

# **Identificação e Desenvolvimento Larvar de Peixes Tropicais do Indo Pacífico no Oceanário de Lisboa**

Lurdes Raquel Santos Ferreira

Dissertação de Mestrado em Ciências do Mar e Recursos  
Marinhos – Especialidade em Aquacultura e Pescas

2014

Lurdes Raquel Santos Ferreira

## **Identificação e Desenvolvimento Larvar de Peixes Tropicais do Indo Pacífico no Oceanário de Lisboa**

Dissertação de Candidatura ao grau de Mestre em Ciências do Mar e Recursos Marinhos – Especialidade em Aquacultura e Pescas submetida ao Instituto de Ciências Biomédicas de Abel Salazar da Universidade do Porto.

**Orientador** – Professor Doutor Eduardo Rocha

**Categoria** – Diretor do Mestrado de Ciências do Mar e Recursos Marinhos

**Afiliação** – Instituto de Ciências Abel Salazar, Universidade do Porto

**Orientador** – Doutor José Pedro Oliveira

**Categoria** – Curador

**Afiliação** – Estação Litoral da Aguda

**Orientador** – Hugo Batista

**Categoria** – Supervisor Departamento Biologia

**Afiliação** – Oceanário de Lisboa

## RESUMO

A captura de animais selvagens para a aquariofilia ornamental, está a aumentar cada vez mais. Esta captura excessiva causa elevados impactos negativos nas espécies capturadas e nos seus habitats. Fazer a recolha dos ovos destes animais, de forma controlada, poderia ser um método sustentável de combater estes excessos de capturas, realizando, posteriormente, a sua produção. Este método de cultivo, que é altamente benéfico quer ecológica, quer economicamente, é particularmente relevante para os aquários públicos como o Oceanário de Lisboa (ODL), pois permitiria a reposição dos seus *stocks*, fazer trocas de animais com outras instituições e divulgar com mais credibilidade a conservação dos oceanos e das suas espécies. Neste trabalho, tentou-se identificar as larvas recolhidas do Habitat do Índico (T6), que, após a recolha dos seus ovos, eram colocadas em três tanques com volumes diferentes (2 L, 20 L e 200 L). Foram elaborados três ensaios, fornecendo-se *Gymnodinium* spp., *Oxyrrhis marina*, os dois em conjunto (com desfasamento temporal) e um ensaio sem qualquer tipo de alimento, ou seja, Inanição. Os resultados obtidos demonstram a existência de uma diferença estatisticamente significativa entre o menor volume e os restantes dois (que não apresentaram diferenças significativas entre si). Neste, as larvas demoraram menos tempo a atingir 100% mortalidade. Relativamente à identificação das espécies a que pertenceriam os ovos e larvas utilizados, apesar de, até à fase de desenvolvimento em que foi possível segui-los, não ter sido possível definir, inequivocamente, a sua identidade, foi possível indicar a espécie *Pseudanthias squamipinnis* como sendo uma das mais prováveis.

**Palavras-chave:** ovos; larvas; peixes tropicais, Indo-Pacífico, produção ornamental, alimentação.

## ABSTRACT

The capture of wild animals for the ornamental fish industry is increasing more and more. This excessive capture causes huge negative impacts in the captured species and their habitats. Collecting their eggs, in a controlled way, could be a sustainable way of lessening this pressure and producing viable ornamental fish. This method of culture, which is highly beneficial both in an ecological and economic way, is particularly relevant to public aquariums as the Oceanário de Lisboa (ODL). This solution would allow the replacement of ornamental fish stocks and exchanging of animals with other institutions. Also, more credibility would be given to the publicity of conservation of the oceans and their species. In this work, efforts were made for the identification of larvae sampled from the tank that represents the Indo-Pacific Habitat (T6), and after the egg collection these were relocated to three tanks with different volumes (2 L, 20 L e 200 L). Four assays were elaborated: feeding *Gymnodinium spp.*, *Oxyrrhis marina*, the two together (with time lag) and an assay without any type of food, ie Starvation. The results show the existence of a statistically significant difference between the smallest volume and the remaining two (which showed no significant differences between them). In the 2 L tank, larvae took less time to reach 100% mortality. Concerning the identification of species of the eggs and larvae used, although it wasn't possible to define unequivocally its identity, it was possible to indicate the *Pseudanthias squamipinnis* as being one of the most likely species.

**Key-words:** eggs, larvae, tropical fishes, Indo-Pacific, ornamental production, food.

## AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar quero agradecer ao professor José Pedro, por todo o apoio, ajuda, orientação e paciência que teve comigo nesta altura tão complicada e por sempre me tranquilizar.

Um grande obrigado a todo o pessoal do Oceanário pela ajuda, companheirismo e amizade ao longo destes 11 meses de trabalho, em especial à Dr<sup>a</sup> Núria Baylina que foi quem me estendeu a mão com este projeto e ao Hugo Batista por toda ajuda, apoio, colaboração e orientação dada.

À minha família, que sem eles jamais teria conseguido, começando pelos meus pais, que foram fundamentais neste percurso. O Apoio deles foi mais do que decisivo para a finalização deste trabalho. Gosto tanto de vocês e são, sem dúvida, os pilares da minha vida. OBRIGADA MÃE, OBRIGADA PAI!

Aos meus irmãos que sempre estiveram lá para mim, para tudo, em especial ao André por me acolher na sua casa e ouvir-me tantas vezes, assim como à Anabela, que foi muitas vezes como uma irmã para mim. Ao Décio e à M<sup>a</sup> João pelo apoio e disponibilidade dada e por todos os fins-de-semana passados em Coimbra.

À minha tia São e tio Tó, por me acolherem de braços abertos em sua casa durante toda a estadia em Lisboa. Foi tão bom poder partilhar este ano com vocês.

À minha priminha Xana por toda a amizade, dicas dadas, todo o apoio, disponibilidade e ajuda e à minha priminha Marina pelas conversas, apoios e desabafos partilhados.

Aos meus sobrinhos, por serem a minha fonte de energia. Obrigado João, David, André, Afonso e Diogo por todos os sorrisos, abraços, brincadeiras, gargalhadas, passeios, histórias, jogos, vitórias e até os primeiros passos. Gosto “milhões de infinito e mais além” de vocês todos, pequeninos da tia.

Obrigada aos meus amigos. À Vanessa e à Susana, que já vêm de trás comigo, que apesar da distância estamos sempre juntas e trago-vos no meu coração. Obrigada pelo vosso apoio, é tão bom (ainda) sentir-vos ao meu lado, como sempre estiveram.

Obrigada Joana, por me teres aturado tanto, por estares sempre pronta a ouvir-me; os meus desabafos, as minhas incertezas, as minhas tristezas, perturbações, etc. Obrigada por estares sempre pronta a fazer-me sorrir. GMDT

Obrigada Francisco, por teres estado ao meu lado durante todos os momentos vividos, desde que cheguei a Lisboa. Foste aquela pessoa que apareceu inesperadamente na minha vida e que veio para ficar. Obrigada por todas as tuas palavras de carinho, de apoio e acima de tudo, por estares lá sempre para mim.

E tu Diogo (ou melhor, Didi). Bem, para ti não há palavras para descrever o quão importante tu foste ao longo do mestrado inteiro. Eu prometi-te dez páginas (no mínimo), mas aqui é impossível. Mas sabes que estou eternamente grata por tudo o que fizeste por mim e sinceramente, obrigada por esta amizade tão singular que criamos. Obrigada pelo companheirismo, pelas brincadeiras, passeios, desabafos, pela paciência que tiveste (e continuas a ter) comigo, pelas gargalhadas, etc. Obrigada, obrigada, obrigada...

Quero agradecer à Lena porque foi quem fez a minha inscrição no mestrado, porque era-me fisicamente impossível fazê-lo e foste tu quem o fez e à D. Piedade, por me acolher como sendo sua filha, mesmo que eu aparecesse só para almoçar e/ou jantar.

Ao Ricardo José, por todas as ajudas e dicas dadas ao longo do mestrado.

Um agradecimento, um pouco estranho talvez, mas muito importante na vida. A todas aquelas pessoas que passaram por mim, com intensões menos boas, que me magoaram, que me rebaixaram, etc ; por me fazerem ver que a realidade não é aquele mundo cor-de-rosa imaginário, mas sim um mundinho repleto de pessoas más. Obrigada pela força que ganhei com vocês.

E não podia deixar de acabar estes agradecimentos sem falar dos meus cães, que fazem parte da minha vida, da minha família. Obrigada Rocky, Oscar, Pantufa e Linda pelos vossos mimos sinceros, pelas receções únicas com que me presenteavam quando chegava a casa depois de meses fora. Obrigada por todos os passeios que serviam para descomprimir, distrair, recuperar energias, sair do mundo das pessoas e cingir-me à vossa simplicidade, ao vosso amor sincero!

## Índice

Índice de figuras .....	viii
Índice de tabelas.....	x
INTRODUÇÃO.....	11
COMÉRCIO DE ESPÉCIES ORNAMENTAIS .....	15
PRODUÇÃO DE PEIXES ORNAMENTAIS .....	18
CAPTURAS DE PEIXES ORNAMENTAIS .....	19
IMPACTOS DA PRODUÇÃO DE PEIXES ORNAMENTAIS.....	21
AQUÁRIOS PÚBLICOS .....	25
MATERIAL E MÉTODOS .....	27
DESENHO EXPERIMENTAL .....	29
CULTURA DE FITO E ZOOPLÂNCTON.....	30
CULTURA LARVAR .....	33
RESULTADOS .....	37
ESPÉCIES .....	37
IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES .....	41
ANÁLISE ESTATÍSTICA .....	58
DISCUSSÃO .....	63
ANEXOS.....	69
REFERÊNCIAS .....	74

## Índice de figuras

Figura 1. Captura mundial da pesca e produção de aquacultura (FAO, 2014) ...	11
Figura 2. Principais Países Exportadores Mundiais .....	16
Figura 3. <i>Macropodus opercularis</i> .....	17
Figura 4. <i>Betta splendens</i> .....	17
Figura 5. <i>Amphiprion spp.</i> .....	22
Figura 6. <i>Scleropagus formosus</i> .....	23
Figura 7. <i>Epalzeorhynchus bicolor</i> .....	23
Figura 8. <i>Tridacna spp.</i> .....	24
Figura 9. Oceanário de Lisboa .....	27
Figura 10. Habitat do Índico .....	28
Figura 11. Distribuição dos diferentes ensaios.....	29
Figura 12. <i>Gymnodinium spp.</i> .....	31
Figura 13. <i>Oxyrrhis marina</i> .....	32
Figura 14. Rede no Skimmer .....	35
Figura 15. Local da experiência .....	35
Figura 16. Contagem de larvas mortas .....	36
Figura 17. Separação dos ovos .....	36
Figura 18. Ovos viáveis .....	36
Figura 19. Ovos inviáveis .....	36
Figura 20. Larva com 1 dia .....	37
Figura 21. Larva com 5 dia .....	37
Figura 22. Larva com 7 dia .....	37
Figura 23. <i>Taeniura lymna</i> .....	42
Figura 24. Larva <i>Aulostomus chinensis</i> .....	43
Figura 25. Adulto <i>Aulostomus chinensis</i> .....	43
Figura 26. Larva do género <i>Luzonichthys</i> .....	49
Figura 27. <i>Pseudanthias evansii</i> .....	49
Figura 28. <i>Pseudanthias squamipinnis</i> .....	50
Figura 29. Género <i>Pentapodus</i> .....	51
Figura 30. <i>Scolopsis bilineata</i> .....	51
Figura 31. Larva de <i>Chaetodontid</i> – Chelmon ou Coradion spp. ....	52
Figura 32. <i>Chaetodon unimaculatis</i> .....	52
Figura 33. Género <i>Forciger</i> .....	52
Figura 34. <i>Chaetodon citrinellus</i> .....	52
Figura 35. <i>Chaetodon auriga</i> .....	52



Figura 36. <i>Chaetodon collare</i> .....	53
Figura 37. <i>Chaetodon dolosus</i> .....	53
Figura 38. <i>Chaetodon falcula</i> .....	53
Figura 39. <i>Chaetodon ephippium</i> .....	53
Figura 40. <i>Chaetodon raffesii</i> .....	53
Figura 41. <i>Chaetodon lúnula</i> .....	53
Figura 42. <i>Chaetodon semilarvatus</i> .....	54
Figura 43. <i>Fraiger flavissimus</i> .....	54
Figura 44. <i>Hemiochus ocuminatus</i> .....	54
Figura 45. <i>Selenotoca multifasciata</i> .....	55
Figura 46. <i>Scatophagus argus</i> .....	55
Figura 47. Genero <i>Nasus</i> .....	56
Figura 48. <i>Acanthurus leucostermon</i> .....	56
Figura 49. <i>Acanthurus sohal</i> .....	56
Figura 50. <i>Naso annulatus</i> .....	56
Figura 51. <i>Naso brevirostris</i> .....	56
Figura 52. <i>Naso lituratus</i> .....	56
Figura 53. <i>Paracanthurus heptus</i> .....	57
Figura 54. <i>Pomacanthus annularis</i> .....	57
Figura 55. <i>Pomacanthus sexsriatus</i> .....	57
Figura 56. <i>Zebrassoma desjardin</i> .....	57
Figura 57. <i>Zebrassoma flavescens</i> .....	57
Figura 58. <i>Zebrassoma scopas</i> .....	57
Figura 59. <i>Zebrassoma xanthurum</i> .....	58
Figura 60. Comparação entre Alimento e Volume.....	59
Figura 61. Larva com 1 dia .....	61
Figura 62. Larva com 4 dias .....	61
Figura 63. Larva com 5 dias .....	61
Figura 64. Larva com 7 dias .....	61
Figura 65. Larva com 1 dia .....	62
Figura 66. Larva com 3 dias .....	62
Figura 67. Larva com 6 dias .....	62
Figura 68. Larva com 7 dias .....	62

## **Índice de tabelas**

Tabela 1. Nível de significância entre Alimento e Volume.....	59
Tabela 2. Nível de significância para o Volume .....	60
Tabela 3. Comparação do nível de significância entre volumes.....	60

## INTRODUÇÃO

Uma possível definição de aquacultura é ser a ciência e a tecnologia associada à produção aquática de animais e plantas. Não é uma prática nova, pois tem vindo a ser praticada em certas culturas orientais há mais de 2000 anos (Lawson, 1995). O papel da aquacultura é extremamente relevante ao nível global pois pode ser uma forma de ajudar a satisfazer a escassez mundial de alimento, que recentemente tornou-se mais evidente (Lawson, 1995).

A produção de peixe tem crescido nas últimas cinco décadas (ver figura 1) aumentando a oferta de peixe para consumo em 3.2%, a um nível superior do que o aumento da população mundial ultrapassando assim o crescimento da população mundial em 1,6 % (FAO, 2014).

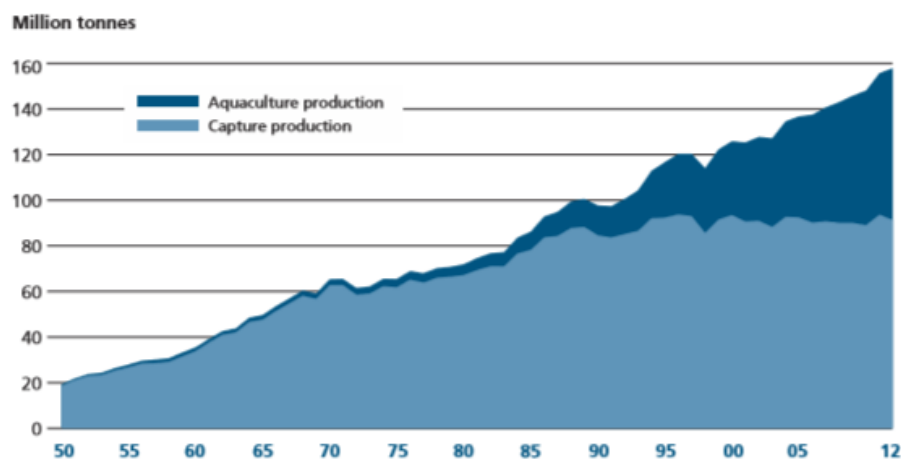


Figura 1. Captura mundial da pesca e produção de aquacultura (FAO, 2014)

A aquacultura é a atividade agropecuária que mais tem crescido em todo o globo, impulsionada principalmente pelo crescimento da população e pela tendência mundial de busca por alimentos saudáveis (FAO, 2014). Segundo o documento “Estado Mundial da Pesca e Aquicultura em 2002” publicado pela FAO em 2003, a partir de 1970, a aquacultura mundial tem vindo a apresentar índices médios anuais de crescimento de 9,2%, comparados com apenas 1,4% na pesca extrativa e 2,8% na produção de animais terrestres. Estima-se que em 2025 haverá uma demanda de 162 milhões de toneladas de pescado e como a pesca extrativa permanecerá em torno de 85 milhões de toneladas, a diferença terá que ser suprida pela aquacultura. Devido à crescente demanda por alimento tornou-se necessário o desenvolvimento de tecnologias para a

produção de peixes em grande escala, que complementassem a produção natural e que tivessem capacidade de saciar a demanda mundial de pescado, procurando também a sustentabilidade económica e ambiental. Assim, hoje, no mundo todo, um grande número de espécies de água doce e salgada são produzidas em diferentes sistemas de produção e com níveis tecnológicos variáveis (Murgas et al., 2003).

O consumo mundial de peixe por pessoa aumentou, de uma média de 9,9 kg em 1960 para 19,2 kg em 2012. Este impressionante desenvolvimento tem sido impulsionado pela combinação do crescimento populacional, pelo aumento da urbanização e dos seus rendimentos, a facilitada e forte expansão da produção de peixes e canais de distribuição mais eficientes (FAO, 2014). A captura mundial total em 2011 foi de 93,7 milhões de toneladas, e foi o segundo mais elevado de sempre, ligeiramente abaixo dos 93,8 milhões de toneladas em 1996. Além disso, 2012 mostrou um novo máximo de produção (86,6 milhões de toneladas) (FAO, 2014).

Considerando que, na década de 1970 a produção de peixes e invertebrados marinhos cultivados dependiam quase exclusivamente da captura de juvenis selvagens para *stock* e posterior criação em tanques ou jaulas, a domesticação completa de muitas espécies marinhas e água salobra de aquacultura só foi alcançada durante as décadas de 70 a 90 (Lavens e Sorgeloos, 1996). No entanto, desde então, a produção controlada de larvas de reprodutores em cativeiro, ou por outras palavras, a produção de alevins, agora tornou-se uma operação de rotina para as espécies de peixes e mariscos mais cultivadas. Atualmente, bilhões de larvas de peixes e mariscos (ou seja, *Salmoniformes*, *Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata*, *Diplodus sargus*, Mollusca, Decapoda, etc) são produzidos em maternidades por todo o mundo (Lavens e Sorgeloos, 1996).

Dentro do âmbito da aquacultura, a produção de peixes ornamentais é uma área atualmente em grande destaque, devido ao elevado número de consumidores finais que, como “*hobby*”, optam muitas vezes por ter nas suas casas aquários simulando biótopos, como forma de decoração do espaço.

O comércio ornamental de animais marinhos vivos é uma indústria em rápido crescimento, que depende quase exclusivamente da recolha de animais (ao contrário do que se passa em ambientes de água doce) dos ecossistemas de recifes de coral (Chapman et al., 1997). Esses ecossistemas estão entre os mais frágeis da terra, e a sua saúde está a ser severamente ameaçada pela construção costeira, sedimentação de material agrícola, poluição da água e pelo aquecimento global (The Coral Reef Alliance, 1999). Também há evidências que as práticas de captura destrutivas de animais selvagens tanto para consumo alimentar como peixes ornamentais, existem em

muitas partes do mundo (Johannes e Riepen, 1995; Rubec, 1997; The Coral Reef Alliance, 1999). De fato, a rápida destruição do ecossistema dos recifes de coral e o declínio das populações de espécies marinhas levou vários países a restringir e / ou proibir completamente a colheita, importação, exportação e venda de espécies marinhas selecionadas (Tellock, 1996). Como os recursos estão a esgotar-se e a biodiversidade está a perder-se, existe agora a preocupação de que a indústria ornamental marinha possa não ser sustentável num futuro próximo, a menos que sejam tomadas agora medidas para conservar os recursos biológicos e procurar alternativas.

Muitas vezes, para a obtenção destes animais, recorre-se a tipos de pescas insustentáveis, prejudicando os animais, o meio envolvente onde se encontram e o ecossistema no geral. Esta questão é preocupante, não só porque algumas das espécies que contribuem para os 27 milhões de peixes, 16 milhões de corais e 10 milhões de invertebrados negociados a cada ano, podem estar a ser sobre explorados (Sadovy e Vincent, 2002), mas também porque muitas vezes são utilizados métodos de pesca destrutiva para recolhê-los (Green, 2003; Wabnitz et al., 2003). O mais notório desses métodos envolve o uso ilegal de cianeto de sódio para atordoar os peixes (Pet-Soede e Erdmann, 1998; Rubec et al., 2001), facilitando a sua captura, e tem pelo menos três consequências indesejáveis para os recifes de coral. Em primeiro lugar, uma grande proporção de peixes morrem durante a colheita ou logo após a compra (Rubec, 1986; Hanawa et al., 1998; Rubec et al., 2001), como consequência, são capturados mais indivíduos para atender a demanda, do que se fossem utilizados métodos de recolha mais benéficos. Em segundo lugar, a estrutura física dos recifes de coral está a ficar danificada porque estes são destruídos para retirar peixes de cavidades e recuperá-los (Halim, 2002). Em terceiro lugar, não há garantia que espécies de peixes não-alvo, corais e outros invertebrados, não sofram morte por envenenamento (Jones e Steven, 1997; McManus et al., 1997; Mous et al., 2000).

