

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
INSTITUTO OCEANOGRÁFICO

CAMILA AYA TANAKA KATO

**GARGALOS E TENDÊNCIAS NA PRODUÇÃO COMERCIAL DE PEIXES ORNAMENTAIS
MARINHOS: BUSCA DE FERRAMENTA DIAGNÓSTICA DO SUCESSO NA LARVICULTURA E
IDENTIFICAÇÃO DO PERFIL REPRODUTIVO DE ESPÉCIES CULTIVADAS**

São Paulo

2023

CAMILA AYA TANAKA KATO

**GARGALOS E TENDÊNCIAS NA PRODUÇÃO COMERCIAL DE PEIXES ORNAMENTAIS
MARINHOS: BUSCA DE FERRAMENTA DIAGNÓSTICA DO SUCESSO NA LARVICULTURA E
IDENTIFICAÇÃO DO PERFIL REPRODUTIVO DE ESPÉCIES CULTIVADAS**

Versão Original

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Oceanografia do Instituto Oceanográfico, da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Área de Concentração: Oceanografia Biológica.

Orientadora: Profa. Dra. June Ferraz Dias

Coorientador: Prof. Dr. Miguel Mies

São Paulo

2023

KATO, Camila Aya Tanaka. **Gargalos e tendências na produção comercial de peixes ornamentais marinhos: busca de ferramenta diagnóstica do sucesso na larvicultura e identificação do perfil reprodutivo de espécies cultivadas.** 2023. Dissertação (Mestrado) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

Aprovado em: __/__/____.

Banca Examinadora

Prof. Dr. _____ Instituição _____

Julgamento _____ Assinatura _____

Prof. Dr. _____ Instituição _____

Julgamento _____ Assinatura _____

Prof. Dr. _____ Instituição _____

Julgamento _____ Assinatura _____

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

À June Ferraz Dias e Miguel Mies, minha orientadora e meu coorientador, que acreditaram em mim mesmo quando eu não achava que seria capaz. Fazer um mestrado na pandemia foi uma loucura e agradeço por ter passado por isso com vocês.

À equipe da Ecoreef, em especial ao Lucas Canela, que me ajudaram em diversos momentos, sempre muito atenciosos e receptivos.

Ao Prof. Dr. Adalto Bianchini e a Dra. Amanda Guerreiro, do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Rio Grande, pelas análises bioquímicas.

RESUMO

KATO, Camila Aya Tanaka. **Gargalos e tendências na produção comercial de peixes ornamentais marinhos: busca de ferramenta diagnóstica do sucesso na larvicultura e identificação do perfil reprodutivo de espécies cultivadas**. 2023. Dissertação (Mestrado) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

O mercado global da aquariofilia marinha atualmente ultrapassa U\$ 1 bilhão e depende principalmente do extrativismo. Para promover sustentabilidade, a aquicultura surge como uma alternativa viável. No entanto, os principais desafios residem na fase larval do desenvolvimento da aquicultura ornamental marinha. O primeiro objetivo deste estudo foi buscar a criação de uma ferramenta preditiva de fácil utilização para aquicultores, visando o sucesso na produção de peixes marinhos. Utilizando casais reprodutores de *Amphiprion ocellaris*, são consideradas oio variáveis relacionadas às desovas, prevendo a sobrevivência larval e o sucesso na produção: área e formato da massa de ovos, espaços vazios na massa de ovos, comprimento do ovo, análises de peroxidação lipídica, presença de proteínas carboniladas e teor de lipídios totais nos ovos e taxa de eclosão. Os dados das desovas e dos ovos foram coletados na empresa de aquicultura ornamental marinha Eco-Reef® e as relações com as taxas de eclosão e sobrevivência larval foram testadas. O estudo observou estresse oxidativo nos ovos, destacando a relação entre proteínas carboniladas e a taxa de eclosão, assim como entre peroxidação lipídica e a sobrevivência larval. A falta de influência direta da maioria das variáveis escolhidas nas taxas de eclosão e sobrevivência larval ressalta a dificuldade atual em prever o sucesso do cultivo com base em características da massa e dos ovos. A possibilidade de as variáveis escolhidas não serem as mais importantes, a avaliação separada delas ser mais adequada e o modelo biológico não ser ideal devem ser consideradas. Os ovos e larvas robustos do experimento podem não ter sido afetados pelas características escolhidas como variáveis. Portanto, criar uma ferramenta preditiva de sucesso na produção é desafiador e complexo. Mesmo sem essa ferramenta, essas informações são valiosas para orientar o produtor a otimizar a produção. O segundo objetivo deste estudo foi verificar uma tendência na aquicultura ornamental marinha em direção ao

cultivo de peixes com desova demersal. Isso foi realizado por meio de uma revisão sistemática e meta-analítica de seis aspectos relacionados à reprodução, períodos embrionários e larvais em 528 espécies de teleósteos actinoptérgios, das quais 80 são cultivadas e 448 não cultivadas. Identificou-se um perfil de cultivo de manejo mais simples: espécies com desova demersal, ovos maiores, desenvolvimento embrionário mais extenso, larvas maiores na eclosão e desenvolvimento larval mais curto, independentemente de serem gonocoristas ou hermafroditas. Essas características facilitam o manejo para o aquicultor. Assim, a tendência foi confirmada, apontando para um viés na produção da aquicultura ornamental marinha em favor dessas espécies, que constituem apenas uma pequena parcela do total de espécies atualmente comercializadas. Esta dissertação buscou identificar e propor soluções para alguns dos principais desafios na aquicultura ornamental marinha. Dois deles foram destacados: a necessidade de compreender os fatores que influenciam o sucesso da larvicultura e a tendência no cultivo em direção a espécies com desova demersal e manejo simplificado. No entanto, a apresentação de soluções mostrou-se mais desafiadora do que o esperado, apesar de as informações geradas serem valiosas para otimizar e aumentar a produção comercial.

Palavras-chave: Aquicultura ornamental. Piscicultura. Protocolo de cultivo. Reprodução.

Desova. Larva. *Amphiprion ocellaris*.

ABSTRACT

KATO, Camila Aya Tanaka. **Bottlenecks and trends in the commercial production of marine ornamental fish: searching for a diagnostic tool for larviculture success and identifying the reproductive profile of cultivated species.** 2023. Dissertação (Mestrado) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

The global marine aquarium market currently surpasses \$1 billion and is primarily dependent on extraction. To promote sustainability, aquaculture emerges as a viable alternative. However, the main challenges lie in the larval phase of marine ornamental aquaculture development. The first objective of this study was to create an easily usable predictive tool for aquaculturists, aiming for success in marine fish production. Using breeding pairs of *Amphiprion ocellaris*, seven variables related to egg masses were considered to predict larval survival and production success: area, shape and empty spaces in the egg mass, egg length, analyses of lipid peroxidation, presence of protein carbonyls and total lipid content in eggs, and hatching rate. Egg mass and egg data were collected at the marine ornamental aquaculture company Eco-Reef®, and their relationships with hatching and larval survival rates were tested. The study observed oxidative stress in eggs, highlighting the connection between carbonylated proteins and hatching rates, as well as lipid peroxidation and larval survival. The limited direct influence of most chosen variables on hatching and larval survival rates underscores the current difficulty in predicting cultivation success based on mass and egg characteristics. The possibility that the selected variables may not be the most crucial, evaluating them separately may be more suitable, and the chosen biological model may not be ideal is acknowledged. Robust eggs and larvae in the experiment may not have been affected by the chosen variable characteristics. Therefore, creating a predictive tool for production success is challenging and complex. Even without this tool, the information is valuable for guiding producers to optimize production. The second objective of this study was to examine a trend in marine ornamental aquaculture towards cultivating fish with demersal spawning. This was achieved through a systematic and meta-analytical review of six aspects related to reproduction, embryonic, and larval periods in 528 species of teleost actinopterygians, including 80 cultivated and 448 non-cultivated species. A simpler

management cultivation profile was identified: species with demersal spawning, larger eggs, longer embryonic development, larger larvae at hatching, and shorter larval development, regardless of being gonochoristic or hermaphroditic. These characteristics facilitate management for aquaculturists. Thus, the trend was confirmed, indicating a bias in marine ornamental aquaculture production toward these species, representing only a small fraction of currently traded species. This dissertation aimed to identify and propose solutions to some of the main challenges in marine ornamental aquaculture. Two were highlighted: the need to understand factors influencing larviculture success and the trend towards species with demersal spawning and simplified management. However, presenting solutions proved more challenging than expected, although the generated information is valuable for optimizing and increasing commercial production.

Keywords: Ornamental aquaculture. Fish farming. Cultivation protocol. Reproduction. Egg mass. Larvae. *Amphiprion ocellaris*.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 <i>Amphiprion ocellaris</i> (esquerda) e <i>A. percula</i> (direita), as duas principais espécies de peixe-palhaço (comprimento máximo = 11 cm). (Fonte: DiMaggio <i>et al.</i> , 2017b).....	6
Figura 2 Variedade <i>black</i> e as variedades <i>designer</i> de <i>A. ocellaris</i> . (Fonte: Eco-Reef®).....	7
Figura 3 Exemplar de <i>A. ocellaris</i> realizando o <i>mouthing</i> . (Fonte: Kavanagh Research Laboratory, 2022)	8
Figura 4 Estágios de desenvolvimento embrionário para <i>A. ocellaris</i> . Fase zigótica (B); fase de clivagem (C); fase de blástula (D); fase de gástrula (E); fase de segmentação (F); fase de organogênese (G). Hpf = horas pós-fertilização; dpf = dias pós-fertilização. (Fonte: adaptado de Salis <i>et al.</i> , 2021).....	9
Figura 5 Casal reprodutor de <i>A. ocellaris</i> (macho <i>black snowflake</i> embaixo e fêmea <i>black</i> em cima) e a desova aderida aos azulejos. (Foto: Camila A. T. Kato)	10
Figura 6 Fotografias da mesma massa de ovos tirada de menor distância para a contagem dos ovos (A) e de maior distância para a medição da área (B). (Fotos: Camila A. T. Kato)	11
Figura 7 Massas de ovos de casais diferentes que apresentam espaços vazios. (Fotos: Camila A. T. Kato)	12
Figura 8 Medição da área, dos espaços vazios e do círculo da mesma massa da Figura 6.	13
Figura 9 Ovo de <i>A. ocellaris</i> prestes a eclodir. (Foto: Lucas C. P. Moraes)	13
Figura 10 Larva recém-eclodida de <i>A. ocellaris</i> . (Fonte: adaptado de Salis <i>et al.</i> , 2021)	17
Figura 11 Relação entre a área da massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	20
Figura 12 Relação entre a área da massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	21
Figura 13 Relação entre o formato da massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 54) (C) de <i>A. ocellaris</i>	22

Figura 14 Relação entre o formato da massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 54) (C) de <i>A. ocellaris</i>	23
Figura 15 Relação entre a porcentagem de espaços vazios na massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	24
Figura 16 Relação entre a porcentagem de espaços vazios na massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	25
Figura 17 Relação entre o comprimento do ovo e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	26
Figura 18 Relação entre o comprimento do ovo e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	27
Figura 19 Relação entre a peroxidação lipídica nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 26) (A), não endogamizados (n = 24) (B) e em todos os casais (n = 50) (C) de <i>A. ocellaris</i>	28
Figura 20 Relação entre a peroxidação lipídica nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 26) (A), não endogamizados (n = 24) (B) e em todos os casais (n = 50) (C) de <i>A. ocellaris</i>	29
Figura 21 Relação entre a presença de proteínas carboniladas nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 28) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 52) (C) de <i>A. ocellaris</i>	30
Figura 22 Relação entre a presença de proteínas carboniladas nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 28) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 52) (C) de <i>A. ocellaris</i>	31
Figura 23 Relação entre o teor de lipídios totais nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	32

Figura 24 Relação entre o teor de lipídios totais nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	33
Figura 25 Relação entre a taxa de eclosão e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de <i>A. ocellaris</i>	34
Figura 26 Análise de componentes principais comparando as relações entre todas as oito características escolhidas como indicadoras de qualidade de massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval de <i>A. ocellaris</i> , incluindo os casais endogamizados e não endogamizados.....	35
Figura 27 Média e erro padrão dos valores de diâmetro maior do ovo (mm) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 60) e não cultivadas (n = 154) em massa.	50
Figura 28 Média e erro padrão dos valores de duração do desenvolvimento embrionário (h) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 51) e não cultivadas (n = 70) em massa.	51
Figura 29 Média e erro padrão dos valores de tamanho da larva ao eclodir (mm) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 67) e não cultivadas (n = 253) em massa.	52
Figura 30 Média e erro padrão dos valores de duração do desenvolvimento larval (dias) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 42) e não cultivadas (n = 35) em massa.	53

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** Quantidade de espécies comercializadas em que foi possível encontrar informações separadas nas seis características relacionadas à reprodução (sexualidade, classificação das guildas reprodutivas, diâmetro maior do ovo, duração do desenvolvimento embrionário, tamanho da larva ao eclodir e duração do desenvolvimento larval) e o total, dividida em espécies cultivadas, não cultivadas e o total.....48
- Tabela 2** Dados de produção e das taxas de eclosão e de sobrevivência larval das 55 massas de ovos de *A. ocellaris*. Data de retirada = data em que a massa foi separada do cuidado parental; Data da eclosão = data em que as larvas eclodiram; Ovos desovados = número total de ovos obtido a partir da contagem dos ovos das fotografias das massas; Larvas eclodidas = número total de larvas eclodidas; Taxa de eclosão = obtida a partir do total de ovos desovados e de larvas eclodidas; Jovens produzidos = número total de jovens produzidos (fornecido pela Eco-Reef®); Taxa de sobrevivência = obtida a partir do total de larvas eclodidas e de jovens produzidos.....99
- Tabela 3** Valores obtidos para as sete variáveis das 55 massas de ovos. Área massa = área da massa de ovos sem os espaços vazios (cm²); Formato massa = diferença entre a área total da massa e a área do círculo (cm²); % espaços vazios = porcentagem ocupada pelos espaços vazios na área total da massa; Comprimento médio do ovo = média das medidas do comprimento dos ovos por massa (mm); Perox lipídica = resultado da análise de peroxidação lipídica (µmol MDA mg⁻¹ proteína⁻¹); Prot carboniladas = resultado da análise de presença de proteínas carboniladas (nmol PCO mg⁻¹ proteína⁻¹); % lipídios totais = teor de lipídios totais em peso úmido.....103
- Tabela 4** Informações obtidas para as seis características relacionadas à reprodução das 528 espécies de peixes ornamentais marinhos mais populares e comercializadas mundialmente. Nome científico = nome científico da espécie em ordem alfabética; Produção em massa = se a espécie é produzida comercialmente ou não (N = não é produzida; S = é produzida); Sexualidade = sexualidade da espécie (G = gonocorista; H = hermafrodita); Guilda reprodutiva = classificação da espécie de acordo com a guilda reprodutiva (Balon, 1975) (G = guardadora; NG = não guardadora; C = carregadora); Tamanho do ovo = média do diâmetro

maior do ovo (mm); Duração do desenvolvimento embrionário = média do tempo da desova até a eclosão (horas); Tamanho da larva ao eclodir = média do tamanho da larva no momento da eclosão (mm); Duração do desenvolvimento larval = média do tempo da eclosão até a larva se tornar juvenil (dias); N/A = informação não encontrada.107

SUMÁRIO

1. Introdução Geral.....	1
2. BUSCA EXPLORATÓRIA DE UMA FERRAMENTA DIAGNÓSTICA E PREDITIVA DA SOBREVIVÊNCIA LARVAL DE PEIXES A PARTIR DE CARACTERÍSTICAS DAS MASSAS DE OVOS... 3	3
2.1 Introdução.....	3
2.2 Material e métodos	6
2.2.1 Modelo biológico: <i>Amphiprion ocellaris</i> (peixe-palhaço).....	6
2.2.2 Manutenção dos casais reprodutores	9
2.2.3 Variáveis investigadas.....	10
2.2.4 Taxa de sobrevivência larval	17
2.2.5 Análises estatísticas	18
2.3 Resultados.....	18
2.3.1 Comparação entre casais endogamizados e não endogamizados.....	19
2.3.2 Área da massa de ovos	19
2.3.3 Formato da massa de ovos	21
2.3.4 Espaços vazios na massa de ovos	23
2.3.5 Comprimento do ovo.....	25
2.3.6 Análise de peroxidação lipídica nos ovos	27
2.3.7 Análise de presença de proteínas carboniladas nos ovos.....	29
2.3.8 Análise de teor de lipídios totais nos ovos	31
2.3.9 Taxa de eclosão x taxa de sobrevivência larval	33
2.3.10 Análise de componentes principais (PCA)	34
2.4 Discussão	35
2.5 Conclusão.....	41

3. AQUICULTURA COMERCIAL DE PEIXES ORNAMENTAIS MARINHOS APRESENTA UM VIÉS PARA ESPÉCIES COM DESOVA DEMERSAL E DE FÁCIL CULTIVO	43
3.1 Introdução.....	43
3.2 Material e métodos	46
3.2.1 Levantamento de dados	46
3.2.2 Análises estatísticas	47
3.3 Resultados.....	48
3.3.1 Sexualidade.....	49
3.3.2 Classificação das guildas reprodutivas	49
3.3.3 Diâmetro maior do ovo.....	49
3.3.4 Duração do desenvolvimento embrionário.....	50
3.3.5 Tamanho da larva ao eclodir	51
3.3.6 Duração do desenvolvimento larval.....	52
3.4 Discussão	53
3.5 Conclusão.....	57
4. Conclusão Geral	59
REFERÊNCIAS	60
APÊNDICE A.....	99
APÊNDICE B.....	103
APÊNDICE C.....	107

1. Introdução Geral

Historicamente, o interesse humano na aquariofilia começou com organismos de águas interiores e se expandiu para a vida marinha, ambas sendo inicialmente dependentes do extrativismo (Calado *et al.*, 2017). O aumento do interesse popular na aquariofilia ao longo dos anos teve um impacto no comércio das espécies-alvo. Atualmente, estima-se que o mercado da aquariofilia marinha movimenta mais de U\$ 1 bilhão mundialmente (Biondo & Burki, 2019), sendo que os maiores importadores de organismos marinhos são os Estados Unidos, a Europa e o Japão (Rhyne *et al.*, 2012). Em termos de número de organismos, o mercado da aquariofilia marinha está posicionado ao lado ou até acima de outros mercados globalmente importantes, como o do atum (Watson *et al.*, 2023).

Atualmente, ao contrário do que ocorre em águas interiores, a aquariofilia marinha continua sendo dependente do extrativismo (Teletchea, 2016). A coleta de peixes é feita de forma artesanal por pescadores (Wabnitz *et al.*, 2003), podendo ser destrutiva para o ambiente ou não (Monticini, 2010). As técnicas destrutivas envolvem a quebra de corais para afugentar os peixes e a utilização de compostos venenosos (como cianeto) para anestesiá-los e facilitar a coleta (Calado *et al.*, 2017). Além da utilização de técnicas destrutivas, a coleta de organismos pode causar impactos negativos quando feita de maneira não sustentável, como a sobrepesca, que é a realidade para a maioria dos recifes de corais no mundo (Newton *et al.*, 2007).

A aquicultura pode ser vista como solução para grande parte dos problemas causados pela aquariofilia (Teletchea, 2016). A Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO) define aquicultura como “o cultivo de organismos aquáticos, incluindo peixes, moluscos, crustáceos e plantas aquáticas” (Edwards & Demaine, 1998). No âmbito ornamental, a aquicultura marinha diminui a captura *in natura*, reduzindo os impactos causados pela utilização de técnicas destrutivas e pela sobrepesca, podendo ser vista como uma maneira de introduzir sustentabilidade na aquariofilia (Calado *et al.*, 2017).

Atualmente, existem alguns problemas existentes no cultivo de peixes ornamentais marinhos, principalmente na fase larval do desenvolvimento (Chen *et al.*,

2020). Além de ser a fase com as maiores taxas de mortalidade (Calado *et al.*, 2017; Olivotto *et al.*, 2017), todo o processo de larvicultura apresenta diversos desafios, desde a montagem dos tanques de cultivo (Wittenrich, 2007; Calado *et al.*, 2017) até a alimentação adequada (Conceição *et al.*, 2010). Para que a aquariofilia seja realmente considerada uma atividade mais sustentável, é necessária a identificação e solução de deficiências que impedem o crescimento e o desenvolvimento da aquicultura ornamental marinha. Para isso, foi feita uma busca por uma ferramenta preditiva do sucesso do cultivo larval, que é uma fase crítica do desenvolvimento, e uma investigação sobre uma possível tendência de cultivo comercial de espécies com um perfil específico de características reprodutivas.

2. BUSCA EXPLORATÓRIA DE UMA FERRAMENTA DIAGNÓSTICA E PREDITIVA DA SOBREVIVÊNCIA LARVAL DE PEIXES A PARTIR DE CARACTERÍSTICAS DAS MASSAS DE OVOS

2.1 Introdução

A aquariofilia é responsável por trazer diversos benefícios para a conservação de espécies aquáticas. Enquanto a aquariofilia pública frequentemente realiza projetos de pesquisa que são importantes na geração de conhecimento sobre seus organismos-alvo, como os corais duros (Petersen *et al.*, 2006; Osinga *et al.*, 2012), aquariofilistas independentes desenvolvem sistemas de manutenção das espécies e ajudam a gerar informações básicas sobre biologia e ecologia individual e populacional (Calado *et al.*, 2017). Existem também organizações não governamentais, como a *Rising Tide Conservation*, que promovem a conservação através da parceria entre aquários públicos, aquariofilistas, pesquisadores e a indústria, além de criar programas de educação ambiental (Rising Tide Conservation, 2021).

Apesar de todos esses benefícios trazidos em termos de conservação, existem desafios na criação de espécies marinhas. Cerca de 90 % das espécies-alvo da aquariofilia de águas interiores nos Estados Unidos e na Europa é criada em cativeiro, enquanto as marinhas ainda são fortemente baseadas na captura *in natura* (Tlustý, 2002; Teletchea, 2016; Watson *et al.*, 2023). Entre as marinhas, existem 338 espécies ornamentais que já foram cultivadas experimentalmente com sucesso, porém isso representa apenas 19 % do total de espécies de valor comercial (Pouil *et al.*, 2020), sendo que a quantidade de espécies produzidas comercialmente em massa atualmente é inferior a 6 % (Calado *et al.*, 2017).

De maneira geral, a dificuldade no desenvolvimento da produção comercial em massa está principalmente relacionada com técnicas de reprodução e larvicultura. Com relação às técnicas de reprodução, há falta de informações sobre a biologia, a sexualidade e o comportamento reprodutivo, o que gera dificuldades na formação de pares ou grupos reprodutores para algumas espécies (Chen *et al.*, 2020). Além disso, o desconhecimento sobre o controle da maturação e da desova inviabiliza a reprodução em cativeiro (Ostrowski & Laidley, 2001). Porém, o maior gargalo da produção está na

larvicultura, já que a fase larval é a mais frágil, o número de larvas produzidas é menor que o de ovos, e é quando ocorre um rápido declínio da sobrevivência, ou seja, as maiores taxas de mortalidade (Calado *et al.*, 2017; Olivotto *et al.*, 2017). Por sua fragilidade, as larvas de peixes marinhos necessitam de alimento vivo que tenha o tamanho ideal para a primeira alimentação (Tlustý, 2002; Olivotto *et al.*, 2003). Os tipos de alimento mais utilizados na primeira alimentação de larvas de peixes marinhos para aquicultura ornamental e de corte são os rotíferos e a *Artemia* (Ostrowski & Laidley, 2001). Porém, não são os tipos ideais para algumas espécies, principalmente as ornamentais, por serem grandes demais ou por não terem o requerimento nutricional adequado (Opsahl-ferstad *et al.*, 2003; Olsen *et al.*, 2008; Conceição *et al.*, 2010; Moorhead & Zeng, 2010; Chen *et al.*, 2020).

Para o sucesso da produção comercial em massa, seja para alimentação ou ornamentação, é importante estabelecer protocolos que favoreçam a sobrevivência larval (Kjersvik & Holmefjord, 1990; Kjørsvik *et al.*, 2003), que depende da qualidade da desova produzida. A qualidade da desova está relacionada à qualidade dos ovos, podendo ser definida pelo seu potencial de produzir larvas viáveis (Kjersvik & Holmefjord, 1990). Diversas variáveis indicadoras da qualidade dos ovos já foram identificadas, podendo estar diretamente relacionadas aos ovos, como biomarcadores (Lahnsteiner *et al.*, 2001) e índices bioquímicos (Giménez *et al.*, 2006), como também não relacionadas, como qualidade da água e boa alimentação dos reprodutores (Kjørsvik, 1994).

Em peixes de águas interiores, a avaliação de algumas variáveis preditivas da qualidade dos ovos para espécies-alvo da aquicultura de corte já foi feita. Craik & Harvey (1984) analisaram peso seco e úmido dos ovos, peso do córion e índices bioquímicos, como conteúdos de lipídios, proteínas, fósforo, cálcio e ferro, em *Oncorhynchus mykiss*, enquanto Lahnsteiner *et al.* (1999) investigaram a relação entre viabilidade dos ovos e a composição do fluido ovariano, a fisiologia e o metabolismo dos ovos em *Salmo trutta lacustris*. Para *Hypophthalmichthys molitrix*, *Ctenopharyngodon idella* e *Alburnus chalcoides*, Lahnsteiner *et al.* (2001) analisaram parâmetros do fluido ovariano, peso, composição bioquímica e atividade enzimática dos ovos.

Já em espécies marinhas, o foco também são as espécies-alvo da aquicultura de corte. Para *Gadus morhua*, Kjørsvik & Lønning (1983) estudaram a acumulação de citoplasma pós-fertilização, o diâmetro, a resistência mecânica e a osmolaridade de ovos e ovócitos; Kjørsvik (1994) discutiu o uso de características morfológicas das células como indicadores de qualidade de ovos; e Penney *et al.* (2006) elegeram seis parâmetros morfológicos de blastômeros como indicadores de anormalidades em células, além de diâmetro, peso seco, lipídios totais, classes de lipídios e ácidos graxos em ovos. Shields *et al.* (1997) analisaram a morfologia dos blastômeros em ovos de *Hippoglossus hippoglossus* e Giménez *et al.* (2006) determinaram o conteúdo e as classes de lipídios, a composição de ácidos graxos, o conteúdo de carboidratos e a atividade enzimática metabólica em ovos de *Dentex dentex*.

A aquicultura de corte tem mais valor socioeconômico que a ornamental, o que pode justificar o maior desenvolvimento de estudos sobre suas espécies-alvo. Ainda que os mesmos parâmetros bioquímicos possam ser utilizados para as ornamentais, são necessárias informações específicas para essas espécies e nenhuma abordagem que visasse o entendimento ou a previsão de produção bem sucedida de larvas foi desenvolvida. Além disso, há falta de estudos relacionando a qualidade da desova com variáveis que sejam fáceis de serem medidas e obtidas por aquicultores em geral.

Atualmente, não existe nenhum tipo de ferramenta que seja preditiva do sucesso de uma desova. Essa informação permitiria que massas de ovos consideradas ruins fossem interrompidas antes da eclosão das larvas. Para o aquicultor, isso significa um aumento na eficiência da produção, já que haveria um foco apenas nas desovas com alta taxa de sobrevivência larval, economizando tempo e insumos, como ração e energia elétrica. Já no âmbito da aquicultura em geral, uma produção mais eficiente traria como consequência todos os benefícios que essa atividade pode gerar, como a sustentabilidade, a conservação de espécies-alvo e a diminuição dos impactos ao meio ambiente.

Nesse contexto, o objetivo desse estudo foi, utilizando um modelo biológico da aquariofilia marinha (*Amphiprion ocellaris*), desenvolver uma ferramenta preditiva do sucesso da produção de peixes marinhos que seja de fácil utilização por qualquer

aquicultor de corte ou ornamental e que forneça resultados rápidos. A hipótese é que algumas variáveis influenciam a sobrevivência larval e são preditivas do sucesso da produção.

2.2 Material e métodos

2.2.1 Modelo biológico: *Amphiprion ocellaris* (peixe-palhaço)

O peixe-palhaço (Perciformes: Pomacentridae: Amphiprioninae) é o mais popular entre os organismos comercializados pelo aquarismo ornamental marinho, sendo encontrado em recifes de corais de águas rasas na região do Indo-Pacífico (Wittenrich, 2007; Rhyne *et al.*, 2012; DiMaggio *et al.*, 2017b). A criação em cativeiro do peixe-palhaço é estudada desde a década de 1980 (Hoff *et al.*, 1996). Existem 31 espécies de peixe-palhaço, sendo que as mais popularmente conhecidas e comercializadas são *Amphiprion ocellaris* e *A. percula* (Figura 1). Ambas são hermafroditas sequenciais protândricas, monogâmicas e têm desova demersal (DiMaggio *et al.*, 2017b; Olivotto *et al.*, 2003).

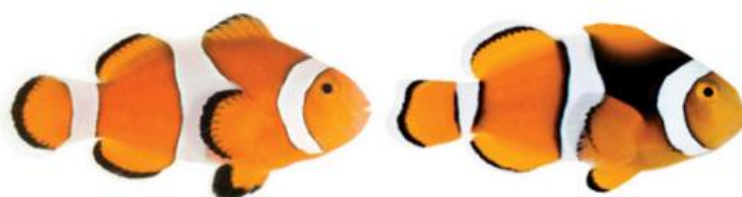


Figura 1 *Amphiprion ocellaris* (esquerda) e *A. percula* (direita), as duas principais espécies de peixe-palhaço (comprimento máximo = 11 cm). (Fonte: DiMaggio *et al.*, 2017b)

A escolha de *A. ocellaris* como modelo biológico se deve principalmente às diversas características da espécie que contribuem com sua alta produção, como o fato de ser resistente e fácil de manusear, desovar facilmente e regularmente em cativeiro, além de ter todo o processo de cultivo estabelecido e divulgado (Calado *et al.*, 2017). Além disso, *A. ocellaris* tem uma alta popularidade. Entre os anos de 1997 e 2002, foi a espécie ornamental mais exportada mundialmente e a mais importada para os Estados Unidos (Wabnitz *et al.*, 2003), cuja fama aumentou ainda mais depois do lançamento do filme da Pixar “Procurando Nemo” (Militz & Foale, 2017).

Na natureza, são encontradas as variedades denominadas “comum” (Figura 1) e *black* (Figura 2), sendo ambas produzidas comercialmente em massa. No fim dos

anos 1990, produtores comerciais começaram a produzir variedades de peixes-palhaço que não existiam na natureza: os chamados *designers*, que são linhagens com padrão e coloração distintos (Calado *et al.*, 2017). A Figura 2 ilustra 30 *designers* de *A. ocellaris* comercializados atualmente.

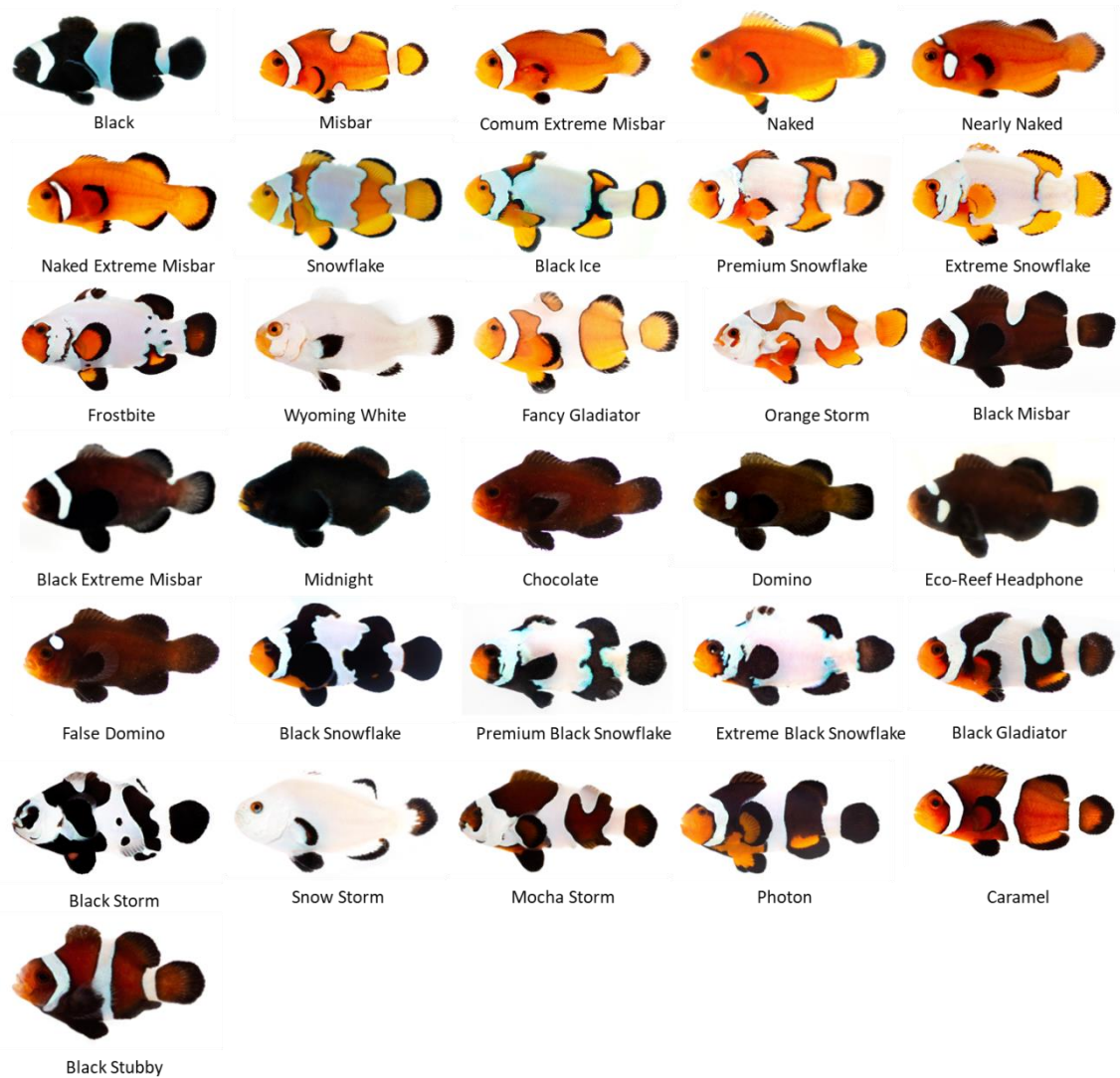


Figura 2 Variedade *black* e as variedades *designer* de *A. ocellaris*. (Fonte: Eco-Reef®)

Os casais reprodutores de peixe-palhaço exercem cuidado parental com a massa de ovos, que é uma vantagem para a criação da espécie (Calado *et al.*, 2017). Assim que a desova ocorre, o casal começa a arejar a massa com as nadadeiras, criando pequenas correntes de água que ajudam na oxigenação (Green & McCormick, 2004). Outra atividade realizada relacionada com o cuidado parental é a chamada *mouthing* (Figura 3), que consiste na remoção com a boca de ovos inviáveis, além de outras partículas (Calado *et al.*, 2017). Essas atividades são essenciais para um alto

sucesso reprodutivo, já que aumentam as chances de sobrevivência larval (Green & McCormick, 2004).



Figura 3 Exemplar de *A. ocellaris* realizando o *mouthing*. (Fonte: Kavanagh Research Laboratory, 2022)

O desenvolvimento embrionário de *A. ocellaris* pode variar com a alimentação do casal reprodutor e com variáveis físico-químicas. A eclosão das larvas costuma ocorrer de 7 a 9 dias pós-desova (Madhu *et al.*, 2006b; Madhu *et al.*, 2012b; Siva & Haq, 2017; Salis *et al.*, 2021). Salis *et al.* (2021) reportaram a primeira clivagem 30 minutos pós-fertilização, a blástula começando em 3h30 e a gástrula em 10h30 pós-fertilização. A pigmentação do corpo começa a aparecer na fase de segmentação (23 horas pós-fertilização), seguida da fase de organogênese (55 horas pós-fertilização) (Figura 4). Ainda nessa fase, os olhos começam a pigmentar. A eclosão das larvas foi reportada sete dias pós-fertilização a 26 °C, ainda contendo um pouco de vitelo e já sendo capazes de nadar.

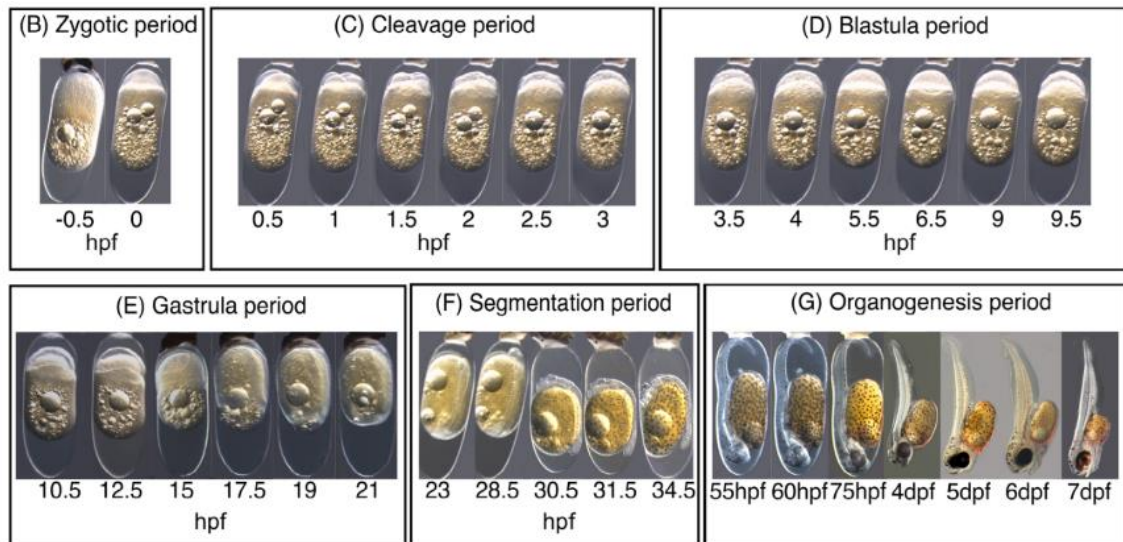


Figura 4 Estágios de desenvolvimento embrionário para *A. ocellaris*. Fase zigótica (B); fase de clivagem (C); fase de blástula (D); fase de gástrula (E); fase de segmentação (F); fase de organogênese (G). Hpf = horas pós-fertilização; dpf = dias pós-fertilização. (Fonte: adaptado de Salis *et al.*, 2021)

Portanto, por ter a reprodução e o desenvolvimento embrionário conhecidos, além de ser muito popular e interessante comercialmente, *A. ocellaris* foi escolhida como modelo biológico para este estudo.

