i>
<i>Evasterias troschelli</i>	Estrela do mar falsa ocre
<i>Patiria minata</i>	Estrela-do-mar-morcego
<i>Urticina columbiana</i>	<i>Crusty red anemone</i>

3.4.3- Rotinas

3.4.3.1 Verificações diárias

- Verificar e registar diariamente e todas as manhãs o funcionamento dos sistemas de LSS das poças de maré, assim como as bombas de circulação das mesmas.
- Colocar as boias no espaço dedicado às lontras.

- Retirar arejamento do T5.
- Apanhar e recolocar mexilhões que possam ter caído da decoração do habitat.

3.4.3.2- Limpezas do habitat

As rochas e o tronco onde são alimentadas as lontras são lavados com recurso a uma máquina de pressão e posteriormente desinfetados sempre que for indicado, normalmente esta acontece duas vezes por semana e também é neste dia que são lavados os acrílicos e que é trocada a água das poças de água doce, sendo que no caso das poças de água doce esta deverá também ser trocada quando estiver visivelmente suja.

As poças de maré são sifonadas 3 vezes por semana, ou se tiver descrito na folha de cover e todo o material utilizado deverá ser posteriormente desinfetado. Duas vezes por semana são também escovados os rebordos e as paredes destas e ocasionalmente poderá ser necessário podar as algas para evitar o crescimento excessivo das mesmas.

3.4.4- Alimentação

3.4.4.1- Lontras

A alimentação destas é realizada 5 vezes por dia, sendo a primeira a de maior importância pois é nesta que são realizados os treinos das mesmas, estando sempre que possível dois aquaristas presentes para que este possa ser devidamente realizado.

Todas as lontras são alimentadas individualmente (figura 21) e no final da alimentação todas as sobras são pesadas e registadas, assim como o comportamento dos animais. A alimentação destas deverá ser o mais variada possível, de modo a evitar que estas se habituem a comer apenas o que mais gostam, mantendo assim uma dieta variada e ajustada às suas exigências nutricionais.



Figura 21 – Alimentação das lontras

No final da alimentação é fornecido aos animais cubos de gelo, estes irão funcionar como forma de estas lavarem os dentes assim como a ingerir água doce. Ocasionalmente podem ser fornecidos *ice-treats* em que a sua função é apenas de enriquecimento ambiental, estes consistem em blocos de gelo com alimento no interior e têm como objetivo encorajar os animais a partirem os blocos com o recurso do tronco de modo a obterem o alimento, esta ação não é normalmente registada na alimentação das lontras.

3.4.4.2- Ostraceiro

A única ave presente no habitat à data de escrita, o ostraceiro (*Haematopus ater*)(figura 22) é alimentado apenas uma vez por dia. O seu alimento é colocado num prato com gelo no fundo, para evitar a sua degradação rápida, e este é colocado num local específico do habitat.



Figura 22 – Ostraceiro (*Haematopus ater*) presentes no habitat Pacífico (T4) do Oceanário de Lisboa

3.4.4.3- Tubarões

Os tubarões presentes na floresta de Kelp, T5, são alimentados duas vezes por semana, uma à superfície e uma vez em mergulho onde é mais orientada a cada animal.

3.4.4.4- Invertebrados

As anémonas são alimentadas uma vez por semana, enquanto os *Corynactis sp.* São alimentados todos os dias, exceto aos fins-de-semana com 2 litros de náuplios de artémia, *Calanus sp.* e alga preparados na sala de cultura. Os ouriços são alimentados durante os mergulhos de alimentação uma vez por semana.

3.4.4.5- Teleósteos

Os peixes presentes no T4 e no T5 são alimentados duas vezes por semana, sendo a alimentação do T4 vestigial pois estes têm imenso alimento disponível derivado da alimentação das lontras. No T5 são então alimentados uma vez por semana à superfície e uma em mergulho, mais orientada. Os Peixes presentes na poça de maré 1 são alimentados todos os dias exceto fins-de-semana e as sobras deverão ser pesadas e registadas.