As espécies de peixes marinhas são mais difíceis de produzir, devido às elevadas exigências na qualidade da água, complexidade de equipamentos, investimento inicial muito elevado, bem como às dificuldades encontradas na alimentação de larvas e juvenis de peixes que limitam o sucesso da aquacultura marinha (Sampaio et al., 2006). Por isso, descobrir a forma de produzir todas as espécies utilizadas no mercado de peixes ornamentais, de forma a fazer essa produção em cativeiro como alternativa à captura dos animais selvagens seria de elevada importância, quer na vertente comercial, quer na vertente ecológica. Assim, seria possível preservávamos tanto as espécies como o seu habitat natural e, ao mesmo tempo, existiriam peixes comercialmente disponíveis.

A recolha dos ovos e/ou larvas é uma forma de captura sustentável que garante a continuidade da espécie, porque não são capturados os reprodutores (Sven e Gills, 2005). Posteriormente é realizada a engorda em meio controlado, mas como em todas as produções que envolvam a captura de um recurso natural deverá existir fiscalização e controlo para que não haja sobre exploração das espécies.

Os governos, organizações não-governamentais e outras partes interessadas (CBD – The Convention on biological Diversity; OATA - Ornamental Aquatic Trade Association, etc.) estão a esforçar-se para desenvolver práticas, políticas e meios para tornar o comércio ornamental tropical marinho sustentável. Pescas em pequena escala sustentadas em capturas de ovos e larvas, com posterior cultura em cativeiro parecem contribuir para este objetivo, eliminando o risco de danificar os corais através da recolha de pós-larvas com armadilhas apropriadas, e converter a alta mortalidade das pós-larvas em altas taxas de sobrevivência. Em particular, têm proporcionado conhecimento e treino para as comunidades pesqueiras no uso de redes para colher peixes sem danificar os corais (Anon, 1998; Rubec et al., 2001).

A captura de animais selvagens tem sido um problema na preservação das espécies, mas esta é uma prática que continua a ser muito utilizada devido à grande procura destes animais por parte dos consumidores finais (World Animal Foundation). Os peixes tropicais são animais muito afetados por esta prática e como tal, estão a realizar-se trabalhos no sentido inverso, de modo a que se faça a produção dos mesmos em cativeiro, protegendo as espécies selvagens, mas mantendo-as no mercado. Como tal, tem-se realizado vários estudos e ensaios na tentativa de conseguir otimizar a produção destes animais em cativeiro (Rising Tide Conservation). A principal vantagem para os consumidores é que os peixes ornamentais produzidos através da captura pós-larval, são criados em sistemas semelhantes aos domésticos, porque são mantidos em tanques e alimentados por várias semanas, podendo vir a ter maiores taxas de sobrevivência em cativeiro, em relação aos exemplares mais velhos capturados na natureza (Bell et al., 2009).

## COMÉRCIO DE ESPÉCIES ORNAMENTAIS

Em todo o mundo, a Indústria ornamental (ou aquariorfilia) é um passatempo multimilionário, e os Estados Unidos da América são considerados o maior mercado de peixes ornamentais do mundo (Conroy, 1975; Hemley, 1984; Andrews, 1990). Em 1994, 56% dos lares norte-americanos (estimados em 94,2 milhões de habitações no total) tinham animais de estimação onde 10,6% destes animais eram peixes ornamentais de água doce e água salgada, com uma média de 8,8 peixes por domicílio (APPMA 1994). A indústria de animais de estimação dos Estados Unidos em 1993 foi estimada em US \$ 3,6 bilhões, e o valor de vendas de peixes de aquário foi no valor de US \$ 0,91 bilhões (Pet Dealer, 1993). As vendas associadas ao “*hobby*” de peixes ornamentais incluem acessórios de aquário (57,7%), produtos de recifes como areias e rochas (3,8%), aquacultura de água doce (30,8%), e animais de água salgada (7,7%).

A produção de peixes ornamentais é cada vez mais um sector internacional de comércio em forte crescimento sendo uma fonte importante de rendimento para muitas comunidades rurais, costeiras e insulares (FAO, 2014). Ainda assim, existem poucos estudos para documentar o comércio mundial de peixes ornamentais (Conroy, 1975; Hemley, 1984; Ramsey, 1985; Andrews, 1990). Esta produção é considerada como um dos mercados internacionais mais importantes (Rema, 2008).

A Food and Agriculture Association (FAO, [www.fao.org](http://www.fao.org)) refere que a criação de peixes em cativeiro, ou “aquacultura”, tornou-se uma indústria global de muitos milhares de milhões de dólares, e mais de 30% de todos os animais marinhos consumidos por ano são agora criados nestes viveiros. Por todo o mundo, explorações instaladas em terra criam algas e plantas comercialmente valiosas e também milhares de milhões de crustáceos, moluscos e peixes em piscinas, tanques de cimento ou lagoas de água doce. Os viveiros no mar estão situados perto das zonas costeiras, e, nestes locais, os peixes estão concentrados em gaiolas de rede ou malha, às vezes desenvolvendo problemas de saúde e bem-estar em termos de doenças e transmissão de parasitas, eutrofização e outros tipos de poluição (WASA, 2009). As fugas de espécies exóticas potencialmente invasoras para o meio ambiente envolvente são outro problema, particularmente na aquacultura em águas doces interiores (Emerson, 1999). A componente marinha deste comércio global de peixes ornamentais é destacada num relatório recente do Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente e do Centro de Monitorização para a Conservação Mundial ([www.unep-wcmc.org/resources/publications/UNEP\\_WCMC\\_bio\\_series/17.htm](http://www.unep-wcmc.org/resources/publications/UNEP_WCMC_bio_series/17.htm)). Este relatório

estima que o número de aquaristas marinhos em todo o mundo esteja entre 1,5 e 2 milhões, com o comércio de exportação de peixes de aquário a valer entre 200 e 330 milhões de dólares por ano. Anualmente, o valor total do comércio a retalho de peixes ornamentais está avaliado em cerca de 7,2 mil milhões de dólares (incluindo aquários, filtração e outros produtos) e toda a indústria está avaliada em cerca de 15 a 30 mil milhões de dólares, em todo o mundo. Esta “pesca para a aquariofilia” massiva proporciona inúmeros empregos e meios de subsistência no comércio por grosso e a retalho e também nas zonas rurais costeiras nos trópicos, com baixos rendimentos que, de outra forma, têm recursos e opções económicas limitadas (WASA, 2009).

Singapura é o principal exportador mundial de peixes ornamentais e atualmente ocupa a primeira posição no comércio mundial de exportação. Os peixes ornamentais são responsáveis por 40% do total das suas exportações (Tay, 1977; L. Chuan, Agriculture and Veterinary, Authority of Singapore, pers. comm.)

Este é um país com pouca terra para a agricultura e ironicamente é considerada mundialmente como a capital do peixe ornamental. Está estrategicamente localizada no centro da região do Sudeste Asiático e é rica na fauna de peixes. Com a boa rede de ligações aéreas, altas temperaturas e precipitação durante todo o ano, o ambiente em Singapura é ideal para a aquacultura tropical (Ling et al., 2005/06).

Nos anos 1996 / 1997, os restantes lugares do top-5 de exportadores mundiais eram ocupados pela China (Hong Kong), Indonésia, Malásia e República Checa, respetivamente, como é visível na figura 2.

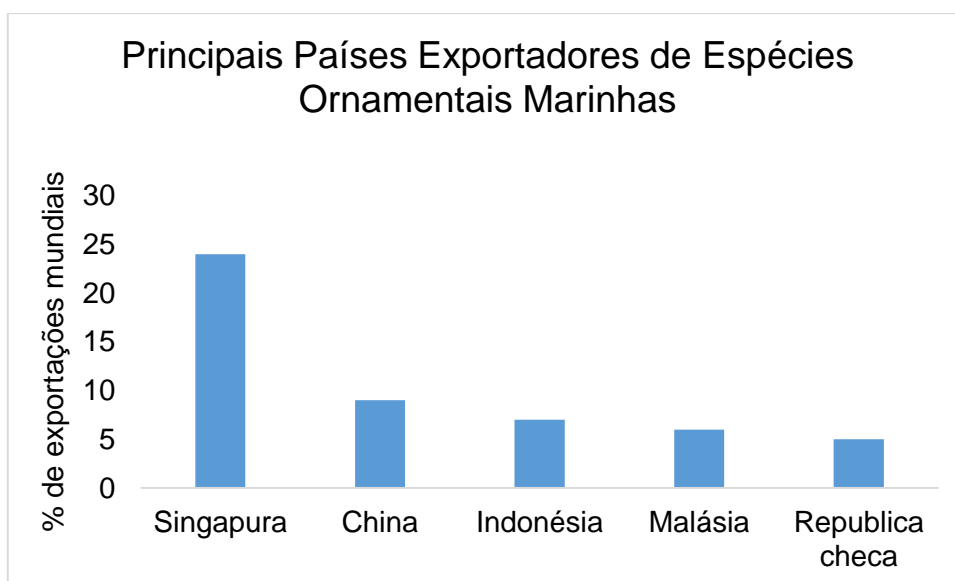


Figura 2. Principais Países Exportadores Mundiais



Os 10 principais países exportadores de peixes ornamentais são responsáveis por 70% da exportação mundial.

Ao longo do tempo, o valor das exportações mundiais causaram um grande impacto económico, aumentando consideravelmente, sendo que em 2003 houve um grande aumento (mais de 250 milhões de dólares) devido ao lançamento do filme de animação da Disney “À Procura de Nemo” provocando um “boom” nas exportações (Graham, 2005).

No comércio de espécies ornamentais, 90% do valor comercial do mercado é feito com espécies de água doce em que 90% destas espécies comercializadas são produzidas. Em contrapartida, cerca de 97% das espécies comercializadas de água salgada são selvagens (Tlusty, 2001).

Em 1880 apenas duas espécies exóticas chegavam à Europa: o peixe paraíso - *Macropodus opercularis* (Figura 3) e o peixe lutador - *Betta splendens* (Figura 4). Em 1890, chegavam cerca de 23 espécies e surgiram as primeiras empresas para importação de peixes. Em 1940, foram registadas cerca de 500 espécies diferentes entre Europa e EUA onde os peixes atingiam preços elevadíssimos. Após a 2ª Guerra Mundial o transporte civil aéreo revolucionou os mercados, possibilitando um transporte mais rápido e mais barato, permitindo cultivar peixes nos locais de onde eram originários, poupando salários altos para produtores europeus e americanos e poupando no aquecimento da água (Ling et al., 2005/06).

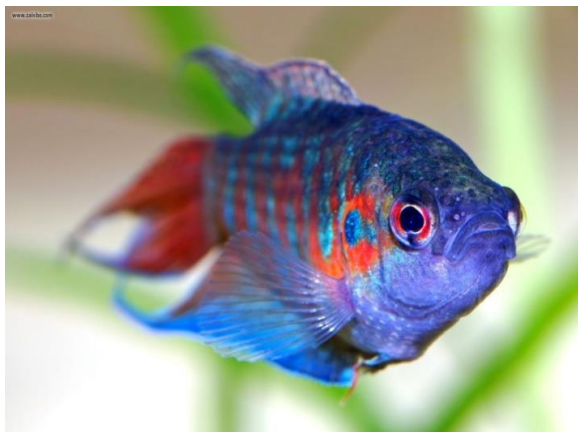


Figura 3. *Macropodus opercularis*



Figura 4. *Betta splendens*

## PRODUÇÃO DE PEIXES ORNAMENTAIS

A manutenção de peixes ornamentais está a tornar-se cada vez mais conhecida popularmente como um alívio para o *stress*. Cerca de 7,2 milhões de moradias nos EUA e 3,2 milhões na União Europeia têm um aquário e o número está a aumentar dia após dia em todo o mundo (Abalika et al., 2003). A criação de peixes ornamentais pode ser uma alternativa promissora à captura intensiva de animais selvagens. Esta exige pouco espaço e um investimento inicial menor do que a maioria das outras formas de aquacultura. Na fase inicial de uma aquacultura de peixes ornamentais, não é necessário equipamento muito sofisticado; apenas uma compreensão clara dos hábitos e da biologia dos peixes. É necessário o conhecimento das necessidades básicas para que possa ser praticado mesmo em áreas urbanas (Abalika et al., 2003).

Torna-se mais difícil produzir espécies quando os seus ovos são pequenos ou em baixo número, ou quando é necessário induzir a desova artificial. O período de tempo na fase de incubação e as várias espécies de alimentos exigidos aumentam as hipóteses de cometer erros fatais ou até mesmo introduzir doenças catastróficas, que vão fazer diferença na tolerância larval aos poluentes orgânicos e na qualidade dos cuidados necessários para alcançar altos rendimentos (Kraul, 1989).

As larvas de peixes marinhos são muito vulneráveis durante os primeiros estágios de desenvolvimento e para sobreviver, desenvolver e crescer adequadamente têm exigências rigorosas para condições bióticas e abióticas. Outros aspetos a ter em conta são os requisitos e a variedade na ontogenia, alimentação e fisiologia nutricional entre as espécies, mesmo dentro da mesma família (Kristin et al., 2012).

Obviamente, um bom conhecimento da nutrição larvar ao longo do seu desenvolvimento contribuiria para otimizar as dietas e protocolos de alimentação, e assim melhorar a qualidade larvar e juvenil. No entanto, considerando a vulnerabilidade das larvas de peixes, é sempre difícil identificar e atender às necessidades nutricionais quando várias limitações fisiológicas e metabólicas estão ligadas e cada uma delas pode impedir o crescimento ou um desenvolvimento adequado (Kristin et al., 2012).

Na criação de peixes marinhos, os estágios larvares de muitas espécies são críticos devido a terem uma boca pequena e alterações nos hábitos alimentares. Como resultado, a sua capacidade de sobrevivência é também muito menor. Para aumentar a taxa de sobrevivência é necessária bastante pesquisa e também uma forte oferta de alimento vivo adequado. As microalgas, sendo o componente predominante do primeiro nível trófico da cadeia alimentar no ambiente aquático, são muito valorizadas na

aquacultura de alimento vivo e, como resultado, a produção de algas unicelulares têm ganho grande importância em vários países devido à sua ampla utilização (Benemann, 1992; Mullerfeuga, 2000).

## **CAPTURAS DE PEIXES ORNAMENTAIS**

As capturas de peixes ornamentais, nem sempre são feitas de forma sustentável, recorrendo-se a técnicas invasivas para os animais e para o meio envolvente.

O principal objetivo das capturas deveria ser não matar os animais, através da utilização de redes, armadilhas ou captura de larvas para engorda. No entanto, ainda se faz pesca com explosivos e cianeto de sódio (McAllister, Caho e Shih, 1999). A pesca explosiva é considerada um crime e tem ameaçado espécies marinhas e ecossistemas de várias regiões do mundo, transformando ecossistemas rochosos em arenosos. Quando se dá a detonação do explosivo cerca de 5 a 10% dos peixes ficam a flutuar (mortos ou inconscientes), o que facilita bastante a captura. Mais de 50% dos recifes de corais do sudoeste asiático já se encontram danificados e a sua recuperação demora entre 100 e 120 anos (McAllister, Caho e Shih, 1999).

Os corais na natureza estão sujeitos a ameaças crescentes à sua sobrevivência devido ao branqueamento, a doenças e à acidificação dos oceanos relacionados com o aquecimento global. A propagação de corais, incluindo a reprodução sexual em aquários (ver [www.secure.org](http://www.secure.org)) é agora possível como meio de salvamento, oferecendo uma “apólice de seguro” caso determinadas espécies desapareçam da natureza (Estratégia de Investigação da EAZA, 2008). De facto, vários aquários públicos estão já ativos na recuperação de recifes através da cultura de corais. Muitas outras espécies associadas aos recifes são altamente fecundas com amplas distribuições, o que permite uma pescaria sustentável, desde que o coral sobreviva e que a pesca relacionada seja gerida eficientemente. Afinal, há uma obrigação moral e prática para permitir que as pessoas beneficiem do uso bem gerido e sustentável dos recursos marinhos, costeiros e de água doce. O desenvolvimento humano e a redução da pobreza devem, obrigatoriamente, fazer parte de uma agenda de conservação holística e integrada para os aquários públicos (WASA, 2009).

Embora os recifes de corais cubram menos de 1% do ambiente marinho, são unanimemente considerado um dos ecossistemas biologicamente mais ricos e produtivos da Terra. Eles suportam mais de 4000 espécies de peixe, cerca de 800

espécies de corais construtores de recifes e vários milhares de outros invertebrados de recifes (cnidários, esponjas, moluscos, crustáceos e equinodermos) (Paulay, 1997). As últimas décadas têm sido caracterizadas por efeitos antrópicos negativos sobre os ecossistemas de recifes de coral, como o assoreamento, o enriquecimento de nutrientes (eutrofização) devido a esgotos humanos e lixiviamento provenientes da agricultura, pesca excessiva, e mudanças climáticas globais (Baskett et al., 2010; Selig e Bruno, 2010). Ao contrário das espécies ornamentais de água doce, onde mais de 90% das espécies de peixes são atualmente produzidas em cativeiro, a grande maioria dos aquários marinhos são abastecidos a partir de espécies selvagens capturadas (Wabnitz et al., 2003).

O cianeto é um veneno que atordoa ou mata os peixes tropicais, facilitando a sua captura para abastecer os mercados de ornamentais, sendo considerada uma prática destrutiva para os recifes de coral juntamente com a pesca explosiva. Recentemente, têm sido desenvolvidos estudos que conseguem detetar a presença de cianeto nos peixes, através da análise da água, permitindo ao comprador saber se aquele peixe foi ou não capturado de forma sustentável (Vaz et al., 2012).

Cada vez mais, as pessoas estão a consciencializar-se dos impactos negativos deste tipo de capturas e estão a voltar-se para práticas mais sustentáveis. A recolha de larvas é a melhor forma de garantir o máximo sucesso na produção, porque os animais não vão ter que transitar de habitat nem vão ter que passar pela fase de adaptação ao novo meio, facilitando a produção (Thorsen, Trippel e Lambert, 2003). Em contrapartida, e visto que os peixes tropicais são muito sensíveis e exigentes nas condições envolventes, terão que ser realizados muitos estudos para se saber quais as condições ideais para cada espécie específica e sua alimentação.

O sucesso deste trabalho vai permitir que haja repovoamento através de peixes reprodutores que foram capturados e que agora estão em cativeiro (ou que já foram produzidos em cativeiro). Conseguindo fazer a recolha dos ovos/larvas e consequentemente engorda com êxito, conseguiremos obter animais para abastecer o mercado ornamental, evitando assim a recolha de animais selvagens, preservando os ecossistemas através de medidas sustentáveis.

A sustentabilidade a longo prazo da indústria ornamental marinha está ameaçada por pressões ambientais que estão degradando severamente a saúde dos ecossistemas de recifes de coral. O estado destes implica uma necessidade imperiosa da prática da conservação de recursos através do desenvolvimento de tecnologias de aquacultura "amigos dos recifes" (*reef-friendly*), como alternativa às práticas selvagens de colheita

e para restabelecer as populações selvagens degradadas. A cultura comercial de peixes ornamentais marinhos está numa fase muito inicial, mas pode avançar mais rapidamente se forem utilizadas as conclusões obtidas em vários anos de pesquisa e desenvolvimento com espécies de peixes alimentares marinhos. Os dois principais problemas que atualmente limitam a expansão da indústria ornamental marinha, são o controlo da maturação, desova em cativeiro e a identificação de itens de primeira alimentação apropriados para larvas de peixes ornamentais marinhos. (Ostrowski e Laidley, 2011).

## **IMPACTOS DA PRODUÇÃO DE PEIXES ORNAMENTAIS**

Milhares de espécies de peixes vivem em recifes de coral e, em todo o mundo, estão sob pressão crescente da exploração direta e impactos antrópicos indiretos. A conservação e gestão eficaz da vasta biodiversidade e recursos alimentares representados por estes peixes requerem uma apreciação geográfica da extensão da população. Esta, por sua vez, exige que compreendamos os ciclos de vida dos peixes, especialmente a sua dispersão e conectividade da população (Ruckelshaus e Hays, 1998).