2.2.2 Manutenção dos casais reprodutores

Em parceria com a empresa de aquicultura ornamental marinha Eco-Reef®, as massas de ovos de vinte casais reprodutores de *A. ocellaris* (comprimento padrão = $6,2 \pm 1,1$ cm) foram selecionadas para amostragem durante o período de setembro/2020 a junho/2021, totalizando 55 massas de ovos. As variedades amostradas foram: comum, *black*, *naked*, *snowflake*, *frostbite*, *wyoming white*, *midnight*, *black snowflake* e *mocha storm*. Dentre esses vinte casais, oito eram endogamizados, ou seja, eram resultados de peixes que já passaram por misturas de linhagens.

Os casais foram mantidos em aquários individuais de 35 a 45 L, conectados a um sistema recirculante de 2330 L, com rigoroso controle de parâmetros físico-químicos. A salinidade foi mantida em 34, utilizando sal artificial Royal Nature®; a temperatura em 27 °C, através do uso de três aquecedores de 300 W; o pH em 8,1; amônia total, nitrito, nitrato e fosfato foram mantidos em níveis indetectáveis através do uso de filtro desnaturador de proteínas e trocas parciais de 20 % de água por mês. O fotoperíodo foi mantido em 12:12 (C:E) e os casais foram alimentados três vezes ao

dia com aproximadamente 300 mg peixe⁻¹ por dia da ração Otohime® C1 (granulometria: 580-840 µm; proteínas: 51 %; lipídeos: 11 %).

Cada casal reprodutor tinha seis azulejos idênticos de 15 x 15 cm disponíveis, dispostos com a parte não lisa voltada para o aquário para servirem de substrato para as desovas, possibilitando que elas fossem removidas (Figura 5). Todos os dias às 18h30 (30 minutos após o apagar das luzes), a presença de massas de ovos foi monitorada com uma lanterna, sendo que a frequência de desova era, na maioria das vezes, quinzenal. A eclosão das larvas ocorria cerca de oito dias pós-desova.



Figura 5 Casal reprodutor de *A. ocellaris* (macho *black snowflake* embaixo e fêmea *black* em cima) e a desova aderida aos azulejos. (Foto: Camila A. T. Kato)

2.2.3 Variáveis investigadas

Foram selecionadas oito variáveis que possivelmente influenciem a sobrevivência larval e sejam preditivas do sucesso da produção: área e formato da massa de ovos, espaços vazios na massa de ovos, comprimento do ovo, análises de peroxidação lipídica, presença de proteínas carboniladas e teor de lipídios totais nos ovos e taxa de eclosão. Todas essas variáveis serão descritas a seguir.

2.2.3.1 Área da massa de ovos

A primeira variável investigada foi a área da massa, para testar se a sobrevivência larval está relacionada com a área ocupada pelos ovos, considerando que a sobrevivência das larvas eclodidas da massa está diretamente relacionada com a sua área (L. C. P. Moraes¹, observação pessoal não testada cientificamente). Na véspera da eclosão, o azulejo foi retirado do aquário do casal reprodutor e colocado temporariamente em um de menor volume para que a massa de ovos fosse fotografada.

Duas fotos foram tiradas por massa: uma de menor distância para a contagem dos ovos (Figura 6A) e uma de maior distância para a medida da área, pois esta precisava conter o comprimento do azulejo para ser usado como referência (Figura 6B). Utilizando o software ImageJ, a área total ocupada pela massa foi medida, assim como a ocupada por espaços sem ovos, que foram subtraídos para obtenção da área ocupada real (Figura 8).

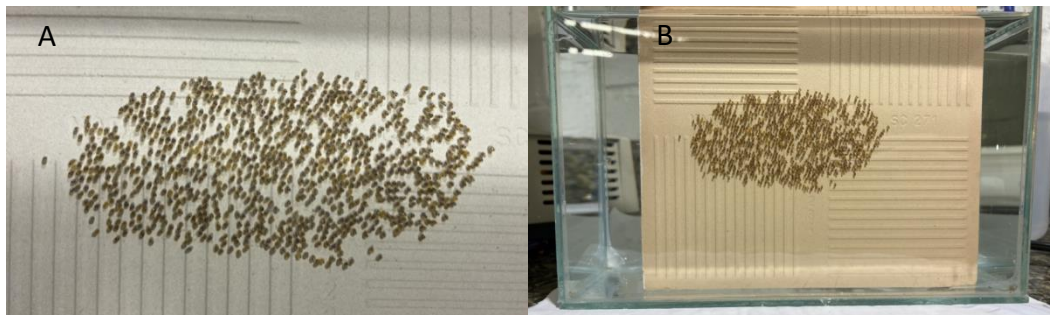


Figura 6 Fotografias da mesma massa de ovos tirada de menor distância para a contagem dos ovos (A) e de maior distância para a medição da área (B). (Fotos: Camila A. T. Kato)

2.2.3.2 Formato da massa de ovos

A segunda variável investigada foi o formato da massa, partindo do princípio de que ela tende a ser circular. A partir de observações visuais realizadas em desovas de *A. ocellaris* em cativeiro, foi verificado que formatos variados ocorrem, mas os mais próximos dos circulares tendem a produzir larvas com melhor qualidade, ou seja, com maior sobrevivência (L. C. P. Moraes¹, observação pessoal não testada cientificamente). Utilizando o software ImageJ, a massa foi posicionada dentro de um

¹ Lucas Canela P. Moraes, sócio e gerente de reprodução e cultivo da empresa de aquicultura ornamental marinha Eco-Reef®.

círculo (Figura 8). A área total ocupada pela massa foi subtraída da área do círculo, fornecendo valores que corresponderam ao quanto o formato difere do considerado ideal: quanto maior o valor, maior a diferença.

2.2.3.3 Espaços vazios na massa de ovos

Como mencionado anteriormente, a área ocupada pelos espaços sem ovos também foi medida para a obtenção da área real da massa, sendo denominada neste trabalho como “espaços vazios”. Esses espaços podem existir por causa da maneira em que a fêmea desovou ou podem corresponder aos espaços ocupados pelos ovos que foram removidos na realização do *mouthing* (Figura 7).

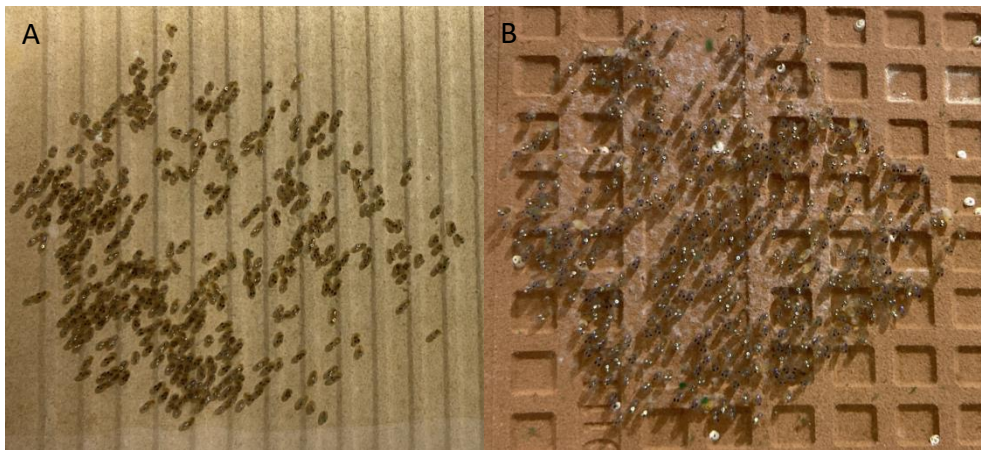


Figura 7 Massas de ovos de casais diferentes que apresentam espaços vazios. (Fotos: Camila A. T. Kato)

O ato de se alimentar de seus próprios ovos é comum em peixes ósseos, sendo denominado canibalismo filial. Existem dois tipos de canibalismo filial (Manica, 2002): o total, em que o casal se alimenta de toda a massa de ovos; e o parcial, em que o casal se alimenta de uma parte da massa de ovos, existindo a possibilidade de que apenas os viáveis eclodam. Portanto, massas com mais espaços vazios estão diretamente relacionadas com a sobrevivência larval. Utilizando o software ImageJ, as áreas ocupadas por estes espaços foram medidas (Figura 8), somadas e transformadas em porcentagem, sendo a terceira variável.



Figura 8 Medição da área, dos espaços vazios e do círculo da mesma massa da Figura 6.

2.2.3.4 Comprimento do ovo

A quarta variável investigada foi a medida do diâmetro maior (comprimento), já que os ovos de *A. ocellaris* tem formato oval (Figura 9). Ovos com maior comprimento podem indicar ovos maiores e, conseqüentemente, larvas maiores, que são menos frágeis quando eclodem e tem melhor sobrevivência (Einum & Fleming, 1999) Portanto, a relação entre o comprimento dos ovos e a sobrevivência larval foi testada. De cada massa, três ovos foram retirados e tiveram o comprimento medido utilizando uma régua micrométrica (resolução = 1 mm) em um estereomicroscópio, sendo obtido um valor médio.



Figura 9 Ovo de *A. ocellaris* prestes a eclodir. (Foto: Lucas C. P. Moraes)

2.2.3.5 Análises de peroxidação lipídica (LPO) e presença de proteínas carboniladas (PCO) nos ovos

Duas variáveis bioquímicas foram escolhidas por serem biomarcadoras de estresse oxidativo, ou seja, de dano causado em componentes celulares (Birnie-Gauvin *et al.*, 2017). A primeira investigada foi a peroxidação lipídica. Em peixes, a presença de

lipídios é normalmente caracterizada por ácidos graxos poli-insaturados (PUFA) (Cowey *et al.*, 1985), estando presentes nos ovos e nas larvas e sendo essenciais para o crescimento e desenvolvimento larval (Mourente *et al.*, 1999). A presença de espécies reativas de oxigênio (ROS), que ocorre em condições fisiológicas normais, induz a peroxidação lipídica (Mourente *et al.*, 1999), causando danos moleculares (Halliwell & Chirico, 1993). Assim, a quantificação da peroxidação lipídica pode indicar o nível de degradação dos ovos, podendo estar relacionada com mortalidade.

Outro biomarcador é a presença de proteínas carboniladas (Birnie-Gauvin *et al.*, 2017), que sugere sua oxidação (Stadtman & Levine, 2000). Assim como na peroxidação lipídica, a presença de ROS induz a oxidação das proteínas, causando o estresse oxidativo (Birnie-Gauvin *et al.*, 2017). Essa variável também pode indicar o nível de degradação dos ovos, podendo estar relacionada com mortalidade.

Além dos três ovos retirados para a medição do comprimento, outros cinco foram separados em um tubo plástico de ensaio e congelados para serem enviados para o Instituto de Ciências Biológicas (ICB)² da Universidade Federal do Rio Grande (FURG), onde as análises de peroxidação lipídica (LPO) e presença de proteínas carboniladas (PCO) foram feitas em parceria.

Para as análises de LPO e PCO, os cinco ovos retirados de cada desova foram utilizados. As amostras foram homogeneizadas em 1,0 M de solução tampão de fosfato de potássio (500 mM de KH_2PO_4 e 500 mM de K_2HPO_4) contendo 0,1 μM de PMSF (fluoreto de fenilmetilsulfonil) e centrifugadas (10000 g por 20 minutos a 4 °C). Após a centrifugação, o sobrenadante foi removido cuidadosamente e guardado a -20 °C para as análises bioquímicas. A concentração total de proteínas totais dos homogeneizados foi determinada pelo método de Bradford (1976).

Para a LPO, o conteúdo de malondialdeído (MDA; produto da peroxidação lipídica) foi medido a partir da sua reação com ácido tiobarbitúrico (TBA) usando um kit comercial (TBARS assay Kit, Cayman Chemical, Ann Arbor, MI, USA). O ensaio baseia-se na determinação de adutos de MDA e TBA, dos quais são formados em altas temperaturas (95 °C) e meio ácido. A formação destes adutos (MDA-TBA) foi medida

² Responsável pelo laboratório: Prof. Dr. Adalto Bianchini

por fluorescência a 535 nm (excitação) e 595 nm (emissão). Os dados são expressos em $\mu\text{mol MDA mg}^{-1} \text{ proteína}^{-1}$.

Para avaliar a presença de proteínas carboniladas (PCO; bioindicador da oxidação das proteínas), foi utilizado o kit OxySelect® Protein Carbonyl Fluorometric Assay (MyBioSource, San Diego, USA)³. Nesse ensaio, os grupos carbonilas presentes nas proteínas são ligados a um fluoróforo (fornecido pelo kit). Após isso, as proteínas são precipitadas em ácido tricloroacético (TCA) e o fluoróforo livre é removido do ensaio através da lavagem do *pellet* com acetona. Por fim, o *pellet* é solubilizado e o conteúdo de proteínas com grupos carbonilas é medido por fluorescência a 480 nm (excitação) e 530 nm (emissão). Os dados foram expressos em $\text{nmol PCO mg}^{-1} \text{ proteína}^{-1}$.

2.2.3.6 Análise de teor de lipídios totais nos ovos

A sétima variável investigada foi o teor de lipídios totais. A presença e a composição dos lipídios nos ovos dependem da alimentação e do ambiente do casal reprodutor (Rodríguez *et al.*, 1998), sendo uma grande fonte de energia proveniente do conteúdo de vitelo para o metabolismo durante o desenvolvimento embrionário (Evans *et al.*, 1996; Wiegand, 1996; Rainuzzo *et al.*, 1997; Mukhopadhyay & Ghosh, 2007). Os lipídios também são essenciais para o desenvolvimento embrionário e a sobrevivência das larvas recém-eclodidas (Navas *et al.*, 1997). Quanto mais lipídios nos ovos, maior o sucesso da fertilização, a viabilidade dos ovos e a sobrevivência larval (Evans *et al.*, 1996), podendo ser, portanto, um bom indicador do sucesso da produção.

Além dos oito ovos retirados para as análises anteriores, outros cinco também foram separados em um tubo plástico de ensaio e congelados para serem enviados para o Instituto de Ciências Biológicas (ICB)² da Universidade Federal do Rio Grande (FURG), onde a análise de teor de lipídios totais foi feita em parceria.

A extração dos lipídios foi realizada em *pool* de cinco ovos, de acordo com método de Soxhlet baseado na IUPAC 1.122 (1979), utilizando hexano como solvente (faixa de ebulição de 68-70 °C). Foi utilizada a velocidade de 6 a 8 sifonagens h^{-1} a

³ A menção de marcas comerciais não indica sugestão de uso.

temperatura constante e com fluxo de gotejamento entre 150 a 200 gotas s^{-1} . As amostras foram colocadas em vidro de relógio. As extrações foram realizadas no período de 4 horas. Após o término do período de extração e arrefecimento da micela, foram retiradas alíquotas de 3 ml para a análise de lipídios totais. Essas alíquotas foram dissolvidas em éter de petróleo e aplicadas em placas cromatográficas de sílicagel 60 F 20 x 20 cm com fase móvel éter de petróleo, éter etílico e ácido acético (80:20:2). O resultado obtido foi em porcentagem de peso úmido.

2.2.3.7 Taxa de eclosão

A oitava e última variável investigada foi a taxa de eclosão, que é a porcentagem de larvas eclodidas em cada massa a partir do total de ovos na massa no momento da contagem, podendo ser utilizada como uma resposta do sucesso do desenvolvimento embrionário. Por causa disso, a significância das relações com as outras sete variáveis também foram testadas com o intuito de avaliar se o desenvolvimento embrionário é influenciado por alguma delas. Como os protocolos de manutenção dos casais reprodutores são padronizados, influências externas são descartadas.

De acordo com Wittenrich (2007), quando a taxa de eclosão de uma desova é baixa, a taxa de sobrevivência também vai ser, ou seja, desovas de baixa qualidade resultam em poucos jovens produzidos. Para verificar se isso ocorre em *A. ocellaris*, a significância da relação entre as taxas de eclosão e de sobrevivência também foi testada.

Após a retirada dos ovos para análises, o azulejo com a massa de ovos foi transferido para um aquário de 40 L, com uma pedra porosa com compressor e um fluxo suave de ar sobre a massa. A salinidade foi mantida em 34, utilizando sal artificial Royal Nature®; a temperatura em 27 °C, através do uso de um aquecedor de 100 W por aquário; o pH em 8,1; amônia total, nitrito, nitrato e fosfato foram mantidos em níveis indetectáveis através do uso de filtro desnaturador de proteínas e trocas parciais de 20 % de água por mês. O fotoperíodo foi mantido em 12:12 (C:E). A eclosão das larvas ocorria após cerca de 48 horas (Figura 10).



Figura 10 Larva recém-eclodida de *A. ocellaris*. (Fonte: adaptado de Salis *et al.*, 2021)

Os ovos mortos cujas larvas não eclodiram (ainda presos ao azulejo ou caídos no fundo do aquário) foram contados. A partir do valor obtido e do número de ovos da massa, a taxa de eclosão foi calculada dividindo o total de larvas pelo total de ovos e multiplicando por 100, sendo obtido um valor em porcentagem.

2.2.4 Taxa de sobrevivência larval

A taxa de sobrevivência larval é a porcentagem de juvenis produzidos em cada massa a partir do total de larvas eclodidas. Para avaliar se cada uma das oito variáveis influencia no sucesso da produção, as relações com a taxa de sobrevivência larval foram testadas. Como os protocolos de cultivo larval são padronizados, influências externas são descartadas. Os valores obtidos para as taxas de eclosão e sobrevivência também foram utilizados na comparação entre casais endogamizados e não endogamizados, para avaliar se existe influência da endogamia.

O cultivo larval foi realizado pela equipe da Eco-Reef®, seguindo protocolos de acordo com Olivotto *et al.* (2003) para *A. ocellaris*. As larvas foram mantidas em aquários regulares e estáticos de 40 L. A partir da eclosão, a alimentação foi feita com rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) na concentração aproximada de 25 rotíferos mL⁻¹. A partir do quarto dia, foi feita uma substituição gradativa para náuplios de *Artemia franciscana*, sendo depois substituídos gradualmente, a partir do sexto dia, por metanáuplios de *A. franciscana* (enriquecidos com Algamac 3050, Aquafauna®, conforme as recomendações do fabricante), ambos na concentração de 2 mL⁻¹. A microalga *Nannochloropsis oculata* foi oferecida diariamente, em concentração final aproximada de 5 x 10⁴ células mL⁻¹.

As larvas completaram a metamorfose cerca de 10 dias pós-eclosão e o número de jovens produzidos foi quantificado pela equipe da Eco-Reef®. A taxa de

sobrevivência foi calculada dividindo o total de jovens pelo total de larvas eclodidas e multiplicando por 100, sendo obtido um valor em porcentagem.

2.2.5 Análises estatísticas

Primeiramente, os conjuntos de dados em forma de porcentagem foram transformados em arco seno da raiz do dado, que é o recomendado para esse tipo. Em seguida, foi aplicado o teste de Grubbs em todos os conjuntos de dados para a remoção de *outliers*.

Para comparar os dados de casais endogamizados e não endogamizados e saber se existe uma influência da endogamia na taxa de eclosão, foi feito um teste de qui-quadrado utilizando o total de ovos na massa e o total de larvas eclodidas. O mesmo teste foi feito para a taxa de sobrevivência, utilizando o total de larvas eclodidas e o total de jovens produzidos.

Para cada uma das variáveis, foram feitas três análises de regressão para verificar se existe uma relação com a taxa de eclosão: uma análise utilizou apenas os dados de casais endogamizados; a segunda utilizou apenas os de casais não endogamizados; e a última utilizou todos os dados. Nessas análises, as variáveis escolhidas para este estudo eram as variáveis independentes e a taxa de eclosão, a dependente. No caso das análises com a taxa de sobrevivência larval, ela foi a variável dependente, enquanto as outras, incluindo a taxa de eclosão, foram as independentes. Também foi feita uma análise de componentes principais (PCA) utilizando todos os dados para verificar possíveis relações entre as variáveis que sejam diferentes das análises de regressão. Todas as análises estatísticas foram feitas utilizando o software PAST e adotaram um nível de significância de $p = 0,05$.

2.3 Resultados

Os dados de produção e das taxas de eclosão e de sobrevivência larval estão no Apêndice A, enquanto todos os valores obtidos para as demais variáveis para cada uma das 55 massas de ovos estão no Apêndice B.

As análises de regressão apresentaram resultados distintos para cada uma das oito variáveis (área, formato e espaços vazios na massa de ovos, comprimento,

análises de peroxidação lipídica, presença de proteínas carboniladas e teor de lipídios totais nos ovos e taxa de eclosão), indicando que nem todas influenciam diretamente na sobrevivência larval. Nas variáveis relacionadas à massa de ovos, a área e o formato influenciaram a taxa de eclosão, mas não a de sobrevivência, e apenas nos casais não endogamizados. Os espaços vazios não têm relação com nenhuma das duas taxas. Já naquelas relacionadas aos ovos, o comprimento do ovo e as proteínas carboniladas influenciaram apenas a taxa de eclosão nos casais não endogamizados; a peroxidação lipídica influencia apenas a taxa de sobrevivência; e o teor de lipídios totais não tem influência em nenhuma das taxas. Pela análise de regressão entre as duas taxas, foi constatado que a eclosão não influencia a sobrevivência. O PCA não apresentou resultados distintos das análises de regressão.

2.3.1 Comparação entre casais endogamizados e não endogamizados

A análise de qui-quadrado para a taxa de eclosão foi feita utilizando o total de ovos na massa e o total de larvas eclodidas para os casais endogamizados e não endogamizados, não sendo encontrada uma diferença significativa ($\chi^2 = 0,001$; $p = 0,97$). Dessa forma, é possível afirmar que não existe diferença na taxa de eclosão das larvas de casais endogamizados e não endogamizados.

A análise de qui-quadrado para a taxa de sobrevivência larval foi feita utilizando o total de larvas eclodidas e o total de jovens produzidos para os casais endogamizados e não endogamizados, não sendo encontrada uma diferença significativa ($\chi^2 = 1,99$; $p = 0,16$). Dessa forma, é possível afirmar que não existe diferença na taxa de sobrevivência das larvas de casais endogamizados e não endogamizados.

2.3.2 Área da massa de ovos

As relações entre a área da massa e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 11. Existe uma relação significativa apenas nos casais não endogamizados ($p = 0,02$), sugerindo uma influência da área da massa de ovos na taxa de eclosão, sendo, como indicado pelo gráfico e pela equação de reta, a de que quanto maior a área, maior a taxa de eclosão.

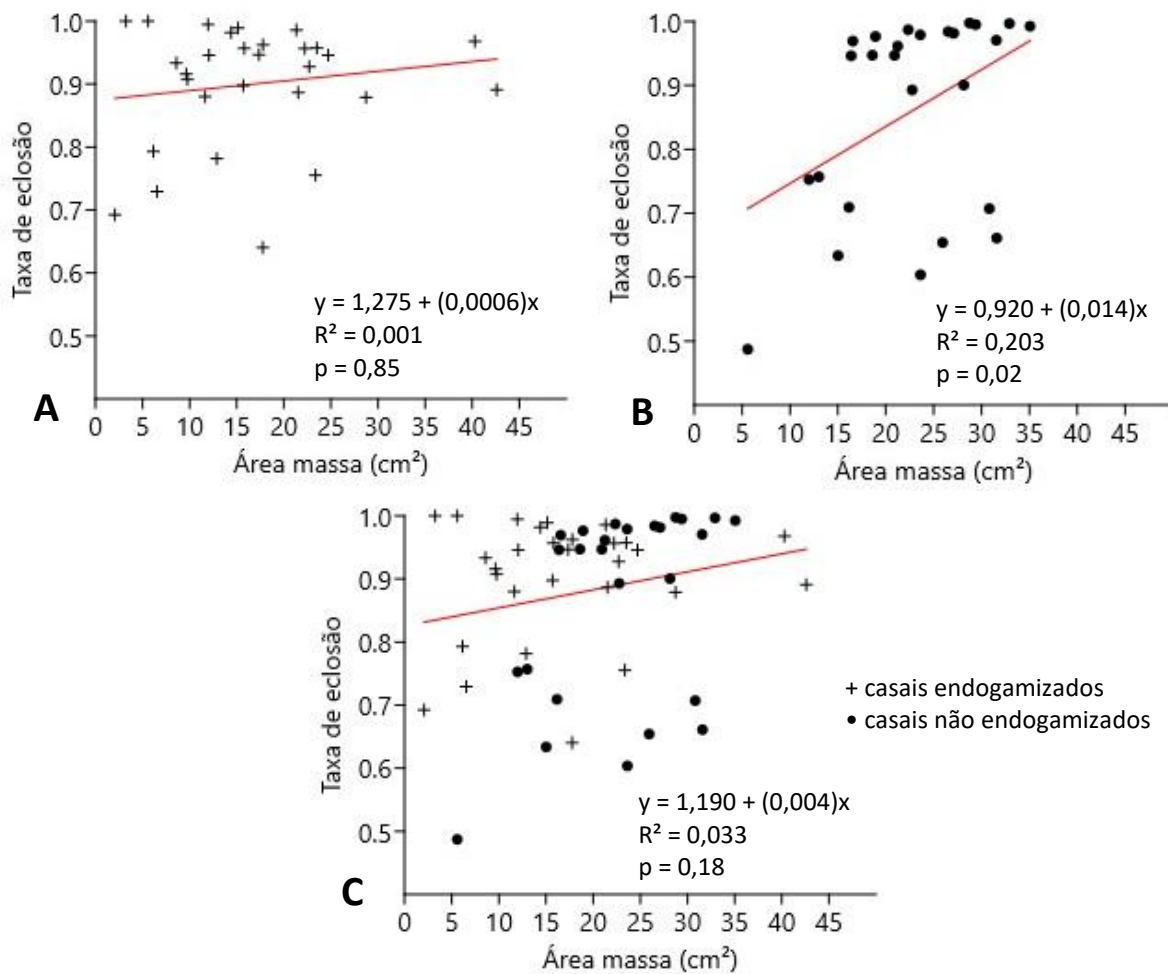


Figura 11 Relação entre a área da massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre a área da massa e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 12. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da área da massa de ovos na taxa de sobrevivência larval.

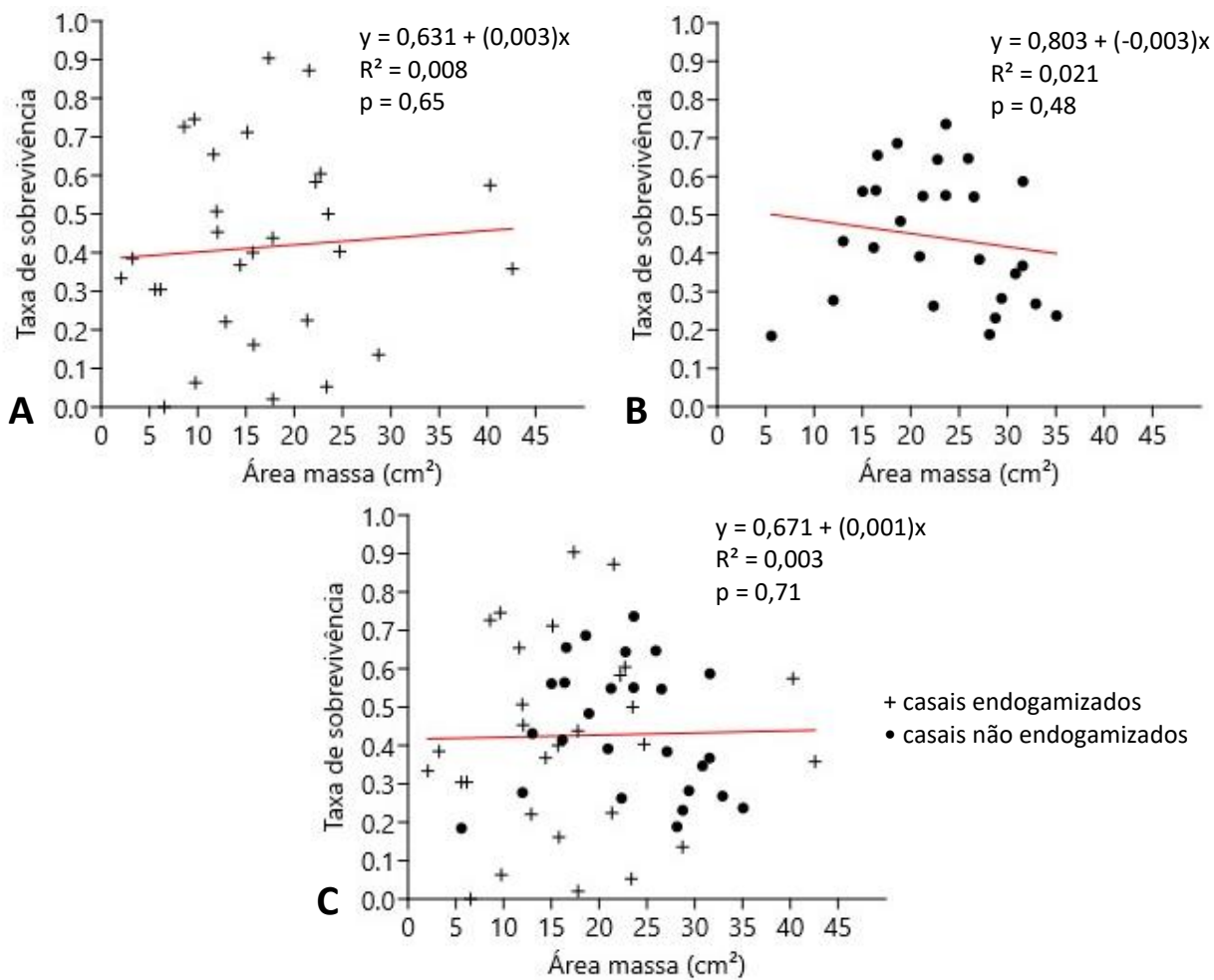


Figura 12 Relação entre a área da massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.3 Formato da massa de ovos

As relações entre o formato da massa e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 13. Existe uma relação significativa apenas nos casais não endogamizados ($p = 0,02$), sugerindo uma influência do formato da massa na taxa de eclosão, sendo, como indicado pelo gráfico e pela equação de reta, a de que quanto mais distante o formato está do círculo, maior a taxa de eclosão.

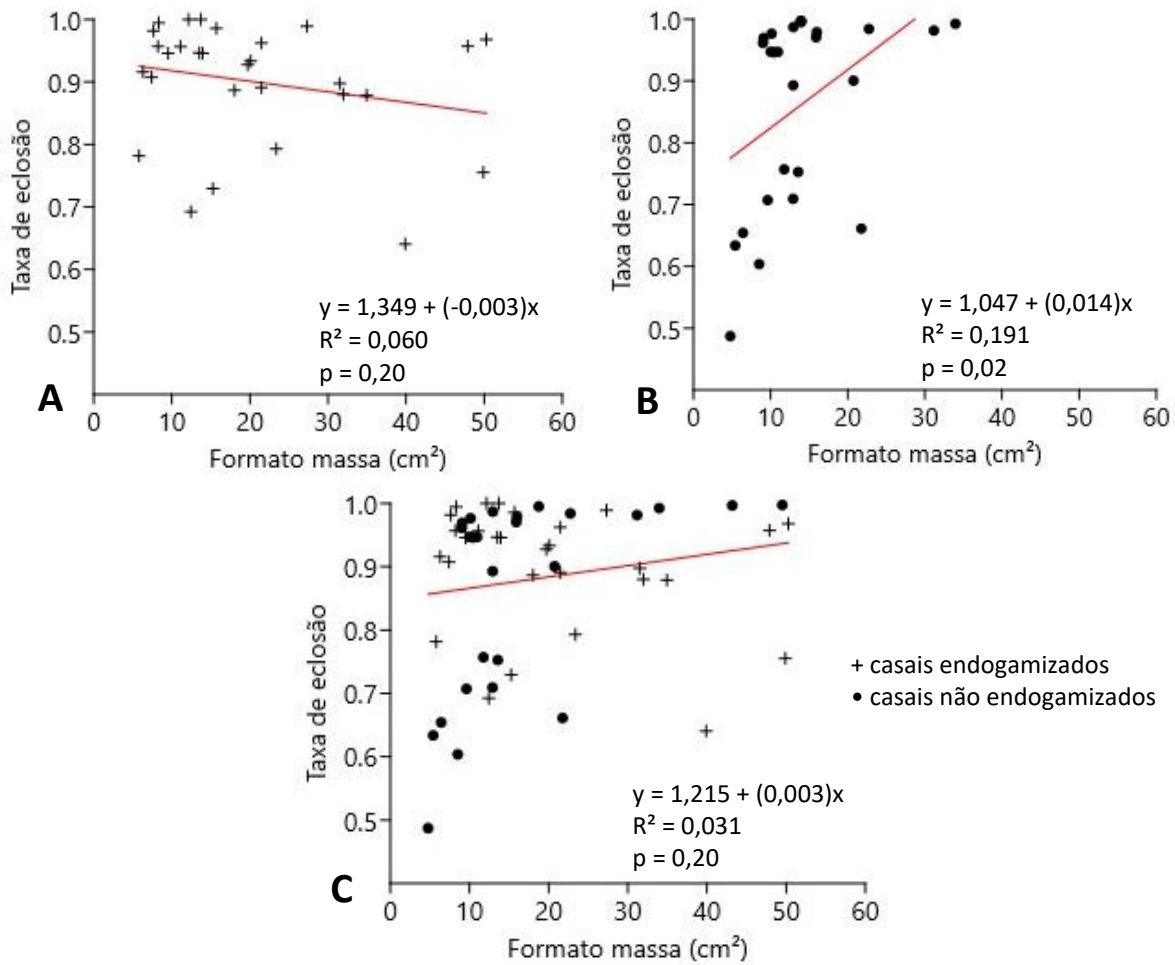


Figura 13 Relação entre o formato da massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 54) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre o formato da massa e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 14. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência do formato da massa na taxa de sobrevivência larval.

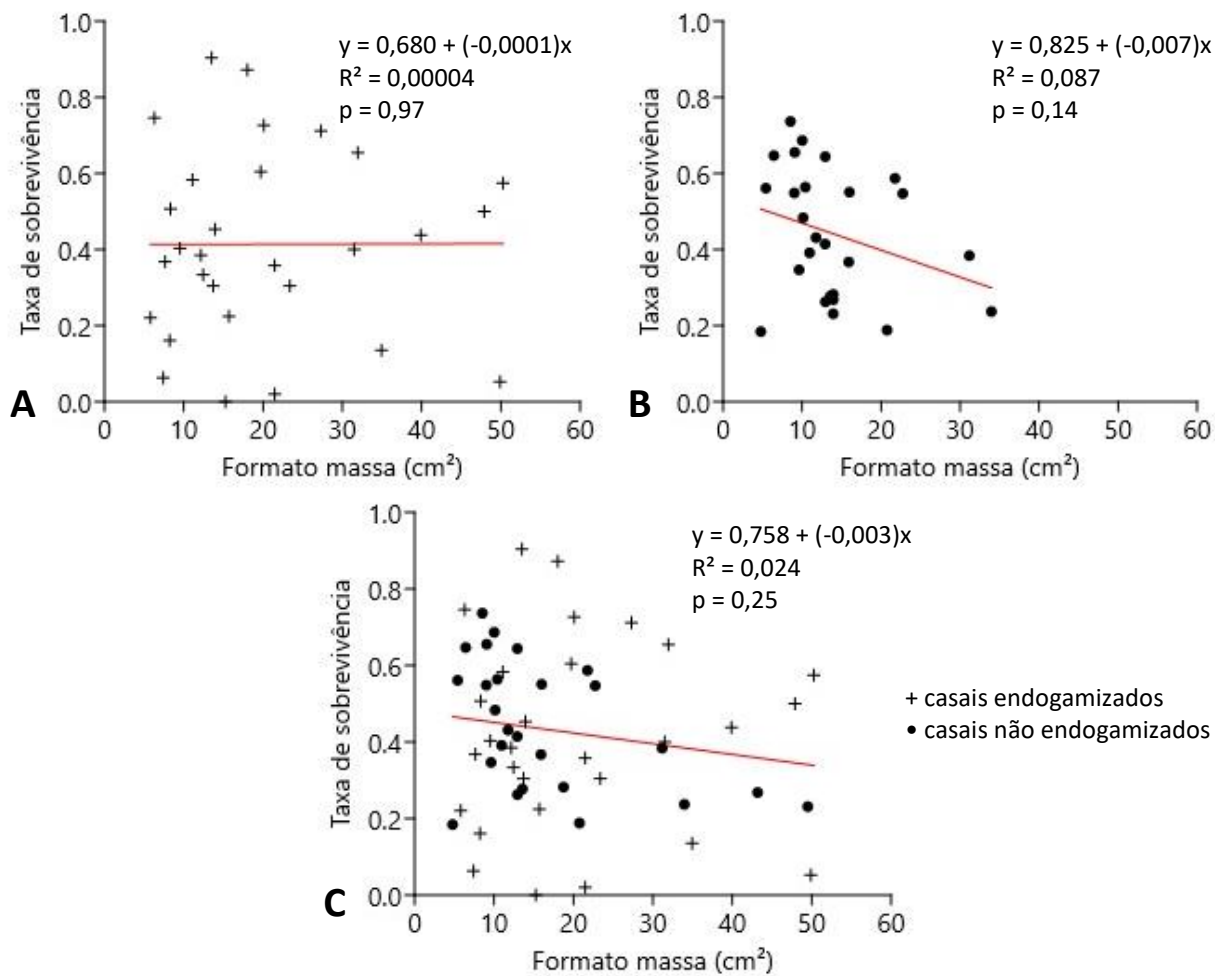


Figura 14 Relação entre o formato da massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 54) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.4 Espaços vazios na massa de ovos

As relações entre a porcentagem de espaços vazios e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 15. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da porcentagem de espaços vazios na taxa de eclosão.