3.4.5- Treino das lontras

De modo a facilitar a aproximação aos animais por questões de maneoio ou por terem de ser visitadas por um veterinário, estas são treinadas para se habituarem a presença humana. O plano de treino deverá ser seguido pelo responsável e pelos aquaristas presentes assim como pelo médico veterinário. Estes treinos são diários e incluem sinais de mãos e vocais para cada atividade a ser realizada. A entoação da palavra “*Good*” de cada vez que a ação é devidamente feita irá servir de “ponte” entre a ação realizada e o fornecimento de alimento daí este comendo se denominar como *bridge*.

Os treinos podem então ter vários objetivos como o comando “*station*” que irá habituar o animal a situar-se na perpendicular em relação ao tronco em que costumam ser alimentadas, facilitando a alimentação para ambas as partes envolvidas. Existem também outros mais situacionais como “*Scale*” para quando existe a necessidade de se pesar o animal ou “*go*” e “*Stay*” caso seja necessário que o animal se mova ou fique parado.

3.4.6- Pesagem da Ave

Este é realizado anualmente, para além de pesar o animal deverá também aproveitar-se esta altura para realizar análises ao sangue mais detalhadas assim como a verificar se as bandas de identificação estão em bom estado e se não estão a magoar o animal. Este procedimento deverá ser realizado juntamente com o médico veterinário e os dados obtidos serão registados no seu registo individual.

3.4.7-Mergulhos

Neste habitat os nos seus vários tanques os mergulhos podem ser de manutenção e limpeza ou de alimentação. Os mergulhos de alimentação são realizados uma vez por semana em ambos os tanques, T4 e T5, enquanto os mergulhos de manutenção e limpeza são realizados no T4 três vezes por semana e uma vez por semana no T5.

3.5- Habitat Indico

3.5.1 Descrição

O último habitat da exposição, o último antes de se mergulhar no edifício e encontrar a exposição das galerias, o habitat do oceano indico é uma representação da costa das ilhas Seychelles e dos seres que neste habitam (figura 23). Este possui também uma zona de floresta, com flora representativa do ecossistema, que representa uma floresta tropical.



Figura 23 – Representação do habitat do oceano indico presente no Oceanário de Lisboa

A decoração deste como é possível observar nas figuras 23 e 24 tem duas grandes importâncias. A primeira sendo estética, de modo a representar o ecossistema o mais perfeitamente possível e o seu recife de coral e a segunda é devido ao comportamento de algumas espécies aqui presentes que necessitam que seja simulada a relação de simbiose entre estes e a proteção dos corais.

Neste que é o tanque do oceanário de Lisboa com um maior número de espécies diferentes, podem-se encontrar três grupos maiores de animais, os Bodiões, os Cirurgiões e as Donzelas. A mistura destes e das suas espécies, assim como a grande variedade de cores que os peixes deste oceano possuem, irão resultar numa agradável exposição de tamanhos e cores presentes num único tanque. A juntar a estes peixes existem também raias (*Taenura lymma*) que pertencem à exposição e são alimentadas a um horário específico para os visitantes poderem observar de perto.



Figura 24 – Decoração de fundo presente no tanque T6

3.5.2- Espécies presentes no Habitat

Tal como referido anteriormente, este habitat caracteriza-se pela sua variedade de cores e tamanhos que os animais aqui presentes possuem (tabela 13).