Quase todos os peixes e invertebrados marinhos tropicais de aquário são capturados em recifes de corais ou em torno deles, incluindo anémonas-do-mar, camarões, moluscos, esponjas, caranguejos e os próprios corais decorativos (tanto duros como moles). Embora cerca de 25 espécies de peixes marinhos tropicais sejam atualmente criados em cativeiro para fins comerciais, juntamente com um elevado número de espécies de crustáceos e cnidários, a grande maioria é capturada na natureza (Tlusty, 2001). Isto levanta questões de conservação óbvias sobre os aspetos positivos e negativos do comércio ornamental marinho. É lógico que a fonte de peixes, crustáceos e celenterados para aquários públicos mais amiga da conservação seriam indivíduos criados em cativeiro mas, na realidade, a situação não é assim tão simples. Para algumas espécies cujos requisitos de reprodução são bem conhecidos, não parece haver necessidade de recolher mais indivíduos da natureza. No entanto, embora a produção de indivíduos em cativeiro possa, de facto, reduzir a pressão da recolha direta sobre as populações selvagens, também pode remover qualquer incentivo ou razão para as pessoas indígenas conservarem as populações selvagens e os seus habitats, a nível local. Os recifes de coral, por exemplo, estão a ser cada vez mais destruídos para servir como materiais de construção de estradas, reduzindo a proteção da linha

costeira (WASA, 2009). O respeito e a utilização do conhecimento tradicional dos povos pescadores indígenas, protegendo os seus direitos a um meio de subsistência e a necessidade de um comércio justo e partilha de benefícios, é uma parte importante das iniciativas contemporâneas de sustentabilidade e conservação e é também uma obrigação no âmbito da Convenção sobre a Diversidade Biológica (CBD, [www.cbd.int](http://www.cbd.int)).

Enquanto o foco das notícias populares tende a dar mais atenção aos impactos negativos da aquacultura, principalmente de espécies ornamentais, esta tem inúmeros impactos positivos. Os impactos positivos precisam de ser enaltecidos e incentivados, porque é onde a indústria da aquacultura ornamental pode ter um impacto significativo. Para evitar potenciais impactos negativos, a indústria pode criar um código de conduta que lhe permitirá ser uma força positiva significativa na economia global da preservação e conservação das espécies e habitats (Michael, 2004).

A aquacultura é considerada uma potencial alternativa à pesca excessiva de animais selvagens, através da produção em cativeiro das espécies que são mais procuradas e conseqüentemente recolhidas, que certamente contribuirá para aliviar a pressão atual sobre os recifes de coral (Tlusty, 2002; Pomeroy et al., 2006). A aquacultura ornamental tem na origem das suas preocupações o facto de que populações selvagens estão a ser pescadas insustentavelmente (Michael, 2004).

Muitas das primeiras espécies marinhas produzidas em aquacultura, tais como o peixe-palhaço (*Amphiprion spp.*) (Figura 5), não são listados pela CITES (Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies Selvagens Ameaçadas de Extinção), indicando que não são uma ameaça nem ameaçadas de extinção, assim, a produção aquícola destas espécies tem um impacto positivo (Bhat, 2004; IUCN, 2003; Nelson et al., 1996)



Figura 5. *Amphiprion spp*

Um outro impacto positivo para as espécies, é que muitas vezes os indivíduos produzidos em aquacultura são mais robustos e mais adaptados às condições de cativeiro, permitindo-lhes assim, o aumento da sua sobrevivência na entrada do mercado (nas lojas de animais), em relação aos animais selvagens capturados, que são mais sensíveis às mudanças (Michael, 2004). Com a produção aquícola de peixes ornamentais, há uma redução no número total de mortes dos animais disponíveis para a entrada no comércio de animais.

Também há um impacto positivo quando se produz uma espécie em cativeiro, em que esta já possui uma distribuição reduzida, ou já tem um número baixo de animais na sua população, ou então, de uma forma mais crítica, a espécie está ameaçada ou em perigo (Michael, 2004).

Em alguns casos, a produção aquícola era tão bem-sucedida que não só as espécies recuperavam, mas a sua recuperação foi a um ponto onde as espécies poderiam ser negociadas novamente na indústria de peixes ornamentais. O molusco gigante (*Tridacna gigas*) é uma das espécies marinhas para a qual isso é verdade. No entanto, há um grande número de espécies de água doce que dependem fortemente da produção aquícola, incluindo o peixe Arowana dourada - *Scleropagus formosus* (Figura 6), que está em perigo, e o tubarão bicolor - *Epalzeorhynchus bicolor* (Figura 7), que está extinta na natureza (Michael, 2004).



Figura 6. *Scleropagus formosus*



Figura 7. *Epalzeorhynchus bicolor*



Os impactos positivos para o ambiente não são tão enraizados na história da produção ornamental como os relativos às espécies. Estes impactos podem ocorrer a nível local através do aumento da qualidade da água. As instalações podem eliminar as águas residuais, que têm uma qualidade significativamente maior devido às grandes técnicas avançadas de filtragem e à grande necessidade da qualidade da água rigorosa de muitas espécies ornamentais marinhas. Por outro lado, os viveiros de mariscos filtradores gigantes (Figura 8 - *Tridacna spp*), para utilização na indústria de moluscos ornamentais, podem remover resíduos azotados da água através da sua capacidade de alimentação por filtragem. Assim, a cultura em jaulas de mariscos gigantes no ambiente costeiro vai ajudar no melhoramento da qualidade da água (Michael, 2004).



Figura 8. *Tridacna spp.*

Contudo, há impactos negativos para as espécies, impactos estes que passam pela atitude dos pescadores que para manterem a economia estável e rentável para eles, vão ter que aumentar o número de animais que capturam e posterior venda. O baixo preço da espécie alvo no mercado pode resultar num aumento dos impactos negativos, uma vez que se torna benéfico para os pescadores alternarem nas espécies, em vez de continuarem a pescar a mesma espécie alvo (Michael, 2004). O deslocamento de populações ou extinção de espécies nativas, são o maior impacto negativo que pode acontecer para as espécies. Isto, pode resultar através da fuga de um animal que esteja a ser produzido fora da sua área nativa.



Na América do Norte, cerca de 185 espécies de peixes não indígenas foram introduzidas formando populações viáveis e estima-se que 65% dessas espécies são provenientes de produções de peixes ornamentais (Michael, 2004).

Portanto, com este trabalho pretende-se desenvolver, otimizar, melhorar as taxas de sobrevivência de espécies tropicais e promover o crescimento larvar de forma a obter indivíduos juvenis, sendo um desafio para quem trabalha com estas espécies. Estes animais são extremamente sensíveis, logo, todo o cuidado é pouco, porque cada variável vai influenciar na sua produção. Recolher e identificar os diferentes ovos e larvas obtidas, testar diferentes recipientes e verificar em qual destes se obtêm as melhores taxas de sobrevivência diária, utilizar diferentes dietas e averiguar com qual se obtêm as melhores taxas de sobrevivência diárias, estabelecer as correlações simples: taxa de sobrevivência VS recipiente, taxa de sobrevivência VS *dieta* e a Correlação múltipla: *taxa de sobrevivência VS recipiente VS dieta*, constituem os objetivos deste trabalho

## **AQUÁRIOS PÚBLICOS**

### **ESTRUTURA GERAL**

Os aquários públicos são constituídos por aquários de vários tamanhos, podendo suportar vários milhões de litros de capacidade, conseguindo albergar animais de grande porte, como o Tubarão-baleia. Estes, estão abertos ao público e mostram animais aquáticos e/ou semi-aquáticos.

Foi na Europa, mais precisamente no Reino Unido, em Regent's Park, Londres, que, em 1853, abriu o primeiro aquário público, sendo aberto outro, de seguida, na célebre Broadway em Nova Iorque nos EUA (Brunner, 2003).

Atualmente os Estados Unidos da América e o Japão são os dois países com mais aquários públicos no seu território e, segundo dados dos próprios aquários, o maior aquário público do Mundo, é o aquário "Georgia Aquarium" em Atlanta na Geórgia (EUA), com mais de 30000 m<sup>3</sup> de água doce e salgada, tendo como atração principal um tanque com cerca de 20000 m<sup>3</sup> de água salgada com Tubarão-baleia, Mero-gigante e Belugas, entre outros milhares de animais (Fonte: <http://www.georgiaaquarium.org>).

Os aquários públicos apareceram para dar a conhecer todo um mundo subaquático desconhecido e que hoje em dia tem um papel muito importante quer no âmbito científico quer na sensibilização ambiental. Hoje em dia já é possível encontrar quase todos os tipos de animais nos aquários públicos, sendo estes palcos privilegiados de acontecimentos únicos da vida animal como nascimentos de animais, comportamentos predatórios e conseqüente comportamento de defesa das presas, atos de acasalamento e interação com outros animais.

Nos dias de hoje, são também locais de reabilitação, permitindo que animais capturados por acidente, como, por exemplo, tartarugas, golfinhos ou aves aquáticas, recuperem, de forma a poderem libertá-los novamente para o meio selvagem.

A grande maioria dos aquários públicos são essencialmente de água salgada, logo a sua localização ocorre normalmente próxima de uma zona costeira de modo a facilitar a captura de água salgada do mar e trocas frequentes. Muitos destes optam, no entanto, pela produção da sua água salgada, nas suas instalações, obtendo desta forma um melhor controlo dos parâmetros da água e evitando possíveis contaminações que poderiam vir das águas abertas (Paiva, 2011).

Há bem mais de 300 aquários públicos de relevo em todo o mundo e mais de 100 abriram portas desde 1990. Coletivamente, incluindo os que funcionam dentro de zoos, podem chegar a atrair 450 milhões de visitantes por ano, e assim ter um enorme impacto educativo e económico (Paiva, 2011).

Os aquários públicos estão, também, ativamente envolvidos num conjunto alargado, diversificado e em constante expansão de iniciativas de conservação e sustentabilidade, que vão desde a reprodução para a conservação até à recuperação e repovoamento de habitats naturais marinhos e de água doce. Estas iniciativas abrangem tudo desde riachos de montanha, pântanos, turfeiras e zonas húmidas costeiras até às profundezas do oceano; de recifes de coral a peixes de profundidade e lontras; de caranguejos e amêijoas, a crocodilos e hipopótamos; de medusas a pinguins, cobras, leões-marinhos e golfinhos; e de tubarões a cavalos-marinhos, salamandras, sapos e tartarugas. Os aquários públicos, em parceria com outras organizações, têm um enorme potencial para abordar questões globais em matéria de conservação da biodiversidade aquática e dos recursos hídricos, juntamente com questões no domínio das pescas, gestão ambiental, bem-estar animal aquático, desenvolvimento humano e redução da pobreza (Paiva, 2011).

## MATERIAL E MÉTODOS

### Local de trabalho

#### OCEANÁRIO DE LISBOA

O Oceanário de Lisboa (ODL) (Figura 9) foi eleito o melhor aquário da Europa e o segundo melhor do Mundo. A exposição permanente do Oceanário encontra-se dividida em dois níveis: o terrestre e o subaquático. O primeiro representa quatro habitats costeiros: Atlântico Norte, Antártico, Pacífico e Índico Tropical. O piso inferior, para além dos habitats referidos anteriormente, é constituído por mais vinte e quatro aquários.



Figura 9. Oceanário de Lisboa

Nos diferentes tanques do Oceanário de Lisboa procuram-se providenciar condições semelhantes ao meio natural para garantir o melhor bem-estar animal.

Foram realizados alguns ensaios preliminares e verificou-se a existência de ovos viáveis, capazes de eclodir num dos tanques do ODL. Este tanque representa o habitat do Índico tropical, é designado por T6 (Figura 10), e alberga diferentes espécies de peixes tropicais.

A manutenção de larvas e a possibilidade de as fazer crescer até ao estado juvenil é ainda algo muito recente e difícil de alcançar, no entanto, bastante importante. Apesar de ainda se discutir o impacto da produção em cativeiro de diversas espécies de animais

e a sua verdadeira contribuição para a conservação da natureza, em instituições como o ODL, a possibilidade de produzir os seus próprios exemplares é muito importante para manter a exposição com o número de efetivos, de determinadas espécies, desejável, assim como promover o intercâmbio de espécies entre instituições.



Figura 10. Habitat do Índico

A obtenção de larvas é um processo exigente que requer um conhecimento abrangente de todo o ciclo de vida das espécies que se pretende obter. Por outro lado, a manutenção de larvas requer uma dedicação e esforço constante para descobrir as melhores formas de manter as larvas vivas num espaço controlado e confinado, colocando-se questões como: que recipiente utilizar, forma, tamanho, cor, luz e qualidade de água. Uma outra barreira à manutenção de larvas é o alimento, forma, tamanho, perfil nutritivo e densidade de alimento a utilizar. E, relativamente a este último ponto, salienta-se que, se não houver possibilidade de obter alimento do meio natural, a manutenção de larvas não é possível sem a existência de uma cultura produtiva e estável.

## DESENHO EXPERIMENTAL

A experiência tinha início no tanque principal, através da obtenção dos ovos (T6) e desenrolou-se na área da quarentena do ODL.

A experiência foi desenvolvida em três tanques com capacidade de volume diferentes, de forma a entendermos em que ambiente as larvas tinham um melhor crescimento. Os volumes utilizados foram de 2l, 20l e 200l, denominados por A, B e C, respetivamente.

A temperatura em todos os recipientes foi de 25°C. Para o recipiente A e B a temperatura foi mantida pelo banho-maria (estes recipientes estiveram mergulhados num tabuleiro com água mantida a 25°C). O arejamento em todos os tanques existia mas era de baixa intensidade (Figura 11). Por cada litro de volume, foram colocados 40 ovos, sendo que o recipiente A tinha capacidade para 80 ovos, o B para 800 e o recipiente C para 8000 ovos. Todos os tanques estavam expostos à mesma intensidade de luz.

Para todos os ensaios foram realizados 3 réplicas de forma a sustentar com maior credibilidade os resultados obtidos.

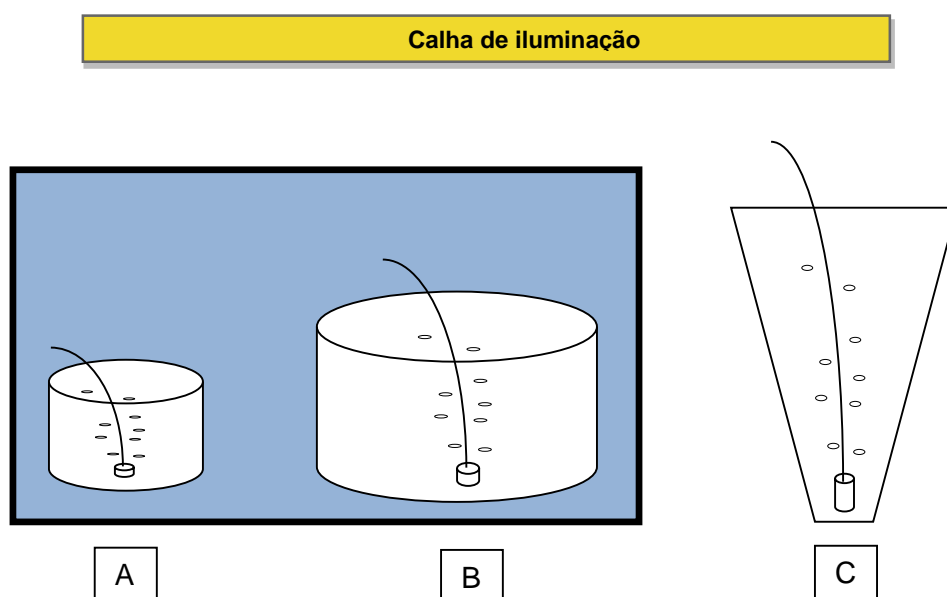


Figura 11. Distribuição dos diferentes ensaios

## CULTURA DE FITO E ZOOPLÂNCTON

O fitoplâncton faz parte da base da cadeia alimentar do ambiente marinho (Lavens e Sorgeloos, 1996; Mani e Ramasany, 2011). Por esta razão, as microalgas são indispensáveis na base do comércio de várias espécies de animais marinhos onde é a fonte de alimento para todo o desenvolvimento dos estágios larvares de moluscos bivalves, estágios larvares de algumas espécies de crustáceos e o crescimento inicial de algumas espécies de peixes. As algas são usadas como complemento para produzir quantidades em massa de zooplâncton (rotíferos, copépodes e artémia) que ajudam na alimentação das larvas e na fase inicial dos juvenis de peixes e crustáceos. Além disso, são utilizadas para a criação de larvas de peixes marinhos de acordo com a “técnica da água verde” que consiste na adição e manutenção de cerca de 150 000 cél.ml<sup>-1</sup> de microalgas nos tanques (Ferreira,2009), acreditando-se que desempenhe um papel relevante na estabilização da qualidade da água, nutrição das larvas e controlo microbiano (Lavens e Sorgeloos, 1996).

## PRODUÇÃO DE ALGAS

O fitoplâncton tem um papel importante no tanque de cultura, particularmente no que diz respeito à produtividade, ao ciclo de nutrientes, à nutrição dos animais cultivados, à qualidade da água, ao controle de doenças e ao impacto ambiental (Moriarty, 1997).

Para que haja uma boa produção de fitoplâncton é necessário que as condições físicas e químicas sejam adequadas. Os parâmetros mais importantes para a regulação do crescimento das algas são a quantidade e a qualidade dos nutrientes, a luz, o ph, a turbulência, a salinidade e a temperatura (Lavens e Sorgeloos, 1996).

No ODL as algas eram produzidas na sala de cultura, que como o nome indica, era onde se produzia toda a base da cadeia alimentar para os animais. Na sala de cultura faz-se a produção de Artémia, Rotíferos, Copépodes, *Oxyrrhis marina* (dinoflagelados) e algas (*Isochrysis sp*, *Nannochloropsis sp*, *Rhodomonas sp* e *Gymnodinium sp*.)

O *Gymnodinium* spp. (Figura 12) foi a alga escolhida para integrar a alimentação das larvas (consultar protocolo da produção de *Gymnodinium* sp. em Anexo) devido à utilização da mesma na elaboração de um projeto anterior no ODL, alheio a esta tese, havendo, portanto, disponibilidade deste alimento no momento da realização deste trabalho. Esta era produzida com uma temperatura entre os 16 – 18 °C, salinidade de 32.5 – 33.5 ppm, iluminação durante 24h e sob uma lâmpada de 36W Osram Flora (luz lilás para algas) e uma lâmpada de 36W de cor 865K (luz branca mais clara).



Figura 12. *Gymnodinium* spp.

#### PRODUÇÃO DE DINOFLAGELADOS – *Oxyrrhis marina*

Os dinoflagelados são protistas que prevalecem nos ambientes marinhos, os quais desempenham um papel importante no ciclo do carbono e fluxo de energia na comunidade planctónica marinha. *Oxyrrhis marina* (Dinophyceae), um dinoflagelado heterotrófico generalizado, é uma espécie de modelo utilizada para uma ampla gama de estudos ecológicos, biogeográficos e evolutivos (Guo, Zhang, Liu e Lin, 2013).

Os protistas heterotróficos são um elo essencial nas redes tróficas pelágicas, como consumidores da produção primária e à mercê de níveis tróficos superiores, e podem consumir mais de 60% da produção de fitoplâncton diariamente de uma vasta gama de sistemas oceânicos e costeiros (Guo, Zhang, Liu e Lin, 2013).

Os primeiros estudos morfológicos levantaram controvérsias sobre se o género *Oxyrrhis* contém várias espécies, nomeadamente *O. marinae*, *O. marítima* (Van Meel, 1969), *O. phaeocysticola* (Scherffel, 1900) e *O. tentaculífera* (Conrad, 1939) ou apenas uma espécie (*O. marina*).

Cavalier-Smith e Chao (2004), basendo-se na variação da sequência no gene de RNA ribossômico da subunidade pequena (SSU rDNA), sugerem que o género *Oxyrrhis* consiste em duas espécies. No entanto, estudos filogenéticos moleculares favorecem a ideia de que existem duas espécies crípticas neste género, propondo, assim, a existência de duas espécies: *Oxyrrhis marina* e *O. maritima* (Guo, Zhang, Liu e Lin, 2013).

Pelas mesmas razões da alga, para este trabalho, foi selecionada a espécie *O. marina* (Figura 13) como alimento das larvas (consultar protocolo da produção de dinoflagelados: *O. Marina*, em Anexo). Esta era produzida a uma temperatura entre os 16 – 18 °C, uma salinidade de 32.5 – 33.5 ppm com um fotoperíodo de 24h e sob uma lâmpada com 58W de intensidade e de cor 840K (luz branca normal)



Figura 13. *Oxyrrhis marina*

## PREPARAÇÃO DO ALIMENTO

As larvas, após a eclosão, têm diferentes necessidades alimentares dependendo do tempo de absorção do saco vitelino e do tamanho da boca. Estes vão determinar que tipos de alimentos vão iniciar a sua dieta. Devido ao desconhecimento da dieta destas larvas, elaborou-se um plano que consiste na realização de ensaios que visa a experimentar diferentes tipos de alimentos. Na tabela 1, podem observar-se os valores de concentração para cada espécie de alimento fornecido. A solução de alimento



utilizada em cada recipiente foi preparada contabilizando a concentração de células na câmara de contagem (consultar protocolo da contagem de células em Anexo). O alimento era fornecido diariamente segundo estipulado na tabela 2.