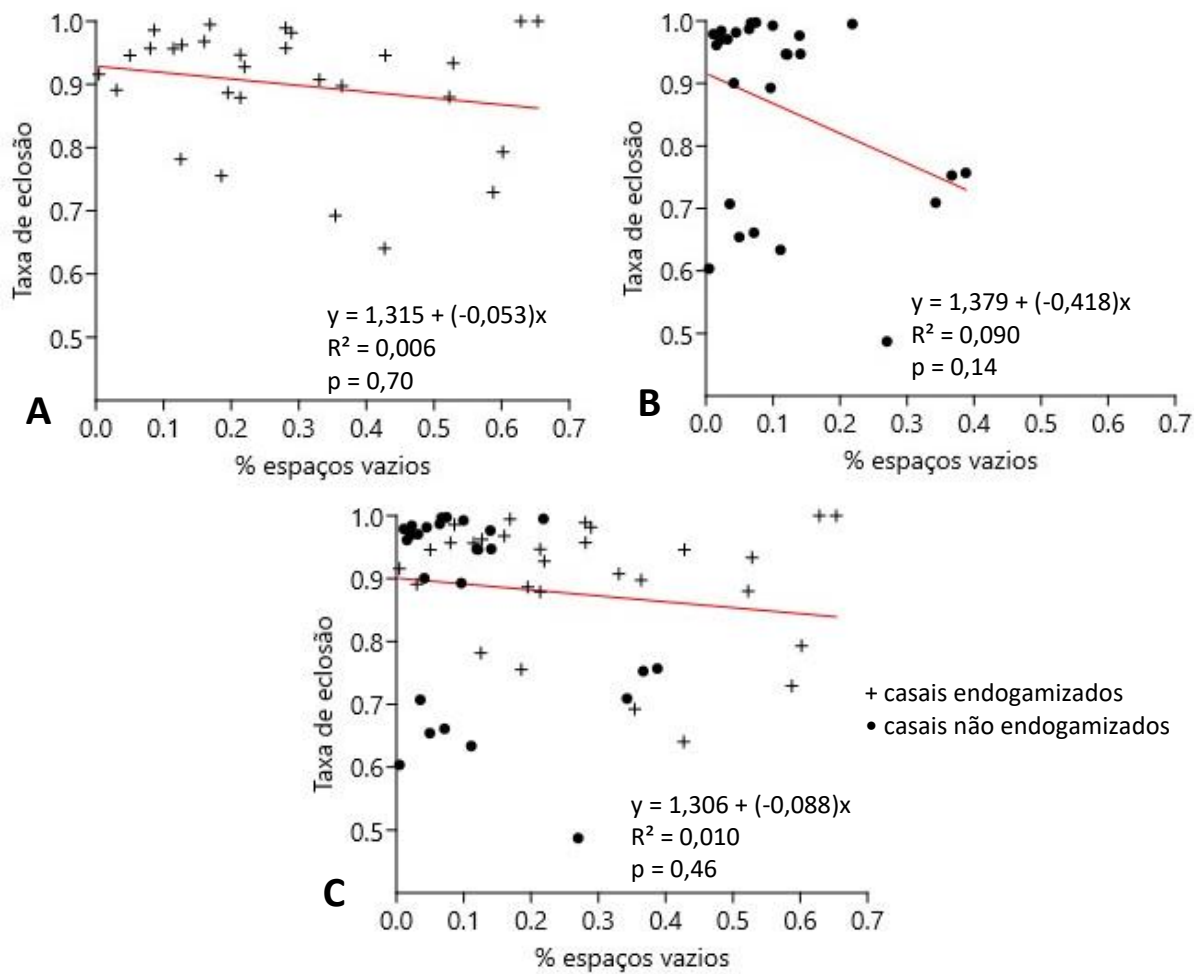


Figura 15 Relação entre a porcentagem de espaços vazios na massa de ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre a porcentagem de espaços vazios e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 16. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da porcentagem de espaços vazios na taxa de sobrevivência larval.

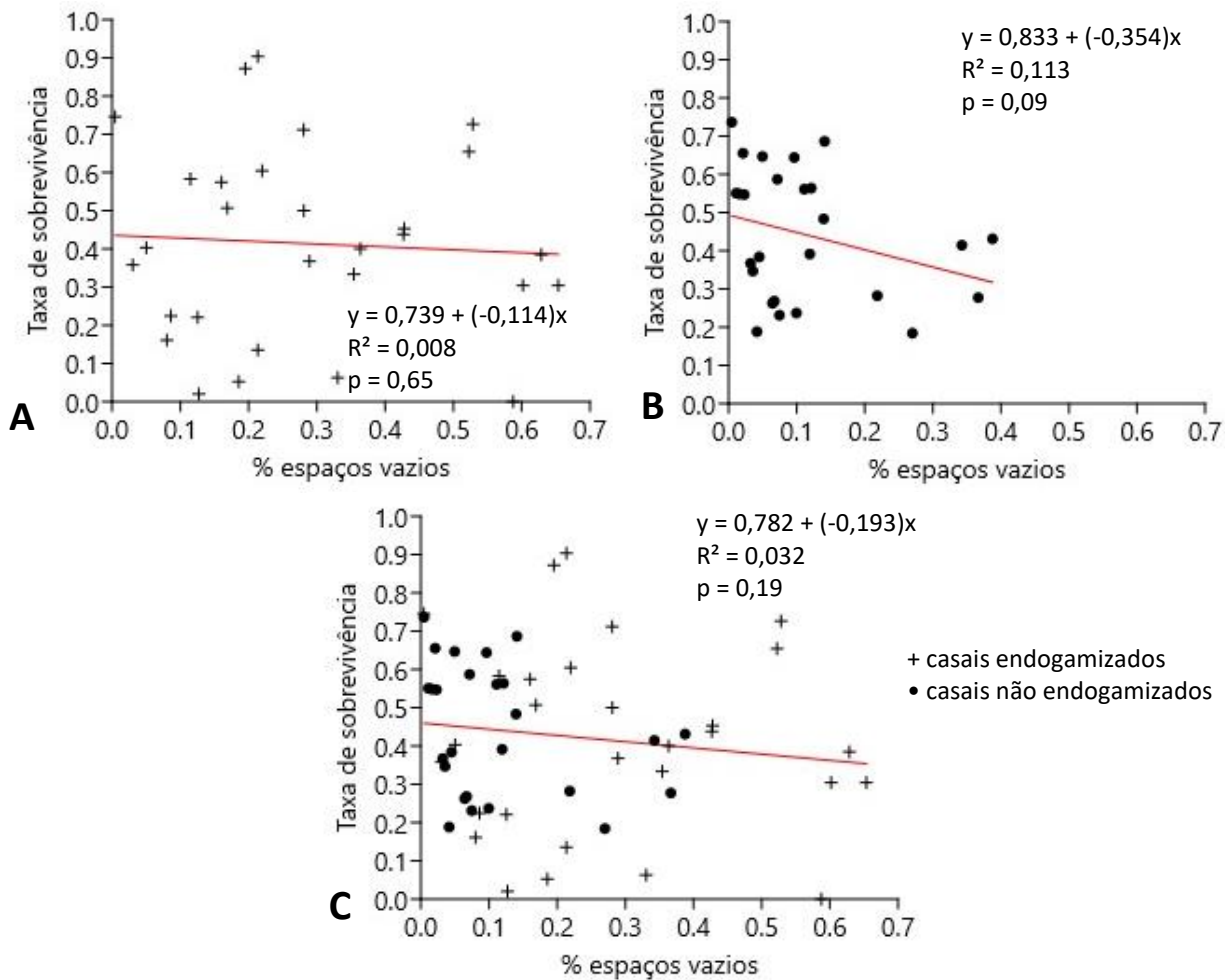


Figura 16 Relação entre a porcentagem de espaços vazios na massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.5 Comprimento do ovo

As relações entre o comprimento de ovo e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 17. As relações são significativas nos casais não endogamizados ($p = 0,02$) e em todos os casais ($p = 0,03$), sugerindo uma influência do comprimento do ovo na taxa de eclosão, sendo, como indicado pelos gráficos e pelas equações de reta, a de que quanto maior o ovo, menor a taxa de eclosão.

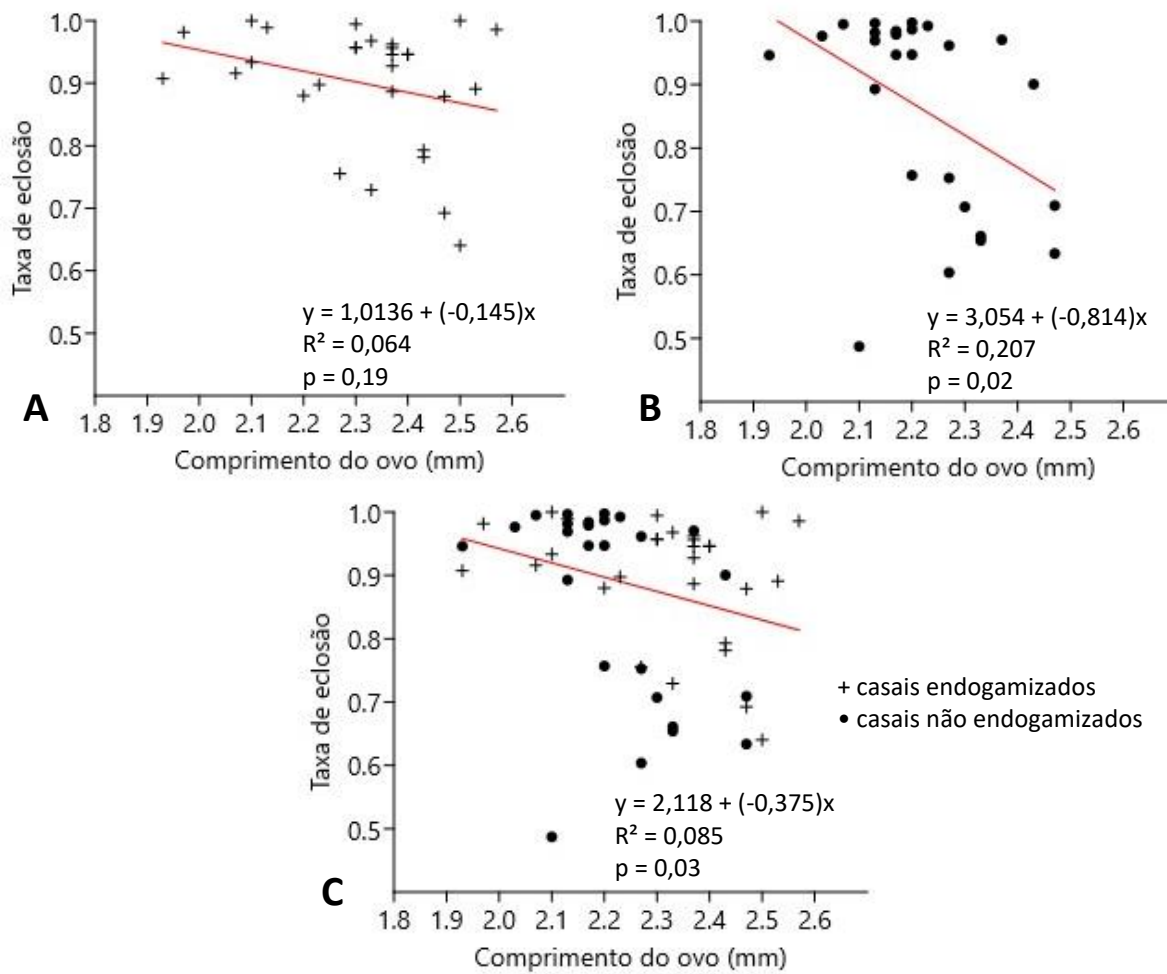


Figura 17 Relação entre o comprimento do ovo e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre o comprimento do ovo e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 18. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência do comprimento do ovo na taxa de sobrevivência larval.

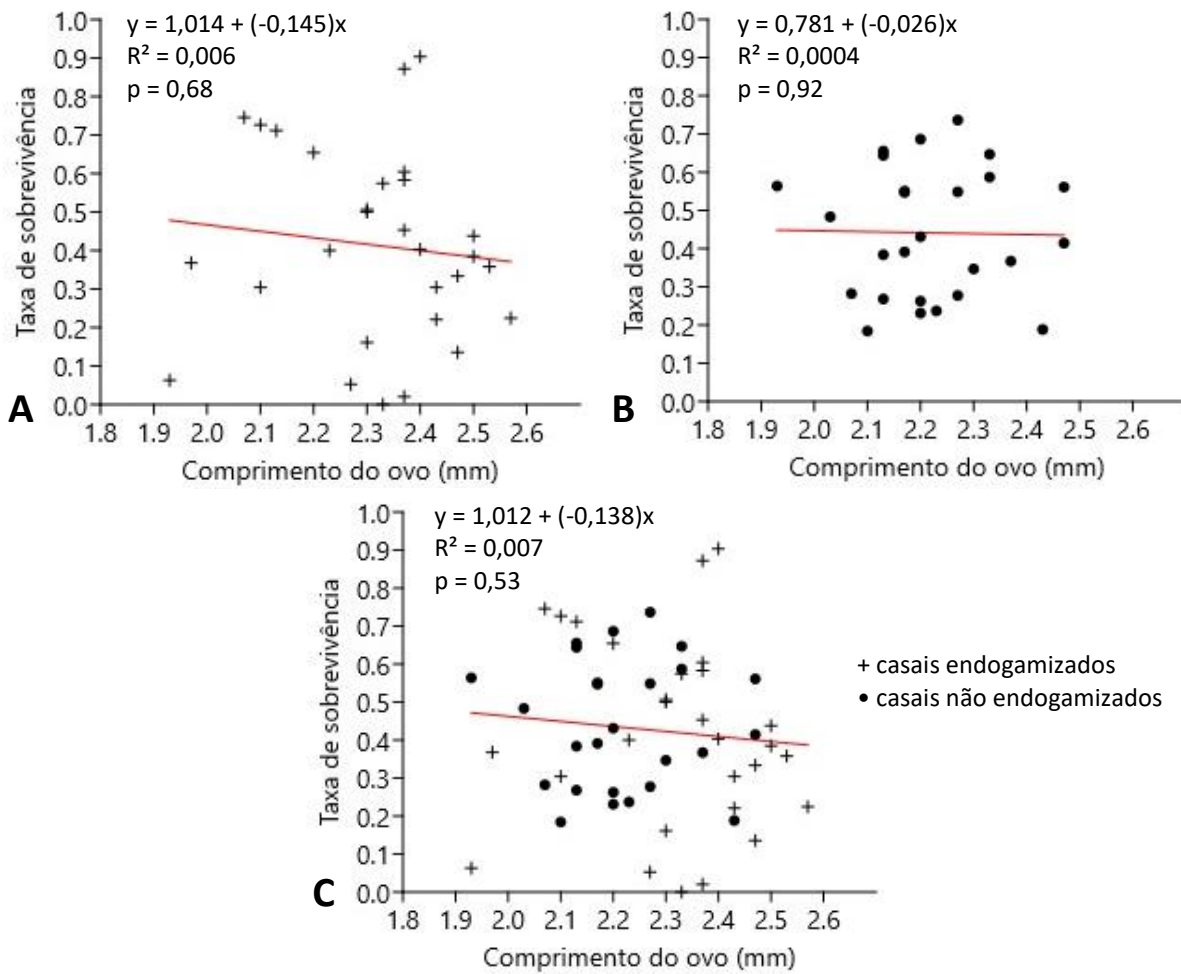


Figura 18 Relação entre o comprimento do ovo e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados ($n = 29$) (A), não endogamizados ($n = 26$) (B) e em todos os casais ($n = 55$) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.6 Análise de peroxidação lipídica nos ovos

As relações entre a peroxidação lipídica e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 19. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da peroxidação lipídica na taxa de eclosão.

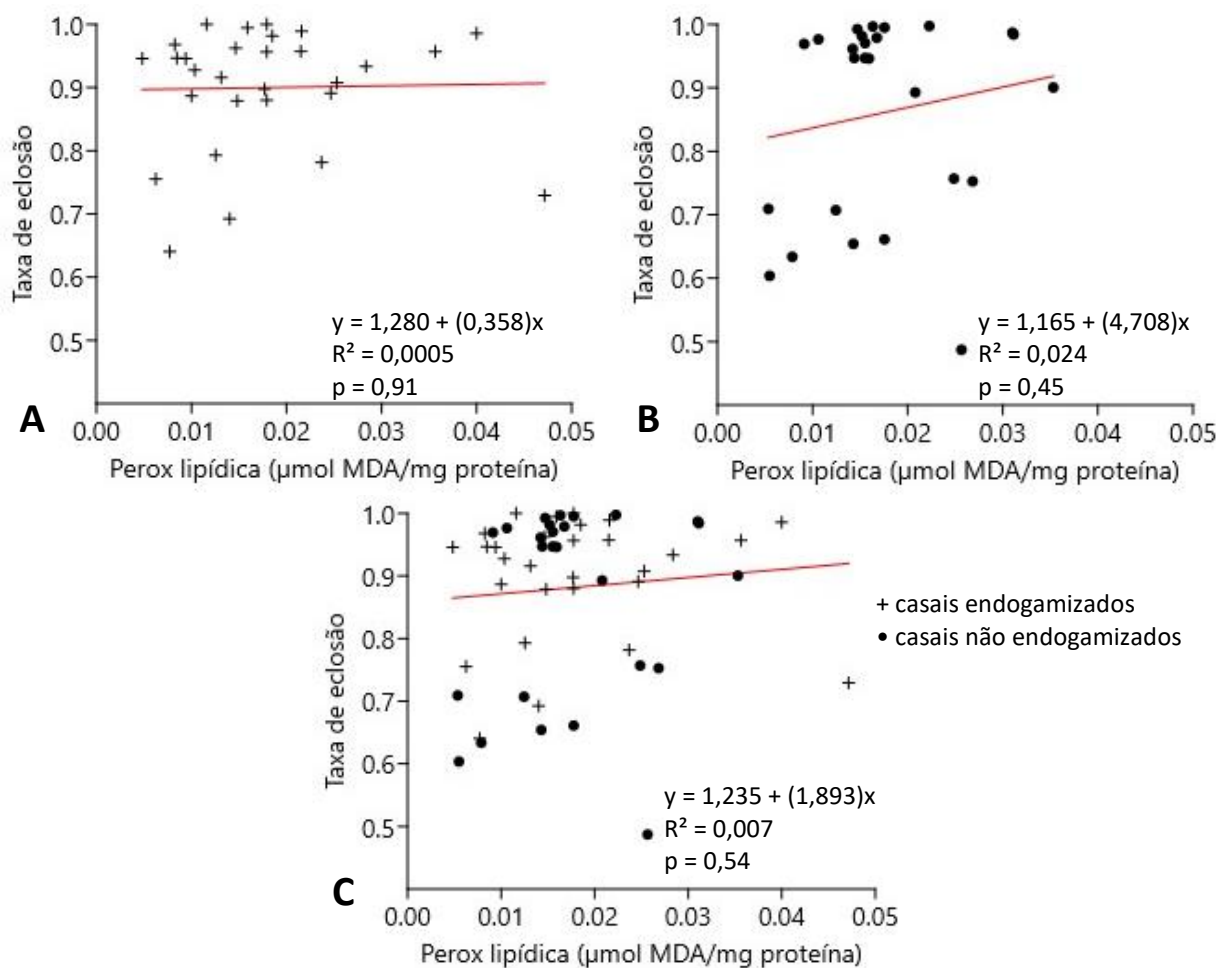


Figura 19 Relação entre a peroxidação lipídica nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 26) (A), não endogamizados (n = 24) (B) e em todos os casais (n = 50) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre a peroxidação lipídica e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 20. Todas as relações são significativas ($p = 0,03$ nos casais endogamizados; $p = 0,008$ nos casais não endogamizados; $p = 0,001$ em todos os casais), sugerindo uma influência da peroxidação lipídica na taxa de sobrevivência larval, sendo, como indicado pelos gráficos e pelas equações de reta, a de que quanto mais peroxidado, menor a taxa de sobrevivência larval.

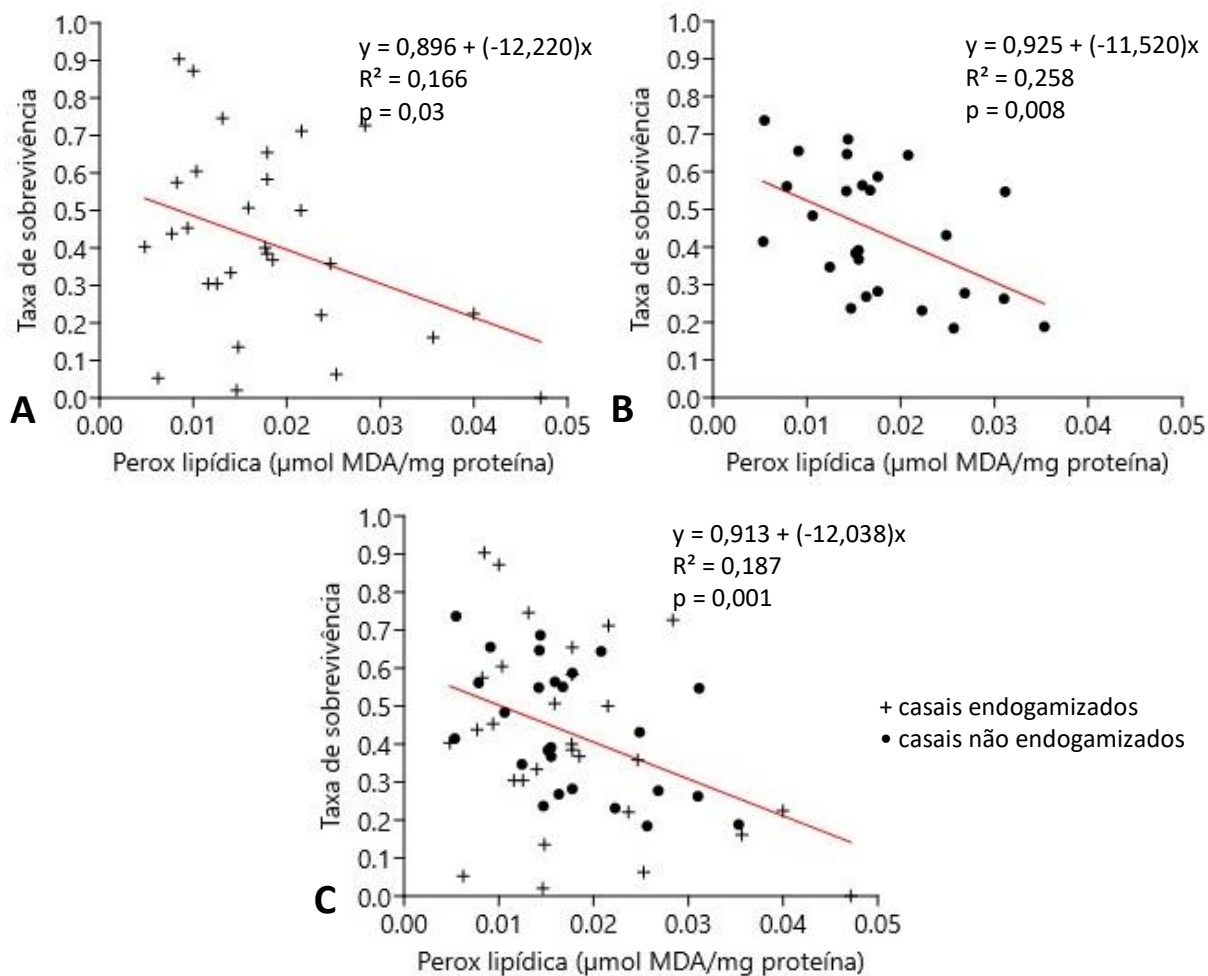


Figura 20 Relação entre a peroxidação lipídica nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados ($n = 26$) (A), não endogamizados ($n = 24$) (B) e em todos os casais ($n = 50$) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.7 Análise de presença de proteínas carboniladas nos ovos

As relações entre a presença de proteínas carboniladas e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 21. Existe uma relação significativa apenas nos casais não endogamizados ($p = 0,03$), sugerindo uma influência da presença de proteínas carboniladas na taxa de eclosão, sendo, como indicado pelo gráfico e pela equação de reta, a de que quanto mais proteínas, maior a taxa de eclosão.

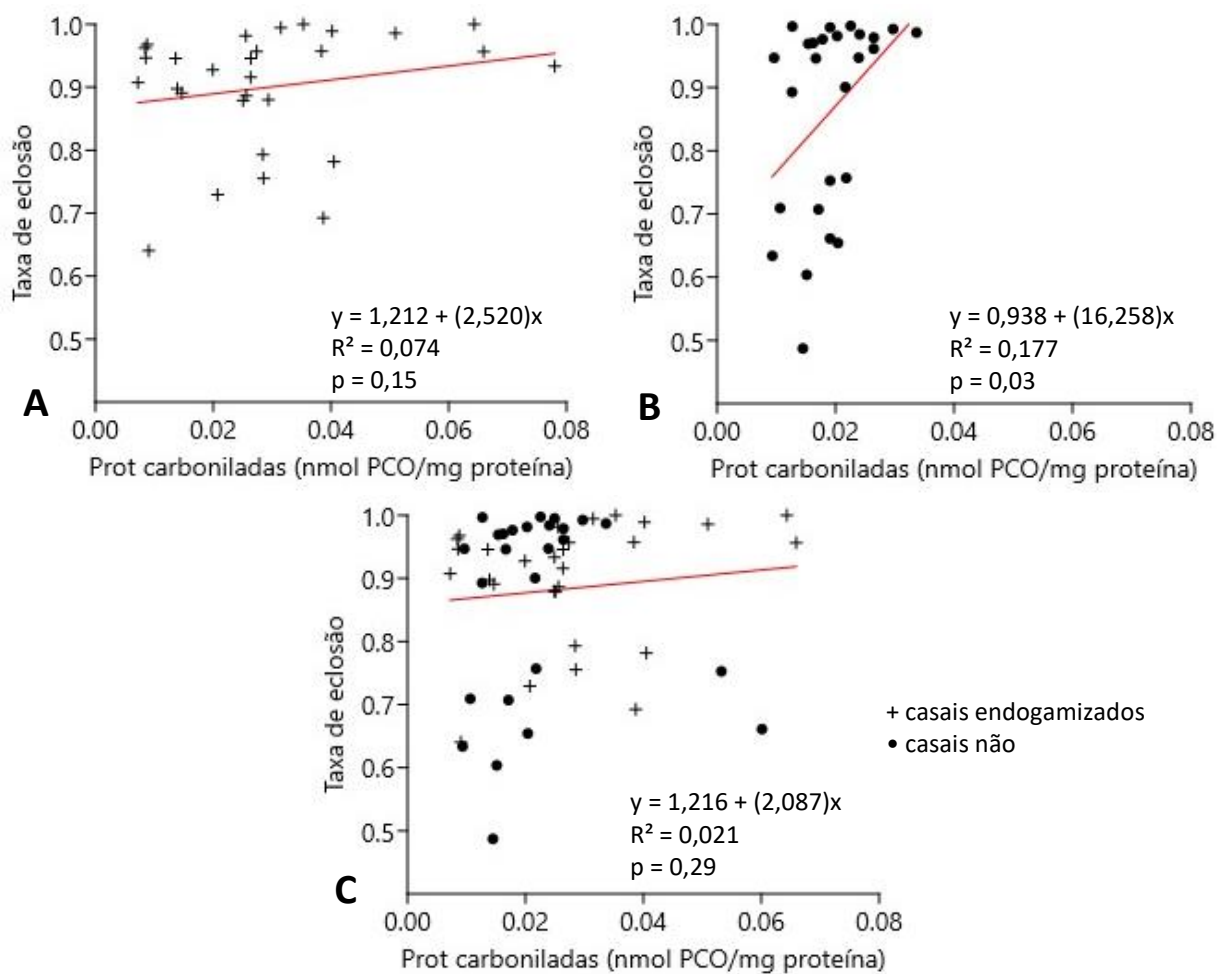


Figura 21 Relação entre a presença de proteínas carboniladas nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 28) (A), não endogamizados (n = 23) (B) e em todos os casais (n = 52) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre a presença de proteínas carboniladas e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 22. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da presença de proteínas carboniladas na taxa de sobrevivência larval.

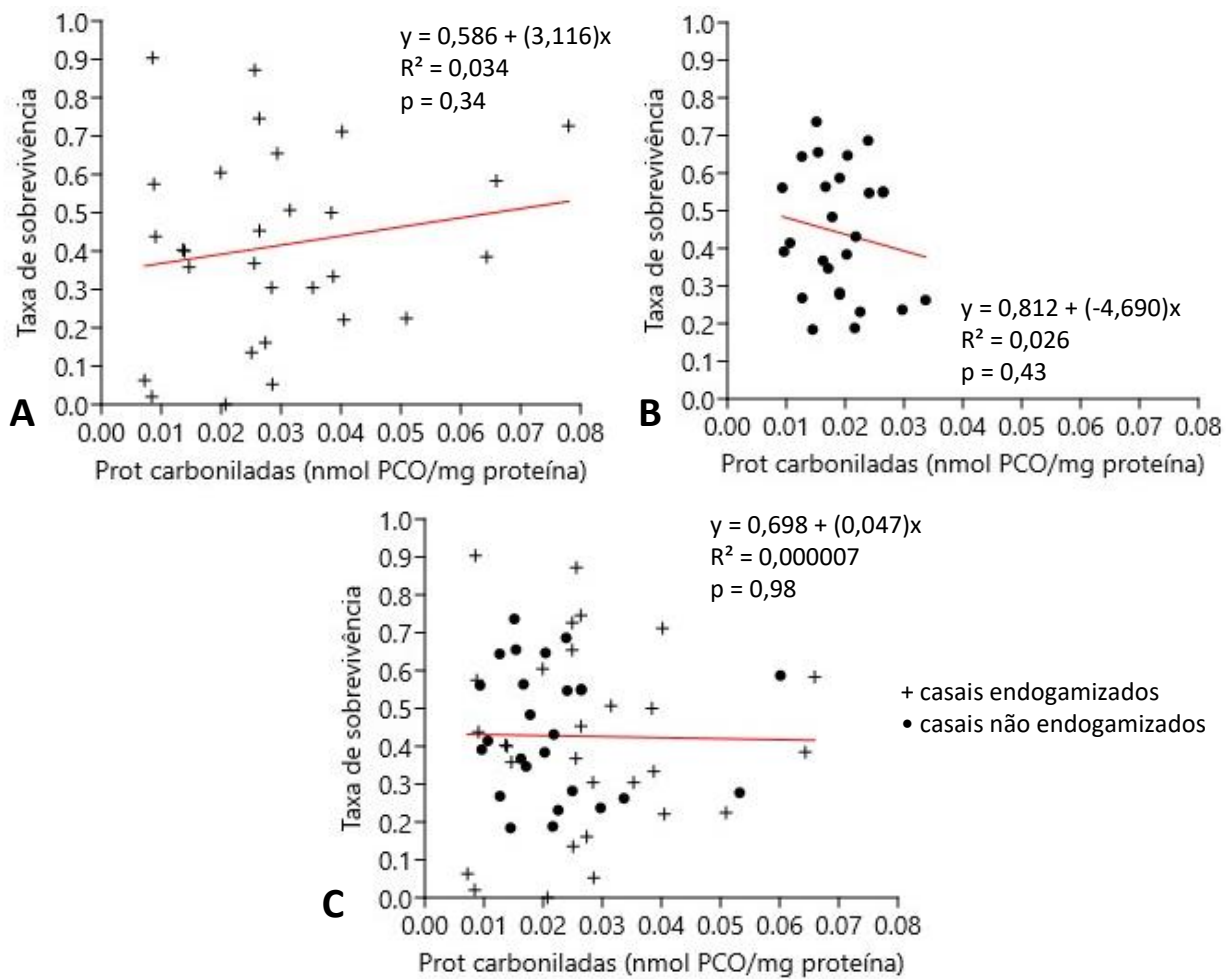


Figura 22 Relação entre a presença de proteínas carboniladas nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados ($n = 28$) (A), não endogamizados ($n = 23$) (B) e em todos os casais ($n = 52$) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.8 Análise de teor de lipídios totais nos ovos

As relações entre o teor de lipídios totais e a taxa de eclosão estão apresentadas na Figura 23. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência do teor de lipídios totais na taxa de eclosão.

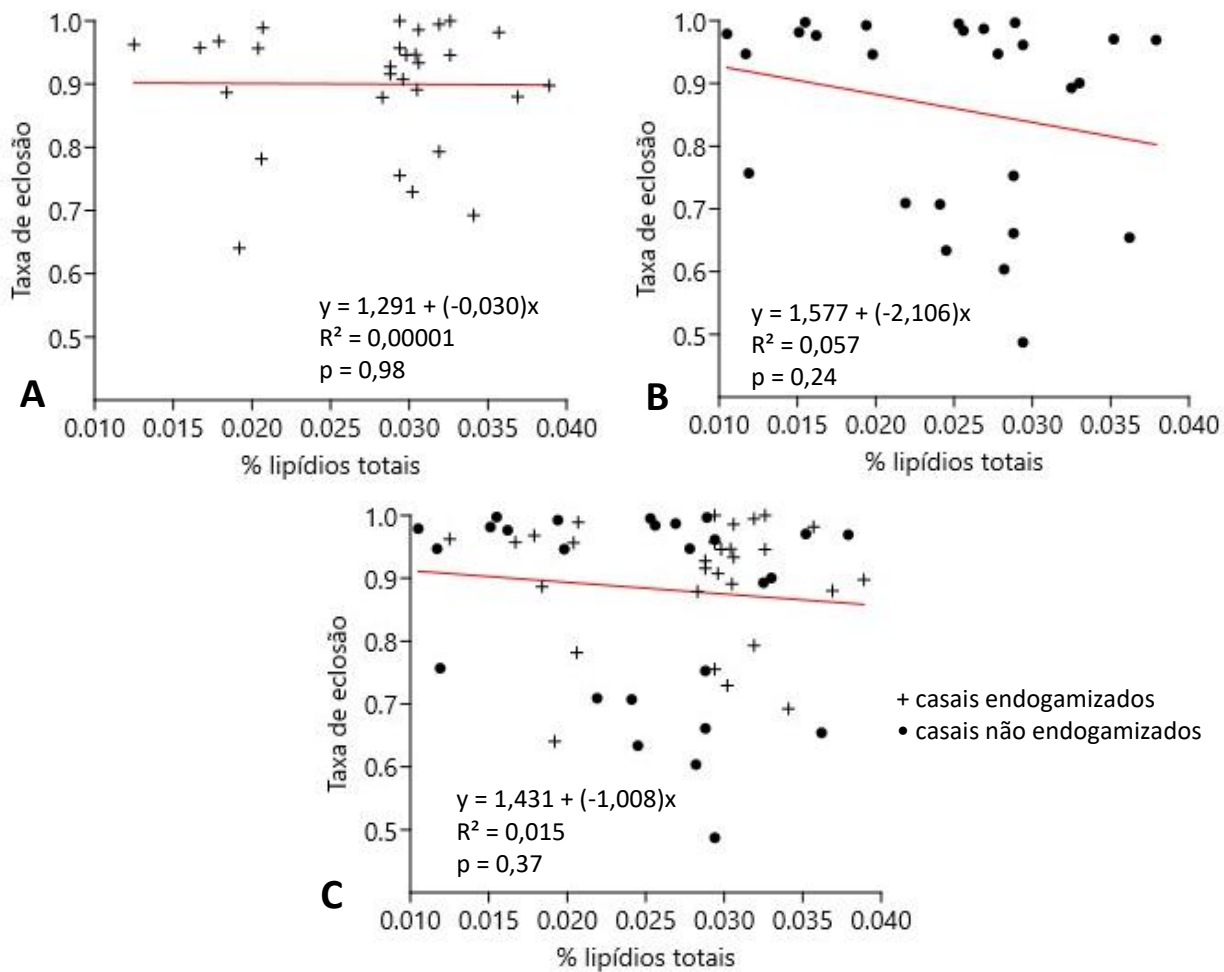


Figura 23 Relação entre o teor de lipídios totais nos ovos e a taxa de eclosão nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

As relações entre o teor de lipídios totais e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 24. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência do teor de lipídios totais na taxa de sobrevivência larval.

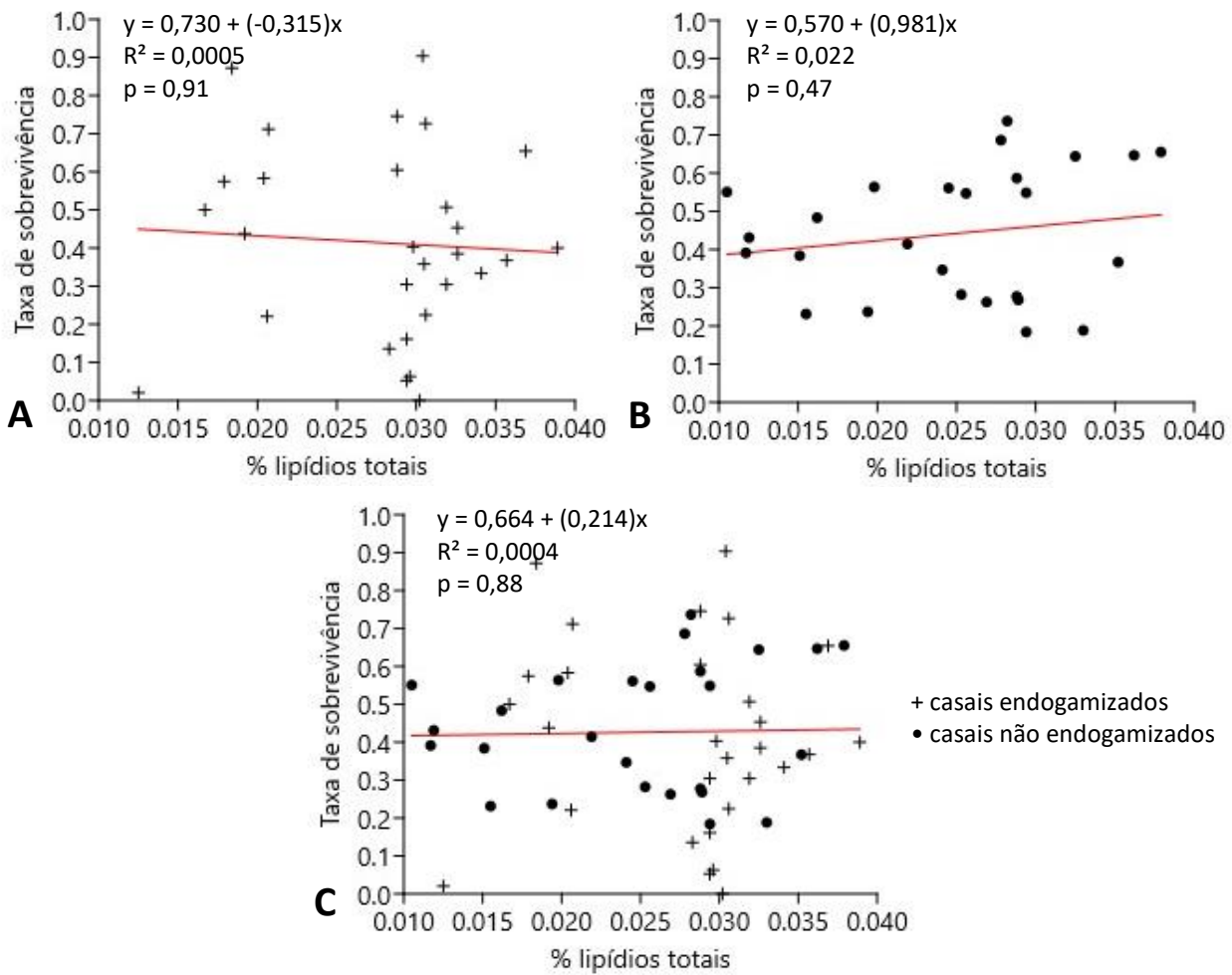


Figura 24 Relação entre o teor de lipídios totais nos ovos e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados ($n = 29$) (A), não endogamizados ($n = 26$) (B) e em todos os casais ($n = 55$) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.9 Taxa de eclosão x taxa de sobrevivência larval

As relações entre a taxa de eclosão e a taxa de sobrevivência larval estão apresentadas na Figura 25. Nenhuma relação é significativa ($p > 0,05$), sugerindo que não há influência da taxa de eclosão na taxa de sobrevivência larval.