Tabela 13 – Espécies presentes no tanque T6

Nome científico	Nome comum
<i>Acanthurus leucostemom</i>	Blue surgeonfish
<i>Acanthurus lineatus</i>	Blue linned surgeonfish
<i>Acanthurus sohal</i>	Red Sea clown surgeon
<i>Amphiprion ephippium</i>	Red saddleback anemonefish
<i>Arothron meleagris</i>	White-spotted puffer
<i>Balistoides conspicillum</i>	Clown triggerfish
<i>Bodianus mosethorax</i>	Blackbelt hogfish
<i>Bodianus opercularis</i>	Blackspot hogfish
<i>Chaetodon auriga</i>	Diagonal butterflyfish
<i>Chaetodon citrinellus</i>	Citron butterflyfish
<i>Chaetodon collare</i>	Brown butterflyfish
<i>Chaetodon dolosus</i>	African butterflyfish
<i>Chaetodon falcula</i>	Blackwedged butterflyfish
<i>Chaetodon lúnula</i>	Raccoon butterflyfish
<i>Chaetodon rafflesii</i>	Latticed butterflyfish
<i>Chaetodon semilarvatus</i>	Golden butterflyfish
<i>Cheilinus undulatus</i>	Napoleon wrasse
<i>Chelmon rostratus</i>	Banded longsnout butterflyfish
<i>Chromis margaritifer</i>	Bicolor chromis
<i>Chromis viridis</i>	Blue green damselfish
<i>Chrysiptera cyanea</i>	Blue devil
<i>Chrysiptera hemicyania</i>	Azure damselfish
<i>Chrysiptera parasema</i>	<i>Chrysiptera parasema</i>
<i>Coris gaimard</i>	African coris
<i>Dascyllus aruanus</i>	Black and white damselfish

<i>Dascyllus trimaculatus</i>	<i>Domino damselfish</i>
<i>Diodon holocantus</i>	<i>Balloonfish</i>
<i>Forcipiger flavissimus</i>	<i>Forceps fish</i>
<i>Heniochus acuminatus</i>	<i>Featherfin coralfish</i>
<i>Labroides dimidiatus</i>	<i>Cleaner wrasse</i>
<i>Myripristis sp.</i>	<i>Soldierfishes</i>
<i>Naso brevirostis</i>	<i>Brown unicornfish</i>
<i>Naso lituratus</i>	<i>Barcheek unicornfish</i>
<i>Naso vlamingii</i>	<i>Vlaming's unicornfish</i>
<i>Paracanthurus hepatus</i>	<i>Flagtail surgeonfish</i>
<i>Platax oricularis</i>	<i>Narrowbanded batfish</i>
<i>Pomacanthus annularis</i>	<i>Bluering angelfish</i>
<i>Pomacanthus maculosus</i>	<i>Yellowband angelfish</i>
<i>Pomacanthus sextriatus</i>	<i>Sixband angelfish</i>
<i>Pomacentrus pavo</i>	<i>Blue damsel</i>
<i>Pseudanthias evansi</i>	<i>Yellowtail goldie</i>
<i>Pseudanthias Squamipinnis</i>	<i>Sea goldie</i>
<i>Rhinecanthus aculeatus</i>	<i>Lagoon triggerfish</i>
<i>Sargocentron so.</i>	<i>Deepwater squirrelfish</i>
<i>Scatophagus argus</i>	<i>Argus fish</i>
<i>Scolopsis bilineata</i>	<i>Bridled monocle bream</i>
<i>Siganus unimaculatus</i>	<i>Blotched foxface</i>
<i>Symphoricarthus spilurus</i>	<i>Sailfin snapper</i>
<i>Taeniura lymma</i>	<i>Blue-spotted ray</i>
<i>Thalassoma lutescens</i>	<i>Sunset wrasse</i>
<i>Toxotes jaculatrix</i>	<i>Archerfish</i>
<i>Zebrassoma desjardini</i>	<i>Indian sail-fin surgeonfish</i>
<i>Zebrassoma scopas</i>	<i>Brown Tang</i>
<i>Zebrassoma xanthurum</i>	<i>Yellowtail surgeon</i>

3.5.3- Rotinas

Devido ao facto deste habitat não ter animais na exposição sem ser nos tanques, a sua rotina de limpeza é facilitada neste aspeto, não deixando de ser necessário que seja varrido a passadeira de acesso à floresta e apanhado o lixo que nela possa existir, com isto é também necessário verificar o estado dos jardins verticais e o funcionamento do sistema de nevoeiro e de controlo de humidade.