Tabela 1. Concentração de alimento a utilizar

ALIMENTO	CONCENTRAÇÃO A UTILIZAR
<i>Gymnodinium sp</i>	1000 células/ml
<i>Oxyrrhis marina</i>	1000 células/ml

Tabela 2. Programação das refeições a administrar nos diferentes ensaios

Ensaio	Dias após eclosão		
	1 - 4 dias	4 - 8 dias	8 - 16 dias
Nº 1	Inanição	Inanição	Inanição
Nº 2	<i>Gymnodinium sp.</i>	<i>Gymnodinium sp.</i>	<i>Gymnodinium sp.</i>
Nº 3	<i>Oxyrrhis marina</i>	<i>Oxyrrhis marina</i>	<i>Oxyrrhis marina</i>
Nº 4	<i>Gymnodinium sp.</i>	<i>Gymnodinium sp.</i>	<i>Oxyrrhis marina</i>
		<i>Oxyrrhis marina</i>	

## CULTURA LARVAR

Para a maioria das espécies marinhas, o nosso conhecimento biológico está ainda no começo, nomeadamente em relação ao ciclo de vida, comportamento reprodutivo e necessidades nutricionais e ecológicas complexas, de, por exemplo, larvas marinhas pelágicas. A distribuição de larvas de peixes de recifes de coral é pouco estudada (Johannes, 1978 e Sale, 1980), particularmente na área da Grande Barreira de Corais (Leis, 1982).

O cultivo larvar é levado a cabo sob condições controladas de incubação e normalmente requer técnicas de cultura específicas que, geralmente, são diferentes do modo de produção empregados em viveiros convencionais, em particular no que diz respeito a técnicas de criação, estratégias de alimentação, e controlo microbiano (Lavens e Sorgeloos, 1996). A principal razão para isto é que as larvas em desenvolvimento normalmente são muito pequenas e frágeis e, geralmente, não são totalmente desenvolvidas fisiologicamente. Por exemplo, o seu pequeno tamanho (ou seja, tamanho da boca pequeno), o desenvolvimento incompleto dos seus órgãos de perceção (ou seja, olhos quimiorreceptores) e sistema digestivo são fatores limitantes na seleção da alimentação adequado a usar durante o primeiro período de alimentação ou alimentação precoce (Lavens e Sorgeloos, 1996). O tamanho da boca das larvas na primeira alimentação normalmente restringe mecanicamente o tamanho das partículas de alimentos que podem ser ingeridos. Em geral, o tamanho da boca está correlacionada com o tamanho do corpo, que por sua vez é influenciado pelo diâmetro do ovo e do período de alimentação endógeno (ou seja, o período de absorção do saco vitelino) (Lavens e Sorgeloos, 1996).

Talvez não seja surpreendente que a nutrição larval, e em particular a primeira alimentação, tornou-se um dos principais pontos de constrição, ou pontos críticos, que impedem a produção e conseqüente comercialização total de muitas espécies de peixes e moluscos cultivados. (Lavens e Sorgeloos, 1996).

## PROCEDIMENTOS DE INCUBAÇÃO E PRODUÇÃO DOS OVOS DO T6

Ao fim do dia, o Oceanário fecha após mais um dia de trabalho e é nessa altura que é colocada a rede no Skimmer (descarregador de superfície do tanque) (Figura 14) para recolha dos ovos. Esta recolha é feita durante a noite, porque a rede é colocada na zona de exposição do ODL e por isso não pode ser realizada enquanto houver público visitante. A rede é retirada no dia seguinte, logo pela manhã e é levada para a quarentena, onde os ovos são colocados num recipiente. Estes ficam em repouso durante 10 minutos para fazer a separação dos ovos viáveis dos ovos inviáveis (ver protocolo em anexo). Os ovos viáveis são colocados num copo e levados para o laboratório para se proceder à sua contagem, enquanto os ovos inviáveis são descartados. Após a contagem, estes são levados para o local da experiência (Figura 15) e são distribuídos pelos tanques. Colocou-se 40 ovos por litro, o que significa que nos tanques de 2 L, 20 L e 200 L colocou-se 80, 800 e 8000 ovos respetivamente.



Figura 14. Rede no Skimmer



Figura 15. Local da experiência

No dia seguinte, todos os tanques eram sifonados para um crivo, para recolher as larvas mortas que encontravam-se depositadas no fundo, ao mesmo tempo que se retirava uma percentagem de água para fazer a sua renovação. Todos os dias era feita uma limpeza às paredes dos tanques e medidos vários parâmetros da água, de forma a manter sempre controlado o ph, a salinidade, os nitritos, nitratos e a amónia.

As larvas mortas, que entretanto eram colocadas num frasco, eram levadas para o laboratório, procedendo-se à sua contagem e elaboração de registos (Figura 16). Posteriormente, era recolhida uma amostra do alimento a fornecer (que se encontrava na sala de cultura) e também era levado para o laboratório para fazer as contagens e seus registos. Após determinação da quantidade de alimento a fornecer, este era colocado nas quantidades adequadas nos tanques, através de um alimentador que está por cima de cada um. Por fim, era reposta a água nos tanques, voltando a ter o volume inicial.



Figura 16. Contagem de larvas mortas

### CARATERIZAÇÃO DOS OVOS

A distinção de ovos viáveis e inviáveis era realizada a partir da sua flutuabilidade (Figura 17). Tendo em conta que os ovos recolhidos no T6 eram pelágicos, mantinham-se em suspensão enquanto estavam vivos (Figura 18). Quando estes eram inviáveis, sedimentavam e ganhavam uma coloração mais escura (Figura 19). Os 10 minutos de repouso por que todos os ovos passavam nesta etapa garantiam um período de tempo razoável para que esta separação se concretizasse.

Os ovos recolhidos são pelágicos, pequenos (aproximadamente entre 0.6 – 0.8 mm de diâmetro) e esféricos.



Figura 17. Separação dos ovos



Figura 18. Ovos viáveis



Figura 19. Ovos inviáveis

## CARACTERIZAÇÃO DAS LARVAS

As larvas eclodem aproximadamente com 1,2 - 1,4 mm (Figura 20), têm um grande saco vitelino, olhos sem pigmentação, boca não formada e o pigmento do corpo muda substancialmente durante a absorção do vitelo. Desde o início que é possível observar o coração a bater e ao terceiro dia surgem as barbatanas. No T6, foram recolhidas duas espécies (ainda que da observação inicial feita por técnicos do ODL, só fosse expectável a presença de uma), não sendo possível a sua identificação.



Figura 20. Larva com 1 dia



Figura 21. Larva com 5 dias



Figura 22. Larva com 7 dias

## RESULTADOS

### ESPÉCIES

O habitat do índico (T6) é o local dedicado às espécies do Indo-Pacífico. Nele albergam uma panóplia de espécies tanto do Reino Animália como do reino Plantae.

Na listagem seguinte, estão todos os vertebrados das espécies que habitam no T6:

FILO CHORDATA

Classe Chondrychthyes

**Ordem Rajciformes**

<b>Família</b>	<b>Género</b>	<b>Espécie</b>	<b>Nome científico</b>
Dasyatidae	Taeniura	lymma	<i>Taeniura lymma</i>

FILO CHORDATA

Classe Actinopterygii

**Ordem Gasterosteiformes**

<b>Família</b>	<b>Género</b>	<b>Espécie</b>	<b>Nome científico</b>
Aulostomidae	Aulostomus	chinensis	<i>Aulostomus chinensis</i>

**Ordem Beryciformes**

<b>Família</b>	<b>Género</b>	<b>Espécie</b>	<b>Nome científico</b>
Holocentridae	Myripristis	sp.	<i>Myripristis sp.</i>
Holocentridae	Sargocentron	sp.	<i>Sargocentron sp.</i>

**Ordem Tetraodontiformes**

<b>Família</b>	<b>Género</b>	<b>Espécie</b>	<b>Nome científico</b>
Tetraodontidae	Arothron	meleagris	<i>Arothron meleagris</i>
Balistidae	Balistapus	undulatus	<i>Balistapus undulatus</i>
Diodontidae	Diodon	holacanthus	<i>Diodon holacanthus</i>
Balistidae	Rhinecanthus	aculeatus	<i>Rhinecanthus aculeatus</i>

## Ordem Perciformes

<b>Família</b>	<b>Género</b>	<b>Espécie</b>	<b>Nome científico</b>
Acanthuridae	Acanthurus	leucosternon	Acanthurus leucosternon
Acanthuridae	Acanthurus	lineatus	Acanthurus lineatus
Acanthuridae	Acanthurus	sohal	Acanthurus sohal
Labridae	Bodianus	masudai	Bodianus masudai
Labridae	Bodianus	mesothorax	Bodianus mesothorax
Labridae	Bodianus	opercularis	Bodianus opercularis
Chaetodontidae	Chaetodon	auriga	Chaetodon auriga
Chaetodontidae	Chaetodon	citrinellus	Chaetodon citrinellus
Chaetodontidae	Chaetodon	collare	Chaetodon collare
Chaetodontidae	Chaetodon	dolosus	Chaetodon dolosus
Chaetodontidae	Chaetodon	ephippium	Chaetodon ephippium
Chaetodontidae	Chaetodon	falcula	Chaetodon falcula
Chaetodontidae	Chaetodon	lunula	Chaetodon lunula
Chaetodontidae	Chaetodon	rafflesii	Chaetodon rafflesii
Chaetodontidae	Chaetodon	semilarvatus	Chaetodon semilarvatus
Chaetodontidae	Chelmon	rostratus	Chelmon rostratus
Pomacentridae	Chromis	margaritifer	Chromis margaritifer
Pomacentridae	Chromis	viridis	Chromis viridis
Pomacentridae	Chrysiptera	cyanea	Chrysiptera cyanea
Pomacentridae	Chrysiptera	hemicyanea	Chrysiptera hemicyanea
Pomacentridae	Chrysiptera	parasema	Chrysiptera parasema
Labridae	Coris	formosa	Coris formosa
Pomacentridae	Dascyllus	aruanus	Dascyllus aruanus

Pomacentridae	Dascyllus	trimaculatus	Dascyllus trimaculatus
Chaetodontidae	Forcipiger	flavissimus	Forcipiger flavissimus
Chaetodontidae	Heniochus	acuminatus	Heniochus acuminatus
Labridae	Labroides	dimidiatus	Labroides dimidiatus
Acanthuridae	Naso	annulatus	Naso annulatus
Acanthuridae	Naso	brevirostris	Naso brevirostris
Acanthuridae	Naso	lituratus	Naso lituratus
Acanthuridae	Naso	vlamingii	Naso vlamingii
Acanthuridae	Paracanthurus	hepatus	Paracanthurus hepatus
Acanthuridae	Pomacanthus	annularis	Pomacanthus annularis
			Pomacanthus
Acanthuridae	Pomacanthus	sexstriatus	sexstriatus
Ehippididae	Platax	orbicularis	Platax orbicularis
Pomacanthidae	Pomacanthus	imperator	Pomacanthus imperator
			Pomacanthus
Pomacanthidae	Pomacanthus	maculosus	maculosus
Serranidae	Pseudanthias	evansii	Pseudanthias evansii
			Pseudanthias
Serranidae	Pseudanthias	squamipinnis	squamipinnis
Scatophagidae	Scatophagus	argus	Scatophagus argus
Nemipteridae	Scolopsis	bilineata	Scolopsis bilineata
Siganidae	Siganus	puelloides	Siganus puelloides
Siganidae	Siganus	vulpinus	Siganus vulpinus
Labridae	Thalassoma	lutescens	Thalassoma lutescens
Toxotidae	Toxotes	jaculatrix	Toxotes jaculatrix
Acanthuridae	Zebrasoma	desjardinii	Zebrasoma desjardinii



Acanthuridae	Zebrasoma	flavescens	Zebrasoma flavescens
Acanthuridae	Zebrasoma	scopas	Zebrasoma scopas
Acanthuridae	Zebrasoma	xanthurum	Zebrasoma xanthurum
Labridae	Cheilinus	undulatus	Cheilinus undulatus

---

## IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES

Ao longo do tempo, foram recolhidos e incubados ovos do T6, mas devido ao elevado número de espécies no tanque, não se sabe de que espécie estes ovos seriam. Um dos objetivos deste trabalho era fazer a identificação destas espécies. Para fazer esta identificação seriam necessários vários estudos sobre todas as espécies existentes, o que poderia ser um problema, tendo em conta o grau de desconhecimento que ainda existe nesta área.

Numa tentativa de identificar as espécies, baseei-me no livro de um especialista da área, Dr. Jeffrey Leis – *The Larvae of Indo-Pacific Coastal Fishes*. Não foi possível chegar a uma espécie, mas reduziu-se a lista de forma a termos uma aproximação, podendo afirmar que as larvas pertencem à ordem Perciformes.

Em baixo, podemos verificar as espécies excluídas e o porquê da sua exclusão, bem como as possíveis espécies das larvas obtidas.

ESPÉCIES EXCLUÍDAS:

## CHONDRYCHTHYES

*Taeniura lymna*

Esta espécie é ovovivípara, ou seja, os embriões desenvolvem-se dentro de um ovo alojado dentro do corpo da progenitora. O ovo recebe proteção, mas o embrião desenvolve-se a partir do material nutritivo existente dentro do ovo. Os ovos eclodem no oviduto materno sem que exista ligação alguma entre a progenitora e o embrião (Figura 23)



Figura 23. *Taeniura lymna*  
Fonte: <http://www.tjorvar.is>

## GASTEROSTEIFORMES

Os peixes da ordem Gasterosteiformes são um grupo ímpar, cujos integrantes possuem uma boca pequena na extremidade de um focinho alongado, barbatanas pélvicas abdominais (se estiverem presentes), e especializações dérmicas, tais como as placas ósseas ou anéis, que encerram o corpo dos adultos, ou espinhos sobre o tronco e cauda durante a fase larval (Pietsch, 1978; Johnson e Petterson, 1993; Orr e Pietsch, 1998). A maioria das espécies são pequenas, mas a *Fistularia* pode crescer quase 2 m.

### AULOSTOMIDAE (Trumpetfishes)

Peixe-trombeta (*Aulostomus maculatus*) é um peixe de corpo alongado e que nada frequentemente numa posição vertical de modo a confundir-se mimeticamente com os corais e esponjas típicas dos seus habitats. Todas as barbatanas são transparentes. São encontrados normalmente solitários ou aos pares, alimentando-se

de pequenos crustáceos. Emitem um som parecido com o de uma trombeta quando arpoados. O único gênero possui uma espécie no indo-pacífico (Wheeler, 1955).

#### Modo de desova:

Os ovos de *Aulostomus chinensis* (Linnaeus) são pelágicos (Watson e Leis, 1974) são esféricos e de tamanho moderado (1.3 – 1.4 mm).

#### Desenvolvimento da eclosão:

Larvas de *A. Chinensis* têm aproximadamente 4,8 mm na eclosão (Figura 24), têm um grande saco vitelino, boca deformada, olhos sem pigmentação e o pigmento do corpo não varia substancialmente durante a absorção do vitelo (Watson e Leis, 1974).

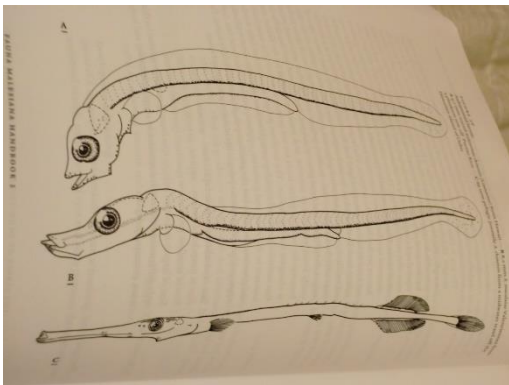


Figura 24. Larva *Aulostomus chinensis* (Leis e Carson-Ewart, 2000)



Figura 25. Adulto *Aulostomus chinensis*  
Fonte: <http://www.kahaku.go.jp>

## **BERYCIFORMES**

Os peixes da ordem Beryciformes são peixes das profundezas, encorpados com escamas ou placas ósseas no corpo, uma cabeça grande com cavidades mucosas bem desenvolvidas e geralmente um espinho opercular. São todos marinhos e a maioria das espécies vivem em águas profundas. Os peixes da ordem Beryciformes têm menos de um metro de comprimento (Kotlyar, 1985). A composição e as relações desta ordem são controversas: seguiu-se o conceito de Johnson e Peterson (1993), mas ver Moore (1993) para uma visão alternativa. A ordem é pequena e é composta por sete famílias e cerca de 140 espécies. As larvas tendem a ser grandes e altamente especializadas.

As larvas geralmente têm cabeças muito espinhosas e no início formam barbatanas pélvicas (Keene e Tighe, 1984).

#### HOLOCENTRIDAE (Squirrelfishes)

Os Holocentrídeos são de tamanho pequeno a moderado, noturno, de olhos grandes, peixes geralmente vermelhos que se abrigam nos recônditos de recifes de coral durante o dia. Algumas espécies são comercialmente importantes como peixes alimentares. Há seis gêneros no Indo-Pacífico, com cerca de 65 espécies (Randall et al., 1982; Randall e Heemstra, 1985; Randall e Greenfield, 1996; Randall, 1998).

Modo de desova: Desconhecido

Desenvolvimento da eclosão:

Desconhecido, mas uma *Holocentrus vexillarius* 1,8 mm (Poey) (semelhante ao desenvolvimento do *holocentrine* com 2,1 mm, tinha uma pequena quantidade de saco vitelino (McKenney, 1959).

#### TETRAODONTIFORMES

Os Tetraodontiformes também são chamados de Plectognathi. Alguns autores classificam-nos na subordem Perciformes. Os Tetraodontiformes são representados por dez famílias e aproximadamente 360 espécies. A maioria são marinhos e vivem junto a recifes de coral tropicais. Algumas espécies encontram-se em cursos de água doce e em estuários. Os estádios larvares tendem a ser curtos com a transição de um tamanho pequeno para um estágio juvenil que muitas vezes é pelágico por em longo período e cresce para um tamanho grande (acima de 200 mm), mesmo que o adulto seja bentônico (Aboussouan e Leis, 1984; Leis, 1984).

## BALISTIDAE (triggerfishes)

Os Balistidos são de tamanho moderado, peixes carnívoros com um focinho longo, boca pequena com dentes poderosos tipo incisivos, e uma espinha robusta na barbatana dorsal que pode ser fechada em posição ereta. Os 12 géneros do Indo-Pacífico tem cerca de 30 espécies (Matsura, 1980; Randall et al., 1997)

### Modo de desova:

Os ovos de *Balistes*, *Balistapus*, *Balistoides*, *Canthidermis*, *Odonus*, *Pseudobalistes* e *Sufflamen* (e, provavelmente, todos os balistideos) são demersais, e aqueles que são descritos são esféricos e pequenos (0,5-0,6 mm de diâmetro). Os ovos são depositados numa depressão rasa na areia e são agressivamente vigiados por um adulto (Aboussouan e Leis, 1984; Kawabe, 1984; Randall, 1996).

### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas de *Balistes*, *Pseudobalistes* e *Sufflamen* eclodem com 1,6-2 mm, têm um saco vitelino, olhos sem pigmentação, a boca ainda deformada, e a pigmentação do corpo muda durante a absorção do vitelo (Aboussoun e Leis, 1984; Randall, 1996).

## TETRAODONTIDAE (Puffers, Swellfishes, Tobies)

Os Tetraodontideos são oblongos a rotundos, peixes carnívoros com mandíbulas de esmagamento fortes e uma habilidade de insuflar. Os adultos são encontrados numa variedade de habitats desde mar aberto a recifes de coral. Apesar da sua toxicidade, os tetraodontideos são comercialmente importantes. Há cerca de 13 géneros no Indo-Pacífico, e cerca de 90 espécies (Allen e Randall, 1977; Hardy, 1982, 1983; Smith e Heemstra, 1986).

### Modo de desova:

Os ovos demersais de *Canthigaster*, *Lagocephalus*, *Sphoeroides* e *Torquigener* são pequenos (0,53-0,94 mm de diâmetro) e esféricos. Os ovos do género *Takifugu* (= *Fugu*) são semelhantes, mas maiores (0,85-1,32 mm) (Leis, 1984; Arai e Fujita, 1988;

Stroud et al., 1989). Thangaraja (1984), atribuiu ovos pelágicos para *Arothron hispidus* (Linnaeus), aparentemente, à base de ovos identificados incorretamente capturados num estuário Indiano.

#### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas eclodem com 1,3-3,1 mm, têm um pequeno a grande saco vitelino, boca deformada, olhos levemente pigmentados, e corpo pigmentado que muda notoriamente com a absorção do vitelo (mesma taxa e referência como acima). As membranas das guelras são amplamente ligados ao istmo na eclosão.

#### DIODONTIDAE (Porcupine fishes)

Os Diodontideos são de tamanho médio, peixes redondos caracterizados por espinhas e corpo maciço (escamas modificadas), um corpo insuflável, ausência de barbatanas pélvicas fortes não suturadas e espinho como dentes. São frequentemente associados a recifes de corais, embora algumas espécies são encontradas ao longo de fundos moles, e uma espécie é totalmente pelágica. Há aproximadamente cinco géneros no Indo-Pacífico e 13 espécies (Leis, 1978, 1986).

#### Modo de desova:

Os ovos pelágicos de *Chilomycterus* e *Diodon* são esféricos e grandes (1,6 - 2,1 mm de diâmetro) (Leis, 1984).

#### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas eclodem com 1,9-2,7 mm e têm um grande saco vitelino. Outras características desenvolvidas são de espécies dependentes, de modo que a boca pode ou não ser formado e os olhos podem ser levemente a muito pigmentados na incubação. Na incubação, a abertura branquial está restrita a um pequeno poro. O pigmento aumenta com a absorção do vitelo (Leis, 1984).