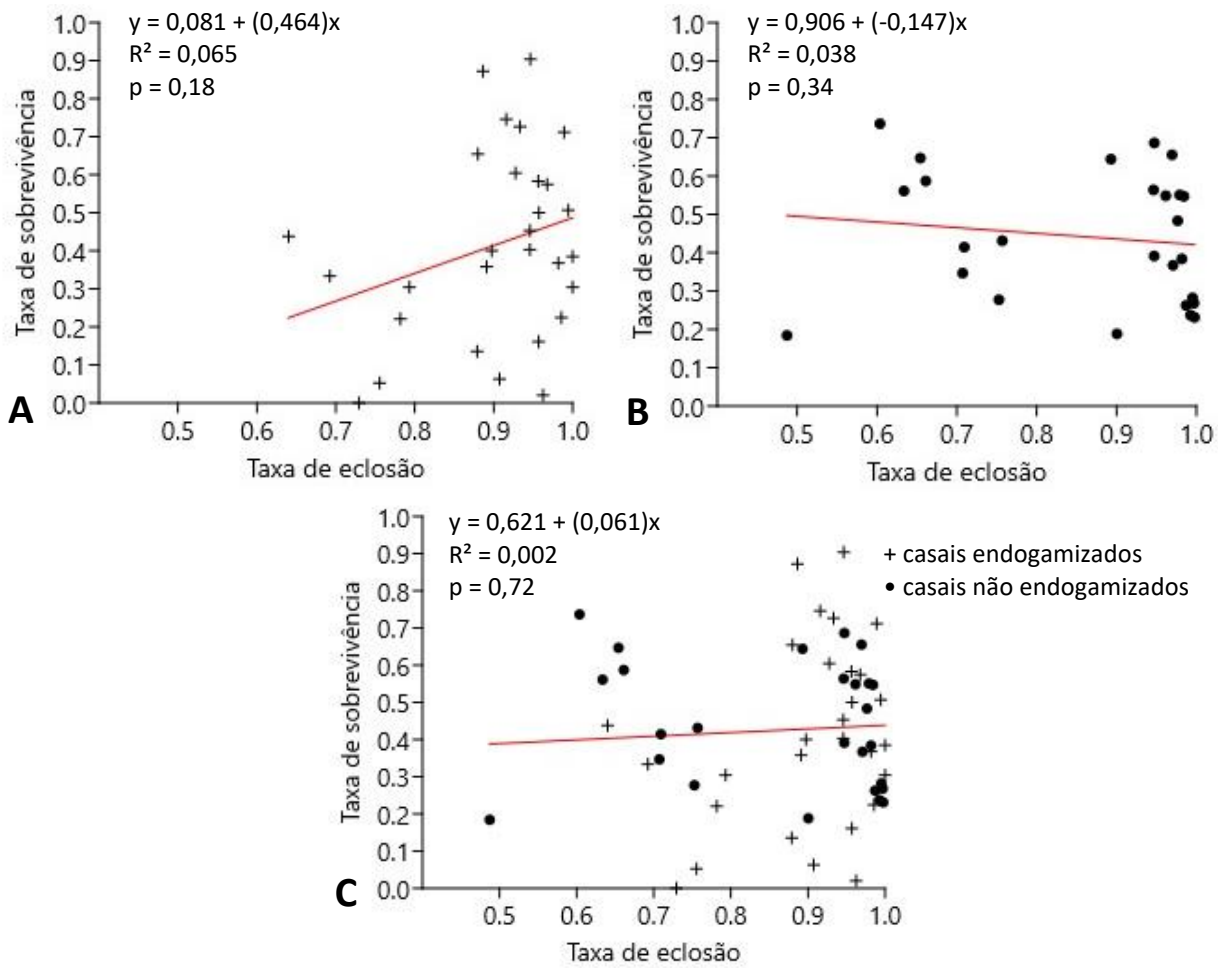


Figura 25 Relação entre a taxa de eclosão e a taxa de sobrevivência larval nos casais endogamizados (n = 29) (A), não endogamizados (n = 26) (B) e em todos os casais (n = 55) (C) de *A. ocellaris*.

2.3.10 Análise de componentes principais (PCA)

O PCA (Figura 26) teve resultados similares às análises de regressão, com a análise de peroxidação lipídica mais próxima de influenciar a taxa de sobrevivência larval.

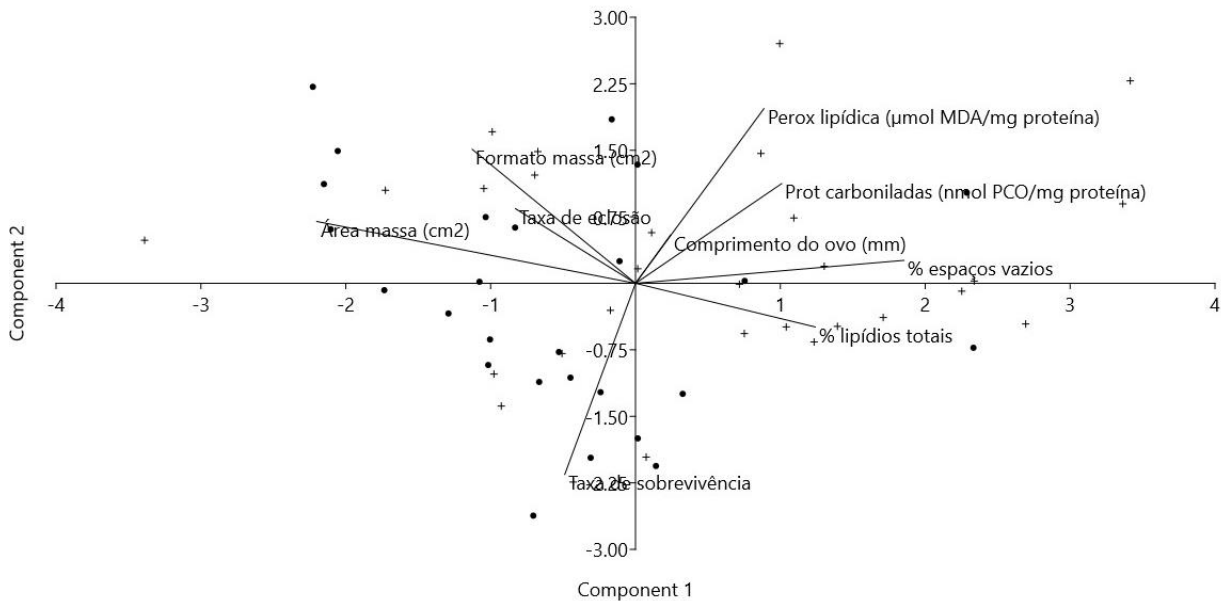


Figura 26 Análise de componentes principais comparando as relações entre todas as oito características escolhidas como indicadoras de qualidade de massa de ovos e a taxa de sobrevivência larval de *A. ocellaris*, incluindo os casais endogamizados e não endogamizados.

2.4 Discussão

Na aquicultura, é comum que os organismos sejam divididos e mantidos em grupos pequenos, o que acaba diminuindo a variabilidade genética por ocorrer reprodução entre organismos relacionados por uma ancestralidade comum: a chamada endogamia (Blouin & Blouin, 1988). Existem diversos efeitos negativos que podem ocorrer nos indivíduos devido à endogamia, podendo ser relacionados à reprodução (como fecundidade, tamanho do ovo e eclosão) ou à fisiologia (como desenvolvimento larval e taxas de crescimento e de sobrevivência) (Kincaid, 1983). Esses efeitos também causam um impacto no comércio dessas espécies, já que podem afetar características que são economicamente importantes para a aquicultura (Hong & Zhang, 2003). Em *Oncorhynchus mykiss*, foi analisada a influência da endogamia nas taxas de eclosão e sobrevivência no momento da eclosão e depois de 150 dias (Kincaid, 1976). Em ambas as taxas, a endogamia causou uma diminuição quando comparadas às de linhagens puras. O mesmo foi reportado para a taxa de sobrevivência em *Oreochromis niloticus* (Fessehaye *et al.*, 2007). Já em espécies ornamentais de águas interiores, foi observada uma diminuição na sobrevivência de *Danio rerio* depois de 30 dias (Mrakovčić & Haley, 1979), enquanto que não há informações publicadas para espécies ornamentais marinhas.

Neste presente estudo, a separação entre casais endogamizados e não endogamizados teve a finalidade de identificar uma possível influência nas taxas de eclosão e sobrevivência causada pela endogamia. Em ambos os casos, essa influência não foi significativa nos casais analisados ($p = 0,97$ para taxa de eclosão e $p = 0,16$ para taxa de sobrevivência larval). Dessa forma, é possível dizer que *A. ocellaris* não tem suas características afetadas pela endogamia, pelo menos até a geração que foi utilizada neste estudo, evidenciando a plasticidade e a facilidade do cultivo da espécie, mas é necessário mais estudos para outras espécies ornamentais marinhas.

Para as variáveis área e formato da massa de ovos, os resultados foram os mesmos: a relação é significativa apenas com a taxa de eclosão nos casais não endogamizados ($p = 0,02$), sugerindo que a eclosão aumenta com a área e conforme a massa se distancia do formato de um círculo; nenhuma relação é significativa com a taxa de sobrevivência larval. Porém, essas relações não foram investigadas anteriormente por estudos já publicados, evidenciando uma lacuna de informações sobre desovas de peixes, independente de serem de águas interiores, marinhos, de corte ou ornamentais.

O *mouthing* já foi reportado como parte do cuidado parental exercido pelas espécies do gênero *Amphiprion* (Madhu *et al.*, 2012b; Barbasch & Buston, 2018) e o canibalismo filial parcial foi observado nos casais amostrados neste estudo. Como já mencionado anteriormente, os espaços sem ovos causados por essa remoção são aqui denominados como espaços vazios. Quando o canibalismo filial parcial ocorre, o casal reprodutor pode ter um cuidado parental melhor com os ovos remanescentes, indicando que essas massas teriam uma melhor sobrevivência (Manica, 2002). O mesmo foi reportado no canibalismo filial parcial na espécie de águas interiores *Jordanella floridae* (Klug, 2009). Nesta espécie, os machos se alimentaram de massas de ovos com menor conteúdo energético e que tinham sido geradas por fêmeas menores, indicando um favorecimento por ovos de maior qualidade. Na espécie ornamental marinha *Abudefduf sexfasciatus*, os machos “limpam” as massas de ovos se alimentando dos que são inviáveis (não fertilizados ou doentes), além de utilizá-los como suplemento alimentar (Manica, 2004). O canibalismo filial também foi estudado em *Stegastes leucostictus*, que pertence à mesma família de *A. ocellaris*

(Pomacentridae) (Payne *et al.*, 2004). Neste estudo, a falta de oxigenação necessária feita pelo macho através do arejamento das massas de ovos faz com que eles se desenvolvam em condições hipóxicas, gerando embriões de baixa qualidade e que, conseqüentemente, teriam baixa sobrevivência.

Nenhuma relação é significativa entre os espaços vazios na massa de ovos e as taxas de eclosão e de sobrevivência larval neste presente estudo, sugerindo que os espaços vazios não influenciam a taxa de eclosão nem a taxa de sobrevivência larval. Isso pode ser um indicativo de que o cuidado parental exercido pelos casais é eficiente na remoção de ovos inviáveis, o que poderia afetar a eclosão.

Historicamente, na aquicultura, existe uma preferência por ovos maiores, na suposição de que deles eclodiriam larvas maiores, com uma vantagem na sobrevivência por terem mais reservas de vitelo e mais altas taxas de crescimento, resultando em fuga de predadores com maior sucesso e ingestão de uma variedade maior de presas (Brooks *et al.*, 1997). Porém, não foi encontrada uma correlação entre o diâmetro dos ovos de *Gadus morhua* e a taxa de eclosão (Penney *et al.*, 2006). Em *Salmo trutta* e *Salvelinus alpinus*, larvas maiores eclodem de ovos maiores, tendo uma vantagem sobre larvas menores que eclodem de ovos menores. Essa vantagem pode ser considerada evolutiva, já que essa fase da vida é a que tem maior mortalidade (Bagenal, 1969; Wallace & Aasjord, 1984; Einum & Fleming, 1999). Essa relação entre tamanho do ovo e da larva também foi observada em *Oncorhynchus mykiss*; porém, a sobrevivência dos ovos e das larvas não depende do tamanho dos ovos (Springate & Bromage, 1985), o mesmo sendo reportado para *Acipenser baerii* (Gisbert *et al.*, 2000). Em espécies marinhas, foi avaliada a variação do tamanho dos ovos de *Sillago japonica* durante a época de desova e foi concluído que ovos maiores têm uma tendência a produzir uma porcentagem maior de larvas viáveis quando comparados a ovos menores (Kashiwagi *et al.*, 1987), enquanto que ovos menores de *Hippoglossus hippoglossus* têm menor taxa de fertilização pois são de menor qualidade (Evans *et al.*, 1996).

As relações entre o comprimento do ovo e a taxa de eclosão são significativas nos casais não endogamizados ($p = 0,02$) e em todos os casais ($p = 0,03$) neste presente

estudo, sugerindo que a eclosão diminui conforme o tamanho do ovo aumenta. Já nas relações com a taxa de sobrevivência larval, nenhum valor de p é significativo, sugerindo que não há nenhuma relação. Bonislawska *et al.* (2001) avaliaram a variação do tamanho do ovo de diversas espécies de peixes de águas interiores e determinaram que a melhor medida para expressar o tamanho é o volume, pois enquanto a diferença do diâmetro dos ovos de duas espécies diferentes é de quatro vezes, os respectivos volumes diferem em até 69 vezes. Neste estudo, a escolha do comprimento como medida do tamanho foi feita por questões práticas relacionadas ao bom funcionamento do experimento, mas pode ter interferido na significância das relações com as taxas; contudo, em todos os trabalhos citados anteriormente, a medida utilizada foi o diâmetro.

Como já mencionado anteriormente, a presença de ROS ocorre em condições fisiológicas normais nos organismos, induzindo a peroxidação lipídica (Mourente *et al.*, 1999) e a oxidação das proteínas, sendo indicada pela presença de proteínas carboniladas (Birnie-Gauvin *et al.*, 2017). Nessas condições normais, ambas ocorrem em um nível estacionário, estando em equilíbrio com o sistema antioxidante atuante no organismo (Lushchak, 2011), que pode ser quebrado na presença de fatores externos (Grubinko & Leus, 2002). Isso gera um estresse oxidativo, causando danos nas membranas celulares, que são constituídas, em grande parte, por lipídios e proteínas (Lushchak, 2011). Tanto a peroxidação lipídica como a presença de proteínas carboniladas podem ser utilizadas como bioindicadoras de estresse oxidativo em peixes causado pela ação de fatores externos, como pesticidas (Parvez & Raisuddin, 2005; Toni *et al.*, 2010; Menezes *et al.*, 2011; Oruc, 2011; Patil & David, 2013; Sinhorin *et al.*, 2014; Moura *et al.*, 2017; Marins *et al.*, 2021), metais pesados (Almroth *et al.*, 2008; Monteiro *et al.*, 2010; Pretto *et al.*, 2011; Kong *et al.*, 2012; Bellassoued *et al.*, 2013), carcinógenos (Madhusudhanan *et al.*, 2004), raios UVA (Mekkawy *et al.*, 2010) e o aumento da temperatura da água (Carney *et al.*, 2015; Klein *et al.*, 2017).

Nenhuma relação é significativa entre a peroxidação lipídica e a taxa de eclosão, sugerindo que estas variáveis não tem relação. Nas relações com a taxa de sobrevivência larval, todas as são significativas ($p = 0,03$ nos casais endogamizados; $p = 0,008$ nos casais não endogamizados; $p = 0,001$ em todos os casais), sugerindo que os

ovos estão passando por algum tipo de estresse oxidativo, sendo degradados e diminuindo a qualidade dos jovens produzidos, mas não das larvas. Já nas relações entre a presença de proteínas carboniladas e a taxa de eclosão, é significativa apenas nos casais não endogamizados ($p = 0,03$), sugerindo degradação e estresse oxidativo, o que afeta a qualidade das larvas eclodidas. Nas relações com a taxa de sobrevivência larval, nenhuma é significativa. Em todos os casos, o objetivo das relações foi apenas identificar a presença de estresse oxidativo, e não as suas causas.

Embora a peroxidação lipídica e a oxidação de proteínas sejam utilizadas para indicar estresse oxidativo, os resultados obtidos foram divergentes, que pode ser explicado pela forma com que as reações químicas envolvidas ocorrem. Segundo Dotan *et al.* (2004), a peroxidação lipídica ocorre em uma sequência de reações que, normalmente, acaba quando os lipídios são consumidos, sendo o oxigênio raramente um fator limitante, enquanto que a oxidação das proteínas ocorre em uma série de reações em que algumas são dependentes de oxigênio, podendo ser um fator limitante. Essa diferença nas reações pode explicar porque os resultados obtidos não foram totalmente compatíveis. Porém, é importante notar que a peroxidação lipídica forneceu um resultado significativo e robusto em todas as relações com a sobrevivência larval.

Em *Hippoglossus hippoglossus*, foi encontrada uma relação entre o aumento do teor de lipídios totais e massas de ovos de maior qualidade, ou seja, que tinham maior fertilização e sobrevivência larval (Evans *et al.*, 1996). Neste presente estudo, nenhuma relação foi significativa entre o teor de lipídios totais e a taxa de eclosão, e o mesmo ocorre nas relações com a taxa de sobrevivência larval. A inexistência dessas relações também foi reportada para *Sparus aurata* (Fernández-Palacios *et al.*, 1995), *Dentex dentex* (Giménez *et al.*, 2006), *Gadus morhua* (Penney *et al.*, 2006) e *Oncorhynchus mykiss* (Craik & Harvey, 1984).

Porém, apesar do teor de lipídios totais não exercer nenhuma influência nas taxas de eclosão e de sobrevivência larval, é possível que elas existam com alguns tipos específicos de lipídios, o que não foi explorado neste trabalho. Em *Gadus morhua*, foi reportado que os ovos com as maiores taxas de fertilização e sobrevivência na eclosão

não tinham relação como o teor de lipídios totais, mas eram caracterizados por níveis altos de fosfatidilinositol (fosfolipídio) e ácido araquidônico (ácido graxo essencial) (Salze *et al.*, 2005). O perfil lipídico já foi estudado em várias espécies de peixes (Tocher & Sargent, 1984; Cowey *et al.*, 1985; Fraser *et al.*, 1988; Mourente & Vázquez, 1996; Mourente *et al.*, 1999; Mukhopadhyay & Ghosh, 2003; Mukhopadhyay & Ghosh, 2007; Arslan *et al.*, 2016), desde no casal reprodutor, passando pelo desenvolvimento embrionário e chegando na metamorfose para juvenis, o que pode ser importante no estudo das relações com a qualidade da desova.

Outro fator importante é alimentação do casal reprodutor. Em *Dicentrarchus labrax*, o casal reprodutor foi alimentado com dietas contendo diferentes composições de lipídios durante diferentes fases do período reprodutivo (Navas *et al.*, 1997); o mesmo foi feito para *Sparus aurata* (Rodríguez *et al.*, 1998). Nos dois estudos, foi identificada a quantidade ideal de certos lipídios que devem ser oferecidos ao casal a fim de obter ovos de alta qualidade. O mesmo foi feito em *Amphiprion sebae* (peixe-palhaço), em que o casal foi alimentado com diferentes tipos de dietas (Varghese *et al.*, 2009). Neste presente estudo, a alimentação do casal é padronizada para todos, sendo de alta qualidade e ideal para a espécie. Isso pode ter causado uma interferência no resultado, já que é possível que o teor de lipídios de todas as desovas seja suficiente para uma desova de boa qualidade.

Para *Dentex dentex*, não foi encontrada uma relação entre a taxa de eclosão das desovas estudadas e a mortalidade ocorrida nos dias 3 e 5 pós-eclosão (Giménez *et al.*, 2006). A inexistência dessa relação foi evidenciada por todas as desovas terem taxas de eclosão de 80-100 %, sendo que algumas tiveram mortalidade de 50 % ou mais nos dias seguintes. Neste presente estudo, nenhuma relação entre as taxas de eclosão e sobrevivência é significativa, indicando que, assim como em *Dentex dentex*, a eclosão não influencia a sobrevivência.

Os resultados obtidos no PCA reforçam os encontrados nas análises de regressão, já que são similares. Embora houvesse uma expectativa sobre a influência direta das variáveis escolhidas nas taxas de eclosão e sobrevivência larval, ou seja, na produção comercial de *A. ocellaris*, ela não existiu para a maioria delas. Isso evidencia

a dificuldade que existe atualmente para prever o sucesso de um cultivo com base em características da massa de ovos e dos ovos em si. No caso deste presente estudo, é possível que as variáveis escolhidas não sejam as mais importantes e influentes, ou então que a avaliação separada delas fosse mais adequada do que todas ocorrendo ao mesmo tempo. Portanto, elaborar uma ferramenta preditiva do sucesso da produção envolve um alto grau de dificuldade e não é trivial.

Como já mencionado anteriormente, *A. ocellaris* é uma espécie resistente e fácil de manusear, o que facilita a sua produção em cativeiro (Calado *et al.*, 2017). Portanto, é possível que a falta de significância com algumas das variáveis sejam consequência do modelo biológico escolhido, já que os ovos e larvas utilizados no experimento podem ter sido robustos e tolerantes o suficiente para que não tenham as características escolhidas como variáveis afetadas. Isso indica que existe a possibilidade de que *A. ocellaris* não tenha sido a espécie ideal para este presente estudo.

2.5 Conclusão

Ao contrário do que era esperado para *A. ocellaris*, a endogamia não se mostrou um problema para as taxas de eclosão e sobrevivência larval. Dentre as variáveis estudadas, apenas a peroxidação lipídica influencia a taxa de sobrevivência larval, enquanto a maioria influencia a de eclosão (área e formato da massa de ovos, comprimento do ovo e presença de proteínas carboniladas), ainda que com resultados divergentes por causa da endogamia em algumas. Com isso, é possível concluir que ainda estamos distantes da elaboração de uma ferramenta preditiva do cultivo de peixes a partir das massas de ovos.

Contudo, os resultados obtidos quebram crenças e paradigmas da aquicultura ornamental, além de fornecer informações que ainda eram ausentes sobre as massas de ovos, como a influência do formato da massa e dos espaços vazios. Ainda que a elaboração da ferramenta preditiva não seja possível, essas informações podem ajudar o produtor sobre o cultivo, de modo que otimize a produção. Por fim, é importante ressaltar a importância de mais estudos sobre essas variáveis, tanto em espécies ornamentais quanto de corte, assim como sobre outras que possam ser relevantes,

para que possamos conhecer a fundo sobre os fatores que podem influenciar no cultivo de peixes.

3. AQUICULTURA COMERCIAL DE PEIXES ORNAMENTAIS MARINHOS APRESENTA UM VIÉS PARA ESPÉCIES COM DESOVA DEMERSAL E DE FÁCIL CULTIVO

3.1 Introdução

A aquicultura é uma atividade que existe há milênios, tendo começado utilizando conhecimentos populares e se expandindo ao longo do tempo (FAO, 2023). Nos últimos séculos, diversos avanços aconteceram por causa da ciência resultando em alto crescimento do setor, sendo que, atualmente, a aquicultura de corte é fonte de mais da metade do pescado consumido mundialmente (Cai & Zhou, 2019). Dentre as espécies marinhas mais cultivadas, a principal é *Salmo salar*, se destacando também *Oncorhynchus mykiss*, *Epinephelus marginatus*, *Lates calcarifer* e as da família Mugilidae, como *Mugil curema* e *Mugil liza* (FAO, 2023).

Apesar de ser uma atividade em crescimento, a aquicultura marinha de corte ainda encontra desafios relacionados ao uso de áreas marinhas e seus conflitos, como a oposição de pessoas que possuem interesses imobiliários e comerciais sobre as áreas costeiras, além de pescadores que temem a competição por um espaço físico que é o mesmo da pesca (Knapp & Rubino, 2016). A alimentação das espécies-alvo também é fonte de desafios na aquicultura marinha de corte, já que a ração utilizada precisa ter o conteúdo nutricional ideal para o desenvolvimento adequado de cada organismo. A maior dificuldade está na necessidade da incorporação de lipídios na ração, sendo que precisam ser de origem marinha e não podem ser obtidos através da agricultura (Olsen *et al.*, 2008). Além da qualidade, a frequência da alimentação também é importante, pois precisa fornecer a quantidade adequada de alimento sem desperdícios, tornando essa parte da produção a que tem os maiores gastos (Karningsih *et al.*, 2021).

Ao compararmos a aquicultura marinha de corte com a ornamental, mais desafios relacionados à produção aparecem. Como as espécies-alvo da de corte têm tamanho maior que as ornamentais, os tanques utilizados no cultivo também precisam ser maiores, além de demorarem mais tempo até terem o tamanho ideal para serem comercializados (Watson & Hill, 2006), implicando em mais espaço físico e gastos com insumos, como a ração. Além dessas desvantagens relacionadas ao cultivo de maneira

geral, a desova pelágica, em que a fertilização dos ovócitos ocorre depois de serem liberados na coluna de água, é característica de *Oncorhynchus mykiss* (Contreras-Sánchez *et al.*, 1998), *Lates calcarifer* (Sivaloganathan *et al.*, 1998), *Epinephelus marginatus* (Hereu *et al.*, 2006), *Mugil curema* e *Mugil liza* (Albieri *et al.*, 2010), algumas das principais espécies marinhas da aquicultura de corte citadas anteriormente, o que traz mais desafios, principalmente na larvicultura.

Peixes com desova pelágica tendem a produzir mais ovos e de tamanho menor, o que é uma estratégia reprodutiva relacionada a uma maior mortalidade natural, enquanto os com desova demersal tendem a produzir menos ovos e de tamanho maior (McGurk, 1986; Duarte & Alcaraz, 1989). Ao contrário do que ocorre com a aquicultura de corte, a maioria das principais espécies-alvo ornamentais tem desova demersal, em que os ovos têm algum contato com o substrato, formando uma massa. Nestas espécies, as com desova demersal tem fecundidade máxima de cerca de 1000 ovos por desova, enquanto as com desova pelágica ultrapassam os 10.000 ovos (Chen *et al.*, 2020). Comparando duas espécies economicamente importantes para as aquiculturas de corte e ornamental, respectivamente, ovos de *Epinephelus marginatus* são pelágicos com diâmetro maior de $846,7 \pm 41,0 \mu\text{m}$ (Glamuzina *et al.*, 1998), enquanto ovos de *Amphiprion ocellaris* são demersais com diâmetro maior de $1,707 \pm 0,037 \text{ mm}$ (Salis *et al.*, 2021). O cuidado parental, característica que costuma estar presente nos casais reprodutores de peixes com desova demersal, resulta em ovos menos suscetíveis a possíveis perigos e ameaças existentes no ambiente, como predadores, além de aumentar as chances de sobrevivência larval devido à remoção de ovos inviáveis (Green & McCormick, 2004; Calado *et al.*, 2017). Em termos de cultivo, ovos maiores e com cuidado parental são mais vantajosos pela facilidade no manejo, já que tendem a ser mais resistentes e exigirem menos cuidados do aquicultor.

Ovos pelágicos são caracterizados por um período de desenvolvimento embrionário mais curto, o que é desvantajoso para o cultivo, pois o período mais curto está relacionado com larvas eclodindo em estágios mais iniciais do desenvolvimento embrionário e com tamanhos menores (Lønning *et al.*, 1988). Larvas menores têm maior dificuldade na primeira alimentação por não terem o sistema digestório

totalmente desenvolvido, algumas com a boca ainda fechada e sem pigmentação nos olhos (Chen *et al.*, 2020), e por necessitarem que as presas sejam de tamanhos menores (Tlustý, 2002; Olivotto *et al.*, 2017), além de serem mais frágeis e suscetíveis a danos físicos (Wittenrich, 2007). Esses fatores contribuem para que todo esse período da larvicultura corresponda à época do desenvolvimento em que ocorrem as maiores taxas de mortalidade (Calado *et al.*, 2017). Além disso, larvas menores também demoram mais para se desenvolverem e se tornarem juvenis (Chen *et al.*, 2020), o que implica em um tempo maior nessa fase mais frágil do crescimento. Utilizando os mesmos exemplos já citados, larvas de *E. marginatus* eclodem com $1,520 \pm 0,066$ mm de comprimento (Glamuzina *et al.*, 1998) e se tornam juvenis entre 20 e 40 dias pós-eclosão (Reid *et al.*, 2016), enquanto larvas de *A. ocellaris* eclodem com 3,0 a 4,0 mm de comprimento (Madhu *et al.*, 2012b) e se tornam juvenis 9 dias pós-eclosão (Wittenrich, 2007).

Apesar de todas as facilidades existentes na aquicultura ornamental marinha, quando comparada com a de corte, ainda existem diversas espécies-alvo importantes e populares que não são produzidas comercialmente em massa, mesmo já tendo sua biologia reprodutiva conhecida. Essas espécies são, principalmente, de desova pelágica, como cirurgiões (família Acanthuridae), anjos (família Pomacanthidae) e borboletas (família Chaetodontidae) (Wittenrich, 2007, Calado *et al.*, 2017). De maneira geral, o aumento da produção comercial de peixes ornamentais marinhos está relacionado com a diminuição do extrativismo e, conseqüentemente, de impactos em ambientes ameaçados, como os recifes de corais, já que captura *in natura* ainda é muito comum (Teletchea, 2016).

Considerando todas as facilidades relacionadas à desova demersal, é possível que exista uma tendência da aquicultura ornamental marinha, que ainda não foi confirmada pela literatura científica disponível atualmente, para o cultivo de peixes com esse tipo de desova, contrariando o que é visto nas principais espécies da aquicultura de corte. Essa tendência é acompanhada das outras características, já citadas anteriormente, relacionadas à desova demersal: ovos maiores, desenvolvimento embrionário mais longo, larvas maiores ao eclodir e desenvolvimento larval mais curto. Ainda deve ser ressaltada a importância do cuidado

parental relacionado à guarda, limpeza, oxigenação e remoção dos ovos inviáveis, uma vez que essas espécies são guardadoras, segundo o conceito de Balon (1975). Todas essas características juntas compõem um perfil de cultivo de manejo mais simples.

Ao conhecer esse perfil mais simples de cultivo, seria possível também identificar gargalos na produção comercial da aquicultura ornamental, trazendo à tona problemas que impedem seu crescimento e expansão. Nesse contexto, o objetivo deste estudo foi verificar a existência dessa tendência da aquicultura ornamental marinha na direção do cultivo de peixes com desova demersal, através de uma revisão sistemática e meta-analítica de aspectos relacionados à reprodução e aos períodos embrionários e larvais, comparando com peixes com desova pelágica. A hipótese é que existe uma tendência da aquicultura ornamental marinha para um perfil de cultivo considerado de manejo mais simples: espécies com desova demersal, ovos maiores, desenvolvimento embrionário mais longo, cuidado parental, larvas maiores ao eclodir e desenvolvimento larval mais curto.

3.2 Material e métodos

3.2.1 Levantamento de dados

A lista das espécies de peixes marinhos mais populares e comercializados mundialmente foi obtida do livro de Michael (2003), resultando em 535 espécies, independentemente de serem cultivadas comercialmente ou não. Em seguida, foi feito um levantamento de quais empresas aparentavam ter uma produção comercial em massa de peixes ornamentais marinhos em julho/2021 e onze foram identificadas: Alpha Aquaculture (EUA), Bali Aquarich (Indonésia), Biota Palau (Palau), Bocas Mariculture (Panamá), Eco-Reef (Brasil), ORA (EUA), Poma Labs (EUA), Proaquatix (EUA), Reef Stew (EUA), Sea and Reef (EUA) e Sustainable Aquatics (EUA). A partir dos catálogos disponíveis nos sites dessas empresas, foi obtida uma lista de 143 espécies. Elasmobrânquios não foram considerados por terem a biologia reprodutiva muito diferente dos teleósteos actinoptérígios. Por fim, as duas listas foram comparadas a fim de identificar quais espécies populares e comercializadas mundialmente são cultivadas e produzidas por essas empresas. O resultado foi um levantamento final de 528 espécies, sendo 80 cultivadas e 448 não cultivadas. Todas as espécies tiveram seus

nomes científicos verificados no banco de dados do site *FishBase* (Froese & Pauly, 2023).

Durante o período de julho a setembro/2021, foi feito um levantamento de seis características relacionadas à reprodução dessas 528 espécies. A sexualidade foi escolhida com o objetivo de descobrir se existe uma tendência de cultivo para espécies gonocoristas ou hermafroditas, já que essa é informação interfere na formação de casais ou grupos reprodutores. Em seguida, para saber se existe uma tendência no tipo de desova, as guildas reprodutivas de Balon (1975) foram utilizadas para classificar as espécies em: guardadoras, que desovam no substrato ou formam ninhos e têm cuidado parental com os ovos; não guardadoras, que desovam no oceano aberto ou em esconderijos e não têm cuidado parental com os ovos; e carregadoras, que carregam os ovos em cavidades externas ao corpo ou na pele. As espécies guardadoras corresponderiam às que têm desova demersal e as não guardadoras, às que têm desova pelágica. Por fim, quatro características foram escolhidas para identificar tendências em características dos ovos e das larvas: diâmetro maior do ovo, duração do desenvolvimento embrionário, tamanho da larva ao eclodir e duração do desenvolvimento larval. O diâmetro maior foi escolhido como medida de tamanho dos ovos por existir uma variação no formato, com variações entre esféricos e ovais. Esse levantamento foi feito utilizando a literatura científica disponível e os bancos de dados das organizações *Marine Breeding Initiative* (MBI, 2021) e *Rising Tide Organization*, (2021), que estão envolvidas com cultivo de espécies ornamentais marinhas. Nos casos em que existe mais de uma fonte para a mesma característica, o valor médio foi calculado.

3.2.2 Análises estatísticas

Primeiramente, foi aplicado o teste de Grubbs em todos os conjuntos de dados para a remoção de *outliers*. Para verificar se existe uma tendência na proporção de sexualidade (gonocorista e hermafrodita) nas espécies cultivadas, foi feito um teste de qui-quadrado utilizando a proporção encontrada para o total de espécies cultivadas e não cultivadas como valor esperado. O mesmo foi feito para a classificação das guildas reprodutivas (guardadoras e não guardadoras) nas espécies cultivadas. Para as outras características (diâmetro maior do ovo, duração do desenvolvimento embrionário,

tamanho da larva ao eclodir e duração do desenvolvimento larval), foi feita uma comparação entre espécies cultivadas e não cultivadas para verificar se existe uma diferença significativa utilizando o teste não paramétrico de Mann-Whitney, já que os dados não têm uma distribuição normal. Todas as análises estatísticas foram feitas utilizando o software PAST e adotaram um nível de significância de $p = 0,05$.

3.3 Resultados

A Tabela 1 apresenta a quantidade de espécies em que foi possível encontrar informações por cada uma das seis características relacionadas à reprodução antes da remoção dos *outliers*. Apesar do grande volume de dados obtidos, algumas espécies não tinham informações publicadas até o momento da coleta de dados desse estudo, enquanto que outras possuem mais de uma fonte para a mesma característica. O Apêndice C apresenta todas as informações obtidas para cada uma das características das 528 espécies de peixes marinhos mais populares e comercializadas mundialmente.

Tabela 1 Quantidade de espécies comercializadas em que foi possível encontrar informações separadas nas seis características relacionadas à reprodução (sexualidade, classificação das guildas reprodutivas, diâmetro maior do ovo, duração do desenvolvimento embrionário, tamanho da larva ao eclodir e duração do desenvolvimento larval) e o total, dividida em espécies cultivadas, não cultivadas e o total.

		Cultivadas	Não cultivadas	Total
Sexualidade	Gonocoristas	9	28	37
	Hermafroditas	32	66	98
	Total	41	94	135
Classificação das guildas reprodutivas	Guardadoras	43	83	126
	Não guardadoras	23	155	178
	Carregadoras	9	9	18
	Total	75	247	322
Diâmetro maior do ovo		60	155	215
Duração do desenvolvimento embrionário		52	71	123
Tamanho da larva ao eclodir		68	254	322
Duração do desenvolvimento larval		42	35	77
Total		80	448	528

3.3.1 Sexualidade

Entre as 528 espécies comercializadas, foram encontradas informações para 135 delas, sendo que 41 são cultivadas e 94 não são cultivadas. Das 41 cultivadas, 9 são gonocoristas e 32 são hermafroditas; e das 94 não cultivadas, 28 são gonocoristas e 66 são hermafroditas. A proporção do total foi de 37 gonocoristas e 98 hermafroditas, sendo utilizada como valor esperado no teste de qui-quadrado nas espécies cultivadas. Não foi encontrada uma diferença significativa ($\chi^2 = 0,48$; $p = 0,49$), o que indica que não existe uma tendência para gonocoristas ou hermafroditas nas espécies cultivadas.

3.3.2 Classificação das guildas reprodutivas

As guildas reprodutivas classificaram 75 espécies cultivadas em 43 guardadoras, 23 não guardadoras e 9 carregadoras. Já nas 247 não cultivadas, 83 são guardadoras, 155 são não guardadoras e 9 são carregadoras. A proporção do total foi de 126 guardadoras, 178 não guardadoras e 18 carregadoras, sendo utilizada como valor esperado no teste de qui-quadrado nas espécies cultivadas. Foi encontrada uma diferença significativa ($\chi^2 = 12,28$; $p < 0,001$), o que indica que as espécies cultivadas tendem a ser guardadoras, correspondendo à desova do tipo demersal.

3.3.3 Diâmetro maior do ovo

Para o diâmetro maior do ovo, foram encontradas informações para 215 espécies, sendo 60 cultivadas, com média de 1,260 mm, e 155 não cultivadas, com média de 0,957 mm (Figura 27). O teste de Mann-Whitney identificou uma diferença significativa ($p < 0,001$) entre as espécies cultivadas e não cultivadas, sendo que a tendência mostrada pela média é que espécies cultivadas desovam ovos maiores.