As plantas neste habitat estão ao encargo da equipa de biologia, sendo que ocasionalmente, normalmente uma vez por semana, uma equipa de jardinagem realiza a manutenção da floresta.

Depois de cada escovagem e sifonagem do tanque, os filtros cartucho e o pré-filtro deverão ser lavados, desinfetados e trocados. Estes são desinfetados na sala de desinfeção presente na quarentena.

3.5.4- Alimentação

Tal como nos habitats previamente referidos a alimentação deste é efetuada segundo uma tabela de alimentação suplementada com vitaminas presentes na cozinha na área correspondente aos habitats.

Peixes

A alimentação destes é realizada duas vezes por dia, todos os dias da semana, e são fornecidos diferentes tipos de alimento consoante a refeição. A alimentação destes é pouco complexa, devido à presença de animais de diferentes tamanhos existe uma ordem pelo qual são alimentados, começando-se pelos de maiores dimensões, sendo o Bodião Napoleão (figura 25) (*Cheilinus undulatus*), seguido dos peixes de tamanho médio, e à medida que estes vão comendo são alimentados os peixes de menores dimensões de forma a garantir que a grande maioria dos animais comam.



Figura 25 – Bodião Napoleão (*Cheilinus undulatus*) presente no Habitat Indico (T6) do Oceanário de Lisboa

Raias

Estas (figura 26) são alimentadas de segunda a sábado, sendo Domingo o dia em que fazem jejum. Quando é realizada é feita logo após a refeição da tarde dos peixes. São alimentadas à mão com recurso a um treino audiovisual em que o aquarista responsável tem em sua posse uma vara com uma esfera vermelha a qual estas irão reagir para se alimentarem. Este treino é denominado de “*target training*” que consiste em os animais serem habituados a alimentar-se numa estação específica e junto a um objeto específico, os animais ou verem e ouvirem o *target* seguem o mesmo, tocando-lhe para receber a recompensa (alimento). É necessário que estas sejam identificadas para acompanhar o seu estado físico e efetuar os registos o mais corretamente possível.



Figura 26 – Raia de pintas azuis (*Taeniura lymma*) presente no Habitat Indico (T6) do Oceanário de Lisboa

3.5.5- Mergulhos

Neste habitat os mergulhos podem ser de manutenção e limpeza ou de alimentação, sendo que no caso de mergulhos de alimentação são esporádicos sendo realizados apenas quando alguma das raias ou o Bodião Napoleão estejam com registos de alimentação negativos. Os mergulhos de manutenção são realizados duas a três vezes por semana podendo variar consoante o estado de limpeza do aquário.

3.5.6- Qualidade da água

Tal como em todos os habitats, galerias e tanques presentes na quarentena, o habitat do indico tem as suas qualidades da água medidas diariamente pela equipa do laboratório. Este tem necessidades especiais quando comparado com os outros habitats devido à sua temperatura mais alta, a salinidade varia mais facilmente, devido a esse fator é importante que caso se note nos registos que a salinidade está num valor de 33.1ppt por dois dias seguidos, se deva avisar a equipa de manutenção para adicionar 400L de água doce.

Conclusão

Finalizado o estágio neste que é um aquário reconhecido mundialmente, foi possível desenvolver inúmeras competências e alcançar facilmente os objetivos que o estágio requeria.