## PERCIFORMES

Os Pomacentrideos são especialmente peixes pequenos, muitas vezes coloridos, que ocupam uma ampla variedade de nichos marinhos desde o territorial herbívoro a cardumes próximo a zooplactívoros. Os Pomacentrideos *Amphiprionine* são comensais com grandes anêmonas do mar. Exceto para o comércio do aquário, os pomacentrideos são de pouca importância comercial. Há 22 gêneros do Indo-Pacífico e cerca de 270 espécies (Allen, 1975, 1991). Há grande diversidade e abundância de pomacentrideos, especialmente nos recifes de coral, são indicativos da sua grande importância ecológica.

### Modo de desova:

Os ovos dos pomacentrideos, são demersais, ovóides a elípticos e variam em tamanho de 0,7-4,0 mm no eixo longo e 0,4-1,2 mm no eixo curto (Allen, 1975; Delsman 1930; Fujita, 1975; Fautin e Allen, 1992; Tanaka, 1998). Todos os gêneros de Amphiprioninae e Chrominae e pelo menos cinco gêneros de Pomacentrinae estão incluídos.

### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas eclodem com 2,1-4 mm (exceto para *Acanthochromis polyacanthus* (Bleeker), que eclodem bem desenvolvidos, com 5,5 mm (Robertson 1973; Kavanagh, 2000). O desenvolvimento varia com a espécie, de modo a que as larvas recém-eclodidas possam ter um pequeno saco vitelino para absorver, uma boca formada ou não, olhos pigmentados ou não, e pigmento corporal que não muda substancialmente durante a absorção do vitelo (Delsman, 1930; Fujita, 1975; Tanaka, 1998).

## LABRIDAE (Wrasses)

Os Labrídeos são peixes de tamanho muito variável, coloridos, carnívoros e recifais, são extremamente variados na forma do corpo e hábitos. É normal a reversão sexual, e a maioria das espécies tem duas ou três cores ou formas corporais

relacionadas ao sexo. Há cerca de 50 géneros do Indo Pacífico e cerca de 350 espécies (Masuda et al., 1984; Randall, 1986; Randall et al., 1997).

#### Modo de desova:

Os ovos de um grande número de géneros de todas as subfamílias do Indo-Pacífico são pelágicos, esféricos e pequenos (0,5-1,1 mm de diâmetro) (Richards e Leis, 1984). Algumas espécies do Atlântico Norte, mas nenhuma espécie Indo-Pacífica, são conhecidas por desovar ovos demersais.

#### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas eclodem com 1,5-2,7 mm e têm um grande saco vitelino, boca não formada, olhos sem pigmentação, e pigmento do corpo muda substancialmente durante a absorção do vitelo (Richards e Leis, 1984).

### **POSSÍVEIS ESPÉCIES:**

#### **PERCIFORMES**

Os peixes perciformes são extremamente variáveis, quase certamente um grupo polifilético (Johnson, 1993).

É difícil de caracterizar o grupo, e as generalizações que se seguem têm muitas exceções (Johnson e Gill, 1998): espinhas presentes nas barbatanas, não apresentam barbatana adiposa, barbatanas pélvicas, torácicas ou jugulares, barbatana pélvica abaixo ou anterior às peitorais e com um espinho e 5 ou menos raios moles e 17 ou menos raios na barbatana caudal.

Os perciformes variam no comprimento desde pequenos peixes (gobios) a grandes peixes ósseos (marlins). A ordem é enorme, com 160 famílias e 9500 espécies. Para tornar o grupo maneável, o grupo foi dividido em sub-ordens. As larvas são extremamente variáveis, mas muitas têm cabeça e cintura pélvica espinhosa.



## SERRANIDAE – subfamília ANTHIINAE (Perchlets, Reef Basses)

Os serranídeos Anthiinae são de tamanho pequeno a médio, peixes coloridos que pairam fora dos recifes e alimentam-se de plâncton. Existem 14 géneros de Anthiine no Indo-Pacífico e cerca de 150 espécies (Masuda et al., 1984; Randall e Heemstra, 1986; Randall et al., 1997). O género *Anthias* é considerado pela maioria dos cientistas como confinado ao Atlântico e Pacífico oriental, portanto, as espécies Indo-Pacífico que previamente foram colocadas no género *Anthias*, foram agora realocadas no género *Pseudanthias*, tornando-a no maior género anthiine (Baldwin, 1990).

### Modo de desova:

Os ovos pelágicos de *Pseudanthias* e *Sacura* são esféricos e pequenos (0,65 0,80 milímetros de diâmetro) (Suzuki et al., 1990).

### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas eclodem com 1,2-1,4 mm (Figura 26), têm um grande saco vitelino, olhos sem pigmentação, a boca não formada, e o pigmento do corpo muda substancialmente durante a absorção do vitelo (Suzuki et al., 1974, 1978).

Os animais das figuras 27 e 28 são as espécies existentes no T6 do ODL.

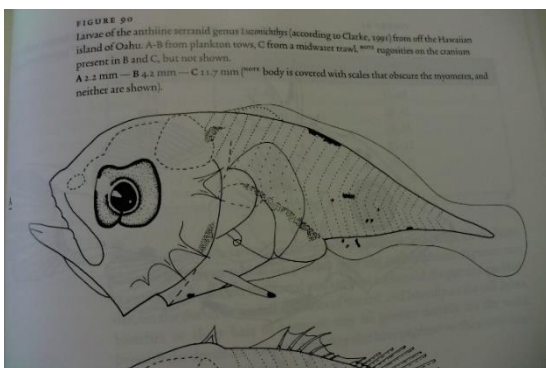


Figura 26. Larva do género *Luzonichthys* (Leis e Carson-Ewart, 2000)



Figura 27. *Pseudanthias evansii*  
Fonte: <http://blog.reefstudio.es>



Figura 28. *Pseudanthias squamipinnis*  
Fonte: <http://www.reefbrasilaquarios.com.br>

#### NEMIPTERIDAE (Thread-fin Breams, Monocle Breams)

Os Nemipterideos adultos são pequenos peixes de tamanho moderado. A família está confinada ao Indo-Pacífico, e as espécies são geralmente associadas a fundos moles embora muitos *Scolopsis spp.* sejam verdadeiros peixes de recifes de coral. Os Nemipterideos são importantes tanto nas pescarias comerciais como artesanais. Há cinco gêneros no Indo-Pacífico, com 65 espécies (Russell, 1990).

#### Modo de desova:

*Nemipterus virgatus* (Houttutm), ovos pequenos (0,65-0,79 mm), esféricos e pelágicos (Aoyama e Sotogaki de 1955; Renzhai e Suifen, 1980).

#### Desenvolvimento da eclosão:

As larvas de *Nemipterus virgatus* eclodem com 1,5-1,7 mm (Figura 29) e têm um grande saco vitelino, boca não formada, olhos sem pigmentação, e pigmento no corpo que muda durante a absorção do vitelo (Aoyama e Sotogaki de 1955; Renzhai e Suifen, 1980).

A espécie existente no T6 do ODL está representada na figura 30.

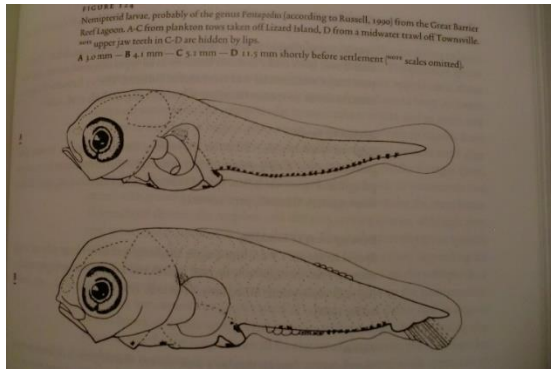


Figura 29 Gênero *Pentapodus*  
(Leis e Carson-Ewart, 2000)



Figura 30. *Scolopsis bilineata*  
Fonte: <http://www.fishbase.gr>

### CHAETODONTIDAE (Butterflyfishes)

Os Chaetodontídeos são pequenos, coloridos, peixes de recife de coral, talvez os peixes mais característicos dos recifes de coral. A maioria das espécies comem corais. Estes são peixes populares de aquários, mas não são amplamente utilizados para a alimentação. Larvas de Chaetodontid são muitas vezes considerados como tendo um estágio especializado denominado "larva tholichthys", caracterizada por placas de cabeça fundidos que se estendem ao longo do tronco, sob a forma de placas largas, planas, mais ou menos contundentes, no entanto, nem todos os gêneros chaetodontid têm larvas que cabem em tal descrição (Leis, 1989). Nove gêneros e mais de 75 espécies ocorrem no Indo-Pacífico (Allen et al., 1998).

#### Modo de desova:

Os ovos pelágicos de *Chaetodon* e *Forcipiger* são pequenos (0,60-0,75 mm de diâmetro) e esféricos (Leis, 1989).

#### Desenvolvimento da eclosão:

Larvas de *Chaetodon nippon* (Döderlein) eclodem com 1,4 - 1,5 mm, têm um grande saco vitelino, boca não formada, olhos sem pigmentação, e pigmento no corpo que muda substancialmente durante a absorção do vitelo (Suzuki et al., 1980) (Figuras 31, 32 e 33).

As espécies desta família, existentes no T6 do ODL estão representadas desde a figura 34 à 44.

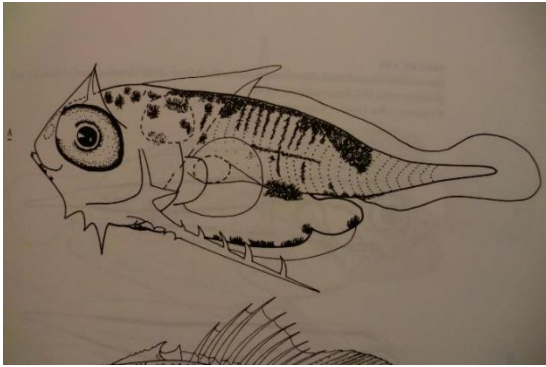


Figura 31. Larva de Chaetodontid – Chelmon ou Coradion spp (Leis e Carson-Ewart, 2000)

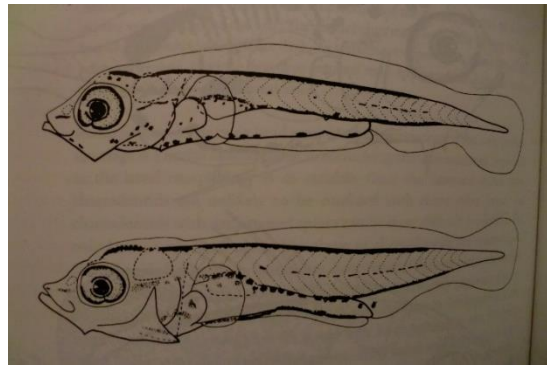


Figura 32. *Chaetodon unimaculatus* (Leis e Carson-Ewart, 2000)

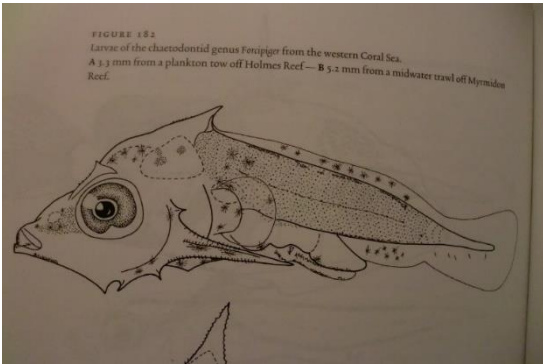


Figura 33. Género Forcipiger (Leis e Carson-Ewart, 2000)



Figura 34. *Chaetodon citrinellus*  
<http://saltwater.tropicalfishandaquariums.com>



Figura 35. *Chaetodon auriga*  
 Fonte: <http://fins.actwin.com>



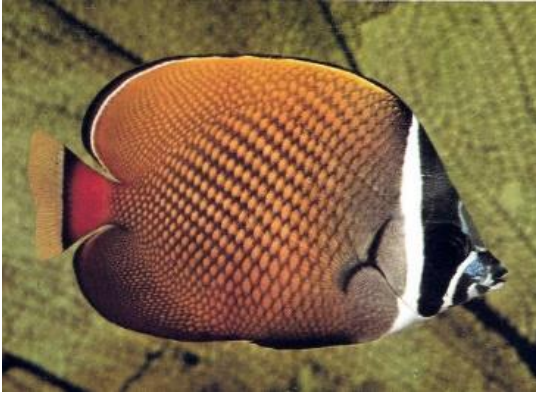


Figura 36. *Chaetodon collare*  
Fonte: <http://www.aquaportail.com>



Figura 37. *Chaetodon dolosus*  
Fonte: <http://krakensreef.com>



Figura 38. *Chaetodon falcula*  
Fonte: <http://fins.actwin.com>



Figura 39. *Chaetodon ephippium*  
Fonte: <http://www.scuba-equipment-usa.com>



Figura 40. *Chaetodon rafflesii*  
<http://australianmuseum.net.au>



Figura 41. *Chaetodon lunula*  
Fonte: <http://www.malawicichlidhomepage.com>



Figura 42. *Chaetodon semilarvatus*  
Fonte: <http://commons.wikimedia.org>



Figura 43. *Forcipiger flavissimus*  
Fonte: <http://ygaquarium.ru>



Figura 44. *Heniochus acuminatus*  
Fonte: <http://aquaria-systems.com>

#### SCATOPHAGIDAE (Scats)

Scatophagideos são de tamanho pequeno a médio, peixes eurialinos, omnívoros profundos, com corpos lateralmente comprimidos e bocas pequenas. Os dois gêneros têm cerca de quatro espécies do Indo-Pacífico (Myers, 1936), que têm uma fraca importância comercial para alimentos e comércio de aquariorfilia (Figura 45).

#### Modo de desova:

Os ovos pelágicos de *Scatophagus argus* (Linnaeus) são pequenos (0,7-0,8 mm) e esféricos (Johnsons, 1984; Barry e Fast, 1992).

Desenvolvimento da eclosão: Desconhecido

No T6 do ODL, a espécie está representada pela figura 46.

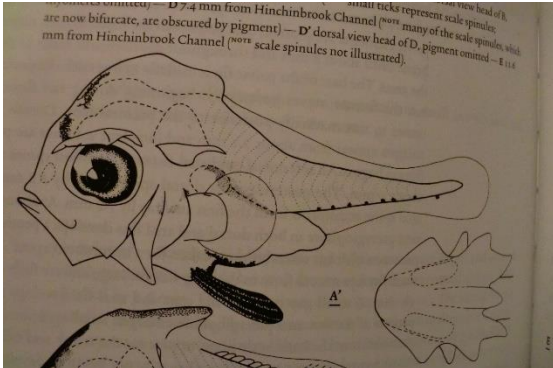


Figura 45. *Selenotoca multifasciata*  
(Leis e Carson-Ewart, 2000)



Figura 46. *Scatophagus argus*  
Fonte: <http://pl.wikipedia.org>

**ACANTHURIDAE (Surgeonfishes)**

Poucos peixes são tão típicos de um recife de coral como os peixes cirurgiã. Estes peixes fortemente comprimidos com bocas pequenas são caracterizados unicamente pela armadura lateral do pedúnculo caudal. A maioria dos peixes cirurgiã são herbívoros, mas algumas espécies, particularmente do género *Naso*, alimentam-se de zooplâncton em meia água. Há seis géneros no Indo-Pacífico e cerca de 67 espécies (Randall, 1986; Winterbottom, 1993; Randall et al., 1997)

Modo de desova:

Os ovos de *Acanthurus*, *Ctenochaetus*, *Naso*, *Prionurus* e *Zebrasoma* são pelágicos: os de *Acanthurus triostegus* (Linnaeus) e um acanthurideo não identificado provavelmente são típicos esféricos e pequenos (0,58-0,70 mm) (Thresher, 1984; Leis e Richards, 1984) (Figura 47).

Desenvolvimento da eclosão:

Larvas de *A. triostegus* com cerca de 1,7 mm, têm um grande saco vitelino, boca não formada, olhos não pigmentados, e o pigmento do corpo muda um pouco durante a absorção do vitelo (Randall, 1961).

Os animais das figuras 48 à 59 são as espécies existentes no T6 do ODL.



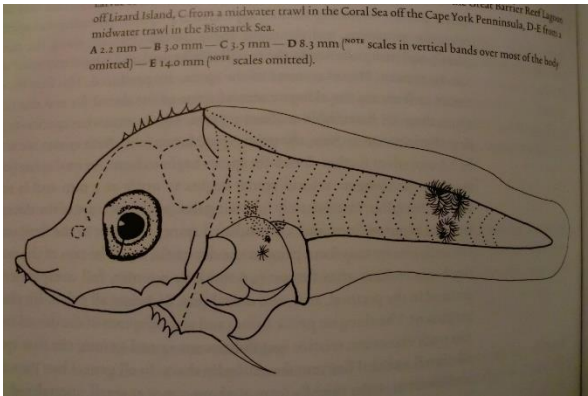


Figura 47. Genero Nasus  
 (Leis e Carson-Ewart, 2000)

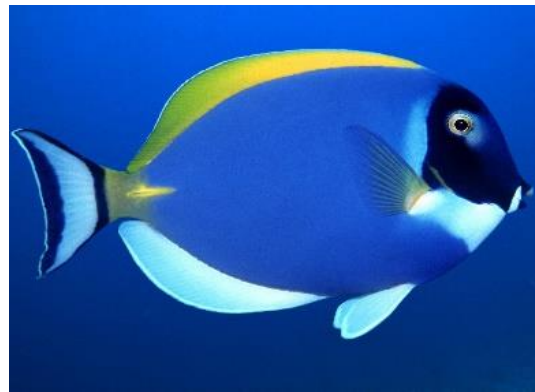


Figura 48. *Acanthurus leucosternon*  
 Fonte: <http://wallpapersuggest.com>



Figura 49. *Acanthurus sohal*  
 Fonte: <http://commons.wikimedia.org>

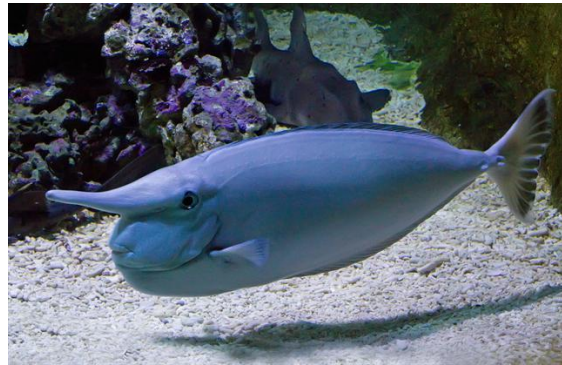


Figura 50. *Naso annulatus*  
 Fonte: <http://www.biopix.com>

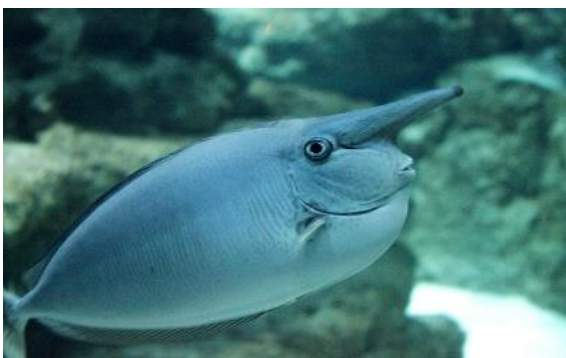


Figura 51. *Naso brevirostris*  
 Fonte: <http://ocientistaportugues.blogspot.pt>



Figura 52. *Naso lituratus*  
 Fonte: <http://ca.wikipedia.org>





Figura 53. *Paracanthurus hepatus*  
Fonte: <http://dicasdeaquarionet.blogspot.pt>



Figura 54 *Pomacanthus annularis*  
Fonte: <https://www.bluezooaquatics.com>



Figura 55. *Pomacanthus sexstriatus*  
Fonte: <http://www.fishnbirds.net>



Figura 56. *Zebrasoma desjardin*  
Fonte: <http://calphotos.berkeley.edu>



Figura 57. *Zebrasoma flavescens*  
Fonte: <http://ca.wikipedia.org>



Figura 58. *Zebrasoma scopas*  
Fonte: <http://www.aquaportail.com>



Figura 59. *Zebrasoma xanthurum*  
Fonte: <http://www.aquareefstore.nl>

## ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para a análise dos dados deste trabalho foi utilizado o programa estatístico GMAV5 For Windows, desenvolvido pelo Instituto de Ecologia Marinha da Universidade da Austrália. Foi realizada uma *Two-Way* ANOVA com dois fatores, o alimento e o volume e três réplicas. O fator alimento, com três níveis (Gymnodinium, a *O. Marina* e Inanição) e o fator volume, também com três níveis (2L, 20L e 200L). De seguida foi realizado o teste *post-hoc* SNK nos fatores onde foram detetados efeitos estatisticamente significativos.

## PRODUÇÃO

Um dos ensaios realizados foi a junção dos dois alimentos utilizados na experiência, ou seja, *Gymnodinium* + *O. Marina*. Este ensaio, apesar de bem executado, não foi incluído nos testes estatísticos, pois os resultados não permitiriam destrinçar todos os *confounding factors*, não permitindo a correta elaboração de conclusões. Foi um ensaio realizado de uma forma bastante comum em experiências de alimentação larvar mas cujas conclusões podem apenas ser compreendidas de forma completamente empírica.