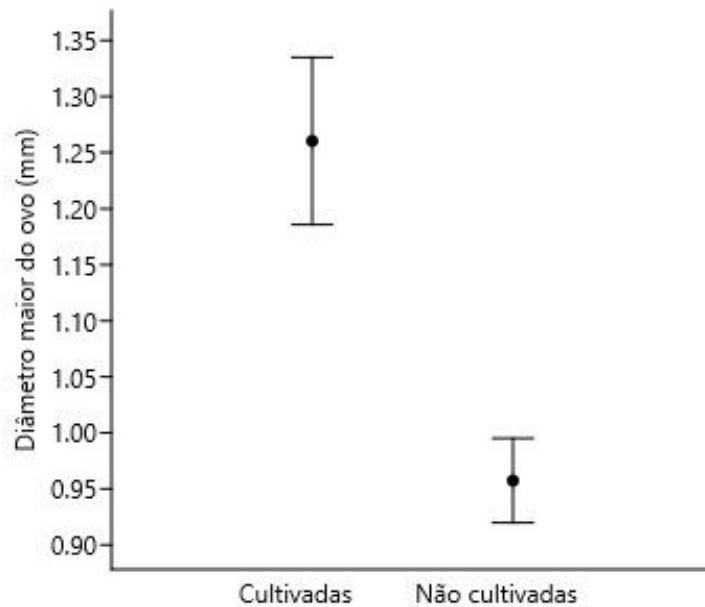


Figura 27 Média e erro padrão dos valores de diâmetro maior do ovo (mm) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 60) e não cultivadas (n = 154) em massa.

3.3.4 Duração do desenvolvimento embrionário

Para a duração do desenvolvimento embrionário, foram encontradas informações para 123 espécies, sendo 52 cultivadas, com média de 136,3 horas, e 71 não cultivadas, com média de 63,6 horas (Figura 28). O teste de Mann-Whitney identificou uma diferença significativa ($p < 0,001$) entre as espécies cultivadas e não cultivadas, sendo que a tendência mostrada pela média é que ovos de espécies cultivadas possuem desenvolvimento embrionário mais longo.

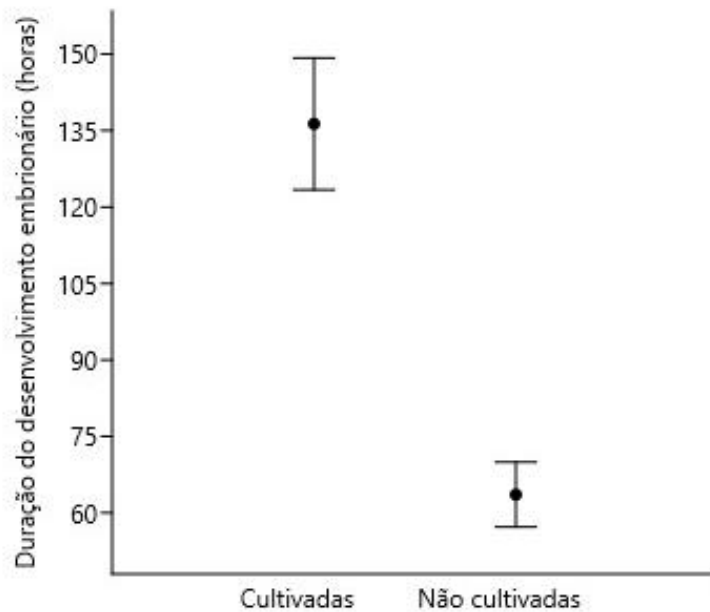


Figura 28 Média e erro padrão dos valores de duração do desenvolvimento embrionário (h) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 51) e não cultivadas (n = 70) em massa.

3.3.5 Tamanho da larva ao eclodir

Para o tamanho da larva ao eclodir, foram encontradas informações para 322 espécies, sendo 68 cultivadas, com média de 2,612 mm, e 254 não cultivadas, com média de 2,087 mm (Figura 29). O teste de Mann-Whitney identificou uma diferença significativa ($p < 0,001$) entre as espécies cultivadas e não cultivadas, sendo que a tendência mostrada pela média é que larvas de espécies cultivadas são maiores ao eclodir.

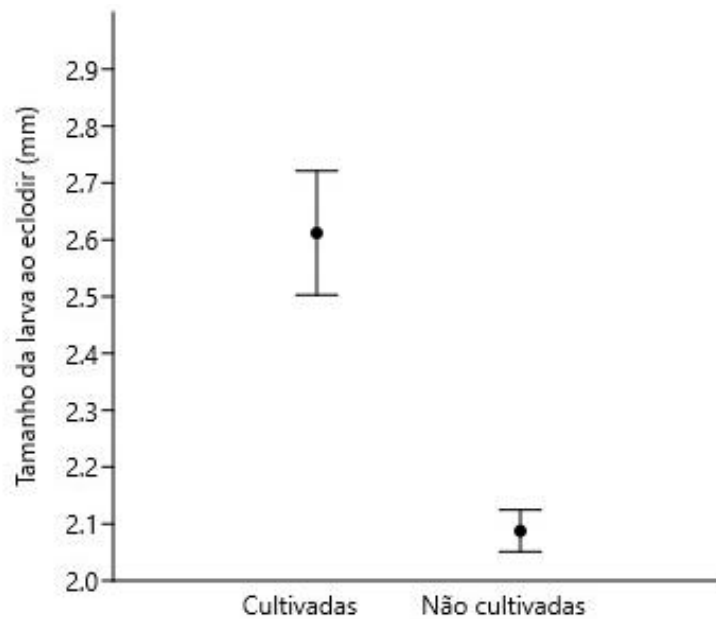


Figura 29 Média e erro padrão dos valores de tamanho da larva ao eclodir (mm) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 67) e não cultivadas (n = 253) em massa.

3.3.6 Duração do desenvolvimento larval

Para a duração do desenvolvimento larval, foram encontradas informações para 77 espécies, sendo 42 cultivadas, com média de 25,9 dias, e 35 não cultivadas, com média de 35,2 dias (Figura 30). O teste de Mann-Whitney identificou uma diferença significativa ($p = 0,01$) entre espécies cultivadas e não cultivadas, sendo que a tendência mostrada pela média é que larvas de espécies cultivadas possuem desenvolvimento larval mais curto.

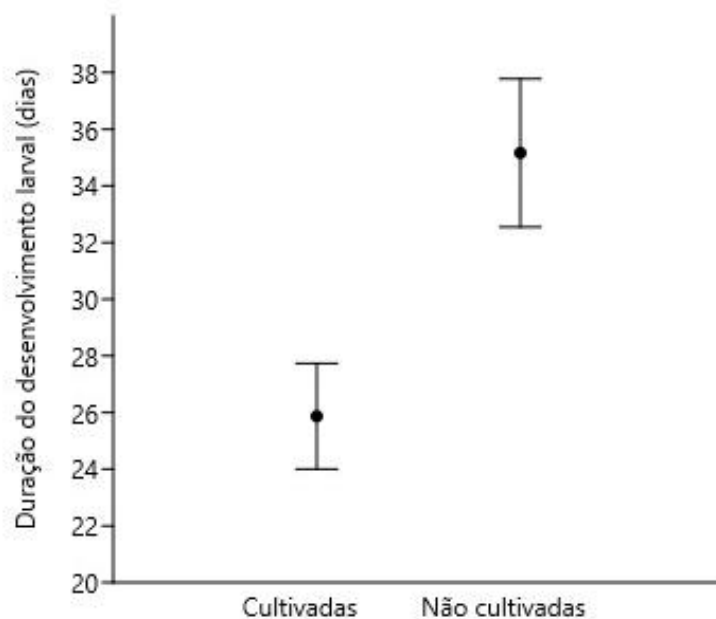


Figura 30 Média e erro padrão dos valores de duração do desenvolvimento larval (dias) encontrados para as espécies comercializadas de peixes ornamentais marinhos cultivadas (n = 42) e não cultivadas (n = 35) em massa.

3.4 Discussão

O resultado da análise estatística relativa à sexualidade não confirmou uma tendência quanto à escolha de espécies gonocoristas ou hermafroditas, mas o número de espécies cultivadas hermafroditas é superior ao das gonocoristas. Por outro lado, foi confirmada uma tendência na escolha de espécies guardadoras na aquicultura ornamental marinha, que correspondem às que têm desova do tipo demersal. Para diâmetro maior do ovo, duração do desenvolvimento embrionário, tamanho da larva ao eclodir e duração do desenvolvimento larval, as tendências esperadas foram confirmadas, sendo todas relacionadas à desova do tipo demersal. Portanto, é possível afirmar que foi identificado um perfil de cultivo de manejo mais simples: espécies com desova demersal, ovos maiores, desenvolvimento embrionário mais longo, larvas maiores ao eclodir e desenvolvimento larval mais curto, independente de serem gonocoristas ou hermafroditas.

Sobre a sexualidade, existem alguns desafios no processo de formação de pares ou grupos reprodutores. Um deles é a falta de dimorfismo sexual em algumas espécies, o que dificulta a identificação dos indivíduos em machos e fêmeas (Okuma *et al.*, 2019; Chen *et al.*, 2020). Além disso, quando dois indivíduos de tamanhos

parecidos são colocados no mesmo tanque na expectativa de formarem um par reprodutor, comportamentos agressivos a fim de exercer dominância podem aparecer, podendo causar danos físicos e até a morte de um dos animais (Moorhead & Zeng, 2010). Porém, no presente estudo, não foi encontrada uma tendência na escolha de espécies gonocoristas ou hermafroditas entre as cultivadas ($\chi^2 = 0,40$; $p = 0,53$), indicando que a sexualidade não é um fator que interfere na escolha de uma espécie em detrimento de outra, apesar das dificuldades existentes no pareamento. Entre as espécies mais populares cultivadas mundialmente, é possível encontrar exemplos de ambos os tipos: *Amphiprion spp.*, *Centropyge spp.* e *Pseudochromis spp.* são hermafroditas (Madhu *et al.*, 2012b; Calado *et al.*, 2017), enquanto *Pterapogon kauderni* e boa parte de *Elacatinus spp.* são gonocoristas (Vagelli & Volpedo, 2004; Calado *et al.*, 2017), demonstrando a variedade da sexualidade das espécies e reforçando o resultado encontrado.

Buscando construir o perfil mais simples e o mais complexo de cultivo, duas espécies populares e comercializadas mundialmente foram escolhidas, respectivamente, como exemplos das seis características relacionadas à reprodução: *Amphiprion ocellaris* e *Paracanthurus hepatus*. *A. ocellaris* é cultivada em massa e hermafrodita (Madhu *et al.*, 2012b), enquanto *P. hepatus* não é cultivada e gonocorista (Sang & Lam, 2018).

Desovas demersais possuem características que tornam o cultivo mais simples de ser realizado. Enquanto casais reprodutores conseguem ter desovas demersais bem sucedidas em tanques com 300 litros ou menos, os com desova pelágica precisam de tanques com 1000 litros ou mais (Chen *et al.*, 2020), o que implica em maior espaço utilizado e maiores gastos com insumos, como água e sal artificial. Além disso, casais reprodutores de espécies com desova demersal costumam apresentar cuidado parental com suas massas de ovos durante o período embrionário, realizando ações como o canibalismo filial, que remove ovos inviáveis (doentes ou não fertilizados) e aumenta as chances de sobrevivência larval (Green & McCormick, 2004; Calado *et al.*, 2017). No caso de espécies com desova pelágica, os ovos precisam ser coletados do tanque do casal reprodutor e transportados até outro tanque para serem incubados até a eclosão das larvas. Esses processos que envolvem manipulação aumentam a taxa

de mortalidade nessa fase. A incubação artificial dos ovos requer algumas condições físico-químicas ideais, como a oxigenação, que é feita naturalmente pelo casal reprodutor quando há cuidado parental, e a salinidade, que precisa propiciar a flutuabilidade dos ovos (Wittenrich, 2007). Dessa forma, desovas demersais acarretam uma carga de trabalho menor para o aquicultor, já que os ovos podem ser deixados sob os cuidados do casal reprodutor durante a fase de incubação. Essa tendência de escolha de espécies com desova demersal entre as espécies cultivadas foi confirmada ($\chi^2 = 12,28$; $p < 0,001$), sendo condizente com os exemplos de perfis mais simples e mais complexo de cultivo: *A. ocellaris* tem desova demersal (Madhu *et al.*, 2012b), enquanto *P. hepatus* tem desova pelágica (DiMaggio *et al.*, 2017a).

Ovos de desovas demersais são relativamente maiores que ovos de desovas pelágicas (Duarte & Alcaraz, 1989) e apresentam maiores reservas de vitelo, o que oferece uma vantagem na sobrevivência larval (Brooks *et al.*, 1997). Além disso, ovos demersais têm o córion mais grosso e complexo quando comparados aos pelágicos, o que oferece uma maior resistência a danos físicos (Lønning *et al.*, 1988). Levando esses fatores em consideração, o tamanho maior dos ovos traz uma facilidade para o aquicultor, por serem mais robustos e necessitarem de menos manipulação por causa do cuidado parental. Essa tendência de escolha de espécies com ovos maiores entre as espécies cultivadas foi confirmada ($p < 0,001$), sendo condizente com os perfis mais simples e mais complexo de cultivo: ovos de *A. ocellaris* têm diâmetro maior médio de 1,865 mm (Leis & Rennis, 1983; Madhu *et al.*, 2006b; Madhu *et al.*, 2012b; Siva & Haq, 2017; MBI, 2021; Salis *et al.*, 2021), enquanto ovos de *P. hepatus* têm diâmetro maior médio de 0,690 mm (Calado *et al.*, 2017; DiMaggio *et al.*, 2017a), quase três vezes menor.

Ovos maiores são caracterizados por um tempo de desenvolvimento embrionário mais longo, o que também é uma característica da desova demersal (Duarte & Alcaraz, 1989). As larvas oriundas de desovas pelágicas, que possuem o tempo do desenvolvimento embrionário mais curto, eclodem em estágios mais iniciais de desenvolvimento, em que o sistema digestório ainda não está totalmente desenvolvido, os olhos não estão pigmentados e a mobilidade é limitada, o que dificulta a captura de presas para a alimentação exógena (Chen *et al.*, 2020). Além

disso, o tempo de desenvolvimento embrionário mais longo permite que a larva ecloda em tamanhos maiores (Olivotto *et al.*, 2017), indicando que as de ovos demersais se alimentam de presas maiores na primeira alimentação. Essa é mais uma facilidade trazida pela desova demersal para o aquicultor, já que larvas pelágicas precisam de alimentos menores na primeira alimentação, que são mais difíceis de serem cultivados em cativeiro (Wittenrich, 2007; Conceição *et al.*, 2010). Essa tendência de desenvolvimento embrionário mais longo entre as espécies cultivadas foi confirmada ($p < 0,001$), sendo condizente com os perfis mais simples e mais complexo de cultivo: larvas de *A. ocellaris* eclodem depois de 192,8 horas em média (Madhu *et al.*, 2006b; Wittenrich, 2007; Yasir & Qin, 2007; Madhu *et al.*, 2012b; Calado *et al.*, 2017; Siva & Haq, 2017; MBI, 2021; Salis *et al.*, 2021), enquanto larvas de *P. hepatus* eclodem depois de 30,7 horas em média (Calado *et al.*, 2017; DiMaggio *et al.*, 2017a; MBI, 2021).

Os tanques utilizados na larvicultura precisam ter características que simulem o ambiente natural, que seria o pelágico, sendo diferentes dos utilizados para reprodução e engorda e com necessidades específicas de formato, fluxo e volume de água, iluminação e aeração (Wittenrich, 2007; Calado *et al.*, 2017). A fase larval é a mais frágil de todo ciclo de vida, em que ocorrem as maiores taxas de mortalidade (Olivotto *et al.*, 2017). Larvas que eclodem em tamanhos maiores são características da desova demersal, sendo mais robustas e menos suscetíveis a danos físicos ao se movimentarem pelo tanque, além de se alimentarem de organismos maiores (como rotíferos e *Artemia*), que são mais fáceis de serem cultivados (Wittenrich, 2007; Conceição *et al.*, 2010). Todos esses fatores trazem facilidades para o aquicultor. Essa tendência de larvas maiores ao eclodir entre as espécies cultivadas foi confirmada ($p < 0,001$), sendo condizente com os perfis mais simples e mais complexo de cultivo: larvas de *A. ocellaris* eclodem com comprimento médio de 3,320 mm (Leis & Rennis, 1983; Madhu *et al.*, 2006b; Madhu *et al.*, 2012b; Siva & Haq, 2017; MBI, 2021), enquanto larvas de *P. hepatus* eclodem com comprimento médio de 1,775 mm (Calado *et al.*, 2017; MBI, 2021), quase duas vezes menores.

O conjunto de características elencadas anteriormente permite afirmar que o aquicultor se beneficia quando o desenvolvimento larval é mais curto, já que esta é a

fase mais sensível do cultivo e o maior gargalo do cultivo de peixes ornamentais marinhos (Chen *et al.*, 2020). Essa tendência de escolha de espécies com desenvolvimento larval mais curto nas espécies cultivadas foi confirmada ($p = 0,01$), sendo condizente com os perfis mais simples e mais complexo de cultivo: o desenvolvimento larval de *A. ocellaris* dura 9,0 dias em média (Madhu *et al.*, 2006b; Madhu *et al.*, 2012b; MBI, 2021), enquanto o desenvolvimento larval de *P. hepatus* dura 50,5 dias em média (Calado *et al.*, 2017; DiMaggio *et al.*, 2017a).

Algumas espécies com desova pelágica, como *P. hepatus*, são muito populares e comercializadas mundialmente (Militz & Foale, 2017), mas ainda não possuem um protocolo de cultivo bem-sucedido e definido por causa das dificuldades relacionadas a esse tipo de desova. Já outras têm o protocolo de cultivo estudado e conhecido desde a década de 1970, que é o caso de algumas da família Pomacanthidae (Wittenrich, 2007), mas a maioria ainda não é produzida em cativeiro. Um exemplo dessa família são as espécies do gênero *Centropyge*, que são extremamente populares e têm todo o cultivo já estudado e publicado desde o início dos anos 2000, com uma série de tentativas bem-sucedidas até a fase juvenil, mas ainda não são produzidas em massa (Calado *et al.*, 2017).

Isso indica que o conhecimento dos protocolos não é suficiente para realizar a transição do experimental para a produção em massa. O ponto crítico parece estar no cultivo larval, já que reprodução e desova não trazem grandes desafios para a produção (Wittenrich, 2007), além da transição do cultivo experimental para a produção comercial. Os resultados encontrados confirmam a tendência para o cultivo de espécies com um perfil considerado mais simples, tendo a desova demersal como principal característica e as demais sendo consequências. Isso indica um viés na produção da aquicultura ornamental marinha para essas espécies, sendo que representam apenas uma parte do total de espécies comercializadas atualmente.

3.5 Conclusão

Os resultados encontrados confirmaram a existência de uma tendência na aquicultura ornamental marinha para a produção comercial de espécies com desova demersal. A partir disso, foi possível identificar um perfil de cultivo de manejo mais

simples, já que as outras características também estão relacionadas a esse tipo de desova: ovos maiores, desenvolvimento embrionário mais longo, larvas maiores ao eclodir e desenvolvimento larval mais curto, independente de serem gonocoristas ou hermafroditas. Porém, esse perfil não condiz com a maioria das espécies mais populares e comercializadas mundialmente, que têm desova pelágica, expondo uma lacuna de conhecimento na produção em massa de ornamentais marinhos. Além disso, muitas dessas espécies já têm o protocolo de cultivo estudado e estabelecido, mas ainda encontram dificuldades na transição do experimental para a produção comercial.

A aquicultura é vista como uma solução para grande parte dos problemas causados pela aquariofilia, principalmente por introduzir princípios de sustentabilidade (Teletchea, 2016; Calado *et al.*, 2017). Para que ela realmente seja uma atividade sustentável, é necessário um urgente avanço tecnológico para que a maioria das espécies com valor comercial tenha seus protocolos de cultivo estabelecidos e que a transição da produção experimental para a produção em massa ocorra com sucesso. Quanto mais espécies forem produzidas em cativeiro, menos serão capturadas *in natura*, diminuindo impactos em recifes de corais. A aquariofilia precisa trazer uma alternativa viável para esse problema, e não ser mais um dos estressores.

4. Conclusão Geral

Atualmente, existe uma preocupação em tornar a aquariofilia uma atividade cada vez mais sustentável. Para isso, existem algumas maneiras relacionadas ao comércio, como diminuir a cadeia de abastecimento do recife até o mercado (Watson *et al.*, 2023), o que também diminuiria perdas de indivíduos e o estresse causado no transporte. Porém, a principal maneira é o aumento da produção comercial da aquicultura ornamental marinha (Teletchea, 2016). Por meio dela, haveria a diminuição do impacto nos recifes, além de causar menos estresse nos indivíduos comercializados (Calado *et al.*, 2017).

Como já mencionado anteriormente, os principais problemas da aquicultura ornamental marinha estão na fase larval do crescimento. Primeiramente, o presente estudo buscou identificar e solucionar um deles: a falta de uma ferramenta preditiva do sucesso da larvicultura a partir de características das massas e dos ovos. Ainda que a elaboração desta ferramenta tenha se mostrado mais desafiadora do que o esperado, as informações geradas sobre as massas de ovos são relevantes para o aquicultor.

Em seguida, foi feita a identificação de uma tendência para um perfil de espécies com desova demersal e de fácil cultivo. Esse perfil evidenciou a necessidade de protocolos de cultivo para mais espécies e a que a transição do cultivo experimental para a produção comercial também é um gargalo. Essas informações coletadas são importantes para entender o estado atual da aquicultura ornamental marinha e identificar lacunas técnicas e tecnológicas de conhecimento.

De maneira geral, todas as informações geradas são importantes para que o aquicultor consiga otimizar e aumentar a sua produção, abrangendo um número maior de espécies. O aumento do cultivo de espécies-alvo diminuiria a captura *in natura*, diminuindo também os impactos causados aos recifes de corais, que já sofrem com diversas ameaças, como poluição e mudanças climáticas (Hughes *et al.*, 2018). Dessa forma, é importante ressaltar a importância deste presente estudo para o crescimento e o desenvolvimento da aquicultura ornamental marinha.

REFERÊNCIAS

- Aishuth, S. R., Tucker, J. W. J., & Hateley, J. (1998). Egg and larval development of laboratory-reared sergeant major, *Abudefduf saxatilis* (Pisces, Pomacentridae). *Bulletin of Marine Science*, 62(1), 121–133.
- Albieri, R. J., Araújo, F. G., & Uehara, W. (2010). Differences in reproductive strategies between two co-occurring mullets *Mugil curema* Valenciennes 1836 and *Mugil liza* Valenciennes 1836 (Mugilidae) in a tropical bay. *Tropical Zoology*, 23(1), 51–62.
- Aldenhoven, J. M. (1986). Different reproductive strategies in a sex-changing coral reef fish *Centropyge bicolor* (Pomacanthidae). *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 37(3), 353–360.
- Allen, G. R., & Kuitert, R. H. (1976). A review of the plesiopid fish genus *Assessor*, with descriptions of two new species. *Records of the Western Australian Museum*, 4(3), 201–215.
- Almany, G. R., Berumen, M. L., Thorrold, S. R., Planes, S., & Jones, G. P. (2007). Local replenishment of coral reef fish populations in a marine reserve. *Science*, 316(5825), 742–744.
- Almroth, B. C., Sturve, J., Stephensen, E., Holth, T. F., & Förlin, L. (2008). Protein carbonyls and antioxidant defenses in corkwing wrasse (*Symphodus melops*) from a heavy metal polluted and a PAH polluted site. *Marine Environmental Research*, 66, 271–277.
- Al-Zibdah, M., Khalaf, M., Kanaan, N., & Mer, S. (2005). Fish inventory, reproduction and feeding habit of the holocentrid fish, *Sargocentron diadema* (Lacepède, 1802) from the Gulf of Aqaba, Jordan. *Basic Science & Engineering*, 14(1), 93–109.
- Anil, M. K., Santhosh, B., Prasad, B. O., & Rani, M. G. (2012). Broodstock development and breeding of black-finned anemone fish *Amphiprion nigripes* Regan, 1908 under captive conditions. *Indian Journal of Fisheries*, 59(1), 77–82.
- Arai, H. (1994). Spawning behavior and early ontogeny of a pomacanthid fish, *Chaetodontoplus duboulayi*, in an aquarium. *Japanese Journal of Ichthyology*, 41(2), 181–187.

- Arellano-Martínez, M., Ceballos-Vázquez, B. P., García-Domínguez, F., & Galván-Magaña, F. (1999). Reproductive biology of the king angelfish *Holacanthus passer* Valenciennes 1846 in the Gulf of California, Mexico. *Bulletin of Marine Science*, *65*(3), 677–685.
- Arslan, M., Alaybasi, S., Altun, E., Gulen, S., Sirkecioglu, N., Atasever, A., Haliloglu, H. I., & Aras, M. (2016). Changes in lipids, fatty acids, lipid peroxidation and antioxidant defence system during the early development of wild brown trout (*Salmo trutta*). *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, *16*(4), 953–959.
- Arvedlund, M., McCormick, M. I., & Ainsworth, T. (2000). Effects of photoperiod on growth of larvae and juveniles of the anemonefish *Amphiprion melanopus*. *Naga, The ICLARM Quarterly*, *23*(2), 18–23.
- Asoh, K. (2005). Frequency of functional sex change in two populations of *Dascyllus melanurus* conforms to a prediction from sex allocation theory. *Copeia*, *2005*(4), 732–743.
- Asoh, K., & Kasuya, M. (2002). Gonadal development and mode of sexuality in a coral-reef damselfish, *Dascyllus trimaculatus*. *Journal of Zoology*, *256*(3), 301–309.
- Asoh, K., & Shapiro, D. Y. (1997). Bisexual juvenile gonad and gonochorism in the fairy basslet, *Gramma loreto*. *American Society of Ichthyologists and Herpetologists*, *1997*(1), 22–31.
- Asoh, K., & Yoshikawa, T. (1996). Nesting behavior, male parental care, and embryonic development in the fairy basslet, *Gramma loreto*. *American Society of Ichthyologists and Herpetologists*, *1996*(1), 1–8.
- Ayson, F. G. (1991). Induced spawning of rabbitfish, *Siganus guttatus* (Bloch) using human chorionic gonadotropin (HCG). *Aquaculture*, *95*(1–2), 133–137.
- Ayson, F. G., & Lam, T. J. (1993). Thyroxine injection of female rabbitfish (*Siganus guttatus*) broodstock: changes in thyroid hormone levels in plasma, eggs, and yolk-sac larvae, and its effect on larval growth and survival. *Aquaculture*, *109*(1), 83–93.
- Baensch, F. U., & Tamaru, C. S. (2009). Captive hybridization of two geographically isolated pygmy angelfish species, *Centropyge fisheri* and *Centropyge resplendens*. *Journal of Fish Biology*, *75*(10), 2571–2584.

- Bagenal, T. B. (1969). Relationship between egg size and fry survival in brown trout *Salmo trutta* L. *Journal of Fish Biology*, 1(4), 349–353.
- Bali Aquarich. Bali-aquarich.com. Retrieved 10 August 2021, from <https://bali-aquarich.com/goods-catm5.html>.
- Balon, E. K. (1975). Reproductive guilds of fishes: a proposal and definition. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 32(6), 821–864.
- Barbasch, T. A., & Buston, P. M. (2018). Plasticity and personality of parental care in the clown anemonefish. *Animal Behaviour*, 136, 65–73.
- Barden, K. P., Cassiano, E. J., Hauville, M., Ramee, S., & DiMaggio, M. A. (2016). First record of captive spawning and larval rearing of the melanurus wrasse, *Halichoeres melanurus*. *World Aquaculture Society - Aquaculture America*.
- Barlow, G. W. (1975). On the sociobiology of some hermaphroditic serranid fishes, the hamlets, in Puerto Rico. *Marine Biology*, 33(4), 295–300.
- Barlow, G. W. (1987). Spawning, eggs and larvae of the longnose filefish *Oxymonacanthus longirostris*, a monogamous coralivore. *Environmental Biology of Fishes*, 20(3), 183–194.
- Bauer Jr, J. A., & Bauer, S. E. (1981). Reproductive biology of pigmy angelfishes of the genus *Centropyge* (Pomacanthidae). *Bulletin of Marine Science*, 31(3), 495–513.
- Bell, L. J. (1976). Notes on the nesting success and fecundity of the anemonefish *Amphiprion clarkii* at Miyake-Jima, Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, 22(4), 207–211.
- Bellassoued, K., Hamza, A., Van Pelt, J., & Elfeki, A. (2013). Seasonal variation of *Sarpa salpa* fish toxicity, as related to phytoplankton consumption, accumulation of heavy metals, lipids peroxidation level in fish tissues and toxicity upon mice. *Environmental Monitoring and Assessment*, 185(2), 1137–1150.
- Biondo, M. V., & Burki, R. P. (2019). Monitoring the trade in marine ornamental fishes through the European Trade Control and Expert System TRACES: challenges and possibilities. *Marine Policy*, 108(July), 103620.

- Biota Palau*. The Biota Group. Retrieved 10 August 2021, from <https://shop.thebiotagroup.com/collections/cultured-fish>.
- Birnie-Gauvin, K., Costantini, D., Cooke, S. J., & Willmore, W. G. (2017). A comparative and evolutionary approach to oxidative stress in fish: a review. *Fish and Fisheries*, *18*(5), 928–942.
- Blouin, S. F., & Blouin, M. (1988). Inbreeding avoidance behaviors. *Trends in Ecology and Evolution*, *3*(9), 230–233.
- Bocas Mariculture: Sustainable Marine Aquaculture*. Bocasmariculture.com. Retrieved 10 August 2021, from <http://www.bocasmariculture.com/index.html>.
- Bonislawska, M., Formicki, K., Korzelecka-Orkisz, A., & Winnicki, A. (2001). Fish egg size variability: biological significance. *Electronic Journal of Polish Agricultural Universities*, *4*(2), 81–87.
- Booth, D. J., & Parkinson, K. (2011). Pelagic larval duration is similar across 23° of latitude for two species of butterflyfish (Chaetodontidae) in Eastern Australia. *Coral Reefs*, *30*(4), 1071–1075.
- Bowen, B. W., Bass, A. L., Muss, A., Carlin, J., & Robertson, D. R. (2006). Phylogeography of two Atlantic squirrelfishes (family Holocentridae): exploring links between pelagic larval duration and population connectivity. *Marine Biology*, *149*(4), 899–913.
- Bradford, M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *An. Bioch.*, *72*: 248–254.
- Broach, J. S., Ohs, C. L., Palau, A., Danson, B., & Elefante, D. (2015). Induced spawning and larval culture of golden trevally. *North American Journal of Aquaculture*, *77*(4), 532–538.
- Brooks, S., Tyler, C. R., & Sumpter, J. P. (1997). Egg quality in fish: what makes a good egg?. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, *7*(4), 387–416.

- Bryan, D. R., Feeley, M. W., Nemeth, R. S., Pollock, C., & Ault, J. S. (2019). Home range and spawning migration patterns of queen triggerfish *Balistes vetula* in St. Croix, US Virgin Islands. *Marine Ecology Progress Series*, 616, 123–139.
- Burgess, A. I., & Callan, C. K. (2018). Effects of supplemental wild zooplankton on prey preference, mouth gape, osteological development and survival in first feeding cultured larval yellow tang (*Zebrasoma flavescens*). *Aquaculture*, 495(January), 738–748.
- Bushnell, M. E., Claisse, J. T., & Laidley, C. W. (2010). Lunar and seasonal patterns in fecundity of an indeterminate, multiple-spawning surgeonfish, the yellow tang *Zebrasoma flavescens*. *Journal of Fish Biology*, 76(6), 1343–1361.
- Cai, J., & Zhou, X. (2019, August). FAO Aquaculture Newsletter. FAO. Retrieved May 3, 2023, from <https://www.fao.org/3/ca5223en/ca5223en.pdf#page=43>.
- Calado, R., Olivotto, I., Oliver, M. P., & Holt, G. J. (2017). *Marine Ornamental Species Aquaculture* (1st ed.). John Wiley & Sons Ltd.
- Callan, C. K., Burgess, A. I., Rothe, C. R., & Touse, R. (2018). Development of improved feeding methods in the culture of yellow tang, *Zebrasoma flavescens*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 49(3), 493–503.
- Callan, C. K., Laidley, C. W., Kling, L. J., Breen, N. E., & Rhyne, A. L. (2014). The effects of dietary HUFA level on flame angelfish (*Centropyge loriculus*) spawning, egg quality and early larval characteristics. *Aquaculture Research*, 45(7), 1176–1186.
- Carney, B., Asker, N., Wassmur, B., Rosengren, M., Jutfelt, F., Gräns, A., Sundell, K., Axelsson, M., & Sturve, J. (2015). Warmer water temperature results in oxidative damage in an Antarctic fish, the bald notothen. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 468, 130–137.
- Cassiano, E. J., Wittenrich, M. L., Violetta, G. C., & Craig, A. (2012). Growth and survival of porkfish (*Anisotremus virginicus*) larvae: comparing rotifers and copepod nauplii during first feeding. *International Journal of the Bioflux Society*, 4(2), 72–78.

- Cassiano, E. J., Wittenrich, M. L., Waltzek, T. B., Steckler, N. K., Barden, K. P., & Watson, C. A. (2015). Utilizing public aquariums and molecular identification techniques to address the larviculture potential of Pacific blue tangs (*Paracanthurus hepatus*), semicircle angelfish (*Pomacanthus semicirculatus*), and bannerfish (*Heniochus sp.*). *Aquaculture International*, 23(1), 253–265.
- Charney, P. (1976). Oral brooding in the cardinal-fishes *Phaeoptyx conklini* and *Apogon maculatus* from the Bahamas. *Copeia*, 1976(1), 198–200.
- Chen, J. Y., & Zeng, C. (2021). The effects of live prey and greenwater on the early larval rearing of orchid dottyback *Pseudochromis fridmani*. *Aquaculture*, 543(January), 737008.
- Chen, J. Y., Zeng, C., Jerry, D. R., & Cobcroft, J. M. (2020). Recent advances of marine ornamental fish larviculture: broodstock reproduction, live prey and feeding regimes, and comparison between demersal and pelagic spawners. *Reviews in Aquaculture*, 12(3), 1518–1541.
- Chiu, P. S., & Leu, M. Y. (2021). Captive spawning, early development and larviculture of the dwarf hawkfish, *Cirrhitichthys falco* (Randall, 1963) with experimental evaluation of the effects of temperature, salinity and initial prey on hatching success and first feeding. *Aquaculture*, 542(February).
- Choi, Y. U., Park, M., Lee, K. W., Oh, C., & Park, H. S. (2014). Reproductive characteristics of the humbug damselfish, *Dascyllus aruanus*, in Chuuk Lagoon, Micronesia. *Ocean Science Journal*, 49(4), 411–418.
- Cole, K. S. (2008). Observations on spawning behaviour and periodicity in the bluegreen *Chromis* (Pomacentridae: *Chromis viridis*) in Madang Lagoon, Papua New Guinea. *International Journal of Ichthyology*, 4(1), 27–34.
- Cole, K. S., & Hoese, D. F. (2001). Gonad morphology, colony demography and evidence for hermaphroditism in *Gobiodon okinawae* (Teleostei, Gobiidae). *Environmental Biology of Fishes*, 61(2), 161–173.

- Colin, P. L., & Bell, L. J. (1991). Aspects of the spawning of labrid and scarid fishes (Pisces: Labroidei) at Enewetak Atoll, Marshall Islands with notes on other families. *Environmental Biology of Fishes*, *31*(3), 229–260.
- Colin, P. L., & Clavijo, I. E. (1988). Spawning activity of fishes producing pelagic eggs on a shelf edge coral reef, Southwestern Puerto Rico. *Bulletin of Marine Science*, *43*(2), 249–279.
- Collier, J. T., Kaneko, T., Hirano, T., & Grau, E. G. (2003). Seasonal changes in reproductive activity in the Potter's angelfish (*Centropyge potteri*) in Kaneohe Bay, Hawaii. *Environmental Biology of Fishes*, *68*(1), 49–57.
- Conceição, L. E. C., Yúfera, M., Makridis, P., Morais, S., & Dinis, M. T. (2010). Live feeds for early stages of fish rearing. *Aquaculture Research*, *41*(5), 613–640.
- Contreras, M., Anguas, B., González, P. G., & Martínez, R. E. (2012). Comportamiento reproductivo del pez *Opistognathus rosenblatti* (Perciformes: Opistognathidae) en cautiverio. *Revista de Biología Tropical*, *60*(3), 1303–1315.
- Contreras-Sánchez, W. M., Schreck, C. B., Fitzpatrick, M. S., & Pereira, C. B. (1998). Effects of stress on the reproductive performance of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Biology of Reproduction*, *58*(2), 439–447.
- Cowey, C. B., Bell, J. G., Knox, D., Fraser, A., & Youngson, A. (1985). Lipids and lipid antioxidant systems in developing eggs of salmon (*Salmo salar*). *Lipids*, *20*(9), 567–572.
- Craig, M. T. (2007). Preliminary observations on the life history of the white-streaked grouper, *Epinephelus ongus*, from Okinawa, Japan. *Ichthyological Research*, *54*(1), 81–84.
- Craik, J. C. A., & Harvey, S. M. (1984). Egg quality in rainbow trout: the relation between egg viability, selected aspects of egg composition, and time of stripping. *Aquaculture*, *40*, 115–134.
- Damora, A., Fadli, N., Muchlisin, Z. A., Dewiyanti, I., Batubara, A. S., Nur, F. M., Zhelfi, Z., Roka, N. F., Fitriani, F., & Siti-Azizah, M. N. (2021). White-edged lyretail (*Variola albimarginata*): a preliminary study on some biological aspects. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, *674*(1), 0–6.

- De Araujo, J. N., & Martins, A. S. (2006). Age and growth of coney (*Cephalopholis fulva*), from the central coast of Brazil. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 86(1), 187–191.
- De Mitcheson, Y. S., & Liu, M. (2008). Functional hermaphroditism in teleosts. *Fish and Fisheries*, 9(1), 1–43.
- Degidio, J. M. L. A., Yanong, R. P. E., Watson, C. A., Ohs, C. L., Cassiano, E. J., & Barden, K. (2017). Spawning, embryology, and larval development of the milletseed butterflyfish *Chaetodon miliaris* in the laboratory. *North American Journal of Aquaculture*, 79(3), 205–215.
- DeMartini, E. E., Friedlander, A. M., & Holzwarth, S. R. (2005). Size at sex change in protogynous labroids, prey body size distributions, and apex predator densities at NW Hawaiian atolls. *Marine Ecology Progress Series*, 297, 259–271.
- Dhaneesh, K. V., Ajith Kumar, T. T., Swagat, G., & Balasubramanian, T. (2012). Breeding and mass scale rearing of clownfish *Amphiprion percula*: feeding and rearing in brackishwater. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, 30(4), 528–534.
- DiMaggio, M. A., Cassiano, E. J., Barden, K. P., Ramee, S. W., Ohs, C. L., & Watson, C. A. (2017a). First record of captive larval culture and metamorphosis of the Pacific blue tang, *Paracanthurus hepatus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 48(3), 393–401.
- DiMaggio, M. A., Groover, E. M., Senten, J. Van, & Schwarz, M. (2017b). *Species Profile: Clownfish* (Issue 7213). SRAC Publication.
- Domeier, M. L., & Colin, P. L. (1997). Tropical reef fish spawning aggregations: defined and reviewed. *Bulletin of Marine Science*, 60(3), 698–726.
- Domínguez, L. M., & Botella, A. S. (2014). An overview of marine ornamental fish breeding as a potential support to the aquarium trade and to the conservation of natural fish populations. *International Journal of Sustainable Development and Planning*, 9(4), 608–632.