Foi possível contactar com variadas espécies diferentes, cada uma com os seus próprios hábitos, desde os peixes até aves e ainda mamíferos marinhos como lontras. Todas estas diferentes espécies em que o aquarista tem de se ser flexível e habituar-se a estes comportamentos que diferem entre eles. A aquisição de mais conhecimento sobre o sistema de suporte de vida e os seus componentes, desde a sua função até à sua manutenção básica que ocasionalmente é necessária e a ajuda a manter o bem-estar do equipamento. Todas estas peças deste puzzle que irá ajudar a baixar custos de manutenção e mais importante, mantém o sistema a funcionar em perfeitas condições deixando a água em perfeito estado para não prejudicar os animais. A importância de uma alimentação variada, equilibrada e suplementada quando necessário. A importância da limpeza dos aquários, que feita regularmente evita a que o estado da água seja degradado e os seus ajustes ocasionais.

Todos estes objetivos apenas foram alcançados devido a uma supervisão adequada e cuidada, que me deu a possibilidade de trabalhar com pessoal de excelência na sua área enquanto aprendia simultaneamente.

Referências

- Ali, K., Memon, S., & Shakoor, A. (2020).** Monitoring of Water Quality of Aquarium by using IOT technology. *Journal of Applied Engineering & Technology (JAET)*, 4(2), 22-34.
- Braverman, I. (2019).** Fish encounters: Aquariums and their veterinarians on a rapidly changing planet. Irus Braverman.(2019).“Fish Encounters: Aquariums and their Veterinarians in a Rapidly Changing World.” *Humanimalia*, 11(1), 1-29.
- Dolan, E., Murphy, N., & O’Hehir, M. (2013).** Factors influencing optimal micro-screen drum filter selection for recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 56, 42-50.
- Dubber, G. G., Branch, G. M., & Atkinson, L. J. (2004).** The effects of temperature and diet on the survival, growth and food uptake of aquarium-held postpueruli of the rock lobster *Jasus lalandii*. *Aquaculture*, 240(1-4), 249-266.
- Fernandez, E. J., Tamborski, M. A., Pickens, S. R., & Timberlake, W. (2009).** Animal–visitor interactions in the modern zoo: Conflicts and interventions. *Applied Animal Behaviour Science*, 120(1-2), 1-8.
- Ikuta, K., Suzuki, Y., & Kitamura, S. (2003).** Effects of low pH on the reproductive behavior of salmonid fishes. *Fish physiology and biochemistry*, 28(1), 407-410.
- Jensen, E. A., Moss, A., & Gusset, M. (2017).** Quantifying long - term impact of zoo and aquarium visits on biodiversity - related learning outcomes. *Zoo biology*, 36(4), 294-297.
- Jafari, L. (2020). *The Effects of Protein Skimmer, Hydrogen Peroxide and Salinity on Water Quality in RAS* (Master's thesis, NTNU).
- Karataev, O. R., & Karataeva, E. S. (2018, September).** Mechanical filtration, based on elective concentration of particles, as an innovative method of water treatment. In *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering* (Vol. 412, No. 1, p. 012030). IOP Publishing.
- Laneuville, M., Kameya, M., & Cleaves, H. J. (2018).** Earth without life: A systems model of a global abiotic nitrogen cycle. *Astrobiology*, 18(7), 897-914.
- McGee, M. V., & Cichra, C. (2000).** *Principles of water recirculation and filtration in aquaculture*. Gainesville, FL: University of Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agriculture Sciences, EDIS.
- Monchai Pumkaew, Thanut Taweephitakthai, Penpicha Satanwat, Patchari Yocawibun, Parichat Chumtong, Wiboonluk Pungrasmi, Sorawit Powtongsook (2021).** Use of ozone for *Vibrio parahaemolyticus* inactivation alongside nitrification biofilter treatment in shrimp-rearing recirculating aquaculture system, *Journal of Water Process Engineering*, Volume 44.
- Michael Mader, Christian Schmidt, Robert van Geldern, Johannes A.C. Barth. (2017).** Dissolved oxygen in water and its stable isotope effects: A review, *Chemical Geology*, Volume 473, Pages 10-21.
- Mellish, S., Ryan, J.C., Pearson, E.L. and Tuckey, M.R. (2019),** Research methods and reporting practices in zoo and aquarium conservation-education evaluation. *Conservation Biology*, 33: 40-52.