Tabela 1. Nível de significância entre Alimento e Volume

Fonte	SS	DF	MS	F	P
Alimento	0.8889	2	0.4444	0.12	0.8876
Volume	97.5556	2	48.7778	13.17	0.0003 **
Ali. + Vol.	3.5556	4	0.8889	0.24	0.9120
RES	66.6667	18	3.7037		
TOT	168.6667	26			

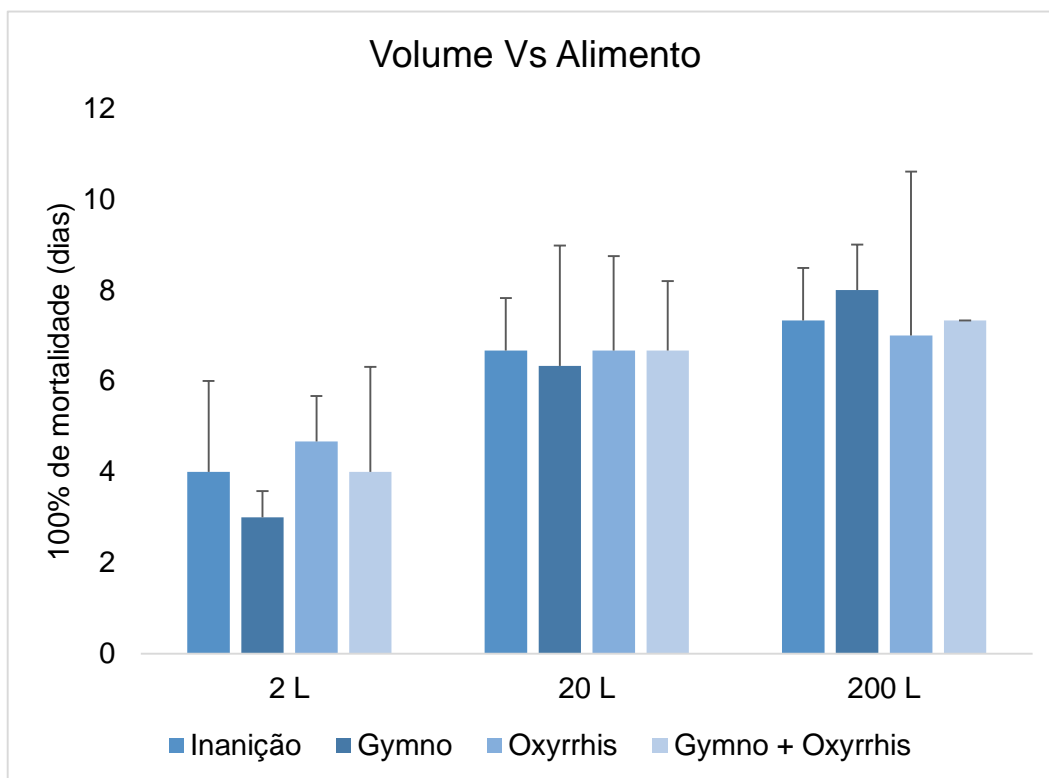


Figura 60. Comparação entre Alimento e Volume

Após a realização da ANOVA, verificou-se que o fator Volume apresentava diferenças significativas. Foram realizados testes à posteriori ou *post-hoc tests*, que verificaram que existe uma diferença estatisticamente significativa entre o recipiente de 2L comparativamente aos outros, que não apresentam diferenças significativas entre si (como podemos verificar nas tabelas seguintes), sendo que era no recipiente de 2L que as larvas demoravam menos tempo a atingir 100% de mortalidade.

Tabela 2. Nível de significância para o Volume

<b>Vol.</b>	<b>2L</b>		<b>20L</b>		<b>200L</b>
<b>Cell.</b>	1 **		2		3
<b>Mean</b>	3.2222	<	6.3333	=	7.7778
<b>S.E.</b>	0.4339		0.6009		0.6620

Tabela 3. Comparação do nível de significância entre volumes

<b>Significância</b>			
	<b>200L Vs 2L</b>	<b>20L Vs 2L</b>	<b>200L Vs 20L</b>
<b>Rank</b>	3 - 1	2 - 1	3 - 2
<b>Cell</b>	3 - 1	2 - 1	3 - 2
	**	**	NS

## IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES

Durante este trabalho, verificou-se a existência de duas espécies. A diferença mais significativa entre ambas é a pigmentação no corpo. Enquanto uma apresenta pequenos pontos de pigmentação em toda a zona ventral do corpo (Figuras 61, 62, 63 e 64), a outra apresenta grandes manchas de pigmentação em certos pontos do corpo e mais na zona dorsal (Figuras 65, 66, 67 e 68).

Nas figuras seguintes é possível verificar a evolução de uma das espécies de larva recolhidas. Esta apresenta pequenos pontos de pigmentação em toda a região ventral do corpo.



Figura 61. Larva com 1 dia

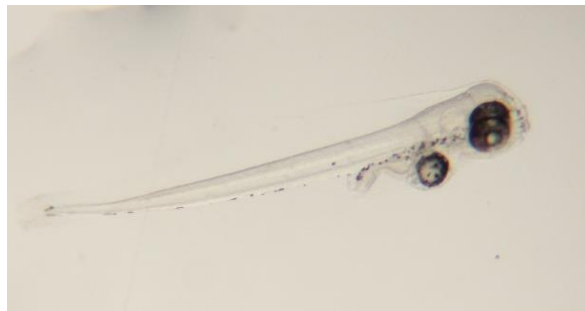


Figura 62. Larva com 4 dias



Figura 63. Larva com 5 dias

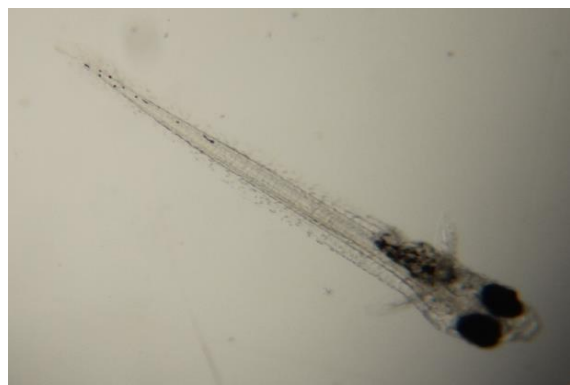


Figura 64. Larva com 7 dias

A outra espécie recolhida apresenta manchas de pigmentação, em pontos específicos do corpo e mais na região dorsal, como podemos verificar nas figuras seguintes.



Figura 65. Larva com 1 dia



Figura 66. Larva com 3 dias



Figura 67. Larva com 6 dias

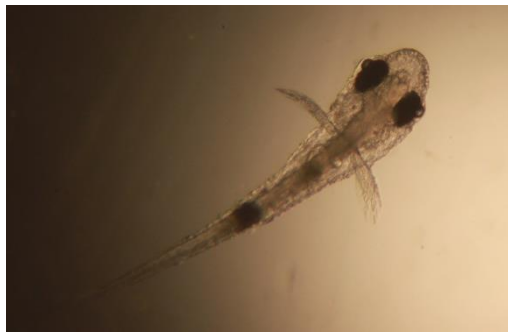


Figura 68. Larva com 7 dias

## DISCUSSÃO

Procurou-se com esta tese de Mestrado fazer um trabalho a todos os níveis pioneiro, no sentido de conseguir reaproveitar ovos e larvas que existem naturalmente num dos tanques do Oceanário de Lisboa, de forma a diminuir a necessidade de os obter a partir do meio natural. De uma forma geral, este será um princípio que poderá significativamente coadjuvar qualquer programa de conservação de várias espécies marinhas (não necessariamente só peixes), por contribuir para a redução do número de capturas de indivíduos que já se encontram, nos seus habitats, grandemente sobre explorados. Objetivamente, as duas componentes que constituem esta Tese (cultivo larvar e identificação das espécies cultivadas) encontravam-se intrinsecamente interligadas, pois quanto maior o desenvolvimento obtido durante o cultivo larvar mais facilitada seria a identificação das larvas utilizadas. Por outro lado, reduzidas taxas de sobrevivência, assim como de crescimento, tornariam a tarefa de reconhecimento das espécies envolvidas bastante mais complicada e exigiriam técnicas a todos os níveis mais complexas. A dificuldade associada ao trabalho realizado era ainda aumentada pelo facto de que no tanque onde eram realizadas as recolhas dos ovos e larvas existiam cerca de 57 espécies de peixes, não havendo, de entre os responsáveis de ODL conhecimento preciso de quais estariam em cada momento a reproduzir. Assim sendo, e sem este conhecimento de base, seria sempre necessário um estudo inicial a todos os níveis “cego”, pois, mesmo considerando apenas as espécies que os biólogos residentes consideravam como reprodutores mais prováveis (*Chromis viridis* e *Pseudanthias squamipinnis*), a pesquisa bibliográfica (que permitiria uma base a partir da qual se poderia construir o desenho experimental) revelou-se completamente infrutífera. A opção pela tentativa de obtenção de dados de base, gerais, tais como o volume mínimo para manutenção de larvas e tipo de alimento inicial refletem precisamente este desconhecimento quase absoluto das condições necessárias para conseguir sucesso no seu cultivo. A realização do cultivo larvar em 3 recipientes de diferentes volumes (2 L, 20 L e 200 L), assim como os alimentos fornecidos (*Gymnodinium* spp. e *Oxyrrhis marina*) surgiram portanto como forma de utilização de recursos que são abundantes no ODL e que não eram contraindicados em nenhuma da bibliografia pesquisada (para todos os efeitos, não eram também recomendados, visto a ausência de informações, já referida).

Os resultados obtidos na fase de cultivo larvar foram, em grande parte, desprovidos de significância estatística. Apenas no tanque de menores dimensões (2 L) se demonstrou uma mortalidade mais acelerada, independentemente do alimento

utilizado. Relativamente à alimentação que foi disponibilizada, não se verificaram diferenças significativas na mortalidade larvar entre ambas as espécies de alga + zooplâncton fornecidas, nem entre estas e a ausência de alimento. A heterogeneidade no crescimento é um problema geral na larvicultura. Esta pode ser influenciada por uma vasta gama de fatores intrínsecos e ambientais, dos quais os motivos são em grande parte desconhecidos (Kestemont et al., 2003).

O efeito do volume dos recipientes no cultivo larvar não é, de todo, desconhecido (Brown 1986; Gall e Bakar, 1999; Olivotto et al., 2011) e são sistematicamente utilizados volumes entre os 20 e os 50 L (Olivotto et al., 2011) na aquicultura das fases larvares de várias espécies de peixes marinhos. O volume reduzido dos tanques de cultivo parece ser um fator condicionante genérico associado à manutenção de animais (não exclusivamente peixes) em sistemas aquáticos fechados pois, aparentemente, é capaz de interferir quer com a capacidade predatória de algumas espécies, como verificado relativamente à medusa *Aurelia aurita* sobre o capelim (*Mallotus villosus*), onde se constatou que o volume do recipiente foi responsável por 80% da taxa de mortalidade (Lafontaine e Leggett, 2011), quer também por permitir maiores variações dos parâmetros físico-químicos da água, numa fase da vida dos animais em que estes são ainda bastante frágeis e sensíveis (Brons 1995; Holt 2003; Olivotto et al., 2003). Lafontaine e Leggett (2011) afirmam ainda que experiências desenvolvidas em pequenos recipientes utilizados em laboratório sobrestimam seriamente as taxas de mortalidade das larvas. De forma a poder-se, inequivocamente, aferir se o volume do tanque de menores dimensões teria inibido a alimentação das larvas que nele se encontravam (acelerando, desta forma, a mortalidade), ou ainda se os indivíduos cultivados teriam demonstrado alguma preferência particular por alguma das algas fornecidas dever-se-ia, idealmente, ter realizado uma análise de conteúdo gástrico. Com este procedimento, conseguir-se-ia determinar se a alimentação das larvas seria, ou não, uma realidade, bem como identificar qual a espécie de algas ingerida. No entanto, infelizmente, a colaboração com os técnicos do ISPA (Instituto Universitário de Ciências Psicológicas, Sociais e da Vida), que realizam estas técnicas por rotina e que havia sido previamente combinada, não foi possível de ser levada a cabo dentro do período de tempo que compreendeu o trabalho prático realizado no ODL. No entanto, e tendo em conta que não existiram diferenças estatisticamente significativas entre a oferta de qualquer dos tipos de algas e a inanição, deve-se ponderar a questão de as larvas não terem ingerido nenhuma das espécies de algas oferecidas. Obviamente, a utilização destas espécies apenas por uma questão de disponibilidade e abundância no ODL podia até não conjugar com a sua existência no meio natural de onde estas espécies



são provenientes, no entanto verifica-se que ambas são frequentes na zona do Indo-Pacífico, pelo que poderiam inclusivamente fazer parte do regime alimentar natural das larvas cultivadas. Uma vez que foram utilizados alimentos com dimensões consideravelmente diferentes (*Gymnodinium spp.* com cerca de 9 µm e *Oxyrrhis marina* com aproximadamente 20 µm) será provável que se possam descartar dificuldades na alimentação resultantes da desadequação entre o tamanho da boca das larvas e o tamanho da alga oferecida. Face à ausência de confirmação da alimentação larvar, todas estas possibilidades não passam, infelizmente, de conjeturas e deduções, sem possibilidade de terem sido confirmadas até ao fim do trabalho realizado.

Importa referir ainda o caso particular do regime alimentar em que ambas as algas foram disponibilizadas. Ainda que estatisticamente fosse extremamente difícil extrair conclusões válidas e desambiguas, razão pela qual os resultados obtidos com estes ensaios não foram comparados com os restantes, verifica-se que o uso de dietas com adição de um alimento no singular leva a taxas de crescimento mais lento do que se forem adicionados mistura de alimentos (Garrido et al., 2012). Por essa razão optou-se pela utilização deste regime, com posterior análise dos resultados de uma forma mais “empírica”. No entanto, mesmo com este tipo de análise menos rigorosa, os resultados não pareceram diferentes dos anteriormente descritos. É importante realçar que, apesar de serem iguais em todos os tanques utilizados, outros fatores podem ter contribuído para a velocidade a que a mortalidade larvar decorre.

A temperatura e a salinidade também são parâmetros que influenciam o crescimento larvar e conseqüentemente preocupam os produtores. Vários estudos, realizados com outras espécies marinhas, demonstraram que a temperatura tem um efeito significativo sobre a taxa de eclosão (Walsh et al., 1991, e Hart Purser, 1995). A temperatura a que são mantidos os reprodutores, antes e durante a desova, podem determinar a tolerância de temperatura dos ovos fertilizados (Bromage et al., 1994). Para melhor compreender em que condições é que as larvas têm um crescimento mais eficiente, foram realizados estudos sobre a temperatura e a salinidade e verificou-se que para a espécie *Mycteroperca rosácea* (garoupa), temperaturas entre os 24 e 30 graus e uma salinidade a 32 ppm, aumentam/melhoram a sua eclosão (Lopez et al., 2004). Com o aumento da temperatura, o desenvolvimento embrionário foi mais rápido e, por conseguinte, o tempo de eclosão desde a primeira até à última larva foi mais curto (Lopez et al., 2004). Por outro lado, Walsh et al. (1991), não verificou essa relação.

Outro fator que se deve ter em conta é a iluminação a que os animais estão sujeitos e a cor do tanque onde estão inseridos. O uso de luz intensa combinado com

paredes claras do tanque pode apresentar melhores resultados, uma vez que o contraste entre as partículas dos alimentos e o ambiente é mais elevado (Tamazouzt et al., 2000). No entanto, isto também pode resultar em larvas a serem excessivamente atraídas pelas paredes claras, aumentando a densidade populacional local e diminuindo o acesso de cada indivíduo ao alimento (Hinshaw, 1985, Colesante et al., 1986). Em algumas espécies, o aumento da intensidade da luz aumenta o crescimento e/ou sobrevivência, enquanto noutras, tem efeitos negativos sobre o crescimento e/ou sobrevivência. Kiyono e Hirano (1981) descobriram que o crescimento e a sobrevivência das larvas de *Mylio macrocephalus* (pargo preto) aumentou com o aumento da intensidade da luz, quando foram produzidos com intensidades de luz diferentes. A espécie *Dicentrarchus labrax* (robalo) apresentou um melhor crescimento, mas uma pior sobrevivência para maiores intensidades de luz (Barahona-Fernades, 1979). Aparentemente, a relação entre o fotoperíodo e o crescimento está correlacionada com a probabilidade de encontro entre a larva e a sua presa. Assim, quanto maior o fotoperíodo, maiores são as probabilidades desse encontro, resultando em maiores taxas de ingestão de alimentos e crescimento (Puvanendran e Brown, 2002). Ainda no que diz respeito a este fator, foram realizadas experiências com a espécie *Gadhus morhua* (bacalhau-do-atlântico) que mostraram uma redução do crescimento e sobrevivência das larvas em intensidades luminosas baixas quando comparadas com larvas criadas em altas intensidades de luz. Isto indica que a intensidade da luz é um fator importante que afeta a sua sobrevivência e crescimento (Barahona-Fernandes, 1979; Kiyono e Hirano, 1981; Chesney, 1989; Downing e Litvak, 1999). Chatain e Ounais-Guschemann (1991) obtiveram um melhor crescimento nas espécies de peixe *Sparus aurata* e *Pagrus pagrus*, criados em tanques brancos, mas uma maior sobrevivência em tanques de cor preta. Em contrapartida, um fundo escuro apresentou melhores resultados para as larvas de Badejo, *Stizostedion vitreum* (Corazza e Nickum, 1981; Hinshaw, 1986; Martin-Robichaud e Peterson, 1998), e linguado, *Solea solea* (Dendrinós et al., 1984). No entanto, segundo Naas et al. (1995) a escolha de um tanque todo preto é melhor, porque proporciona um ambiente e uma iluminação mais natural. Segundo Kestemont et al. (2003), ainda devem ser realizadas experiências complementares para determinar os níveis de luz ideais para as diferentes cores dos tanques.

A identificação das espécies a que pertenciam os ovos e larvas utilizados neste trabalho encontrava-se, como já foi referido, intrinsecamente associada ao sucesso do cultivo larvar. Como é fácil de compreender, quanto mais desenvolvidas se encontrassem as larvas mais semelhantes se tornariam com os adultos da sua espécie,

o que facilitaria incomensuravelmente a tarefa de as identificar. Uma vez que se obteve taxas de 100 % de mortalidade a partir do 7.º a 8.º dia, independentemente do volume do tanque em que se encontravam ou do regime alimentar fornecido, essa identificação acabou por se tornar compreensivelmente mais complicada. Evidentemente, de forma a reduzir o conjunto de espécies que poderiam corresponder às larvas que foram mantidas nos sistemas, passou-se por um processo de eliminação, baseado inicialmente em características dos ovos (bentónicos ou pelágicos, existindo cerca de 32 espécies de peixes pelágicos no tanque e 25 bentónicos) ou morfologia dos peixes/larvas que não poderiam corresponder às que se encontravam a ser cultivadas (como por exemplo a *Taeniura lymma* e *Aulostomus chinensis*). Este processo de exclusão não foi capaz de reduzir, no entanto, o número total de possibilidades para um valor razoável, nem mesmo após as tentativas de identificação fotográfica, com toda a dificuldade inerente à recolha de imagens de animais de dimensões tão reduzidas e com mobilidade. Após pedido de colaboração com o Prof. Doutor Peter Wirtz que colabora com a Universidade da Madeira e, posteriormente, com o Prof. Doutor Jeffrey Leis do *Institute for Marine and Antarctic Studies* da Universidade da Tasmânia, Austrália, que puderam observar e analisar os registos fotográficos obtidos, chegou-se à conclusão que o pouco estado de evolução das larvas, decorrente das dificuldades descritas na secção do cultivo larvar, inviabilizaria totalmente a identificação visual das espécies. Neste sentido, e de forma a conseguir-se determinar a sua identidade, seria necessário o recurso a técnicas de determinação genética que, infelizmente, já não seria possível realizar durante o tempo em que decorreu este trabalho prático e, por outro lado, fogem em absoluto do âmbito geral desta temática. Ainda assim, conjugando todas estas fontes (exclusão de espécies incompatíveis, registo fotográfico e colaboração com os Investigadores indicados) é possível indicar, com algum grau de probabilidade, que, ao contrário do que inicialmente era considerado, não seria uma, mas duas as espécies cujo cultivo se tentou promover. Dentro de um nível taxonómico ainda elevado, mas com algum grau de certeza, pode indicar-se a Ordem Perciformes como sendo a mais provável e, possivelmente a espécie *Pseudanthias squamipinis* como uma das duas que se tentou identificar. Esta espécie, além de morfológicamente semelhante às cultivadas e de ter ovos pelágicos, encontra-se entre as mais abundantes dentro do tanque do ODL existindo ainda registos de nele já se ter reproduzido.