- Donaldson, T. J. (1987). Social organization and reproductive behavior of the hawkfish *Cirrhichthys falco* (Cirrhitidae). *Bulletin of Marine Science*, 41(2), 531–540.
- Donaldson, T. J. (1990). Reproductive behavior and social organization of some Pacific hawkfishes (Cirrhitidae). *Japanese Journal of Ichthyology*, 36(4), 439–458.
- Donaldson, T. J. (1995a). Courtship and spawning behavior of the pygmy grouper, *Cephalopholis spiloparaea* (Serranidae: Epinephelinae), with notes on *C. argus* and *C. urodeta*. *Environmental Biology of Fishes*, 43(4), 363–370.
- Donaldson, T. J. (1995b). Courtship and spawning of nine species of wrasses (Labridae) from the Western Pacific. *Japanese Journal of Ichthyology*, 42(3), 311–319.
- Donaldson, T. J., & Colin, P. L. (1989). Pelagic spawning of the hawkfish *Oxycirrhites typus* (Cirrhitidae). *Environmental Biology of Fishes*, 24(4), 295–300.
- Dotan, Y., Lichtenberg, D., & Pinchuk, I. (2004). Lipid peroxidation cannot be used as a universal criterion of oxidative stress. *Progress in Lipid Research*, 43, 200–227.
- Duarte, C. M., & Alcaraz, M. (1989). To produce many small or few large eggs: a size-independent reproductive tactic of fish. *Oecologia*, 80(3), 401–404.
- Eckert, G. J. (1987). Spawning in *Anampses* (Pisces: Labridae). *American Society of Ichthyologists and Herpetologists*, 1987(3), 789–790.
- Eco-Reef Aquicultura Ornamental*. Ecoreef.com.br. Retrieved 10 August 2021, from <http://www.ecoreef.com.br/>.
- Edwards, P., & Demaine, H. (1998). *Rural Aquaculture: Overview and Framework for Country Reviews*. Fao.org. Retrieved 3 March 2020, from <http://www.fao.org/3/x6941e/x6941e00.htm#Contents>.
- Einum, S., & Fleming, I. A. (1999). Maternal effects of egg size in brown trout (*Salmo trutta*): norms of reaction to environmental quality. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 266(1433), 2095–2100.

- Evans, R. P., Parrish, C. C., Brown, J. A., & Davis, P. J. (1996). Biochemical composition of eggs from repeat and first-time spawning captive Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *Aquaculture*, *139*(1–2), 139–149.
- Fahay, M. (2007). *Early stages of fishes in the Western North Atlantic Ocean*. [Northwest Atlantic Fisheries Organization].
- FAO. (n.d.). Retrieved April 12, 2023, from <https://www.fao.org/3/cc0461en/online/sofia/2022/aquaculture-production.html>
- FAO. (2023). Retrieved May 03, 2023, from <https://www.fao.org/fishery/en/aquaculture>
- Farrag, M. M. S., AbouelFadl, K. Y., Alabssawy, A. N., Toutou, M. M. M., & El-Haweet, A. E. A. K. (2018). Fishery biology of lessepsian immigrant squirrelfishes *Sargocentron rubrum* (Forsskål, 1775), Eastern Mediterranean Sea, Egypt. *Egyptian Journal of Aquatic Research*, *44*(4), 307–313.
- Feddern, H. (1967). Larval development of the neon goby, *Elacatinus oceanops*, in Florida. *Bulletin of Marine Science*, *17*(2), 367–375.
- Feitosa, C. V., Marques, S., De Araújo, M. E., & Ferreira, B. P. (2016). Reproduction of French angelfish *Pomacanthus paru* (Teleostei: Pomacanthidae) and implications for management of the ornamental fish trade in Brazil. *Marine and Freshwater Research*, *67*(5), 586–593.
- Fernández-Palacios, H., Izquierdo, M. S., Robaina, L., Valencia, A., Salhi, M., & Vergara, J. M. (1995). Effect of *n*-3 HUFA level in broodstock diets on egg quality of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture*, *132*(3–4), 325–337.
- Ferreira, B. P. (1993). Reproduction of the inshore coral trout *Plectropomus maculatus* (Perciformes: Serranidae) from the Central Great Barrier Reef, Australia. *Journal of Fish Biology*, *42*, 831–844.
- Fessehaye, Y., Komen, H., Rezk, M. A., van Arendonk, J. A. M., & Bovenhuis, H. (2007). Effects of inbreeding on survival, body weight and fluctuating asymmetry (FA) in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, *264*(1–4), 27–35.

- Fischer, E. A. (1984). Egg trading in the chalk bass, *Serranus tortugarum*, a simultaneous hermaphrodite. *Zeitschrift Für Tierpsychologie*, 66(2), 143–151.
- Fishelson, L. (1970). Behaviour and ecology of a population of *Abudefduf saxatilis* (Pomacentridae, Teleostei) at Eilat (Red Sea). *Animal Behaviour*, 18, 225–237.
- Fishelson, L. (1976). Spawning and larval development of the blennid fish, *Meiacanthus nigrolineatus* from the Red Sea. *American Society of Ichthyologists and Herpetologists*, 1876(4), 798–800.
- Fishelson, L. (1992). Comparative gonad morphology and sexuality of the Muraenidae (Pisces, Teleostei). *Copeia*, 1992(1), 197–209.
- Fishelson, L. (1998). Behaviour, socio-ecology and sexuality in damselfishes (Pomacentridae). *Italian Journal of Zoology*, 65, 387–398.
- Fisher, R., & Bellwood, D. R. (2003). Undisturbed swimming behaviour and nocturnal activity of coral reef fish larvae. *Marine Ecology Progress Series*, 263, 177–188.
- Fogg, A. Q., Brown-Peterson, N. J., & Peterson, M. S. (2017). Reproductive life history characteristics of invasive red lionfish (*Pterois volitans*) in the Northern Gulf of Mexico. *Bulletin of Marine Science*, 93(3), 791–813.
- Fowler, A. J. (1991). Reproductive biology of bisexual and all-female populations of chaetodontid fishes from the Southern Great Barrier Reef. *Environmental Biology of Fishes*, 31(3), 261–274.
- Fraser, A. J., Gamble, J. C., & Sargent, J. R. (1988). Changes in lipid content, lipid class composition and fatty acid composition of developing eggs and unfed larvae of cod (*Gadus morhua*). *Marine Biology*, 99(3), 307–313.
- Fricke, H. W. (1980). Mating systems, maternal and biparental care in triggerfish (Balistidae). *Zeitschrift Für Tierpsychologie*, 53(2), 105–122.
- Froese, R., & Pauly, D. (Eds.). (2023). FishBase. Retrieved from <https://fishbase.se/search.php>

- Gallardo-Torres, A., Martínez-Pérez, J. A., & Lezina, B. J. (2004). Reproductive structures and early life history of the gulf toadfish, *Opsanus beta*, in the Tecolutla Estuary, Veracruz, Mexico. *Gulf and Caribbean Research*, 16(1), 109–113.
- Gaspar, A. G. (1995). Induced spawning and rear larvae of spadefish *Chaetodipterus faber* in Margarita Island, Venezuela. *Proceedings of the Gulf and Caribbean Fisheries Institute*, 48, 15–24.
- Gasparini, J. L., Floeter, S. R., Ferreira, C. E. L., & Sazima, I. (2005). Marine ornamental trade in Brazil. *Biodiversity and Conservation*, 14(12), 2883–2899.
- Ghosh, S., Kumar, T. T. A., & Balasubramanian, T. (2012a). Embryology of Maldives clownfish, *Amphiprion nigripes* (Amphiprioninae). *Journal of Ocean University of China*, 11(2), 174–180.
- Ghosh, S., Kumar, T. T. A., Nanthinidevi, K., & Balasubramanian, T. (2012b). Reef fish breeding and hatchery production using brackishwater, a sustainable technology with special reference to clark's clownfish, *Amphiprion clarkii* (Bennett, 1830). *International Journal of Environmental Science and Development*, 3(1), 56–60.
- Giménez, G., Estévez, A., Lahnsteiner, F., Zecevic, B., Bell, J. G., Henderson, R. J., Piñera, J. A., & Sanchez-Prado, J. A. (2006). Egg quality criteria in common dentex (*Dentex dentex*). *Aquaculture*, 260(1–4), 232–243.
- Gisbert, E., Williot, P., & Castelló-Orvay, F. (2000). Influence of egg size on growth and survival of early stages of Siberian sturgeon (*Acipenser baeri*) under small scale hatchery conditions. *Aquaculture*, 183(1–2), 83–94.
- Gladstone, W., & Westoby, M. (1988). Growth and reproduction in *Canthigaster valentini* (Pisces, Tetraodontidae): a comparison of a toxic reef fish with other reef fishes. *Environmental Biology of Fishes*, 21(3), 207–221.
- Glamuzina, B., Skaramuca, B., Glavić, N., Kožul, V., Dulčić, J., & Kraljević, M. (1998). Egg and early larval development of laboratory reared dusky grouper, *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Pisces, Serranidae). *Scientia Marina*, 62(4), 373–378.

- Gómez-Gaspar, A. (1984). Inducción del desove, desarrollo embrionario y larval de *Chaetodipterus faber* (Broussonet) (Pisces, Ehippidae) en la Isla Margarita, Venezuela. *Anales Del Instituto de Investigaciones Marinas de Punta Betín*, 14, 85–104.
- Gopakumar, G., Ignatius, B., Santhosi, I., & Ramamoorthy, N. (2009a). Controlled breeding and larval rearing techniques of marine ornamental fishes. *Asian Fisheries Science*, 22(2), 797–804.
- Gopakumar, G., Madhu, K., Madhu, R., Ignatius, B., Krishnan, L., & Mathew, G. (2009b). Broodstock development, breeding and seed production of selected marine food fishes and ornamental fishes. *Marine Fisheries Information Service*, 201, 1–9.
- Gopakumar, G., Santhosi, I., & Ramamoorthy, N. (2009c). Breeding and larviculture of the sapphire devil damselfish *Chrysiptera cyanea*. *Journal of the Marine Biological Association of India*, 51(2), 130–136.
- Gopakumar, G., Sreeraj, G., Akithkumar, T. T., & Sukumaran, T. N. (2002). Breeding and larval rearing of three species of damselfishes (family: Pomacentridae). *Marine Fisheries Information Service Technical and Extension Series*, 171.
- Gordon, A. K., & Hecht, T. (2002). Histological studies on the development of the digestive system of the clownfish *Amphiprion percula* and the time of weaning. *Journal of Applied Ichthyology*, 18(2), 113–117.
- Gorospe, J., Tubio, E., Quiñones, M., Ologuin, M., & Gorospe, J. (2011). Age and reproductive potential of domesticated golden spinefoot, *Siganus guttatus* (Bloch) breeders. *Journal of Environment & Aquatic Resources*, 2, 1–10.
- Green, B. S. (2004). Embryogenesis and oxygen consumption in benthic egg clutches of a tropical clownfish, *Amphiprion melanopus* (Pomacentridae). *Comparative Biochemistry and Physiology - A Molecular and Integrative Physiology*, 138(1), 33–38.
- Green, B. S., & Fisher, R. (2004). Temperature influences swimming speed, growth and larval duration in coral reef fish larvae. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 299(1), 115–132.

- Green, B. S., & McCormick, M. I. (1999). Influence of larval feeding history on the body condition of *Amphiprion melanopus*. *Journal of Fish Biology*, *55*, 1273–1289.
- Green, B. S., & McCormick, M. I. (2004). O₂ replenishment to fish nests: males adjust brood care to ambient conditions and brood development. *Behavioral Ecology*, *16*(2), 389–397.
- Gronell, A. M. (1984). Courtship, spawning and social organization of the pipefish, *Corythoichthys intestinalis* (Pisces: Syngnathidae) with notes on two congeneric species. *Zeitschrift Für Tierpsychologie*, *65*(1), 1–24.
- Grubinko, V. V., & Leus, Y. V. (2002). Lipid peroxidation and antioxidant protection in fish (a review). *Hydrobiological Journal*, *38*(2).
- Gunasekaran, K., Sarvanakumar, A., Selvam, D., & Mahesh, R. (2017). Embryonic and larval developmental stages of sebae clownfish *Amphiprion sebae* (Bleeker 1853) in captive condition. *Indian Journal of Geo-Marine Sciences (IJMS)*, *46*(5), 1061–1068.
- Halliwell, B., & Chirico, S. (1993). Lipid peroxidation: its mechanism, measurement and significance. *The American Journal of Clinical Nutrition*, *57*(February), 715–725.
- Hara, S., Duray, M. N., Parazo, M., & Taki, Y. (1986a). Year-round spawning and seed production of the rabbitfish, *Siganus guttatus*. *Aquaculture*, *59*(3–4), 259–272.
- Hara, S., Kohno, H., & Taki, Y. (1986b). Spawning behavior and early life history of the rabbitfish, *Siganus guttatus*, in the laboratory. *Aquaculture*, *59*(3–4), 273–285.
- Hattori, A. (1991). Socially controlled growth and size-dependent sex change in the anemonefish *Amphiprion frenatus* in Okinawa, Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, *38*(2), 165–177.
- Hayasaka, O., Matsui, H., Matsuoka, M., Yamada, M., & Kotani, T. (2019). Sex change in protogynous fish red-belted anthias *Pseudanthias rubrizonatus* (Serranidae) in Kagoshima Bay, Japan. *Journal of Ichthyology*, *59*(3), 366–371.

- Hereu, B., Diaz, D., Pasqual, J., Zabala, M., & Sala, E. (2006). Temporal patterns of spawning of the dusky grouper *Epinephelus marginatus* in relation to environmental factors. *Marine Ecology Progress Series*, 325, 187–194.
- Hess, H. C. (1993). Male mouthbrooding in jawfishes (Opistognathidae): constraints on polygyny. *Bulletin of Marine Science*, 52(2), 806–818.
- Hioki, S., Suzuki, K., & Tanaka, Y. (1990). Development of eggs and larvae in the angelfish, *Centropyge ferrugatus*. *Japanese Journal of Ichthyology*, 37(1), 34–38.
- Hirose, Y. (1995). Patterns of pair formation in protandrous anemonefishes, *Amphiprion clarkii*, *A. frenatus* and *A. perideraion*, on coral reefs of Okinawa, Japan. *Environmental Biology of Fishes*, 43, 153–161.
- Ho, Y., Chen, C., Chen, W., & Chang, W. (2008). Embryo development and larval rearing of pink clownfish (*Amphiprion perideraion*). *Journal of the Fisheries Society of Taiwan*, 35(1), 75–85.
- Hoey, A. S., Bellwood, D. R., & Barnett, A. (2012). To feed or to breed: morphological constraints of mouthbrooding in coral reef cardinalfishes. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 279(1737), 2426–2432.
- Hoff, F., Moe, M., Lichtenbert, J., & Johnson, D. (1996). *Conditioning, spawning and rearing of fish*. Aquaculture Consultants.
- Hoffman, S. G. (1983). Sex-related foraging behavior in sequentially hermaphroditic hogfishes (*Bodianus spp.*). *Ecology*, 64(4), 798–808.
- Holt, G. J., & Riley, C. M. (1999). Larval and juvenile development of the cubbyu *Pareques umbrosus* with notes on the high hat *Pareques acuminatus* larvae. *Bulletin of Marine Science*, 65(3), 825–838.
- Hong, W., & Zhang, Q. (2003). Review of captive bred species and fry production of marine fish in China. *Aquaculture*, 227(1–4), 305–318.

- Hourigan, T. F., & Kelley, C. D. (1985). Histology of the gonads and observations on the social behavior of the Caribbean angelfish *Holacanthus tricolor*. *Marine Biology*, 88(3), 311–322.
- Hughes, T. P., Anderson, K. D., Connolly, S. R., Heron, S. F., Kerry, J. T., Lough, J. M., Baird, A. H., Baum, J. K., Berumen, M. L., Bridge, T. C., Claar, D. C., Eakin, C. M., Gilmour, J. P., Graham, N. A. J., Harrison, H., Hobbs, J. P. A., Hoey, A. S., Hoogenboom, M., Lowe, R. J., McCulloch, M. T., Pandolfi, J. M., Pratchett, M., Schoepf, V., Torda, G., & Wilson, S. K. (2018). Spatial and temporal patterns of mass bleaching of corals in the Anthropocene. *Science*, 359(6371), 80–83.
- Ignatius, B., & Jagadis, I. (2003). Growth and reproduction of tropical seahorse *Hippocampus kuda* in captivity. *Indian Journal of Fisheries*, 50(3), 369–372.
- Ignatius, B., Rathore, G., Jagadis, I., Kandasami, D., & Victor, A. C. C. (1999). Observations on spawning and larval rearing of clown fish *Amphiprion sebae*. *Marine Fisheries Information Service*, 162, 25–27.
- Ignatius, B., Rathore, G., Jagadis, I., Kan-Dasami, D., & Victor, A. C. C. (2011). Spawning and larval rearing technique for tropical clown fish *Amphiprion sebae* under captive condition. *Journal of Agriculture in Tropics*, 16(3), 241–249.
- Ishihara, M., & Kuwamura, T. (1996). Bigamy or monogamy with maternal egg care on the triggerfish, *Sufflamen chrysopterus*. *Ichthyological Research*, 43, 307–313.
- Jan, R. Q. (1997). Sympatric spawning of the damselfishes *Chromis fumea* and *Pomacentrus coelestis* on the northern coast of Taiwan. *Zoological Studies*, 36(1), 26–32.
- Juario, J. V., Duray, M. N., Durray, V. M., & Nacario, J. F. (1985). Breeding and larval rearing of the rabbitfish, *Siganus guttatus* (Bloch). *Aquaculture*, 44(2), 91–101.
- Kadota, T., Osato, J., Nagata, K., & Sakai, Y. (2012). Reversed sex change in the harem protogynous hawkfish *Cirrhitichthys falco* in natural conditions. *Ethology*, 118(3), 226–234.

- Karningsih, P. D., Kusumawardani, R., Syahroni, N., Mulyadi, Y., & Saad, M. S. B. M. (2021). Automated fish feeding system for an offshore aquaculture unit. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, *1072*(1), 012073.
- Kashiwagi, M., Sakaki, H., Takahashi, T., & Iwai, T. (1987). A relationship between egg size and hatching rate in Japanese whiting *Sillago japonica*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, *53*(12), 2105–2110.
- Kavanagh Research Laboratory*. Kkavanagh.sites.umassd.edu. Retrieved 22 April 2022, from <https://kkavanagh.sites.umassd.edu/citizen-science/>.
- Kavanagh, K. D., & Alford, R. A. (2003). Sensory and skeletal development and growth in relation to the duration of the embryonic and larval stages in damselfishes (Pomacentridae). *Biological Journal of the Linnean Society*, *80*(2), 187–206.
- Kawase, H. (2002). Simplicity and diversity in the reproductive ecology of triggerfish (Balistidae) and filefish (Monacanthidae). *Fisheries Science*, *68*, 119–122.
- Kawase, H. (2003). Spawning behavior and biparental egg care of the crosshatch triggerfish, *Xanthichthys mento* (Balistidae). *Environmental Biology of Fishes*, *66*(3), 211–219.
- Kim, H., Han, J., Hur, S., Lee, K., & Choi, Y. (2021). Annual reproductive cycle of the neon damselfish *Pomacentrus coelestis*, in Chuuk Lagoon, Micronesia. *Korean Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, *54*(April), 180–187.
- Kim, J.-S., Choi, Y.-U., Sum-Rho, Yoon, Y.-S., Jung, M.-M., Song, Y.-B., Lee, C.-H., & Lee, Y.-D. (2007). Spawning behavior, egg and larvae developments of maroon clownfish, *Premnas biaculeatus*. *Journal of Aquaculture*, *20*(2), 96–105.
- Kim, S., & Hur, S. B. (2007). Spawning, hatching and larval growth of red and black clownfish *Amphiprion melanopus*. *Journal of Aquaculture*, *20*(4), 239–247.
- Kincaid, H. L. (1976). Effects of inbreeding on rainbow trout populations. *Transactions of the American Fisheries Society*, *105*(2), 273–280.
- Kincaid, H. L. (1983). Inbreeding in fish populations used for aquaculture. *Aquaculture*, *33*(1–4), 215–227.

- Kjersvik, E., & Holmefjord, I. (1990). Egg quality in fishes. *Advances in Marine Biology*, 26, 71–113.
- Kjørsvik, E. (1994). Egg quality in wild and broodstock cod *Gadus morhua* L. *Journal of the World Aquaculture Society*, 25(1), 22–29.
- Kjørsvik, E., & Lønning, S. (1983). Effects of egg quality on normal fertilization and early development of the cod, *Gadus morhua* L. *Journal of Fish Biology*, 23(1), 1–12.
- Kjørsvik, E., Hoehne-Reitan, K., & Reitan, K. I. (2003). Egg and larval quality criteria as predictive measures for juvenile production in turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture*, 227(1–4), 9–20.
- Klein, R. D., Borges, V. D., Rosa, C. E., Colares, E. P., Robaldo, R. B., Martinez, P. E., & Bianchini, A. (2017). Effects of increasing temperature on antioxidant defense system and oxidative stress parameters in the Antarctic fish *Notothenia coriiceps* and *Notothenia rossii*. *Journal of Thermal Biology*, 68(February), 110–118.
- Klug, H. (2009). Relationship between filial cannibalism, egg energetic content and parental condition in the flagfish. *Animal Behaviour*, 77(5), 1313–1319.
- Knapp, G., & Rubino, M. C. (2016). The political economics of marine aquaculture in the United States. *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture*, 24(3), 213–229.
- Kobayashi, K and Suzuki, K. (1992). Hermaphroditism and the other and sexual function in *Cirrhichthys aureus* Japanese hawkfishes (Cirrhitidae: Teleostei). *Japanese Journal of Ichthyology*, 38(4), 397–410.
- Kokita, T., & Nakazono, A. (2000). Seasonal variation in the diel spawning time of the coral reef fish *Oxymonacanthus longirostris* (Monacanthidae): parental control of progeny development. *Marine Ecology Progress Series*, 199, 263–270.
- Kong, X., Wang, S., Jiang, H., Nie, G., & Li, X. (2012). Responses of acid/alkaline phosphatase, lysozyme, and catalase activities and lipid peroxidation to mercury exposure during the embryonic development of goldfish *Carassius auratus*. *Aquatic Toxicology*, 120–121, 119–125.

- Krishna, M. V. R., Anil, M. K., & Raj, P. N. (2018). Larval development and growth of red saddleback anemonefish, *Amphiprion ephippium*, (Bloch, 1790) under captive conditions. *Indian Journal of Geo-Marine Sciences*, 47(12), 2421–2428.
- Kumar, T. T. A., Setu, S. K., Murugesan, P., & Balasubramanian, T. (2010). Studies on captive breeding and larval rearing of clown fish [a1], *Amphiprion sebae* (Bleeker, 1853) using estuarine water. *Indian Journal of Marine Sciences*, 39(1), 114–119.
- Kunzmann, A., & Diemel, V. C. (2020). The effect of spatial position and age within an egg-clutch on embryonic development and key metabolic enzymes in two clownfish species, *Amphiprion ocellaris* and *Amphiprion frenatus*. *PLoS ONE*, 15(1), 1–10.
- Kuwamura, T. (1981a). Diurnal periodicity of spawning activity in free-spawning labrid fishes. *Japanese Journal of Ichthyology*, 28(3), 343–348.
- Kuwamura, T. (1981b). Life history and population fluctuation in the labroid fish, *Labroides dimidiatus*, near the northern limit of its range. *Publications of the Seto Marine Biological Laboratory*, 26(1–3), 95–117.
- Kuwamura, T. (1987). Night spawning and paternal mouthbrooding of the cardinalfish *Cheilodipterus quinquelineatus*. *Japanese Journal of Ichthyology*, 33(4), 431–434.
- Kuwamura, T. (1997). Evolution of female egg care in harem triggerfish, *Rhinecanthus aculeatus*. *Ethology*, 103(12), 1015–1023.
- Kuwamura, T., Kadota, T., & Suzuki, S. (2015). Bidirectional sex change in the magenta dottyback *Pictichromis porphyrea*: first evidence from the field in Pseudochromidae. *Environmental Biology of Fishes*, 98(1), 201–207.
- Kuwamura, T., Karino, K., & Nakashima, Y. (2000). Male morphological characteristics and mating success in a protogynous coral reef fish, *Halichoeres melanurus*. *Journal of Ethology*, 18(1), 17–23.
- Kuwamura, T., Suzuki, S., & Kadota, T. (2016). Interspecific variation in the spawning time of labrid fish on a fringing reef at Iriomote Island, Okinawa. *Ichthyological Research*, 63(4), 460–469.

- Lahnsteiner, F., Urbanyi, B., Horvath, A., & Weismann, T. (2001). Bio-markers for egg quality determination in cyprinid fish. *Aquaculture*, *195*(3–4), 331–352.
- Lahnsteiner, F., Weismann, T., & Patzner, R. A. (1999). Physiological and biochemical parameters for egg quality determination in lake trout, *Salmo trutta lacustris*. *Fish Physiology and Biochemistry*, *20*(4), 375–388.
- Leis, J. M., & Moyer, J. T. (1985). Development of eggs, larvae and pelagic juveniles of three Indo-Pacific ostraeiid fishes (Tetraodontiformes): *Ostracion meleagris*, *Lactoria fornasini* and *L. diaphana*. *Japanese Journal of Ichthyology*, *32*(2), 189–202.
- Leis, J. M., Hay, A. C., Sasal, P., Hicks, A. S., & Galzin, R. (2013). Pelagic to demersal transition in a coral-reef fish, the orbicular batfish *Platax orbicularis*. *Journal of Fish Biology*, *83*(3), 466–479.
- Leis, J., & Rennis, D. (1983). *The larvae of Indo-Pacific coral reef fishes*. New South Wales University Press.
- Leis, J., & Trnski, T. (1989). *The larvae of Indo-Pacific shorefishes*. University of Hawaii Press in association with the Australian Museum.
- Leite, J. R., Freitas, M. O., Sanches, E. G., Gomes, M. L. M., Hostim-Silva, M., & Cole, K. S. (2016). Rediscovering hermaphroditism in Grammatidae with the description of the testicular gland in Brazilian basslet *Gramma brasiliensis*. *Brazilian Journal of Biology*, *76*(3), 743–749.
- Leite, J. R., Pereira, P. H. C., Sanches, E. G., Moura, R. L., & Hostim-Silva, M. (2018). Bird-like complex nesting behaviour by the Brazilian-endemic reef fish *Gramma brasiliensis*. *Marine and Freshwater Research*, *69*(6), 982–986.
- Leu, M. Y., Liou, C. H., Wang, W. H., Yang, S. Der, & Meng, P. J. (2009). Natural spawning, early development and first feeding of the semicircle angelfish [*Pomacanthus semicirculatus* (Cuvier, 1831)] in captivity. *Aquaculture Research*, *40*(9), 1019–1030.
- Leu, M. Y., Meng, P. J., Siong Tew, K., Kuo, J., & Hung, C. C. (2012). Spawning and development of larvae and juveniles of the Indian Ocean oriental sweetlips, *Plectorhinchus vittatus*

- (Linnaeus, 1758), the aquarium. *Journal of the World Aquaculture Society*, 43(5), 595–606.
- Leu, M. Y., Tai, K. Y., Meng, P. J., Tang, C. H., Wang, P. H., & Tew, K. S. (2018). Embryonic, larval and juvenile development of the longfin batfish, *Platax teira* (Forsskål, 1775) under controlled conditions with special regard to mitigate cannibalism for larviculture. *Aquaculture*, 493(May), 204–213.
- Liggins, L., Treml, E. A., Possingham, H. P., & Riginos, C. (2016). Seascape features, rather than dispersal traits, predict spatial genetic patterns in co-distributed reef fishes. *Journal of Biogeography*, 43(2), 256–267.
- Lin, Q., Lin, J., & Zhang, D. (2008). Breeding and juvenile culture of the lined seahorse, *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Aquaculture*, 277(3–4), 287–292.
- Lobel, P. S. (1978). Diel, lunar, and seasonal periodicity in the reproductive behavior of the pomacanthid fish, *Centropyge potteri*, and some other reef fishes in Hawaii. *Pacific Science*, 32(2), 193–207.
- Lobel, P. S., & Johannes, R. E. (1980). Nesting, eggs and larvae of triggerfishes (Balistidae). *Environmental Biology of Fishes*, 5(3), 251–252.
- Lobel, P. S., & Neudecker, S. (1985). Diurnal periodicity of spawning activity by the hamlet fish, *Hypoplectrus guttavarius* (Serranidae). *The Ecology of Coral Reefs, NOAA Symp. Ser. Undersea Res.*, 3(December), 71–86.
- Loc, H. L. T. (2002). The embryonic and larvae developments of tomato anemonefish (*Amphiprion frenatus* Brevoort, 1856) in Khanh Hoa coast. *Collection of Marine Research Works*, XII, 233–242.
- Loh, K. H., & Chen, H. M. (2018). Pre-spawning snout-gripping behaviors of *Gymnothorax pictus* and *Gymnothorax thyrsoideus* (Muraenidae) in captivity. *Journal of Marine Science and Technology (Taiwan)*, 26(1), 111–116.
- Longenecker, K., Langston, R., Bolick, H., Crane, M., Donaldson, T. J., Franklin, E. C., Kelokelo, M., Kondio, U., & Potuku, T. (2017). Rapid reproductive analysis and length–weight relations for five species of coral-reef fishes (Actinopterygii) from Papua New Guinea:

Nemipterus isacanthus, *Parupeneus barberinus*, *Kyphosus cinerascens*, *Ctenochaetus striatus* (Perciformes), and *Balistapus undulatus* (Tetraodontiformes). *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 47(2), 107–124.

Lønning, S., Kjørsvik, E., & Falk-Petersen, I. B. (1988). A comparative study of pelagic and demersal eggs from common marine fishes in Northern Norway. *Sarsia*, 73(1), 49–60. <https://doi.org/10.1080/00364827.1988.10420671>

Lushchak, V. I. (2011). Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. *Aquatic Toxicology*, 101(1), 13–30.

Madhu, K., & Madhu, R. (2007). Influence of lunar rhythm on spawning of clown anemonefish *Amphiprion percula* under captive condition in Andaman and Nicobar islands. *Journal of the Marine Biological Association of India*, 49(1), 58–64.

Madhu, K., & Madhu, R. (2010). Successful captive breeding and juvenile production of the tomato anemonefish, *Amphiprion frenatus*. *Marine Fisheries Information Service Technical and Extension Series*, 205, 1–3.

Madhu, K., & Madhu, R. (2014). Captive spawning and embryonic development of marine ornamental purple firefish *Nemateleotris decora* (Randall & Allen, 1973). *Aquaculture*, 424–425, 1–9.

Madhu, K., Madhu, R., & Retheesh, T. (2012a). Broodstock development, breeding, embryonic development and larviculture of spine-cheek anemonefish, *Premnas biaculeatus* (Bloch, 1790). *Indian Journal of Fisheries*, 59(1), 65–75.

Madhu, K., Madhu, R., Gopakumar, G., Sasidharan, C. S., & Venugopalan, K. M. (2006a). Breeding, larval rearing and seed production of maroon clown *Premnas biaculeatus* under captive conditions. *Marine Fisheries Information Service*, 190, 1–5.

Madhu, K., Madhu, R., Krishnan, L., Sasidharan, C. S., Venugopalan, K. M., & CMFRI, K. (2006b). Spawning and larval rearing of *Amphiprion ocellaris* under captive condition. *Mar Fish Inf Serv Tech Ext Ser.*, 188, 1–5.

- Madhu, R., Madhu, K., & Retheesh, T. (2012b). Life history pathways in false clown *Amphiprion ocellaris* Cuvier, 1830: a journey from egg to adult under captive condition. *Journal of the Marine Biological Association of India*, 54(1), 77–90.
- Madhusudhanan, N., Kavithalakshmi, S. N., Radha Shanmugasundaram, K., & Shanmugasundaram, E. R. B. (2004). Oxidative damage to lipids and proteins induced by aflatoxin B₁ in fish (*Labeo rohita*) - protective role of Amrita Bindu. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 17(2), 73–77.
- Manica, A. (2002). Filial cannibalism in teleost fish. *Biological Reviews*, 77(2), 261–277.
- Manica, A. (2004). Parental fish change their cannibalistic behaviour in response to the cost-to-benefit ratio of parental care. *Animal Behaviour*, 67(6), 1015–1021.
- Marine Breeding Initiative. Mbsite.org. Retrieved 26 August 2021, from <http://www.mbsite.org/Default.aspx>.
- Marins, A. T., Cerezer, C., Leitemperger, J. W., Severo, E. S., Costa, M. D., Fontoura, D. O., Nunes, M. E. M., Ribeiro, L. C., Zanella, R., & Loro, V. L. (2021). A mixture of pesticides at environmental concentrations induces oxidative stress and cholinergic effects in the neotropical fish *Rhamdia quelen*. *Ecotoxicology*, 30(1), 164–174.
- Marraro, C. H., & Nursall, J. R. (1983). The reproductive periodicity and behaviour of *Ophioblennius atlanticus* (Pisces: Blenniidae) at Barbados. *Canadian Journal of Zoology*, 61(2), 317–325.
- McCormick, M. I. (1999). Delayed metamorphosis of a tropical reef fish (*Acanthurus triostegus*): a field experiment. *Marine Ecology Progress Series*, 176, 25–38.
- McGurk, M. D. (1986). Natural mortality of marine pelagic fish eggs and larvae: role of spatial patchiness. *Marine Ecology Progress Series*, 34, 227–242.
- Mekkawy, I. A. A., Mahmoud, U. M., Osman, A. G., & Sayed, A. E. D. H. (2010). Effects of ultraviolet A on the activity of two metabolic enzymes, DNA damage and lipid peroxidation during early developmental stages of the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). *Fish Physiology and Biochemistry*, 36(3), 605–626.

- Mendonça, R. C., Chen, J. Y., Zeng, C., & Tsuzuki, M. Y. (2020). Embryonic and early larval development of two marine angelfish, *Centropyge bicolor* and *Centropyge bispinosa*. *Zygote*, 28(3), 196–202.
- Menezes, C. C., Fonseca, M. B. da, Loro, V. L., Santi, A., Cattaneo, R., Clasen, B., Pretto, A., & Morsch, V. M. (2011). Roundup effects on oxidative stress parameters and recovery pattern of *Rhamdia quelen*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 60, 665–671.
- Mi, P. T., Kornienko, E. S., & Drozdov, A. L. (1998). Embryonic and larval development of the seahorse *Hippocampus kuda*. *Russian Journal of Marine Biology*, 24(5), 325–329.
- Michael, S. (2003). *A PocketExpert Guide to Marine Fishes: 500+ Essential-To-Know Aquarium Species*. TFH Publications, Inc.
- Mies, M., Güth, A. Z., Scozzafave, M. S., & Sumida, P. Y. G. (2014). Spawning behaviour and activity in seven species of ornamental dottybacks. *Journal of Zoo and Aquarium Research*, 2(4), 117–122.
- Militz, T. A., & Foale, S. (2017). The “Nemo Effect”: perception and reality of Finding Nemo’s impact on marine aquarium fisheries. *Fish and Fisheries*, 18(3), 596–606.
- Mizushima, N., Nakashima, Y., & Kuwamura, T. (2000). Semilunar spawning cycle of the humbug damselfish *Dascyllus aruanus*. *Journal of Ethology*, 18(2), 105–108.
- Monteiro, D. A., Rantin, F. T., & Kalinin, A. L. (2010). Inorganic mercury exposure: toxicological effects, oxidative stress biomarkers and bioaccumulation in the tropical freshwater fish matrinxã, *Brycon amazonicus* (Spix and Agassiz, 1829). *Ecotoxicology*, 19(1), 105–123.
- Monticini, P. (2010). The ornamental fish trade, production and commerce of ornamental fish: technical-managerial and legislative aspects. *GLOBEFISH Research Programme, FAO*, 102, 134.
- Mooi, R. D., Winterbottom, R., & Burridge, M. (1990). Egg surface morphology, development, and evolution in the Congrogadinae (Pisces: Perciformes: Pseudochromidae). *Canadian Journal of Zoology*, 68(5), 923–934.

- Moorhead, J. A., & Zeng, C. (2010). Development of captive breeding techniques for marine ornamental fish: a review. *Reviews in Fisheries Science*, *18*(4), 315–343.
- Moorhead, J. A., & Zeng, C. (2011). Breeding of the forktail blenny *Meiacanthus atrodorsalis*: broodstock management and larval rearing. *Aquaculture*, *318*(1–2), 248–252.
- Moser, H. (1996). *The early stages of fishes in the California current region*. U.S. Dept. of the Interior, Minerals Management Service, Pacific OCS Region.
- Moura, F. R. de, Brentegani, K. R., Gemelli, A., Sinhoin, A. P., & Sinhoin, V. D. G. (2017). Oxidative stress in the hybrid fish jundiara (*Leiarius marmoratus* x *Pseudoplatystoma reticulatum*) exposed to Roundup Original®. *Chemosphere*, *185*, 445–451.
- Mourente, G., & Vázquez, R. (1996). Changes in the content of total lipid, lipid classes and their fatty acids of developing eggs and unfed larvae of the Senegal sole, *Solea senegalensis* Kaup. *Fish Physiology and Biochemistry*, *15*(3), 221–235.
- Mourente, G., Tocher, D. R., Diaz, E., Grau, A., & Pastor, E. (1999). Relationships between antioxidants, antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation products during early development in *Dentex dentex* eggs and larvae. *Aquaculture*, *179*(1–4), 309–324.
- Moyer, J. T. (1979). Mating strategies and reproductive behavior of ostraciid fishes at Miyake-jima, Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, *26*(2), 148–160.
- Moyer, J. T. (1984). Reproductive behavior and social organization of the pomacanthid fish *Genicanthus lamarck* at Mactan Island, Philippines. *Copeia*, *1984*(1), 194–200.
- Moyer, J. T. (1990). Social and reproductive behavior of *Chaetodontoplus mesoleucus* (Pomacanthidae) at Bantayan Island, Philippines, with notes on pomacanthid relationships. *Japanese Journal of Ichthyology*, *36*(459–467).
- Moyer, J. T., & Bell, L. J. (1976). Reproductive behavior of the anemonefish *Amphiprion clarkii* at Miyake-Jima, Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, *23*(1), 23–32.
- Moyer, J. T., & Nakazono, A. (1978). Protandrous hermaphroditism in six species of the anemonefish genus *Amphiprion* in Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, *25*(2), 101–106.