- Mullen, S. (2009).** Classroom aquaponics: Exploring nitrogen cycling in a closed system teacher's guide. *Cornell University*.
- Natarajan, M., Raja, P., Marichamy, G., & Rajagopal, S. (2009).** Effect of temperature, dissolved oxygen variation and evaporation rate in marine aquarium. *Current Research Journal of Biological Sciences*, 1(3), 72-77.
- Reebs, S. (2018).** *Fish Behavior in the Aquarium and in the Wild*. Cornell University Press.
- Robinson, A., & Murray, N. (2019).** Evaluating ocean learning—the principles and practicalities of evaluating formal education audiences in an informal education environment. In *Exemplary Practices in Marine Science Education* (pp. 143-156). Springer, Cham.
- Saleh, I. A., Zouari, N., & Al-Ghouti, M. A. (2020).** Removal of pesticides from water and wastewater: Chemical, physical and biological treatment approaches. *Environmental Technology & Innovation*, 19, 101026.
- Schoepf, V., Cornwall, C. E., Pfeifer, S. M., Carrion, S. A., Alessi, C., Comeau, S., & McCulloch, M. T. (2018).** Impacts of coral bleaching on pH and oxygen gradients across the coral concentration boundary layer: a microsensor study. *Coral Reefs*, 37(4), 1169-1180.
- Shuangyao, W., Zhiqiang, J., Mingguang, M., Shoukang, M., Yang, S., & Youzhen, S. (2018).** Effects of seawater pH on survival, growth, energy budget and oxidative stress parameters of juvenile turbot *Scophthalmus maximus*.
- Spitzer, W., & Anderson, J. (2011).** Global Climate Change and Ocean Education. In *AGU Fall Meeting Abstracts* (Vol. 2011, pp. ED11D-03).
- Terry, L. G., Pruisner, P., Peterson, E., Dickenson, E., Wang, J., & Summers, R. S. (2019).** Scale-up methodology for biological filtration removal of dissolved organic matter. *Environmental Engineering Science*, 36(4), 405-412.
- Wong, S., Ngadi, N., Inuwa, I. M., & Hassan, O. (2018).** Recent advances in applications of activated carbon from biowaste for wastewater treatment: a short review. *Journal of Cleaner Production*, 175, 361-375.
- Torquemada, Y. F., Durako, M. J., & Lizaso, J. L. S. (2005).** Effects of salinity and possible interactions with temperature and pH on growth and photosynthesis of *Halophila johnsonii* Eiseman. *Marine Biology*, 148(2), 251-260.
- Velasco, J., Gutiérrez-Cánovas, C., Botella-Cruz, M., Sánchez-Fernández, D., Arribas, P., Carbonell, J. A., & Pallarés, S. (2019).** Effects of salinity changes on aquatic organisms in a multiple stressor context. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 374(1764), 20180011.
- WETZEL, J. A., & O'BRIEN, M. O. L. Y. (1995).** Aquariums: a look to the future. *International Zoo Yearbook*, 34(1), 1-6.

Yu, C., Huang, X., Chen, H., Godfray, H. C. J., Wright, J. S., Hall, J. W., ... & Taylor, J. (2019). Managing nitrogen to restore water quality in China. *Nature*, 567(7749), 516-520.

Xia, X., Zhang, S., Li, S., Zhang, L., Wang, G., Zhang, L., Li, Z. (2018). The cycle of nitrogen in river systems: sources, transformation, and flux. *Environmental Science: Processes & Impacts*, 20(6), 863-891.

Zhang, G., Li, W., Chen, S., Zhou, W., & Chen, J. (2020). Problems of conventional disinfection and new sterilization methods for antibiotic resistance control. *Chemosphere*, 254, 126831.