De uma forma geral, espera-se que esta tese tenha contribuído para demonstrar que a área de produção larvar pode ser uma forma eficiente de defender as espécies no seu meio natural e, em particular, aquelas que, dada a sua escassez, necessitem de medidas de proteção e conservação adicionais. O cultivo larvar, quando bem sucedido,

pode representar uma alternativa viável à captura de indivíduos, com a vantagem acrescida de se desenvolverem animais mais robustos, já perfeitamente adaptados a sistemas aquáticos fechados e, possivelmente, alimentação artificial. Mais ainda, tendo em conta o elevadíssimo número de ovos ou larvas libertados em cada reprodução, e a sua taxa de mortalidade, pode proceder-se à sua captura em meio natural e engorda em cativeiro sem contribuir para a diminuição de efetivos reais. A dificuldade que foi sentida no que diz respeito à identificação das fases larvares demonstra também que esta área científica tem tudo a ganhar ao promover a interdisciplinaridade e o trabalho conjunto de várias valências científicas com o objetivo de atingir graus de certeza mais elevados, quando se parte de uma base comum que é, no geral, desconhecida.

Ficam ainda várias questões em aberto para serem exploradas no futuro: diferentes regimes alimentares, cores e materiais dos recipientes em que é realizado o cultivo, densidades larvares iniciais ideais, determinação de vários fatores abióticos como a temperatura e salinidade, por exemplo. O aumento da taxa de cultivo de animais marinhos é um objetivo difícil, vista a elevada variabilidade entre espécies, mas que, tendo em conta o desenvolvimento tecnológico atual e o grau de conhecimento existente, é concretizável.

## **ANEXOS**

### PROTOCOLO: GERAL

- Verificar o filtro UV;
- Tirar a temperatura;
- Sifonar o tanque para um crivo de modo a reter as larvas mortas;
- Sifonar 15% do volume do tanque (no de 2L e 20L) e 5% do volume do tanque (de 200L);
- Limpar as paredes do tanque;
- Retirar uma amostra de água para análises (salinidade, ph, amónia, nitritos e nitratos);
- Retirar uma amostra da água para fazer a contagem do alimento que está presente no tanque (protocolo: Contagem de Células);
- Lavar bem o crivo e colocar as larvas mortas no recipiente, para posterior contagem;
- Repetir este processo para todos os tanques;
- Colocar no alimentador, o alimento necessário a juntar no tanque;
- Repor o nível do tanque com água salgada filtrada esterilizada (só existe na sala de cultura);
- O material usado, é todo desinfetado na lixívia (1 minuto) e depois passar no tiosulfato (1 minuto).

### PROTOCOLO: RECOLHA DOS OVOS NO T6

- Colocar a rede coletora no tanque à entrada do *skimmer*, segurando-a à ponte. A rede deve ser colocada no final da tarde, 19:30h - 20:00h e recolhidas logo de manhã 7:30h – 8:00h;
- No dia seguinte à colocação das redes, remover as redes, levar a rede para a Quarentena, lavar bem com água salgada filtrada, concentrar os ovos numa das extremidades das redes e verter o conteúdo para um crivo de 250 µm;
- Lavar bem os ovos com a ajuda de um esguicho (que contém água salgada filtrada) e colocar o conteúdo do crivo num copo de vidro de 2l de capacidade, previamente cheio com 1l de água salgada filtrada;
- Deixar o copo na prateleira e deixar os ovos assentar durante 10 minutos;
- Separar ovos viáveis, à superfície, dos ovos não viáveis (ovos que ficam no fundo). Usar o crivo de 250 µm para ajudar neste processo de decantação;

- Colocar os ovos viáveis num copo de vidro graduado de 1l previamente cheio com 500 ml de água salgada filtrada;
- Rejeitar os ovos não viáveis;
- Contabilizar o número de ovos por ml no copo de 1l, utilizando para este processo a câmara de contagem na lupa para determinar o número de ovos existente em cada ml de solução;
- Proceder ao registo fotográfico na lupa;
- Fazer os cálculos para determinar a quantidade de volume a deitar em cada tanque, com o número de ovos pretendido;
- Distribuição dos ovos nos tanques.

#### PROCOLO: CONTAGEM DE OVOS

- Colocar todos os ovos num goblé e encher com água até aos 500ml;
- Deverão estar sempre com arejamento;
- Na câmara de contagem de ovos, colocar 5ml (diluição de 1/10) e proceder toda à sua contagem dos ovos (viáveis e inviáveis);
- Contar todos os quadrados;
- Após a contagem, multiplicar por 100 ou então dividir pela percentagem da amostra ( $5 / 500 = 0.01$ );
- Depois, fazer regras de 3 simples, para sabermos a quantidade (em ml) de ovos que vamos colocar em cada tanque (tendo sempre em conta o volume do tanque que queremos).

#### PROCOLO: PRODUÇÃO DE DINOFLAGELADOS (*Oxyrrhis marina*)

##### Erlenmeyer 2L:

- Esterilizar um copo (limpo e desinfetado) com 2 L de água salgada filtrada (9 minutos a 900W);
- Encher 1 erlenmeyer de 2L (limpo e desinfetado) com 1L da água salgada filtrada e esterilizada (não usar material das algas! Isto inclui o crivo e funil das algas). Tapar com algodão cardado. O Litro restante poderá ser para outro erlenmeyer, etc.;
- Deixar a água atingir a temperatura ambiente;
- Adicionar 0.5 ml de meio de cultura (está no frigorífico) ao erlenmeyer;

- Juntar 100 ml da cultura anterior (erlenmeyer 2L com melhor aspeto) ao erlenmeyer e anotar a data;
- Alimentar com *Rhodomonas sp.* e/ou *Isochrysis sp.* (produto liofilizado) até que a água fique com uma tonalidade verde-laranja. Manter com luz 24 horas por dia;
- Os 1000 - 1500ml que sobram da cultura anterior podem ser utilizados para inocular outro erlenmeyer de 2L, ou balão de 5L. Em último caso pode ser utilizado na preparação de refeições;
- Diariamente observar a tonalidade da cultura e se necessário adicionar um pouco de alga *Rhodomonas sp.* e/ou *Isochrysis sp.* (produto liofilizado) até que a água fique novamente com uma tonalidade verde- laranja;
- Lavar os erlenmeyers vazios, Lavam-se com água doce;
- Encher os erlenmeyers com água doce e colocar 5 ml de lixívia industrial, agitar um pouco para que a solução passe por todo o erlenmeyer;
- Deixar a lixívia atuar durante pelo menos 1 hora;
- Vazar e colocar um pouco de ácido clorídrico a 10% (identificado como “*Oxyrrhis marina*”) no fundo de cada erlenmeyer e agitar para que a solução passe por todo o erlenmeyer e se remova assim o CaCO<sub>3</sub> (após este processo reaproveitar o ácido para dentro de um copo de vidro com rosca, utilizar o ácido até que este fique demasiado baço, nessa altura fazer nova solução de ácido clorídrico a 10%);
- Passar bem por água doce e colocar a secar com a abertura virada para baixo;
- Deixar secar 24 h antes de serem novamente utilizados;
- Realizar uma nova cultura de 4 em 4 dias.

#### Cilindro 50 L:

- Encher o cilindro com 30L de água salgada filtrada;
- Adicionar 10 ml de meio de alga;
- Adicionar 1L de *Rhodomonas sp.* ou 1L de *Isochrysis sp.* (produto liofilizado);
- Verter o conteúdo do balão de 5L mais antigo de *Oxyrrhis marina* para dentro do cilindro (verter devagar e junto à linha de água do cilindro);
- Anotar data de início;
- Diariamente manter uma tonalidade rosada no interior do cilindro, alimentar com *Rhodomonas sp.* ou *Isochrysis sp.* (produto liofilizado);
- Não manter a mesma cultura mais do que 2 semanas;

- Ao final de duas semanas usar o restante da cultura para alimentar e iniciar a desinfecção do cilindro;
- Lavar bem o cilindro;
- Encher com água doce e colocar 50 ml de lixívia industrial durante 1 h;
- Vazar, passar por água doce e deixar secar pelo menos 24 h;
- Iniciar nova cultura.

### PROTOCOLO: PRODUÇÃO DE ALGAS (*Gymnodinium sp.*)

#### Erlenmeyers de 2L:

- Esterilizar um copo (limpo e desinfetado) com 2L de água salgada filtrada (9 minutos a 900W);
- Encher 1 erlenmeyer de 2L (limpo e desinfetado) com 1,5L de água salgada filtrada e esterilizada. Tapar com algodão cardado. Deve passar-se pelo crivo e funil a água salgada filtrada e esterilizada ao encher o erlenmeyer. O volume restante poderá ser para outro erlenmeyer;
- Deixar a água atingir a temperatura ambiente;
- Adicionar 1.5 - 2 ml (usar 2,5 ml para *Rhodomonas sp.*) de meio de cultura (está no frigorífico) ao erlenmeyer;
- Juntar 250 - 500 ml da cultura anterior (erlenmeyer 2L com melhor aspeto) ao erlenmeyer (se necessário pode-se recorrer aos inóculos puros para iniciar um novo erlenmeyer de 2L);
- Colocar arejamento moderado/forte e anotar a data e a espécie de alga. Manter com luz 24 horas por dia;
- Os 1000 - 1500ml que sobram da cultura anterior podem ser utilizados para inocular outro erlenmeyer de 2L, ou balão de 5L. Em último caso pode ser utilizado para a preparação de refeições;
- Diariamente observar se o arejamento está a funcionar;
- Lavar os erlenmeyers vazios, lavam-se com água doce e com o espanador branco junto do material das algas;
- Encher os erlenmeyers com água doce e colocar 5 ml de lixívia industrial, agitar um pouco de forma a que a solução passe por todo o erlenmeyer;
- Deixar a lixívia atuar durante pelo menos 1 hora;
- Vazar e colocar um pouco de ácido clorídrico a 10% (identificado como “Algas”) no fundo de cada erlenmeyer e agitar para que a solução passe por todo o erlenmeyer e se remova assim o CaCO<sub>3</sub> (após este processo reaproveitar o



ácido para dentro de um frasco de vidro com rosca, utilizar o ácido até que este fique demasiado baço, nessa altura fazer nova solução de ácido clorídrico a 10%);

- Passar bem os erlenmeyers por água doce e colocá-los a secar com a boca virada para baixo. Deixar secar 24 h antes de serem novamente utilizados. Novas culturas serão iniciadas de 3 em 3 ou de 4 em 4 dias. O que corresponde sensivelmente a uma concentração de alga de 5-10 milhões de células/ml.

#### PROTOCOLO: CONTAGEM DE CÉLULAS – CÂMARA DE SEDGEWICK RAFTER

- Recolha da amostra num frasco;
- Dessa mesma amostra colocamos 2ml num copo graduado, com uma pipeta;
- Diluímos essa amostra utilizando água doce, enchendo até aos 20ml (diluição de 1/10);
- Homogeneizar bem com a pipeta;
- Desta diluição, retirar com outra pipeta 2ml para um copo novo;
- Com esta mesma pipeta, adicionar 2 gotas de lugol e homogeneizar bem;
- Colocamos uma lâmina sobre a câmara de Sedgewick Rafter e adicionamos 1ml para se proceder à contagem das células (se ficar alguma bolha de ar, não se faz a contagem desse quadrado);
- Fazer contagem de 10 quadrados (excluindo duas linhas, e seguir a contagem sempre da mesma forma);
- No fim da contagem dos 10 quadrados, somar tudo e dividir por 10 (média). A unidade é micro litros;
- Multiplicar por 10, porque foi o fator de diluição e depois multiplicar por 1000 para passar de micro litros para mililitros;
- Lavar bem a câmara com água (e restante material);
- O tubo de amostra com lugol que sobrou, vai para um frasco, que é dos desperdícios (e não despejado pelo ralo da pia).

## REFERÊNCIAS

Abalika,G; Mahapatra, B. K; Datta, N. C. 2003. Ornamental Fish Farming – Successful Small Scale Aqua business in India.

Aboussouan, A. e Leis, J. M., 1984. Balistoidei: development. – In: Moser, H.G., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S. L. (eds), Ontogeny and Systematics of Fishes. American Society for Ichthyology and Herpetology Special Publications, 1: 450 - 458.

Allen, G. R. e Randall, j. E., 1977. Review of the sharpnose pufferfishes (subfamily Canthigasterinae) of the Indo-Pacific. – Records of the Australian Museum, 30: 475 - 517.

Allen, G. R., 1975. Damselfishes of the South Seas. – TFH Publishers Inc. Jersey USA: 1 - 238.

Allen, G. R., Steene, R. e Allen, M., 1998. A guide to angelfishes and butterfly fishes. – Odyssey Publishing / Tropical Reef Research, Perth: 250 pp.

Andrews, C. 1990. The ornamental fish trade and fish conservation. Journal of Fish Biology, 37(Supplement A): 53 - 59.

Anonymous, 1998. Haribon Netsman Program. Secretariat of the Pacific Community Live Reef Fish Information Bulletin, 4: 7 - 12.

Aoyama, T. e Sotogaki, N., 1955. On the development of the eggs on *Nemipterus virgatus* (Houttuyn). – Japanese Journal of Ichthyology, 6: 130 - 132.

APPMA. 1994. National pet owners survey. American Pet Products Manufacturers Association, Scarsdale, New York, USA.

Arai, H. e Fujita, S., 1988. Spawning behaviour and early life history of the sharpnose puffer, *Canthigaster rivulata*, in the Aquarium. – Japanese Journal of Ichthyology, 35: 194 - 202.

Baldwin, C. C., 1990. Morphology of the larvae of American Anthiinae (Teleostei: Serranidae), with comments on relationships within the subfamily. – Copeia, (4): 913 - 955.

Barahona-Fernades, M.H., 1979. Some effects of light intensity and photoperiod on the sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax* (L.) reared at the Centre Oceanologique de Bretagne. *Aquaculture*, 17: 311 - 321.

Barry, T. P. e Fast, A. W., 1992. Biology of the spotted scat (*Scatophagus argus*) in the Philippines. – *Asian Fisheries Science*, 5: 163 - 179.

Baskett, M. L., R M. Nisbet, C. V. Kappel, P. J. Mumby, and S. D. Gaines. 2010. Conservation management approaches to protecting the capacity for corals to respond to climate change: a theoretical comparison. *Global Change Biology*, 16:1229 - 1246.

Bell, J. D.; Clua, E.; Hair, C. A.; Galzin, R.; Doherty, P. J., 2009. The Capture and Culture of Post Larval Fish and Invertebrates for the Marine Ornamental Trade. *Reviews in Fisheries Science*, 17(2): 223 - 240.

Benemann Jr., I 1992. Microalgae aquaculture feeds, *Journal of Applied Phycology*, 4: 233 - 245.

Bhat, A. 2004. Coral reefs and their fauna: An underwater fantasyland. *Resonance* September: 62 - 73.

Bromage, N.R., Bruce, M., Basavaraja, N., Rana, K., Shields, R., Yong, C., Dye, J., Smith, P., Gillespie, M., Gamble, J., 1994. Egg quality determinants in finfish: the role of overripping with special reference to the timing of stripping in the Atlantic halibut, *Hippoglossus hippoglossus*. *Journal World Aquaculture Society*, 25: 13 - 21.

Brons, R. 1995. Nachzucht von *Pseudochromis fridmani* Und *P. flavivertex*. *DATZ* 1/95. p. 7.

Cavalier-Smith, T.; Chao, E. Protalveolate, 2004. Phylogeny and systematics and the origins of Sporozoa and dinoflagellates (phylum Myzozoa nom. Nov.). *European Journal Protistology*, 40: 185 - 212.

Chapman, F.A., Fitz-Coy, S.A., Thunberg, E.M. and Adams, C.M., 1997. United States of America trade in ornamental fish. *Journal of the World Aquaculture Society*, 28: 1 - 10.

Chatain, B. and Ounais-Guschemann, N., 1991. The relationship between light and larvae of *Sparus aurata*. In: P. Lavens, P. Sorgeloos, E. Jaspers and F. Ollevier (Editors), *Larvi '91 - Fish and Crustacean Larviculture Symposium*. European Aquaculture Society, Special Publication No. 15, Ghent, Belgium.

Chesney Jr., E.J., 1989. Estimating the food requirements of striped bass larvae *Marone saxatilis*: effects of light, turbidity and turbulence. *Marine Ecology Progress Series*, 53: 191 - 200.

Colesante, R.T., Youmans, N.B., Ziolkoski, B., 1986. Intensive culture of walleye fry with live food and formulated diets. *Progressive Fish-Culturist*, 45: 126 - 127.

Conrad, W., 1939 Notes protistologiques ix sur trois dinoflagellates de l'eau saumatre. *Bulletin du Musée Royal d'Histoire Naturelle de Belgique*, 15: 1 - 10 (in French).

Conroy, D. A., 1975. An evaluation of the present state of world trade in ornamental fish. *FAO Fisheries Technical Paper No. 146*.

Corazza, L. and Nickum, J.G., 1981. Positive phototaxis during initial feeding stages of walleye larvae. *Rapp. P.-v. Reun. Cons. Int. Explor. Mer*, 178: 492 - 494.

Delsman, H. C., 1930. Fish eggs and larvae from the Java Sea. 16. *Amphiprion percula* CV. – *Treubia*, 12: 367 - 370.

Dendrinis, P., Dewan, S. and Thorpe, J.P., 1984. Improvement in the feeding efficiency of larval, postlarval and juvenile Dover sole (*Solea solea* L.) by using the staining to improve the visibility of *Artemia* used as food. *Aquaculture*, 38: 137 - 144.

Downing, G., Litvak, M.K., 1999. The influence of light intensity on growth of larval haddock. *North American Journal Aquaculture*, 61: 135 - 140.

Emerson C., 1999. *Aquaculture Impacts on the Environment*.

Fautin, D. G., Allen, G. R., 1992. *Field Guide to Anemonefishes and their Host Sea Anemones*. – Western Australian Museum, Francis Street, Perth: 160 pp.

Ferreira P. M. P., 2009. *Manual de Cultivo e bioencapsulação da cadeia alimentar para a larvicultura de peixes marinhos*. IPIMAR. ISBN: 978-972-9372-37-7.

Fujita, S., 1957. On the development and prelarval stage of a damsel fish *Chromis notatus* (Temminck et Schlegel). – *Japanese Journal of Ichthyology*, 6: 87 - 90 [in Japanese, English abstract].

Gall, Graham AE, and Yosni Bakar, 1999. Stocking density and tank size in the design of breed improvement programs for body size of tilapia. *Aquaculture*, 173.1: 197 - 205.

Garrido, S., Saiz, E., Peters, J., Ré, P., Alvarez, P., Cotano, U., Herrero, D. L., Murguía, A. M., Irigoien, X., 2012. Effect of food type and concentration on growth and fatty acid composition of early larvae of the anchovy (*Engraulis encrasicolus*) reared under laboratory conditions. *Journal Experimental Marine Biology and Ecology* 434 - 435, 16 - 24.

Graham T, 2005. *Live Reef Fish - The live reef fish export and aquarium trade*. Marine Resources Division, ISSN 1026-2040.

Green, E., 2003. International trade in marine aquarium species: Using the global marine aquarium database. In: *Marine Ornamental Species: Collection, Culture, and Conservation* (J. C. Cato and C. L. Brown, Eds., pp. 31–47). Iowa State Press/Blackwell Publishing.

Guo, Z.; Zhang, H.; Liu, S. e Lin, S.; 2013. Biology of the Marine Heterotrophic Dinoflagellate *Oxyrrhis marina*: Current Status and Future Directions. *Microorganisms*, 1, 33 - 57; doi: 10.3390/microorganisms1010033.

Halim, A., 2002. Adoption of cyanide fishing practice in Indonesia. *Ocean Coast. Manage*, 45: 313 - 323.

Hanawa, M., L. Harris, M. Graham, A. Farrell, and L. Bendall-Young, 1998. Effects of cyanide exposure on *Dascyllus aruanus*, a tropical marine fish species: Lethality, anesthesia, and physiological effects. *Aquarium Sciences and Conservation*, 2: 21 - 34.

Hardy, G. S., 1982. Two new generic names for some Australian pufferfishes (Tetraodontiformes: Tetraodontidae), with species' redescrptions and osteological comparisons. – *Australian Zoologist*, 21: 1 - 26.

Hardy, G. S., 1983. Revision of Australian species of *Torquigener* Whitley (Tetraodontiformes: Tetraodontidae) , and two new generic names for Australia's puffer fishes. – *Journal of Royal Society of New Zealand*, 13: 1 - 48.

Hart, R.P., Purser, G.J., 1995. Effects of salinity and temperature on eggs and yolk sac larvae of the greenback flounder (*Rhombosolea tapirina*, Gunter, 1862). *Aquaculture*, 136: 221 - 230.

Heemstra, P. C., 1986. Mugiloididae. – In: Smith, M. M. e Heemstra, P. C. (Eds), 1986, *Smith's Sea Fishes*. Macmillian South Africa, Johannesburg: 739 - 741.

Hemley, G., 1984. U.S. imports millions of omamen- tal fish annually. *Traffic USA* 5(4):1.

Hinshaw, J.M., 1985. Effects of illumination and prey contrast on survival and growth of larval yellow perch (*Perca flavescens*). *Transactions American Fisheries Society*, 114: 540 - 545.

Hinshaw, J.M., 1986. Factors affecting survival and growth of larval and early juvenile perch *Perca flavescens*, Mitchill, PhD Thesis, North Carolina State University, USA, 80 pp.