- Moyer, J. T., & Zaiser, M. J. (1981). Social organization and spawning behavior of the pteroine fish *Dendrochirus zebra* at Miyake-jima, Japan. *Japanese Journal of Ichthyology*, 28(1), 52–69.
- Moyer, J. T., Thresher, R. E., & Colin, P. L. (1983). Courtship, spawning and inferred social organization of American angelfishes (Genera *Pomacanthus*, *Holacanthus* and *Centropyge*; Pomacanthidae). *Environmental Biology of Fishes*, 9(1), 25–39.
- Mrakovčić, M., & Haley, L. E. (1979). Inbreeding depression in the zebra fish *Brachydanio rerio* (Hamilton Buchanan). *Journal of Fish Biology*, 15(3), 323–327.
- Mukhopadhyay, T., & Ghosh, S. (2003). Lipid profile and fatty acid composition in eggs of common carp (*Cyprinus carpio*). *Journal of Oleo Science*, 52(8), 439–442.
- Mukhopadhyay, T., & Ghosh, S. (2007). Lipid profile and fatty acid composition of two silurid fish eggs. *Journal of Oleo Science*, 56(8), 399–403.
- Murphy, B. F., Leis, J. M., & Kavanagh, K. D. (2007). Larval development of the Ambon damselfish *Pomacentrus amboinensis*, with a summary of pomacentrid development. *Journal of Fish Biology*, 71(2), 569–584.
- Nakai, T., & Sano, M. (2002). Short paper evidence of protogynous hermaphroditism in the darkfin hind *Cephalopholis urodeta* (Serranidae) at Iriomote Island, southern Japan. *Fisheries Science*, 68(3), 697–699.
- Nanami, A., Sato, T., Ohta, I., Akita, Y., & Suzuki, N. (2013). Preliminary observations of spawning behavior of white-streaked grouper (*Epinephelus ongus*) in an Okinawan coral reef. *Ichthyological Research*, 60(4), 380–385.
- Navas, J. M., Bruce, M., Thrush, M., Farndale, B. M., Bromage, N., Zanuy, S., Carrillo, M., Bell, J. G., & Ramos, J. (1997). The impact of seasonal alteration in the lipid composition of broodstock diets on egg quality in the European sea bass. *Journal of Fish Biology*, 51(4), 760–773.
- Newton, K., Côté, I. M., Pilling, G. M., Jennings, S., & Dulvy, N. K. (2007). Current and future sustainability of island coral reef fisheries. *Current Biology*, 17(7), 655–658.

- Noh, G. E., Rho, S., Min, B. H., & Chang, Y. J. (2011). Egg development and effects of livefood and thyroid hormone on the *Amphiprion melanopus* larvae. *Development and Reproduction*, *15*(2), 121–131.
- Nottingham, M. C., Silva, J. R. F., & Araújo, M. E. de. (2003). Morphology and histology of the testicles of queen angelfish *Holacanthus ciliaris* (Linnaeus, 1758) (Teleostei: Perciformes: Pomacanthidae). *Arquivos de Ciências Do Mar*, *36*, 89–94.
- Obota, C. O., Fulanda, B. M., Okemwa, G. M., & Kimani, E. N. (2016). Reproductive biology and body condition of exploited populations of emperor angelfish, *Pomacanthus imperator* (Bloch, 1787) along the Kenyan Coast. *WIO Journal of Marine Science*, *15*(2), 19–30.
- Okuma, D., Dias, J. F., Silbiger, H. L. N., Güth, A. Z., & Mies, M. (2019). Sexual pattern and caudal fin as a sexually dimorphic trait in the commercially aquacultured *Meiacanthus* blennies (Teleostei: Blenniidae). *Journal of the World Aquaculture Society*, 1–14.
- Olivotto, I., Cardinali, M., Barbaresi, L., Maradonna, F., & Carnevali, O. (2003). Coral reef fish breeding: the secrets of each species. *Aquaculture*, *224*(1–4), 69–78.
- Olivotto, I., Chemello, G., Vargas, A., Randazzo, B., Piccinetti, C. C., & Carnevali, O. (2017). Marine ornamental species culture: from the past to “Finding Dory”. *General and Comparative Endocrinology*, *245*, 116–121.
- Olivotto, I., Piccinetti, C. C., Avella, M. A., Rubio, C. M., & Carnevali, O. (2010). Feeding strategies for striped blenny *Meiacanthus grammistes* larvae. *Aquaculture Research*, *41*(9), 307–315.
- Olivotto, I., Rollo, A., Sulpizio, R., Avella, M., Tosti, L., & Carnevali, O. (2006). Breeding and rearing the sunrise dottyback *Pseudochromis flavivertex*: the importance of live prey enrichment during larval development. *Aquaculture*, *255*(1–4), 480–487.
- Olsen, Y., Otterstad, O., & Duarte, C. M. (2008). Status and future perspectives of marine aquaculture. *Aquaculture in the Ecosystem*, 293–319.
- Opsahl-ferstad, H., Rudi, H., Ruyter, B., & Refstie, S. (2003). Biotechnological approaches to modify rapeseed oil composition for applications in aquaculture. *Plant Science*, *165*, 349–357.

- ORA / *Oceans, Reefs & Aquariums*. ORA - Oceans, Reefs & Aquariums. Retrieved 10 August 2021, from <https://www.orafarm.com/products/>.
- Oruc, E. (2011). Effects of diazinon on antioxidant defense system and lipid peroxidation in the liver of *Cyprinus carpio* (L.). *Environmental Toxicology*, 26(6), 571–578.
- Oscar, P., Eldredge, B. A., & Frédéric, G. (2009). Estimating dispersal from genetic isolation by distance in a coral reef fish (*Hypoplectrus puella*). *Ecology*, 90(11), 3087–3098.
- Osinga, R., Schutter, M., Wijgerde, T., Rinkevich, B., Shafir, S., Shpigel, M., Luna, G. M., Danovaro, R., Bongiorno, L., Deutsch, A., Kuecken, M., Hiddinga, B., Janse, M., McLeod, A., Gili, C., Lavorano, S., Henard, S., Barthelemy, D., Westhoff, G., Baylina, N., Santos, E., Weissenbacher, A., Kuba, M., Jones, R., Lewis, R., Petersen, D., & Laterveer, M. (2012). The CORALZOO project: a synopsis of four years of public aquarium science. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 92(4), 753–768.
- Ostrowski, A. C., & Laidley, C. W. (2001). Application of marine foodfish techniques in marine ornamental aquaculture: reproduction and larval first feeding. *Aquarium Sciences and Conservation*, 3, 191–204.
- Palma, P., Takemura, A., Libunao, G. X., Superio, J., de Jesus-Ayson, E. G., Ayson, F., Nocillado, J., Dennis, L., Chan, J., Thai, T. Q., Ninh, N. H., & Elizur, A. (2019). Reproductive development of the threatened giant grouper *Epinephelus lanceolatus*. *Aquaculture*, 509(January), 1–7.
- Parvez, S., & Raisuddin, S. (2005). Protein carbonyls: novel biomarkers of exposure to oxidative stress-inducing pesticides in freshwater fish *Channa punctata* (Bloch). *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 20(1), 112–117.
- Patil, V. K., & David, M. (2013). Oxidative stress in freshwater fish, *Labeo rohita* as a biomarker of malathion exposure. *Environmental Monitoring and Assessment*, 185, 10191–10199.
- Patrick L. C., & Clavijo, I. E. (1978). Mass spawning by the spotted goatfish, *Pseudupeneus maculatus* (Bloch) (Pisces: Mullidae). *Bulletin of Marine Science*, 28(4), 780–782.

- Pavlov, D. A., Emel'yanova, N. G., Thuan, L. T. B., & Ha, V. T. (2011). Reproduction and initial development of manybar goatfish *Parupeneus multifasciatus* (Mullidae). *Journal of Ichthyology*, 51(8), 604–617.
- Payne, A. G., Smith, C., & Campbell, A. C. (2004). A model of oxygen-mediated filial cannibalism in fishes. *Ecological Modelling*, 174(3), 253–266.
- Penney, R. W., Lush, P. L., Wade, J., Brown, J. A., Parrish, C. C., & Burton, M. P. M. (2006). Comparative utility of egg blastomere morphology and lipid biochemistry for prediction of hatching success in Atlantic cod, *Gadus morhua* L. *Aquaculture Research*, 37(3), 272–283.
- Petersen, C. W. (1995). Reproductive behavior, egg trading, and correlates of male mating success in the simultaneous hermaphrodite, *Serranus tabacarius*. *Environmental Biology of Fishes*, 43(4), 351–361.
- Petersen, C. W., & Fischer, E. A. (1986). Mating system of the hermaphroditic coral-reef fish, *Serranus baldwini*. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 19(3), 171–178.
- Petersen, D., Laterveer, M., Van Bergen, D., Hatta, M., Hebbinghaus, R., Janse, M., Jones, R., Richter, U., Ziegler, T., Visser, G., & Schuhmacher, H. (2006). The application of sexual coral recruits for the sustainable management of *ex situ* populations in public aquariums to promote coral reef conservation - SECORE Project. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 16(2), 167–179.
- Pham, H. Q., & Le, H. M. (2016). Effects of thyroxin and domperidone on oocyte maturation and spawning performances in the rabbit fish, *Siganus guttatus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 47(5), 691–700.
- Pham, H. Q., & Phan, U. Van. (2016). Embryonic and larval development and effect of salinity levels on egg and ovary performance in rabbit fish (*Siganus guttatus*). *The Israeli Journal of Aquaculture*.
- Poma Labs, Inc.. Pomalabs.com. Retrieved 10 August 2021, from <http://pomalabs.com/>.

- Pouil, S., Tlusty, M. F., Rhyne, A. L., & Metian, M. (2020). Aquaculture of marine ornamental fish: overview of the production trends and the role of academia in research progress. *Reviews in Aquaculture*, *12*(2), 1217–1230.
- Preininger, D., Halbauer, R., Bartsch, V., & Weissenbacher, A. (2014). First observations of fertilized eggs and preleptocephalus larvae of *Rhinomuraena quaesita* in the Vienna Zoo. *Zoo Biology*, *34*(1), 85–88.
- Pressley, P. H. (1980). Lunar periodicity in the spawning of yellowtail damselfish, *Microspathodon chrysurus*. *Environmental Biology of Fishes*, *5*(2), 155–159.
- Pressley, P. H. (1981). Pair formation and joint territoriality in a simultaneous hermaphrodite: the coral reef fish *Serranus tigrinus*. *Z. Tierpsychologie*, *56*, 33–46.
- Pretto, A., Loro, V. L., Baldisserotto, B., Pavanato, M. A., Moraes, B. S., Menezes, C., Cattaneo, R., Clasen, B., Finamor, I. A., & Dressler, V. (2011). Effects of water cadmium concentrations on bioaccumulation and various oxidative stress parameters in *Rhamdia quelen*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, *60*(2), 309–318.
- Proaquatix | Wholesaler of Captive Bred Clownfish & Other Ornamentals*. Proaquatix. Retrieved 10 August 2021, from <https://www.proaquatix.com/#>.
- Rachmansyah, Usman, Lante, S., & Ahmad, T. (2007). Rabbitfish *Siganus guttatus* breeding and larval rearing trial. *Aquaculture Asia*, *12*(3), 39–41.
- Rahman, M. S., Takemura, A., & Takano, K. (2000). Correlation between plasma steroid hormones and vitellogenin profiles and lunar periodicity in the female golden rabbitfish, *Siganus guttatus* (Bloch). *Comparative Biochemistry and Physiology - Biochemistry and Molecular Biology*, *127*(1), 113–122.
- Rainuzzo, J. R., Reitan, K. I., & Olsen, Y. (1997). The significance of lipids at early stages of marine fish: a review. *Aquaculture*, *155*, 103–115.
- Ralston, S. (1981). Aspects of the reproductive biology and feeding ecology of *Chaetodon miliaris*, a Hawaiian endemic butterflyfish. *Environmental Biology of Fishes*, *6*(2), 167–176.

- Randall, J. E. (1961). A contribution to the biology of the convict surgeonfish of the Hawaiian Islands, *Acanthurus triostegus sandoicensis*. *Pacific Science*, 15, 215–272.
- Rao, V., & Kumar, A. (2014). Captive breeding and hatchery production of mouth brooding jewel cardinal perch, *Pterapogon Kauderni*, (Koumanns, 1933) using brackish water: the role of live prey and green water enrichment in juvenile production. *Journal of Aquaculture Research & Development*, 5(7).
- Rattanayuvakorn, S., Mungkornkarn, P., Thongpan, A., & Chatchavalvanich, K. (2005). Embryonic development of saddleback anemonefish, *Amphiprion polymnus*, Linnaeus (1758). *Agriculture and Natural Resources*, 39, 455–463.
- Reavis, R. H. (1997). The natural history of a monogamous coral-reef fish, *Valenciennesa strigata* (Gobiidae): 2. Behavior, mate fidelity and reproductive success. *Environmental Biology of Fishes*, 49(2), 247–257.
- Reef Stew & More. Reefstew.net. Retrieved 10 August 2021, from <https://reefstew.net/>.
- Reid, K., Crochelet, E., Bloomer, P., & Hoareau, T. B. (2016). Investigating the origin of vagrant dusky groupers, *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834), in coastal waters of Réunion Island. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 103, 98–103.
- Reinboth, R. (1973). Dualistic reproductive behavior in the protogynous wrasse *Thalassoma bifasciatum* and some observations on its day-night changeover. *Helgoländer Wiss. Meeresunters*, 24, 174–191.
- Rhyne, A. L., Tlusty, M. F., Schofield, P. J., Kaufman, L., Morris, J. A., & Bruckner, A. W. (2012). Revealing the appetite of the marine aquarium fish trade: the volume and biodiversity of fish imported into the United States. *PLoS ONE*, 7(5).
- Richards, W. (2006). *Early stages of Atlantic fishes*. Taylor & Francis.
- Rising Tide Conservation. Risingtideconservation.org. Retrieved 26 August 2021, from <https://www.risingtideconservation.org>.
- Robertson, D. R. (1983). On the spawning behavior and spawning cycles of eight surgeonfishes from the Indo-Pacific. *Environmental Biology of Fishes*, 9(3), 193–223.

- Robertson, D. R., Polunin, N. V. C., & Leighton, K. (1979). The behavioral ecology of three Indian Ocean surgeonfishes (*Acanthurus lineatus*, *A. leucosternon* and *Zebrasoma scopas*): their feeding strategies, and social and mating systems. *Environmental Biology of Fishes*, 4(2), 125–170.
- Rocha, L. A., Bass, A. L., Robertson, R., & Bowen, B. W. (2002). Adult habitat preferences, larval dispersal, and the comparative phylogeography of three Atlantic surgeonfishes (Teleostei: Acanthuridae). *Molecular Ecology*, 243–252.
- Rodríguez, C., Cejas, J. R., Martín, M. V., Badía, P., Samper, M., & Lorenzo, A. (1998). Influence of *n*-3 highly unsaturated fatty acid deficiency on the lipid composition of broodstock gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) and on egg quality. *Fish Physiology and Biochemistry*, 18(2), 177–187.
- Roozbehfar, R., Mehdi, B., Kiani, F., & Sedaghat, M. (2012). Captive breeding of Banggai cardinalfish, *Pterapogon kauderni* (Koumans, 1933) for exit of IUCN Red List. *World Journal of Zoology*, 7(4), 273–278.
- Ross, R. M. (1978). Reproductive behavior of the anemonefish *Amphiprion melanopus* on Guam. *Copeia*, 1978(1), 103–107.
- Ross, R. M. (1983). Annual, semilunar, and diel reproductive rhythms in the Hawaiian labrid *Thalassoma duperrey*. *Marine Biology*, 72(3), 311–318.
- Rueger, T., Harrison, H. B., Gardiner, N. M., Berumen, M. L., & Jones, G. P. (2019). Extra-pair mating in a socially monogamous and paternal mouth-brooding cardinalfish. *Molecular Ecology*, 28(10), 2625–2635.
- Sadovy, Y., & Donaldson, T. J. (1995). Sexual pattern of *Neocirrhites armatus* (Cirrhitidae) with notes on other hawkfish species. *Environmental Biology of Fishes*, 42, 143–150.
- Sadovy, Y., Mitcheson, G., & Rasotto, M. B. (2001). Early development of the mandarin fish, *Synchiropus splendidus* (Callionymidae), with notes on its fishery and potential for culture. *Aquarium Sciences and Conservation*, 3(4), 253–263.

- Sakai, Y., Karino, K., Kuwamura, T., Nakashima, Y., & Maruo, Y. (2003a). Sexually dichromatic protogynous angelfish *Centropyge ferrugata* (Pomacanthidae) males can change back to females. *Zoological Science*, *20*(5), 627–633.
- Sakai, Y., Tsujimura, C., Nakata, Y., Tanabe, H., & Maejima, G. (2003b). Rapid transition in sexual behaviors during protogynous sex change in the harem angelfish *Centropyge vroliki* (Pomacanthidae). *Ichthyological Research*, *50*(1), 30–35.
- Sakamoto, T., & Suzuki, K. (1978). Spawning behavior and early life history of the porcupine puffer, *Diodon holacanthus*, in aquaria. *Japanese Journal of Ichthyology*, *24*(4), 261–270.
- Sakaue, J., Akino, H., Endo, M., Ida, H., & Asahida, T. (2016). Temporal and spatial site sharing during spawning in snappers *Symphoricthys spilurus* and *Lutjanus bohar* (Pisces: Perciformes: Lutjanidae) in waters around Peleliu Island, Palau. *Zoological Studies*, *55*(44), 1–15.
- Salis, P., Lee, S. hua, Roux, N., Lecchini, D., & Laudet, V. (2021). The real Nemo movie: description of embryonic development in *Amphiprion ocellaris* from first division to hatching. *Developmental Dynamics*, *April*, 1–17.
- Salze, G., Tocher, D. R., Roy, W. J., & Robertson, D. A. (2005). Egg quality determinants in cod (*Gadus morhua* L.): egg performance and lipids in eggs from farmed and wild broodstock. *Aquaculture Research*, *36*(15), 1488–1499.
- Sang, H. M., & Lam, H. S. (2018). Reproductive biology of blue tang fish (*Paracanthurus hepatus* Linnaeus, 1776) in Khanh Hoa seawater, Vietnam. *Indian Journal of Geo-Marine Sciences*, *47*(4), 839–845.
- Schwarz, A. L., & Smith, C. L. (1990). Sex change in the damselfish *Dascyllus reticulatus* (Richardson) (Perciformes: Pomacentridae). *Bulletin of Marine Science*, *46*(3), 790–798.
- Sea and Reef Aquaculture*. Seaandreef.com. Retrieved 10 August 2021, from <https://www.seaandreef.com/products/products>.
- Senoo, S., Baidya, A., Shapawi, R., & Rahman, R. A. (2002). Observation on eggs of mouse grouper, *Cromileptes altivelis* under rearing conditions. *Suisanzoshoku*, *50*(4), 437–438.

- Shadrin, A. M., & Emel'yanova, N. G. (2019). Embryonic and larval development and some reproductive-biology features of *Dendrochirus zebra* (Scorpaenidae). *Journal of Ichthyology*, 59(1), 38–51.
- Shaw, E. S. (1955). The embryology of the sergeant major, *Abudefduf saxatilis*. *Copeia*, 1955(2), 85–89.
- Shibuno, T., Chiba, I., Gushima, K., Kakudal, S., & Hashimoto, H. (1993). Reproductive behavior of the wrasse, *Halichoeres marginatus*, at Kuchierabu-jima. *The Japanese Journal of Ichthyology*, 40(3), 351–359.
- Shields, R. J., Brown, N. P., & Bromage, N. R. (1997). Blastomere morphology as a predictive measure of fish egg viability. *Aquaculture*, 155(1–4), 1–12.
- Sikkel, P. C. (1990). Social organization and spawning in the Atlantic sharpnose puffer, *Canthigaster rostrata* (Tetraodontidae). *Environmental Biology of Fishes*, 27(4), 243–254.
- Sikkel, P. C., & Sikkel, N. M. (2012). First report of spawning and social organization in Hawai'ian ambon toby, *Canthigaster amboinensis*. *Ichthyological Research*, 59(4), 394–395.
- Sinhorin, V. D. G., Sinhorin, A. P., Teixeira, J. M. dos S., Miléski, K. M. L., Hansen, P. C., Moreira, P. S. A., Kawashita, N. H., Baviera, A. M., & Loro, V. L. (2014). Effects of the acute exposition to glyphosate-based herbicide on oxidative stress parameters and antioxidant responses in a hybrid Amazon fish surubim (*Pseudoplatystoma sp.*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 106, 181–187.
- Siva, M. U., & Haq, M. A. B. (2017). Embryonic development of anemone fishes in captivity. *Journal of Oceanography and Marine Science*, 8(1), 1–13.
- Sivaloganathan, B., Walford, J., Ip, Y. K., & Lam, T. J. (1998). Free amino acids and energy metabolism in eggs and larvae of sea bass, *Lates calcarifer*. *Marine Biology*, 131(4), 695–702.
- Smith, L. (1971). Secondary gonochorism in the serranid genus *Liopropoma*. *Copeia*, 1971(2), 316–319.

- Soeth, M., Fávaro, L. F., Spach, H. L., Daros, F. A., Woltrich, A. E., & Correia, A. T. (2019). Age, growth, and reproductive biology of the Atlantic spadefish *Chaetodipterus faber* in Southern Brazil. *Ichthyological Research*, *66*(1), 140–154.
- Springate, J. R. C., & Bromage, N. R. (1985). Effects of egg size on early growth and survival in rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson). *Aquaculture*, *47*(February), 163–172.
- Stadtman, E. R., & Levine, R. L. (2000). Protein oxidation. *Annals of the New York Academy of Sciences*, *899*, 191–208.
- Stroud, G. J., Goldman, B., & Gladstone, W. (1989). Larval development, growth and age determination in the sharpnose pufferfish *Canthigaster valentini* (Teleostei: Tetraodontidae). *Japanese Journal of Ichthyology*, *36*(3), 327–337.
- Sugama, K., Ismi, S., Kawahara, S., & Rimmer, M. (2003). Improvement of larval rearing technique for humpback grouper, *Cromileptes altivelis*. *Aquaculture Asia*, *8*(3), 34–37.
- Sugama, K., Trijoko, Heriadi, E., Ismi, S., & S., K. (2000). Breeding and larval rearing of barramundi cod (*Cromileptes altivelis*) in captivity. *Regional Workshop on Seafarming and Grouper Aquaculture*, 55–60.
- Sugama, K., Wardoyo, T., Hutapea, J. H., & Kumagai, S. (1999). Natural spawning and larval rearing of barramundi cod grouper, *Cromileptes altivelis* in tanks. *Workshop on Grouper Research and Development*, 91–99.
- Sustainable Aquatics*. Sustainableaquatics.com. Retrieved 10 August 2021, from <https://sustainableaquatics.com/>.
- Suzuki, K., & Hioki, S. (1979). Spawning behavior, eggs, and larvae of the lutjanid fish, *Lutjanus kasmira*, in an aquarium. *Japanese Journal of Ichthyology*, *26*(2), 161–166.
- Tabugo, S. R. M., Sendaydiego, J. P., Requieron, E. A., & Dimalen, M. D. (2012). Embryonic developmental stages in cultured rabbitfish (*Siganus guttatus*, Bloch 1787). *International Research Journal of Biological Sciences*, *1*(8), 65–70.
- Takegaki, T. (2000). Monogamous mating system and spawning cycle in the gobiid fish, *Amblygobius phalaena* (Gobiidae). *Environmental Biology of Fishes*, *59*(1), 61–67.

- Takegaki, T., & Nakazono, A. (1999a). Reproductive behavior and mate fidelity in the monogamous goby, *Valenciennes longipinnis*. *Ichthyological Research*, 46(2), 115–123.
- Takegaki, T., & Nakazono, A. (1999b). Responses of the egg-tending gobiid fish *Valenciennes longipinnis* to the fluctuation of dissolved oxygen in the burrow. *Bulletin of Marine Science*, 65(3), 815–823.
- Tanaka, Y., Yamada, K., Shirafuji, T., & Nakamura, A. (2007). Reproduction and rearing of the damselfish, *Neopomacentrus azysron*, in the aquarium. *Bulletin of Institute of Oceanic Research and Development, Tokai University*, 28, 65–77.
- Teletchea, F. (2016). Domestication level of the most popular aquarium fish species: is the aquarium trade dependent on wild populations?. *International Journal of Ichthyology*, 40(1), 21–29.
- Thangaraja, M. (1984). Laboratory reared pufferfish, *Arothron hispidus* (Lacepede), eggs and larvae, and subsequent stages from plankton of Vellar Estuary, Porto Novo. *Indian Journal of Marine Sciences*, 13(4), 199–201.
- Thangaraja, M., & Al-aisry, A. (2011). On the spawning periodicity and early embryonic and larval stages of six species of fishes of the waters of Sultanate of Oman. *South Indian Coastal and Marine Bulletin*, 3(1 & 2), 14–22.
- Thomas, D., Prakash, C., & Gopakumar, G. (2016). Spawning behaviour and embryonic development in the sebae anemonefish *Amphiprion sebae* (Bleeker, 1853). *Indian Journal of Fisheries*, 62(4), 58–65.
- Thresher, R. E. (1982). Courtship and spawning in the emperor angelfish *Pomacanthus imperator*, with comments on reproduction by other pomacanthid fishes. *Marine Biology*, 70(2), 149–156.
- Tlusty, M. (2002). The benefits and risks of aquacultural production for the aquarium trade. *Aquaculture*, 205, 203–219.
- Tocher, D. R., & Sargent, J. R. (1984). Analyses of lipids and fatty acids in ripe roes of some Northwest European marine fish. *Lipids*, 19(7), 492–499.

- Toni, C., de Menezes, C. C., Loro, V. L., Clasen, B. E., Cattaneo, R., Santi, A., Pretto, A., Zanella, R., & Leitemperger, J. (2010). Oxidative stress biomarkers in *Cyprinus carpio* exposed to commercial herbicide bispyribac-sodium. *Journal of Applied Toxicology*, *30*(6), 590–595.
- Tresnati, J., Yanti, A. L., Yanuarita, D., Parawansa, B. S., Yasir, I., Yanti, A., Rahmani, P. Y., Aprianto, R., & Tuwo, A. (2020). Sex ratio and first maturity of blackeye thicklip wrasse *Hemigymnus melapterus* Bloch, 1791 in Spermonde Archipelago. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, *564*, 1–10.
- Usman, B., Saad, C., Affandi, R., Kamarudin, M., & Alimon, A. (2003). Larval development of humpback grouper (*Cromileptes altivelis*), during absorption of yolk sac process. *Jurnal Iktiologi Indonesia*, *3*(1), 35–39.
- Uthayasiva, M., Balamurugan, J., Kumar, T. T. A., Haq, M. A. B., & Arumugam, M. (2014). Seasonal disparity in fecundity and embryonic development of cinnamon anemone fish, *Amphiprion melanopus* (Bleeker, 1852) in captivity. *Journal of Marine Biology & Oceanography*, *3*(3), 1–4.
- Vagelli, A. (1999). The reproductive biology and early ontogeny of the mouthbrooding Banggai cardinalfish, *Pterapogon kauderni* (Perciformes, Apogonidae). *Environmental Biology of Fishes*, *56*, 79–92.
- Vagelli, A. A., & Volpedo, A. V. (2004). Reproductive ecology of *Pterapogon kauderni*, an endemic apogonid from Indonesia with direct development. *Environmental Biology of Fishes*, *70*(3), 235–245.
- Valenti, R. J. (1972). The embryology of the neon goby, *Gobiosoma oceanops*. *Copeia*, *1972*(3), 477.
- Varghese, B., Paulraj, R., Gopakumar, G., & Chakraborty, K. (2009). Dietary influence on the egg production and larval viability in true sebae clownfish *Amphiprion sebae* Bleeker 1853. *Asian Fisheries Science*, *22*(1), 7–20.
- Wabnitz, C., Taylor, M., Green, E., & Razak, T. (2003). From ocean to aquarium. UNEP World Conservation Monitoring Centre.

- Wallace, J. C., & Aasjord, D. (1984). An investigation of the consequences of egg size for the culture of Arctic charr, *Salvelinus alpinus* (L.). *Journal of Fish Biology*, 24(4), 427–435.
- Warner, R. R. (1982). Mating systems, sex change and sexual demography in the rainbow wrasse, *Thalassoma lucasanum*. *Copeia*, 1982(3), 653.
- Watson, C. A., & Hill, J. E. (2006). Design criteria for recirculating, marine ornamental production systems. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 157–162.
- Watson, G. J., Kohler, S., Collins, J. J., Richir, J., Arduini, D., Calabrese, C., & Schaefer, M. (2023). Can the global marine aquarium trade (MAT) be a model for sustainable coral reef fisheries? *Science Advances*, 9(49).
- Wiegand, M. D. (1996). Composition, accumulation and utilization of yolk lipids in teleost fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 6(3), 259–286.
- Wittenrich, M. (2007). *The complete illustrated breeder's guide to marine aquarium fishes*. T.F.H. Publications.
- Wittenrich, M. L., & Munday, P. L. (2005). Bi-directional sex change in coral reef fishes from the family Pseudochromidae: an experimental evaluation. *Zoological Science*, 22(7), 797–803.
- Yabuta, S. (1997). Spawning migrations in the monogamous butterflyfish, *Chaetodon trifasciatus*. *Ichthyological Research*, 44(2), 177–182.
- Yamaguchi, S., Seki, S., Sawada, K., & Takahashi, S. (2013). Small and poor females change sex: a theoretical and empirical study on protogynous sex change in a triggerfish under varying resource abundance. *Journal of Theoretical Biology*, 317, 186–191.
- Yasir, I., & Qin, J. G. (2007). Embryology and early ontogeny of an anemonefish *Amphiprion ocellaris*. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 87(4), 1025–1033.
- Ye, L., Yang, S.-Y., Zhu, X.-M., Liu, M., Lin, J.-Y., & Wu, K.-C. (2011). Effects of temperature on survival, development, growth and feeding of larvae of yellowtail clownfish *Amphiprion clarkii* (Pisces: Perciformes). *Acta Ecologica Sinica*, 31(5), 241–245.

- Yoon, Y., Rho, S., Choi, Y. U., Kim, J. S., & Lee, Y. (2005). Studies on seed production of saddleback clownfish, *Amphiprion polymnus* 1) Spawning, egg development and larvae culture. *Journal of Aquaculture*, 18(2), 107–114.
- Youngbluth, M. J. (1968). Aspects of the ecology and ethology of the cleaning fish, *Labroides phthirophagus*. *Zeitschrift Für Tierpsychologie*, 25(8), 915–932.
- Yue, Y., Peng, S., Fang, W., Xia, L., Gao, Q., Zou, X., & Wang, X. (2018). The observation of embryo development morphology of *Diodon holocanthus*. *Open Journal of Fisheries Research*, 5(4), 161–166.

APÊNDICE A

Tabela 2 Dados de produção e das taxas de eclosão e de sobrevivência larval das 55 massas de ovos de *A. ocellaris*. Data de retirada = data em que a massa foi separada do cuidado parental; Data da eclosão = data em que as larvas eclodiram; Ovos desovados = número total de ovos obtido a partir da contagem dos ovos das fotografias das massas; Larvas eclodidas = número total de larvas eclodidas; Taxa de eclosão = obtida a partir do total de ovos desovados e de larvas eclodidas; Jovens produzidos = número total de jovens produzidos (fornecido pela Eco-Reef®); Taxa de sobrevivência = obtida a partir do total de larvas eclodidas e de jovens produzidos.

Massa	Data da retirada	Data da eclosão	Ovos desovados	Larvas eclodidas	Taxa de eclosão	Jovens produzidos	Taxa de sobrevivência
01	09/09/2020	11/09/2020	94	38	48,72%	7	18,42%
02	11/09/2020	13/09/2020	335	301	94,65%	272	90,37%
03	12/09/2020	13/09/2020	1640	1604	98,71%	421	26,25%
04	17/09/2020	19/09/2020	279	169	64,02%	74	43,79%
05	17/09/2020	19/09/2020	389	237	63,37%	133	56,12%
06	21/09/2020	23/09/2020	668	632	96,78%	363	57,44%
07	25/09/2020	26/09/2020	1349	1294	97,07%	475	36,71%
08	28/09/2020	29/09/2020	627	589	96,24%	12	2,04%
09	28/09/2020	30/09/2020	401	378	98,18%	139	36,77%
10	29/09/2020	01/10/2020	210	175	89,74%	70	40,00%
11	30/09/2020	01/10/2020	1055	1021	98,17%	392	38,39%
12	01/10/2020	02/10/2020	548	475	89,29%	306	64,42%

13	02/10/2020	03/10/2020	1359	1333	99,26%	316	23,71%
14	03/10/2020	04/10/2020	58	35	72,92%	0	0,00%
15	08/10/2020	10/10/2020	657	579	90,05%	109	18,83%
16	11/10/2020	12/10/2020	534	493	94,63%	278	56,39%
17	11/10/2020	13/10/2020	1190	1045	89,09%	374	35,79%
18	16/10/2020	17/10/2020	1259	1242	99,68%	333	26,81%
19	17/10/2020	18/10/2020	611	571	95,64%	333	58,32%
20	18/10/2020	19/10/2020	920	856	94,59%	345	40,30%
21	26/10/2020	28/10/2020	240	206	90,75%	13	6,31%
22	27/10/2020	30/10/2020	894	623	70,72%	216	34,67%
23	05/11/2020	07/11/2020	1241	1222	99,51%	345	28,23%
24	12/11/2020	14/11/2020	1284	1268	99,76%	293	23,11%
25	22/01/2021	24/01/2021	825	769	94,70%	301	39,14%
26	30/01/2021	31/01/2021	1027	998	98,42%	546	54,71%
27	01/02/2021	03/02/2021	737	473	65,42%	306	64,69%
28	01/02/2021	02/02/2021	1093	1047	96,94%	686	65,52%
29	05/02/2021	07/02/2021	316	290	95,71%	145	50,00%
30	06/02/2021	07/02/2021	302	218	75,69%	94	43,12%
31	10/02/2021	12/02/2021	822	790	97,65%	382	48,35%

32	15/02/2021	16/02/2021	1012	977	97,90%	538	55,07%
33	18/02/2021	19/02/2021	139	110	88,00%	72	65,45%
34	20/02/2021	22/02/2021	781	463	60,37%	341	73,65%
35	22/02/2021	24/02/2021	410	351	88,64%	306	87,18%
36	24/02/2021	25/02/2021	290	274	98,92%	195	71,17%
37	26/02/2021	27/02/2021	1285	1223	96,15%	671	54,87%
38	27/02/2021	01/03/2021	386	346	92,76%	209	60,40%
39	05/03/2021	07/03/2021	512	390	78,16%	86	22,05%
40	07/03/2021	09/03/2021	302	205	70,93%	85	41,46%
41	08/03/2021	10/03/2021	477	425	91,59%	317	74,59%
42	08/03/2021	10/03/2021	671	497	75,53%	26	5,23%
43	16/03/2021	19/03/2021	216	192	94,58%	87	45,31%
44	17/03/2021	19/03/2021	23	9	69,23%	3	33,33%
45	25/03/2021	26/03/2021	33	23	100,00%	7	30,43%
46	27/03/2021	30/03/2021	727	472	66,11%	277	58,69%
47	30/03/2021	01/04/2021	103	84	93,33%	61	72,62%
48	01/04/2021	03/04/2021	42	23	79,31%	7	30,43%
49	03/04/2021	06/04/2021	37	26	100,00%	10	38,46%
50	05/04/2021	07/04/2021	370	355	99,44%	180	50,70%

51	11/04/2021	13/04/2021	195	137	75,27%	38	27,74%
52	21/04/2021	23/04/2021	456	392	87,89%	53	13,52%
53	27/05/2021	28/05/2021	559	520	94,72%	357	68,65%
54	03/06/2021	05/06/2021	522	490	95,70%	79	16,12%
55	04/06/2021	05/06/2021	571	553	98,57%	124	22,42%

APÊNDICE B

Tabela 3 Valores obtidos para as sete variáveis das 55 massas de ovos. Área massa = área da massa de ovos sem os espaços vazios (cm²); Formato massa = diferença entre a área total da massa e a área do círculo (cm²); % espaços vazios = porcentagem ocupada pelos espaços vazios na área total da massa; Comprimento médio do ovo = média das medidas do comprimento dos ovos por massa (mm); Perox lipídica = resultado da análise de peroxidação lipídica ($\mu\text{mol MDA mg}^{-1} \text{ proteína}^{-1}$); Prot carboniladas = resultado da análise de presença de proteínas carboniladas (nmol PCO $\text{mg}^{-1} \text{ proteína}^{-1}$); % lipídios totais = teor de lipídios totais em peso úmido.