Holt, G. J. 2003. Research on culturing the early life history stages of marine ornamental species. Pages 251–254 in J. C. Cato and C. L. Brown, editors. *Marine ornamental species: collection, culture and conservation*. Iowa State Press, Ames, Iowa, USA.

IUCN, 2003. "2003 IUCN Red List of Threatened Species" (On-line). Accessed October 22, 2004 at [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org).

Johannes, R.E., 1978. Reproductive strategies of coastal marine fishes in the tropics. *Environ Biol Fish*, 3: 65 - 84.

Johannes, R.E. and Riepen, M., 1995. Environmental, economic, and social implications of the live reef fish trade in Asia and the Western Pacific. R.E. Johannes Pty. Ltd., Bonnet Hill, Tasmania, Australia.

Johnson, G. D., 1984. Percoidei: development and relationships. – In: Moser, H. G., Richards, W. j., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S. L. (eds), *Ontogeny and Systematics of Fishes*. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publications, 1: 464 - 499.

Johnson, G. D., 1993. Percomorphy phylogeny: progress and problems. – *Bulletin of Marine Science*, 52: 3 - 28.

Johnson, G. D. e Gill, A. C., 1998. Perches and their allies. – In: Paxton, J. R e Escgmeyer, W. N. (eds), *Encyclopedia of fishes* (2<sup>nd</sup> edition). Academic Press, San Diego: 181 - 194.

Johnson, G. D. e Patterson, C. L., 1993. Percomorphy phylogeny: a survey of acanthomorphs and a new proposal. – *Bulletin of Marine Science*, 52: 554 - 626.

Kavanagh, K., 2000. Larval brooding in a damselfish is correlated with highly divergent ontogeny, morphology, and life-history traits. – *Bulletin of Marine Science*: 321 - 337.

Kawabe, R., 1984. Spawning behavior of the Bridled Triggerfish *Sufflamen fraenatus*. – Japanese Journal of Ichthyology, 13: 193 - 197.

Keene, M. J. e Tighe, K. A., 1984. Beryciformes: development and relationships. – In: Moser, H. G., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S. L (eds), Ontogeny and Systematics of Fishes. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publications, 1: 383 - 392.

Kestemont, P., Jourdan, S., Houbart, M., Mélard, C., Paspatis, M., Fontaine, P., Cuvier, A., Kentouri, M., Baras, E., 2003. Size heterogeneity, cannibalism and competition in cultured predatory fish larvae: biotic and abiotic influences. Aquaculture. Volume 227, Issues 1 - 4: 333 - 356.

Kiyono, M., Hirano, R., 1981. Effects of light on the feeding and growth of black porgy *Mylio macrocephalus* (Basilewsky), post larvae and juveniles. Rapp. P.-V. Reun. - Cons. Int. Explor. Mer, 178: 334–336.

Kodric-Brown, Astrid, 1986. Satellites and sneakers: opportunistic male breeding tactics in pupfish (*Cyprinodon pecosensis*). Behavioral Ecology and Sociobiology, 19.6: 425 - 432.

Kotlyar, A. N., 1985. Taxonomy and distribution of Monocentridae (Beryciformes). – Voprosy Ikhtologii 25: 531 – 545 [in Russian, English, translation Journal of Ichthyology 25: 91 – 106].

Kraul, S., 1989. Production of live prey for marine fish larvae. Advances in tropical aquaculture Tahiti. Feb 20 - march 4, Aquacop Ifremer. Acres de colloque 9 pp 595 - 607.

Kristin, H.; Manuel, Y., F.; Ivar, R.; Clara, B.; Luis, E., C., C.; Marisol, I., 2012. Fish larval nutrition and feed formulation: knowledge gaps and bottlenecks for advances in larval rearing.

Lafontaine, Y., Leggett, W. C., 2011. Effect of Container Size on Estimates of Mortality and Predation Rates in Experiments with Macrozooplankton and Larval Fish. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 44(9): 1534 - 1543, 10.1139/f87-185.

Lavens, P. e Sorgeloos, P, 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture. p. 1 - 10.

Lawson, T. B.; 1995. Fundamental of aquacultural engineering. ISBN 0-412-06511-8.

Leis, J. M., 1978. Systemics and zoogeography of the porcupine fishes (Diodon, Diodontidae, Tetraodontiformes), with comments on egg and larval development. – US Fishery Bulletin, 76: 535 - 567.

Leis, J.M., 1982. Distribution of fish larvae around Lizard Island, Great Barrier Reef: coral reef lagoon as refuge? Proc 4th Int Coral Reef Symp (Manila):471 - 477.

Leis, J. M., 1984. Tetraodontidae: development. – In: Moser, H. G., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S. L. (eds), Ontogeny and Systematics os Fishes. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication, 1: 447 - 450.

Leis, J. M., 1986. Diodontidae. – In: Smith, M. M. e Heemstra, P. C. (eds), 1986, smith's Sea Fishes. Macmillian South Africa, Johannesburg: 903 - 907.

Leis, J. M., 1989. Larval biology of butterflyfishes (Pisces, Chaetodontidae): what do we really know? – Environmental Biology of Fishes, 25: 87 - 100.

Leis, J.M. e Golgman B., 1983, A Preliminary Distributional Study of Fish Larvae Near a Ribbon Coral Reef in the Great Barrier Reef. Coral Reefs (1984), 2: 197 - 203.

Leis, J. M. e Richards, W. J., 1984. Acanthuroidei: development and relationships. – In: Moser, H. G., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S.L. (eds), Ontogeny and Systematics of Fishes. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication, 1: 547 - 551.

Leis, J.M. e Carson-Ewart, B.M., 2000. The Larvae of Indo-Pacific coastal fishes. An Identification guide to marine fish larvae. Fauna Malesiana, Vol. 2. ISBN: 90-04-11577-3.

Ling, K., H.; Lim, L., Y., 2005/2006. Singapore J Pri Ind 32: 59- The Status of Ornamental Fish Industry in Singapore.

Lopez, V.G., Martinez, M. K., Garcia, M. M., 2004. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. Aquaculture 237, 485 - 498.

Mani, M. & Ramasany, R., 2011. Evaluation of nutritional Parameters and carotenoid pigment from *Penaeus monodon* of Zoea – PL 20 stages fed with live algal diet and Artemia enriched algal diet. Recent Research in Science and Technology 2011, 3(8): 76-82 ISSN: 2076-5061.



Martin-Robichaud, D.J., Peterson, R.H., 1998. Effects of light intensity, tank colour and photoperiod on swimbladder inflation success in larval striped bass, *Morone saxatilis* Walbaum. *Aquaculture Research*, 29: 539 - 547.

Masuda, H., Amaoka, K., Araa, C., Uyeno, T. e Yoshino, T., (eds) 1984. *The Fishes of the Japanese Archipelago*. – Tokai University Press, Tokyo: 437 pp. + 370 plates.

Matsura, K., 1980. A revision of Japanese Balistoid fishes. 1. Family Balistidae. – *Bulletin of the National Science Museum, Series A (Zoology)*, 6: 27 - 69.

McAllister, D. E.; Cahoon, N. L e Shih, C. T., 1999. Cyanide fisheries: Where did they start? *SPC Live Reef Fish Information Bulletin* Nº 5

McKenney, T. W., 1959. A contribution to the life history of the squirrelfish *Holocentrus vexillarius* Poey. – *Bulletin of Marine Science Gulf and Caribbean*, 9: 174 - 221.

Moore, J. A., 1993. Phylogeny of the Trachichthyiformes (Teleostei: Percomorpha). – *Bulletin of Marine Science*, 52: 114 - 136.

Moriarty D. J. W., 1997. The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Biomangement Systems*.

Michael, T., 2004. Ornamental Aquaculture Small scale of production does not automatically mean small scale of impact. *Research Scientist*, New England Aquarium Boston MA 02110, USA.

Muller-Feuga, A., 2000. The role of microalgae in aquaculture: situation and trends *Journal of Applied Phycology*, 12(3-5) 527-534.

Murgas LDS, Viveiros ATM, Maria AN, Freitas RTF, Freato TA, Santos V., 2003. *Reprodução/espécies próprias para a piscicultura. Larvas: UFLA/FAEPE. p.28. (Curso /Lato Sensu. Qualificação Profissional)*.

Myers, G. S., 1936. On the Indo-Australian fishes of the genus *Scatophagus*, with description of a new genus *Selenotoca*. – *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 49: 83 - 86.

Naas, K., Huse, I., Iglesias, J., 1995. Illumination in First Feeding Tanks for Marine Fish Larvae. *Aquacultural Engineering*, Vol. 15, No. 4, pp. 291-300.

Nelson, J., P. Phang, L. Chou., 1996. Survival and growth rates of the anemonefish *Amphiprion ocellaris*: a transfer experiment. *Journal of Fish Biology*, 48: 1130 - 1138.

Olivotto, I., M. Cardinali, L. Barbaresi, F. Maradonna, and O. Carnevali. 2003. Coral reef fish breeding: the secrets of each species. *Aquaculture*, 224: 69 - 78.

Olivotto, I., et al., 2011. Advances in breeding and rearing marine ornamentals. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42.2: 135 - 166.

Orr, J. W. e Pietsch, T. W., 1998. Pipefishes and their allies. – In: Paxton, J. R. e Eschmeyer, W. N. (eds), *Encyclopedia of Fishes* (2<sup>nd</sup> ed.). Academy Press, San Diego: 168 - 172.

Ostrowski, A. C.; Laidley C. W., 2011. Application of Marine Foodfish Techniques in Marine Ornamental Aquaculture: Reproduction and Larval First Feeding. *Aquarium Sciences and Conservation* 2001, Volume 3, Issue 1-3, pp 191 - 204.

Paiva, M. F. S., 2011. Técnicas de aquarismo em aquários públicos. *Desenvolvimento de novas técnicas*.

Paulay, G., 1997. Diversity and distribution of reef organisms. Pages 298–353 in C. Birkeland, editor. *Life and Death of Coral Reefs*. Chapman and Hall, New York, New York, USA.

Pet Dealer, 1993. The Pet Dealer 17th annual survey of independent pet stores in the US, The Pet Dealer, Hackensack, New Jersey, USA.

Pet-Soede, L., and M. Erdmann, 1998. An overview and comparison of destructive fishing practices in Indonesia. *Secretariat of the Pacific Community Live Reef Fish Information Bulletin*, 4: 28 - 36.

Pietsch, T. W., 1978. Evolutionary relationships of the sea moths (Teleostei: Pegasidae) with a classification of Gasterosteiform families. – *Copeia* 1978 (3): 517 - 529.

Pomeroy, R. S., J. E. Parks, and C. M. Balboa., 2006. Farming the reef: is aquaculture a solution for reducing fishing pressure on coral reefs? *Marine Policy*, 30: 111 - 130.

Puvanendran, V., Brown, J. A., 2002. Foraging, growth and survival of Atlantic cod larvae reared in different light intensities and photoperiods. *Aquaculture*, 214: 131 - 151.

Randall, J. E., 1961. A contribution to the biology of the convict surgeonfish of the Hawaiian Islands, *Acanthurus triostegus sandvicensis*. – *Pacific Science*, 15: 215 - 272.

Randall, J. E., 1986. Revision of the Indo-Pacific squirrelfishes (Beryciformes: Holocentridae: Holocentrinae) of the genus *Sargocentron*, with descriptions of four new species. – *Indo-Pacific Fishes*, 27: 1 - 105.

Randall, J. E., 1996. Shore fishes of Hawai'i. – Natural World Press, Vida, Oregon: 216 pp.

Randall, J. E., 1998. Revision of the Indo-Pacific squirrelfishes (Beryciformes: Holocentridae: Holocentrinae) of the genus *Sargocentron*, with descriptions of four new species. – *Indo-Pacific Fishes*, 27: 1 - 105.

Randall, J. E., Allen, G. R. e Streene, R. C., 1997. Fishes of the Great Barrier Reef and Coral Sea (Revised edition). – Crawford House, Bathurst: 557 pp.

Randall, J. E. e Greenfield, D. W., 1996. Revision of the Indo-Pacific Holocentrid fishes of the genus *Myripristis*, with descriptions of three new species. – *Indo-Pacific Fishes*, 25: 1 - 61.

Randall, J.E e Heemstra, P. C., 1985. A review of the squirrelfishes of the subfamily Holocentrinae from the Wester Indian Ocean and Red Sea. – *Ichthyological Bulletin of the JLB Smith Institute of Ichthyology*, 49: 1 - 29.

Randall, J.E e Heemstra, P. C., 1986. Serranidae. – In: Smith, M. M. e Heemstra, P. C. (eds), 1986, *Smith's Sea Fishes*. Macmillian South Africa, Johannesburg: 509 – 537.

Randall, J. E., Shimizu, T. e Yamakawa., 1982. A revision of the holocentrid fish genus *ostichthys*, with descriptions of four new species and a related new genus. – *Japanese Journal of Ichthyology*, 29: 1 - 26, 2 colour plates.

Ramsey, J. S., 1985. Sampling aquarium fishes imported by the United States. *Journal of the Alabama Academy of Science* 56(4):220-245.

Rema, M.; Madhu, K.; Krishnan, L.; Gopakumar, G.; Rajagopalan, M.; Ignatius, B., 2008. Larvi-feed Culture for Seed Production of Ornamentals Fishes.

Renzhai, Z. e Suifen, L., 1980. On the eggs and larvae of the golden-thread *Nemipterus virgatus* (Houttuyn). – *Acta Zoological Sinica*, 26: 136 - 139 [in Chinese, English abstract].

Richards, W. J. e Leis, J. M., 1984. Labroidei: development and relationships. – In: Moser, H. G., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson,

S.L. (eds), *Ontogeny and Systematics of Fishes*. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication, 1: 542 - 547.

Robertson, D. R., 1973. Field observations on the reproductive behavior of a pomacentrid fish. *Acanthochromis polyacanthus*. – *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 32: 319 - 324.

Rubec, P. J., 1986. The effects of sodium cyanide on coral reefs and marine fish in the Philippines. In: *The First Asian Fisheries Forum* (J. L. Mclean, L. B. Dizon, and L. V. Hosillos, Eds., pp. 297–302). Manila: Asian Fisheries Society.

Rubec, P.J., 1997. Witness testimony to the Subcommittee on Fisheries Conservation, Wildlife, and Oceans, 6 May 1997. International MarineLife Alliance, St. Petersburg, FL.

Rubec, P. J., F. Cruz, V. Pratt, R. Oellers, B. McMullough, and F. Lallo, 2001. Cyanide-free net-caught fish for the marine aquarium trade. *Aqua. Sci. Conserv.*, 3: 37-51.

Ruckelshaus, M.H. & C.G. Hays., 1998. Conservation and management of species in the sea. pp. 112–156. In: P.L. Fielder & P.M. Kareina (ed.) *Conservation Biology for the Coming Decade*, 2nd Edition, Chapman and Hall, London.

Russel, B. C., 1990. FAO species catalogue. Vol 12. Nemipterid fishes of the world (threadfin breams, whiptail breams, monocle breams, dwarf monocle breams, and coral breams). Family Nemipteridae. An annotated and illustrated catalogue of nemipterid species known to date. – FAO Fisheries Synopsis No. 125: i-v, 1 – 149, 8 plates.

Sadovy, Y. J., and A. C. J. Vincent, 2002. Ecological issues and the trades in live reef fishes. In: *Coral Reef Fishes: Dynamics and Diversity in a Complex System* (P. F. Sale, Ed., pp. 391–420). San Diego: Academic Press.

Sale, P.F., 1980. The ecology of fishes on coral reefs. *Oceanography and Marine Biology, Annual Review*, 18: 367 - 421.

Scheffel, A. *Phaeocystis globosa* nov. Spec. Nebst einigen betrachtungen Über die phylogenie niederer, insbesondere brauner organismen. In *Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* (in German); Abteilung Helgoland N. F.: Helgoland, Germany, 1900; Volume 4, pp. 1 - 29.

Selig, E. R. and J. F., Bruno, 2010. A global analysis of the effectiveness of marine protected areas in preventing coral loss. *PLoS One* 5:9278.

Smith, M. M. e Hemstra, P. C (eds), 1986. *Smith's Sea Fishes*. – Macmillian South Africa, Johannesburg: 1047 pp.

Stroud, G. J., Goldman, B. e Gladstone, W., 1989. Larval development, growth and age determination in the sharpnose pufferfish *Canthigaster valentine* (Teleostei: Tetraodontidae). – *Japanese Journal of Ichthyology*, 36: 327 - 336.

Suzuki, K., Kobayashi, K., Hioki, S. e Sakamoto, T., 1974. Ecological studies of the anthiine fish *Sacura margaritacea* in Suruga Bat, Japan. – *Japanese Journal of Ichthyology*, 21: 21 - 33 [in Japanese English abstract].

Suzuki, K., Kobayashi, K., Hioki, S. e Sakamoto, T., 1978. Ecological studies of the anthiine fish *Franzia squamipinnis* in Suruga Bat, Japan. – *Japanese Journal of Ichthyology* 25: 124 - 140 [in Japanese English abstract].

Sven-Michel L. & Gilles L, 2005. *New Eco-Jobs from Marine Post Larval Collection*. Moana Initiative.

Tamazouzt, L., Chatain, B., Fontaine, P., 2000. Tank wall colour and light level affect growth and survival of Eurasian perch larvae (*Perca fluviatilis* L.). *Aquaculture*, 182: 85 - 90.

Tanaka, Y., 1998. Reproduce behaviour and morphology of eggs and larvae of damselfish. – *Journal of Faculty of Marine Science and Technology of Tokai University*, 45: 167 - 179 [in Japanese English abstract].

Tay, S.H., 1977. ASEAN meeting of experts on aquaculture and cultivation of ornamental fish in cage-nets in Singapore (a recent development). *First ASEAN Meeting of Experts on Aquaculture*. Semarang, Indonesia, pp. 217 – 220.

Tellock, J.A., 1996. *Culture of tropical marine aquarium fishes*, Technical Report No. 020. Guam Aquaculture Development and Training Center, Department of Commerce, Government of Guam, Tiyan, USA.

The Coral Reef Alliance, 1999. *Reefs in Danger: threats to Coral Reefs Around the World*. The Coral Reef Alliance, 3 March 1999, 2 pp. (<http://www.coral.org/Threats.html>).

Thangaraja, M., 1984. Laboratory reared pufferfish, *Arothron hispidus* (Lacepede), eggs and larvae, and subsequent stages from plankton of Veller Estuary, Porto Novo. – *Indian Journal of Marine Science*, 13: 199 - 201.

Thresher, R. E., 1984. *Reproduction in Reef Fishes*. – T. F. H. Publications Inc, Neptune City, New Jersey. USA: 1 – 399.

Thlusty, M., 2002. The benefits and risks of aquacultural production for the aquarium trade. *Aquaculture* 205:203 –219.

Thorsen A., Trippel E. A., Lambert Y., 2003. Experimental Methods to Monitor the Production and Quality of Eggs os Captive Marine Fish. *Journal Northwest Atlantic Fisheries Science*, Vol. 33: 55 - 70.

Vaz M. C. M., Santos T. A. P. R., Rocha R. J. M., Lopes I., Pereira R., Duarte A. C., Rubec P. J., Calado R.; 2012. Excreted Thiocyanate Detects Live Reef Fishes Illegally Collected Using Cyanide - A Non-Invasive and Non-Destructive Testing Approach.

Van Meel, L, 1958. Etudes hydrobiologiques des eaux saumâtres de belgique: 3. Les étangs galgenweelen à anvers (rive gauche). *Bulletin Koninklijk Belgisch Instituut voor Natuur Wetenschappen*, 34: 1–20 (in French). 22.

Wabnitz, C., M. Taylor, E. Green, and T. Razak, 2003. From ocean to aquarium UNEP, World Conservation Monitoring Centre, Cambridge, UK.

Walsh, W.A., Swanson, C., Lee, C.S., 1991. Combined effects of temperature and salinity on embryonic development and hatching of striped mullet, *Mugil cephalus*. *Aquaculture*, 97: 281 – 289.

WASA, 2009. World Association of Zoos and Aquariums/United for Conservation. Virar a Maré Uma Estratégia Global dos Aquários para a Conservação e Sustentabilidade.

Watson, W., Matarese, A. C. e Stevens, E. G., 1984. Trachinoidea: Development and Relationships. – In: Moser, H. C., Richards, W. J., Cohen, D. M., Fahay, M. P., Kendall, A. W. e Richardson, S. L. (eds), *Ontogeny and Systematics of Fishes*. American Society of Ichthyologists Oceanic Fishery Investigations Atlas, 33: 718 – 723.

Wheeler, A. C., 1955. A preliminary revision of the fishes of the genus *Aulostomus*. – *Annals and Magazine of Natural History* (8), 12: 613 – 623.

Winterbottom, R., 1993. Myological evidence for the phylogeny of recent genera of surgeonfishes (Percomorpha, Acanthurida), with comments on the Acanthuridae. – *Copeia* 1993 (1): 21 – 39.

[www.cbd.int](http://www.cbd.int)

[www.risingtideconservation.org](http://www.risingtideconservation.org)

[www.secore.org](http://www.secore.org)

[www.virginiaaquarium.com/conservation/fishes-aquatic-invertebrates](http://www.virginiaaquarium.com/conservation/fishes-aquatic-invertebrates)

[www.worldanimalfoundation.net](http://www.worldanimalfoundation.net)