Massa	Área massa (cm ²)	Formato massa (cm ²)	% espaços vazios	Comprimento médio do ovo (mm)	Perox lipídica ($\mu\text{mol MDA mg}^{-1}$ proteína ⁻¹)	Prot carboniladas (nmol PCO mg^{-1} proteína ⁻¹)	% lipídios totais
01	5,581	4,763	26,99%	2,10	0,026	0,014	2,94%
02	17,354	13,510	21,36%	2,40	0,008	0,009	3,04%
03	22,342	12,948	6,44%	2,20	0,031	0,034	2,69%
04	17,776	39,891	42,70%	2,50	0,008	0,009	1,92%
05	15,019	5,408	11,11%	2,47	0,008	0,009	2,45%
06	40,285	50,269	16,03%	2,33	0,008	0,009	1,79%
07	31,545	15,896	3,20%	2,37	0,016	0,016	3,52%
08	17,793	21,471	12,72%	2,37	0,015	0,008	1,25%
09	14,409	7,649	28,93%	1,97	0,019	0,026	3,57%
10	15,704	31,504	36,38%	2,23	0,018	0,014	3,89%
11	27,091	31,166	4,48%	2,13	0,015	0,020	1,51%

12	22,759	12,934	9,63%	2,13	0,021	0,013	3,25%
13	35,065	33,966	9,96%	2,23	0,015	0,030	1,94%
14	6,549	15,254	58,77%	2,33	0,047	0,021	3,02%
15	28,141	20,747	4,15%	2,43	0,035	0,022	3,30%
16	16,386	10,415	12,13%	1,93	0,016	0,017	1,98%
17	42,604	21,479	3,04%	2,53	0,025	0,015	3,05%
18	32,916	43,197	6,70%	2,13	0,016	0,013	2,89%
19	22,229	11,105	11,47%	2,37	0,188	0,066	2,04%
20	24,704	9,509	5,03%	2,40	0,005	0,014	2,98%
21	9,761	7,414	33,06%	1,93	0,025	0,007	2,96%
22	30,821	9,623	3,54%	2,30	0,012	0,017	2,41%
23	29,387	93,507	21,83%	2,07	1,402	0,457	2,53%
24	28,745	49,505	7,46%	2,20	0,022	0,023	1,55%
25	20,915	10,945	11,92%	2,17	0,016	0,010	1,17%
26	26,522	22,744	2,28%	2,17	0,031	0,024	2,56%
27	25,929	6,421	4,96%	2,33	0,014	0,020	3,62%
28	16,559	9,069	2,10%	2,13	0,009	0,015	3,79%
29	23,502	47,912	28,08%	2,30	0,022	0,038	1,67%
30	13,009	11,756	38,76%	2,20	0,025	0,022	1,19%

31	18,926	10,124	13,95%	2,03	0,011	0,018	1,62%
32	23,605	15,990	1,11%	2,17	0,017	0,026	1,05%
33	11,651	31,953	52,26%	2,20	0,115	0,247	3,69%
34	23,627	8,512	0,46%	2,27	0,005	0,015	2,82%
35	21,530	18,024	19,52%	2,37	0,010	0,026	1,84%
36	15,129	27,303	28,05%	2,13	0,022	0,040	2,07%
37	21,251	9,021	1,57%	2,27	0,014	0,026	2,94%
38	22,710	19,712	21,99%	2,37	0,010	0,020	2,88%
39	12,894	5,801	12,55%	2,43	0,024	0,040	2,06%
40	16,158	12,908	34,26%	2,47	0,005	0,011	2,19%
41	9,649	6,297	0,46%	2,07	0,013	0,026	2,88%
42	23,373	49,888	18,57%	2,27	0,006	0,029	2,94%
43	12,064	13,938	42,78%	2,37	0,009	0,026	3,26%
44	2,071	12,452	35,40%	2,47	0,014	0,039	3,41%
45	5,580	13,721	65,34%	2,10	0,012	0,035	2,94%
46	31,588	21,766	7,15%	2,33	0,052	0,060	2,88%
47	8,590	20,101	52,85%	2,10	0,028	0,078	3,06%
48	6,156	23,388	60,18%	2,43	0,013	0,028	3,19%
49	3,248	12,157	62,84%	2,50	0,123	0,064	3,26%

50	11,958	8,333	16,88%	2,30	0,016	0,031	3,19%
51	11,987	13,568	36,67%	2,27	0,027	0,053	2,88%
52	28,726	34,964	21,37%	2,47	0,015	0,025	2,83%
53	18,593	10,013	14,09%	2,20	0,014	0,024	2,78%
54	15,799	8,240	8,04%	2,30	0,036	0,027	2,94%
55	21,349	15,712	8,62%	2,57	0,040	0,051	3,06%

APÊNDICE C

Tabela 4 Informações obtidas para as seis características relacionadas à reprodução das 528 espécies de peixes ornamentais marinhos mais populares e comercializadas mundialmente. Nome científico = nome científico da espécie em ordem alfabética; Produção em massa = se a espécie é produzida comercialmente ou não (N = não é produzida; S = é produzida); Sexualidade = sexualidade da espécie (G = gonocorista; H = hermafrodita); Guilda reprodutiva = classificação da espécie de acordo com a guilda reprodutiva (Balon, 1975) (G = guardadora; NG = não guardadora; C = carregadora); Tamanho do ovo = média do diâmetro maior do ovo (mm); Duração do desenvolvimento embrionário = média do tempo da desova até a eclosão (horas); Tamanho da larva ao eclodir = média do tamanho da larva no momento da eclosão (mm); Duração do desenvolvimento larval = média do tempo da eclosão até a larva se tornar juvenil (dias); N/A = informação não encontrada.

Nome científico	Produção em massa	Sexualidade	Guilda reprodutiva	Tamanho do ovo (mm)	Duração do desenvolvimento embrionário (horas)	Tamanho da larva ao eclodir (mm)	Duração do desenvolvimento larval (dias)
<i>Abantennarius coccineus</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Abantennarius nummifer</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Abudefduf saxatilis</i>	N	G ²	G ²	1,147 (3, 4, 5, 6, 7)	144,8 (3, 7)	3,130 (3, 4, 5, 6, 7)	30,0 (4, 7)
<i>Acanthostracion quadricornis</i>	N	N/A	NG ⁸	1,500 ⁶	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus achilles</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus coeruleus</i>	N	N/A	NG ⁹	1,007 (6, 7, 9)	28,0 ⁹	N/A	51,5 (7, 10)

<i>Acanthurus japonicus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus leucosternon</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus lineatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus nigricans</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus olivaceus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus pyroferus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus sohal</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Acanthurus triostegus</i>	N	N/A	NG ¹¹	0,680 ¹¹	26,0 ¹¹	1,700 ¹¹	52,0 ¹²	
<i>Acanthurus tristis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Alionematichthys riukuensis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblycirrhitus pinos</i>	N	H ¹³	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris diagonalis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris guttata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris latifasciata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris periophtalma</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris randalli</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Amblyeleotris steinitzi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblyeleotris wheeleri</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Amblygobius phalaena</i>	N	N/A	G ¹⁴	1,320 (8, 14)	90,0 (8, 14)	3,000 ⁸	N/A	
<i>Amphiprion biaculeatus</i>	S	H ¹⁵	G ¹⁵	2,052 (5, 8, 15, 16, 17)	159,7 (8, 15, 16, 17, 18)	2,845 (5, 8, 15, 16, 17)	10,1 (8, 15, 16)	
<i>Amphiprion clarkii</i>	S	H ¹⁹	G ²⁰	2,142 (5, 8, 20, 21, 24)	186,4 (8, 18, 21, 22, 24, 25)	3,027 (5, 8, 21, 23, 24)	13,1 (8, 21, 23)	
<i>Amphiprion ephippium</i>	S	H ²⁵	G ²⁶	1,860 (5, 8, 26)	194,4 (8, 18, 26)	3,802 (5, 8, 26)	14,3 (8, 26)	
<i>Amphiprion frenatus</i>	S	H ²⁷	G ²⁸	2,168 (5, 8, 28, 29, 30)	207,4 (8, 18, 28, 30)	2,800 (5, 8, 28, 30)	12,7 (8, 28, 30)	
<i>Amphiprion melanopus</i>	S	H ³¹	G ³¹	2,063 (5, 8, 24, 33)	197,9 (8, 18, 24, 25, 31, 33, 34, 35, 36, 37)	3,596 (5, 8, 24, 32, 35, 36, 37)	9,5 (8, 32, 34, 36, 38)	
<i>Amphiprion nigripes</i>	S	H ²⁵	G ³⁹	2,213 (5, 24, 39, 40)	177,0 (18, 24, 39, 40)	3,463 (5, 24, 39, 40)	35,0 ³⁹	
<i>Amphiprion ocellaris</i>	S	H ⁴¹	G ⁴¹	1,865 (5, 8, 24, 41, 42)	192,8 (8, 18, 24, 25, 41, 42, 43, 44)	3,320 (5, 8, 24, 41, 42)	9,0 (8, 41, 42)	

43, 44)

<i>Amphiprion percula</i>	S	H ⁴⁵	G ⁴⁵	1,800 (5, 8, 46, 47)	193,5 (8, 18, 46)	3,326 (5, 8, 46, 47)	9,3 (8, 46)
<i>Amphiprion perideraion</i>	S	H ⁴⁸	G ⁴⁹	1,925 (5, 49)	151,0 ⁴⁹	3,200 (5, 49)	N/A
<i>Amphiprion polymnus</i>	S	H ⁴⁸	G ⁵⁰	1,902 (5, 8, 50, 51)	170,7 (8, 18, 50, 51)	3,172 (5, 8, 50, 51)	13,0 (8, 51)
<i>Amphiprion sandaracinos</i>	S	H ⁴⁸	G ²⁵	2,000 ⁵	N/A	3,050 ⁵	N/A
<i>Amphiprion sebae</i>	S	H ⁵²	G ⁵³	2,250 (5, 52, 54, 55, 56)	164,0 (52, 53, 54, 55, 56)	3,333 (5, 52, 53, 54, 55, 56)	15,5 (53, 54, 56)
<i>Anampses caeruleopunctatus</i>	N	N/A	NG ⁵⁷	0,670 ⁵⁷	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anampses chrysocephalus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anampses geographicus</i>	N	H ⁵⁸	NG ⁵⁹	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anampses lineatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anampses meleagrides</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anampses neoguinaicus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Anisotremus virginicus</i>	N	N/A	NG ⁶⁰	N/A	N/A	3,520 ⁶⁰	N/A

<i>Antennarius commerson</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Antennarius hispidus</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Antennarius maculatus</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Antennarius multiocellatus</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Antennarius pictus</i>	N	N/A	NG ¹	N/A	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Antennarius striatus</i>	N	N/A	NG ¹	0,940 ⁷	N/A	1,200 ¹	N/A
<i>Apogon maculatus</i>	N	N/A	C ⁶¹	0,240 (7, 61)	N/A	2,750 ⁵	N/A
<i>Apogon pseudomaculatus</i>	N	N/A	C ⁶²	N/A	N/A	2,750 ⁵	N/A
<i>Apolemichthys trimaculatus</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Apolemichthys xanthurus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Arothron diadematus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Arothron hispidus</i>	N	N/A	NG ⁶³	1,490 ⁶³	N/A	3,025 (5, 63)	N/A
<i>Arothron immaculatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Arothron manilensis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Arothron mappa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Arothron meleagris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A

<i>Arothron nigropunctatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Arothron stellatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Assessor flavissimus</i>	S	N/A	C ⁸	0,950 ¹	N/A	N/A	N/A
<i>Assessor macneilli</i>	S	N/A	C ⁶⁴	0,975 (1, 64)	372,0 ⁶⁴	N/A	N/A
<i>Atrosalarias fuscus</i>	N	N/A	G ⁵	0,850 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Azurina cyanea</i>	N	N/A	G ¹⁸	2,000 ⁵	60,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Balistapus undulatus</i>	N	G ⁶⁵	G ⁶⁶	0,550 (5, 66)	N/A	1,750 (5, 66)	N/A
<i>Balistes vetula</i>	N	G ⁶⁷	G ⁶⁷	0,550 ⁵	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Balistoides conspicillum</i>	S	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Blenniella chrysospilos</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Bodianus anthioides</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus axillaris</i>	N	N/A	NG ⁶⁸	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus bilunulatus</i>	N	H ⁶⁹	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus bimaculatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus diana</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus loxozonus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A

<i>Bodianus mesothorax</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Bodianus pulchellus</i>	N	H ⁶²	NG ⁷⁰	0,825 (7, 25)	23,0 (25, 70)	1,950 (5, 7, 25)	80,0 ⁷⁰
<i>Bodianus rufus</i>	N	H ⁷¹	NG ⁷	0,730 ⁷	N/A	2,050 (5, 7)	N/A
<i>Calloplesiops altivelis</i>	S	H ⁷²	G ⁷²	0,725 (1,8)	114,0 (8, 18)	3,333 (8, 18, 72)	13,0 ⁸
<i>Canthigaster amboinensis</i>	N	N/A	G ⁷³	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster bennetti</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster compressa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster coronata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster jactator</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster rostrata</i>	N	G ⁷⁴	G ⁷⁴	0,658 (7, 74)	94,0 ⁷⁴	1,775 (5, 74)	N/A
<i>Canthigaster solandri</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	2,150 ⁵	N/A
<i>Canthigaster valentini</i>	N	G ⁷⁴	G ⁷⁴	0,700 (75, 76)	116,0 (75, 76)	1,750 (5, 75)	N/A
<i>Centropyge acanthops</i>	S	H ²⁵	NG ⁷⁷	0,625 ⁷⁷	31,0 ⁷⁷	1,625 (5, 25)	N/A

<i>Centropyge argi</i>	S	H ²⁵	NG ⁷⁷	0,617 (7, 8, 77)	28,7 (8, 77)	1,750 (5, 8, 25)	N/A
<i>Centropyge aurantia</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge bicolor</i>	N	H ⁷⁸	NG ⁷⁹	0,700 ⁷⁹	13,5 ⁷⁹	1,590 (5, 25, 79)	N/A
<i>Centropyge bispinosa</i>	S	H ²⁵	NG ⁷⁹	0,655 (8, 77, 79)	23,3 (8, 77, 79)	1,625 (5, 8, 25, 79)	31,0 ⁸
<i>Centropyge eibli</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge ferrugata</i>	N	H ⁸⁰	NG ⁸¹	0,593 (8, 81)	16,0 ⁸¹	1,513 (5, 25, 81)	N/A
<i>Centropyge fisheri</i>	N	H ²⁵	NG ⁸²	0,625 ⁷⁷	31,0 ⁷⁷	1,625 (5, 25)	48,0 ²⁵
<i>Centropyge flavissima</i>	S	H ²⁵	NG ²⁵	0,625 ⁷⁷	31,0 ⁷⁷	1,625 (5, 25)	48,5 ²⁵
<i>Centropyge heraldi</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge loriculus</i>	N	H ²⁵	NG ⁸³	0,658	31,0 ⁷⁷	1,583	70,5 ²⁵

				(77, 83)		(5, 25, 83)	
<i>Centropyge nox</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge potteri</i>	N	H ⁸⁴	NG ²⁵	1,000 ⁸	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge shepardii</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge tibicen</i>	N	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge venusta</i>	S	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Centropyge vrolikii</i>	N	H ⁸⁵	NG ⁸⁵	N/A	N/A	1,625 (5, 25)	N/A
<i>Cephalopholis argus</i>	N	H ⁸⁵	NG ⁸⁶	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cephalopholis cruentata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cephalopholis formosa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cephalopholis fulva</i>	N	H ⁸⁷	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cephalopholis leopardus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cephalopholis miniata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A

<i>Cephalopholis urodeta</i>	N	H ⁸⁸	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Cetoscarus bicolor</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodermis penicilligerus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodipterus faber</i>	N	G ⁸⁹	NG ⁹⁰	0,950 ⁹¹	25,0 (25, 91)	2,000 (90, 91)	20,0 (70, 91)
<i>Chaetodon auriga</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	41,0 ⁹²
<i>Chaetodon austriacus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon baronessa</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon bennetti</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon burgessi</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon capistratus</i>	N	N/A	NG ⁸	0,743 ⁷	29,0 ⁷	1,450 (5, 7)	N/A
<i>Chaetodon collare</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon ephippium</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon falcula</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon fasciatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon fremblii</i>	N	N/A	NG ⁹³	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon kleinii</i>	N	N/A	NG ⁸	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A

<i>Chaetodon larvatus</i>	N	N/A	NG ⁸	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon lineolatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon lúnula</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon lunulatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon melannotus</i>	N	N/A	NG ⁸	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon mertensii</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon meyeri</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon miliaris</i>	S	G ⁹⁴	NG ⁹⁵	0,713 (5, 95)	26,3 (25, 95)	1,220 ⁹⁵	59,0 (70, 95)
<i>Chaetodon octofasciatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon ornatissimus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon paucifasciatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon pelewensis</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon plebeius</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon punctatofasciatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon quadrimaculatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A

<i>Chaetodon rafflesii</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon rainfordi</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon semilarvatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon speculum</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon tinkeri</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon trifasciatus</i>	N	N/A	NG ⁹⁶	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon ulietensis</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon unimaculatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodon vagabundus</i>	N	N/A	NG ⁹⁷	0,720 ⁵	N/A	N/A	38,0 ⁹⁷
<i>Chaetodon xanthurus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Chaetodontoplus caeruleopunctatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Chaetodontoplus duboulayi</i>	S	G ⁹⁸	NG ⁹⁸	0,880 (5, 98)	24,5 ⁹⁸	2,083 (5, 98)	N/A
<i>Chaetodontoplus melanosoma</i>	N	N/A	NG ⁵	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Chaetodontoplus mesoleucus</i>	S	H ⁹⁹	NG ⁹⁹	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Cheilinus oxycephalus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A

<i>Cheilodipterus quinquelineatus</i>	N	G ¹⁸	C ¹⁰⁰	N/A	192,0 ¹⁸	2,875 (5, 18)	25,0 ¹⁸
<i>Chelmon rostratus</i>	N	G ¹⁰¹	NG ⁷⁰	N/A	21,0 ⁷⁰	2,000 ⁷⁰	60,0 ⁷⁰
<i>Chilomycterus antillarum</i>	N	N/A	NG ⁵	1,850 ⁵	N/A	2,300 ⁵	N/A
<i>Choerodon fasciatus</i>	N	N/A	NG ¹⁰²	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Chromis atripectoralis</i>	N	N/A	G ¹⁸	1,343 (5, 103)	54,0 (18, 103)	2,358 (5, 103)	18,5 ¹⁰³
<i>Chromis insolata</i>	N	N/A	G ¹⁸	2,000 ⁵	60,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Chromis scotti</i>	N	N/A	G ¹⁸	2,000 ⁵	60,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Chromis viridis</i>	N	N/A	G ¹⁰⁴	0,820 (5, 8, 105)	66,0 (8, 18, 70, 105)	2,430 (5, 8, 105)	32,5 (70, 105)
<i>Chrysiptera cyanea</i>	S	N/A	G ¹⁰⁶	1,667 (8, 106)	140,0 (8, 18, 106)	2,500 ¹⁰⁶	24,0 ¹⁰⁶
<i>Chrysiptera parasema</i>	S	H ¹⁸	G ¹⁰⁷	1,375 (8, 18)	120,0 (8, 18, 107)	2,120 (8, 18)	22,5 ¹⁰⁷
<i>Chrysiptera talboti</i>	N	N/A	G ¹⁸	N/A	96,0 ¹⁸	N/A	N/A
<i>Chrysiptera taupou</i>	S	H ¹⁸	G ¹⁸	1,000 ¹⁸	96,0 ¹⁸	2,000 ¹⁸	N/A
<i>Cirrhilabrus cyanopleura</i>	N	N/A	NG ¹⁰²	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus exquisitus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A

<i>Cirrhilabrus lubbocki</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus luteovittatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus punctatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus rubrimarginatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus rubripinnis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus rubriventralis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus scottorum</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhilabrus solorensis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Cirrhitichthys aprinus</i>	N	N/A	NG ¹⁰⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cirrhitichthys falco</i>	N	H ¹⁰⁹	NG ¹¹⁰	0,755 ¹¹¹	20,0 ¹¹¹	2,060 ¹¹¹	N/A
<i>Cirrhitichthys oxycephalus</i>	N	N/A	NG ⁵	N/A	N/A	1,600 ¹¹²	N/A
<i>Cirrhitops fasciatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cleidopus gloriamaris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Congrogadus subducens</i>	N	N/A	G ¹¹³	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Coris aygula</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Coris formosa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Coris gaimard</i>	N	N/A	NG ⁵⁷	0,635 ⁵⁷	N/A	2,100 ⁵	N/A

<i>Corythoichthys intestinalis</i>	N	G ²⁵	C ¹¹⁴	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cromileptes altivelis</i>	N	H ¹¹⁵	NG ¹¹⁶	0,830 ¹¹⁸	22,3 (115, 118)	1,693 (116, 119)	55,0 ¹¹⁷
<i>Cryptocentrus cinctus</i>	S	N/A	G ⁸	0,917 ⁸	110,4 ⁸	1,625 ⁸	18,0 ⁸
<i>Cryptocentrus cyanotaenia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cryptocentrus leptocephalus</i>	S	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cryptocentrus pavoninoides</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ctenochaetus hawaiiensis</i>	N	N/A	NG ⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ctenochaetus strigosus</i>	N	N/A	NG ⁹³	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Cypho purpurascens</i>	N	H ¹⁸	G ¹⁸	N/A	72,0 ⁸	5,500 ⁸	N/A
<i>Cyprinocirrhites polyactis</i>	N	H ¹²⁰	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Dactyloptena orientalis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Dactylopus dactylopus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,200 ⁵	N/A
<i>Dascyllus aruanus</i>	N	H ¹²¹	G ¹²²	1,075 (5, 8)	81,6 (8, 18, 105, 123)	2,220 (5, 8, 105, 123)	33,0 (105, 123)
<i>Dascyllus melanurus</i>	N	H ¹²⁴	G ¹⁸	2,000 ⁵	72,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Dascyllus reticulatus</i>	N	H ¹²⁵	G ¹²⁵	2,000 ⁵	72,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A

<i>Dascyllus trimaculatus</i>	N	G ¹²⁶	G ¹²⁷	1,500 (5, 8)	84,0 (8, 18, 105, 123)	2,650 (5, 105, 123)	33,3 (105, 123, 127)
<i>Dendrochirus biocellatus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Dendrochirus brachypterus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Dendrochirus zebra</i>	N	G	NG ¹²⁸	0,863 (5, 129)	25,0 ¹²⁹	1,775 (5, 129)	N/A
<i>Diodon holocanthus</i>	N	N/A	NG ¹³⁰	1,773 (5, 6, 112, 130)	95,3 (130, 131)	2,298 (5, 112, 130)	10,0 ¹³⁰
<i>Diploprion bifasciatum</i>	N	N/A	NG ⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Dunckerocampus dactyliophorus</i>	N	G ²⁵	C ²⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Echidna catenata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Echidna nebulosa</i>	N	H ¹³²	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Echidna polyzona</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ecsenius bicolor</i>	N	N/A	G ⁸	0,817 (5, 8)	144,0 ⁸	3,000 (5, 8, 25)	N/A
<i>Ecsenius gravieri</i>	S	N/A	G ⁸	0,817 (5, 8)	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Ecsenius midas</i>	N	N/A	G ⁸	0,817	120,0 ⁸	2,500	N/A

				(5, 8)		(5, 8)	
<i>Elacatinus evelynae</i>	S	N/A	G ²⁵	1,125 ⁸	158,4 (8, 25)	3,175 (8, 25)	34,8 (8, 25)
<i>Elacatinus oceanops</i>	S	G ²⁵	G ¹³³	1,590 (8, 18, 133, 134)	168,4 (8, 18, 25, 133, 134)	3,163 (8, 18, 25, 133, 134)	28,0 (8, 18, 25)
<i>Enchelycore carychroa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Enchelycore pardalis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Epinephelus cyanopodus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,800 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Epinephelus lanceolatus</i>	N	H ¹³⁵	NG ⁸	0,800 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Epinephelus ongus</i>	N	H ¹³⁶	NG ¹³⁷	0,800 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Eques lanceolatus</i>	S	N/A	NG ⁵	1,000 ⁵	22,0 ⁵	N/A	35,0 ⁵
<i>Exallias brevis</i>	N	N/A	G ⁵	0,725 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Forcipiger flavissimus</i>	N	N/A	NG ⁸	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Forcipiger longirostris</i>	N	N/A	NG ⁵	0,720 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Genicanthus lamarck</i>	N	H ¹³⁸	NG ¹³⁸	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Genicanthus melanospilos</i>	S	N/A	NG ⁵	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Genicanthus watanabei</i>	N	N/A	NG ⁸	0,815 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A

<i>Gnathanodon speciosus</i>	S	N/A	NG ¹³⁹	0,920 (1, 112, 139)	N/A	2,340 (1, 139)	44,0 ¹³⁹
<i>Gobiodon okinawae</i>	S	H ¹⁴⁰	G ⁸	1,020 ⁸	96,0 ⁸	2,000 ⁸	N/A
<i>Gomphosus varius</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Gramma brasiliensis</i>	N	H ¹⁴¹	G ¹⁴²	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gramma loreto</i>	S	G ¹⁴³	G ¹⁴⁴	1,153 (7, 8, 144)	210,0 (7, 8, 18, 144)	3,285 (7, 8, 18, 144)	28,0 ¹⁸
<i>Gramma melacara</i>	N	G ¹⁸	G ¹⁸	N/A	168,0 ¹⁸	3,000 ¹⁸	25,5 ¹⁸
<i>Grammistes sexlineatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gunnellichthys curiosus</i>	N	N/A	G ⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnomuraena zebra</i>	N	H ¹³²	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax chilospilus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax favagineus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax flavimarginatus</i>	N	H ¹³²	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax funebris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax meleagris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax miliaris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Gymnothorax moringa</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax richardsonii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax thyrsoideus</i>	N	G ¹⁴⁵	NG ¹⁴⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Gymnothorax vicinus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Halichoeres chloropterus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres chrysus</i>	N	N/A	NG ⁵	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres hortulanus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres iridis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres marginatus</i>	N	H ¹⁴⁶	NG ¹⁴⁶	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres melanurus</i>	N	H ¹⁴⁷	NG ¹⁴⁸	0,660 ¹⁴⁸	N/A	2,300 (5, 148)	22,0 ¹⁴⁸
<i>Halichoeres ornatissimus</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Halichoeres scapularis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Hemigymnus melapterus</i>	N	H ¹⁴⁹	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Hemitaurichthys polylepis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus acuminatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus chrysostomus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus diphreutes</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Heniochus intermedius</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus monóceros</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus pleurotaenia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus singularis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Heniochus varius</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hippocampus erectus</i>	S	G ¹⁵⁰	C ¹⁵⁰	N/A	432,0 ¹⁵⁰	10,450 (25, 150)	N/A
<i>Hippocampus histrix</i>	N	G ²⁵	C ²⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hippocampus kuda</i>	S	G ¹⁵¹	C ¹⁵¹	2,225 ¹⁵²	322,5 ¹⁵²	5,000 ¹⁵²	N/A
<i>Holacanthus bermudensis</i>	N	N/A	NG ⁷	0,700 ⁷	17,5 ⁷	2,075 (5, 7)	N/A
<i>Holacanthus ciliaris</i>	N	H ¹⁵³	NG ⁸	0,700 ⁸	17,5 ⁷	1,825 (5, 7)	N/A
<i>Holacanthus passer</i>	N	G ¹⁵⁴	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Holacanthus tricolor</i>	N	H ¹⁵⁵	NG ⁷	0,700 ⁷	17,5 ⁷	1,800 (5, 7)	N/A
<i>Hologymnosus doliatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Hoplolatilus chlupaty</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus cuniculus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Hoplolatilus fourmanoiri</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus fronticinctus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus luteus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus marcosi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus purpureus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hoplolatilus starcki</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus aberrans</i>	N	H ¹⁸	NG ¹⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus chlorurus</i>	N	H ¹⁵⁶	NG ¹⁵⁶	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus gemma</i>	N	H ¹⁸	NG ¹⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus guttavarius</i>	N	H ¹⁸	NG ¹⁵⁷	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus indigo</i>	N	H ¹⁸	NG ¹⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus puella</i>	N	H ¹⁵⁶	NG ¹⁵⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Hypoplectrus unicolor</i>	N	H ¹⁵⁶	NG ¹⁵⁶	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Iniistius pavo</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Inimicus didactylus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Istigobius decoratus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Koumansetta rainfordi</i>	S	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Labracinus cyclophthalmus</i>	N	H ¹⁸	G ¹⁸	N/A	96,0 ¹⁸	N/A	31,5 ¹⁸

<i>Labroides bicolor</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Labroides dimidiatus</i>	N	H ¹⁵⁹	NG ¹⁵⁹	0,663 (25, 159)	24,3 (25, 159)	1,848 (5, 25, 159)	N/A
<i>Labroides pectoralis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Labroides phthirophagus</i>	S	N/A	NG ¹⁶⁰	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Labroides rubrolabiatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Labropsis alleni</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Lactoria cornuta</i>	N	N/A	NG ⁵	1,750 ⁵	N/A	N/A	N/A
<i>Lactoria fornasini</i>	N	G ¹⁶¹	NG ¹⁶²	1,765 (5, 162)	91,0 ¹⁶²	2,230 ¹⁶²	N/A
<i>Larabicus quadrilineatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Liopropoma rubre</i>	N	G ¹⁶³	NG ¹⁸	0,863 (5, 18)	21,0 ¹⁸	N/A	N/A
<i>Lutjanus kasmira</i>	N	N/A	NG ¹⁶⁴	0,808 (25, 164)	18,0 ¹⁶⁴	1,830 ¹⁶⁴	N/A
<i>Lutjanus sebae</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Macolor niger</i>	N	N/A	NG ¹⁶⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Macropharyngodon geoffroy</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A

<i>Macropharyngodon meleagris</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Meiacanthus atrodorsalis</i>	S	N/A	G ¹⁶⁶	0,780 ⁸	N/A	2,763 (25, 166)	35,0 (25, 166)
<i>Meiacanthus bundoon</i>	S	N/A	G ⁸	1,150 (5, 8)	336,0 ⁸	3,333 (5, 8, 25)	22,0 ⁸
<i>Meiacanthus grammistes</i>	S	N/A	G ¹⁶⁷	0,863 (5, 18, 25)	180,0 (18, 25, 167)	2,875 (5, 18, 25, 167)	26, (18, 25)
<i>Meiacanthus mossambicus</i>	S	N/A	G ⁸	0,725 ⁵	N/A	2,750 (5, 25)	N/A
<i>Meiacanthus nigrolineatus</i>	S	N/A	G ¹⁶⁸	0,817 (5, 168)	234,0 (18, 168)	2,750 (5, 25)	26,8 (18, 25)
<i>Meiacanthus oualanensis</i>	S	N/A	G ⁸	0,725 ⁵	N/A	2,750 (5, 25)	N/A
<i>Meiacanthus smithi</i>	S	N/A	G ⁸	0,725 ⁵	N/A	2,750 (5, 25)	N/A
<i>Melichthys vidua</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Microspathodon chrysurus</i>	N	N/A	G ¹⁶⁹	N/A	N/A	2,000 ⁷	N/A
<i>Mirolabrichthys pascalus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A

<i>Mirolabrichthys tuka</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Myrichthys breviceps</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myrichthys colubrinus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis adusta</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis berndti</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis hexagona</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis jacobus</i>	N	N/A	NG ¹⁷⁰	N/A	N/A	N/A	49,0 ¹⁷⁰
<i>Myripristis kuntee</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis violacea</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Myripristis vittata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Naso brevirostris</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Naso lituratus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Naso unicornis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Nemanthias bartlettorum</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Nemanthias bicolor</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Nemanthias carberryi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Nemanthias dispar</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Nemateleotris decora</i>	N	N/A	G ¹⁷¹	1,100 ¹⁷¹	96,0 ¹⁷¹	1,900 ¹⁷¹	37,5 ¹⁷¹

<i>Nemateleotris helfrichi</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Nemateleotris magnifica</i>	N	N/A	G ⁸	1,000 ⁸	N/A	N/A	N/A
<i>Neocirrhites armatus</i>	N	H ¹³	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Neoglyphidodon crossi</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Neoglyphidodon melas</i>	N	H ¹⁷²	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Neoglyphidodon nigroris</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Neoglyphidodon oxyodon</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Neopomacentrus azysron</i>	S	N/A	G ¹⁷³	1,615 (5, 173)	84,0 ¹⁷³	3,020 (5, 173)	16,0 ¹⁷³
<i>Novaculichthys taeniourus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Odonus niger</i>	N	N/A	G ¹⁷⁴	0,510 ¹⁷⁵	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Ogilbyina novaehollandiae</i>	N	H	G ¹⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ophioblennius atlanticus</i>	N	N/A	G ¹⁷⁵	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Opistognathus aurifrons</i>	N	G ¹⁸	C ¹⁷⁷	0,925 (1, 8)	180,0 (8, 18)	3,167 (1, 8, 18)	20,0 (8, 18)
<i>Opistognathus rosenblatti</i>	N	N/A	G ¹⁷⁸	1,085 (8, 178)	276,0 ¹⁷⁸	4,510 ¹⁷⁸	N/A
<i>Opistognathus whitehursti</i>	N	N/A	C ¹⁷⁷	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Opsanus beta</i>	N	N/A	G ¹⁷⁹	3,350 ¹⁷⁹	N/A	N/A	N/A
<i>Ostorhinchus compressus</i>	N	N/A	C ⁸	2,000 ⁸	N/A	N/A	N/A
<i>Ostorhinchus cyanosoma</i>	S	N/A	C ¹⁸⁰	1,000 ⁸	144,0 ⁸	2,500 ⁸	N/A
<i>Ostorhinchus hartzfeldii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ostorhinchus novemfasciatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ostorhinchus sealei</i>	S	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ostracion cubicum</i>	N	G ¹⁶¹	NG ¹⁸¹	1,625 (5, 181)	N/A	2,267 ¹⁸¹	N/A
<i>Ostracion meleagris</i>	N	N/A	NG ¹⁶²	1,773 (5, 112, 162)	N/A	2,075 (112, 162)	N/A
<i>Oxycheilinus bimaculatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Oxycirrhites typus</i>	N	N/A	NG ¹⁸²	0,690 ¹⁸²	15,0 ¹⁸²	N/A	N/A
<i>Oxymetopon cyanoctenosum</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Oxymonacanthus longirostris</i>	N	N/A	G ¹⁸³	0,773 (8, 183, 184)	58,0 (8, 183, 184)	2,458 (5, 8, 183, 184)	28,0 ⁸
<i>Parablennius marmoreus</i>	N	N/A	G ⁸	0,725 ⁵	132,0 ¹⁸⁴	2,705 (5, 184)	N/A

<i>Paracanthurus hepatus</i>	N	G ¹⁸⁵	NG ¹⁸⁶	0,690 (18, 186)	30,7 (8, 18, 186)	1,775 (8, 18)	50,5 (18, 186)
<i>Paracentropogon longispinis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Paracentropyge multifasciata</i>	S	H ²⁵	NG ²⁵	N/A	N/A	1,600 ²⁵	42,0 ²⁵
<i>Paracheilinus angulatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus carpenteri</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus filamentosus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus flavianalis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus lineopunctatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus mccoskeri</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracheilinus octotaenia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Paracirrhites arcatus</i>	N	N/A	NG ¹⁰⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Paracirrhites forsteri</i>	N	N/A	NG ¹⁰⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Paraluteres prionurus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Paranthias furcifer</i>	N	N/A	NG ⁷	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Parapercis schauinslandii</i>	N	N/A	NG ⁵	0,850 ⁵	N/A	N/A	N/A

<i>Pareques acuminatus</i>	N	N/A	NG ¹⁸⁷	N/A	N/A	2,145 (7, 187)	31,0 ¹⁸⁷
<i>Parupeneus barberinoides</i>	N	N/A	NG ⁵	0,780 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Parupeneus cyclostomus</i>	N	N/A	NG ⁵	0,780 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Parupeneus multifasciatus</i>	N	G ¹⁸⁸	NG ¹⁸⁸	0,720 (5, 188)	24,5 ¹⁸⁸	2,225 (5, 188)	24,0 ¹⁸⁸
<i>Pervagor janthinosoma</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,800 ⁵	N/A
<i>Pervagor melanocephalus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,800 ⁵	N/A
<i>Pervagor spilosoma</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,800 ⁵	N/A
<i>Pholidichthys leucotaenia</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pictichromis diadema</i>	S	H ²⁵	G ²⁵	0,500 ⁸	120,0 ²⁵	N/A	29,0 ²⁵
<i>Pictichromis paccagnellorum</i>	S	H ²⁵	G ¹⁸⁹	N/A	120,0 (18, 25, 189)	3,500 ¹⁸⁹	27,3 (18, 25)
<i>Pictichromis porphyrea</i>	N	H ¹⁹⁰	G ²⁵	N/A	96,0 (8, 25)	3,000 ⁸	29,0 ²⁵
<i>Plagiotremus rhinorhynchos</i>	N	N/A	G ⁵	0,725 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Platax orbicularis</i>	N	N/A	NG ¹⁹¹	1,300 (25, 70)	N/A	3,200 (25, 70)	23,0 ²⁵

<i>Platax pinnatus</i>	S	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Platax teira</i>	N	N/A	NG ¹⁹²	1,268 (25, 192)	20,0 (25, 192)	2,810 (25, 192)	25,0 ¹⁹²
<i>Plectorhinchus albivittatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,250 ⁵	N/A
<i>Plectorhinchus chaetodonoides</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,250 ⁵	N/A
<i>Plectorhinchus vittatus</i>	N	N/A	NG ¹⁹³	0,798 (25, 193)	19,3 (25, 193)	2,020 (5, 25, 193)	25,0 ¹⁹³
<i>Plectropomus maculatus</i>	N	H ¹⁹⁴	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Plotosus lineatus</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pogonoperca punctata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pomacanthus annularis</i>	S	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus arcuatus</i>	N	N/A	NG ⁸	0,900 (6, 7)	17,5 ⁷	2,075 (5, 7)	N/A
<i>Pomacanthus asfur</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus imperator</i>	N	G ¹⁹⁵	NG ¹⁹⁶	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus maculosus</i>	S	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus navarchus</i>	S	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus paru</i>	N	G ¹⁹⁷	NG ¹⁹⁸	0,900 ⁷	17,5 ⁷	2,075	N/A

(5, 7)

<i>Pomacanthus semicirculatus</i>	N	G ¹⁹⁹	NG ¹⁹⁹	0,753 (25, 199)	18,3 (25, 199)	1,580 (5, 25, 199)	23,5 ²⁰⁰
<i>Pomacanthus sexstriatus</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus xanthometopon</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacanthus zonipectus</i>	S	N/A	N/A	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pomacentrus alleni</i>	N	N/A	G ⁸	2,000 ⁵	48,0 ⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Pomacentrus auriventris</i>	N	N/A	G ⁵	2,000 ⁵	N/A	3,050 ⁵	N/A
<i>Pomacentrus caeruleus</i>	N	H ²⁰¹	G ²⁰¹	1,480 (5, 201)	94,0 ²⁰¹	2,450 (5, 201)	35,0 ²⁰¹
<i>Pomacentrus coelestis</i>	N	H ²⁰²	G ²⁰³	1,250 (5, 8)	48,0 ⁸	2,525 (5, 8)	N/A
<i>Pomacentrus moluccensis</i>	S	N/A	G ²⁰⁴	2,000 ⁵	96,0 ²⁰⁴	2,775 (5, 204)	20,0 ²⁰⁴
<i>Pomacentrus pavo</i>	S	N/A	G ⁸	2,000 ⁵	N/A	3,050 ⁵	N/A
<i>Pomacentrus vaiuli</i>	N	N/A	G ⁵	2,000 ⁵	N/A	3,050 ⁵	N/A
<i>Prognathodes aculeatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pseudanthias cooperi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A

<i>Pseudanthias hawaiiensis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pseudanthias huchtii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pseudanthias pleurotaenia</i>	S	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pseudanthias rubrizonatus</i>	N	H ²⁰⁵	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pseudanthias squamipinnis</i>	N	H ²⁵	NG ⁸	N/A	24,0 ⁸	1,150 (5, 8)	N/A
<i>Pseudanthias ventralis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pseudechidna brummeri</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pseudobalistes fuscus</i>	N	N/A	G ¹⁷⁴	0,550 ⁵	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Pseudocheilinus evanidus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>	N	N/A	NG ²⁰⁶	0,750 ⁸	24,0 ⁸	2,050 (5, 8)	N/A
<i>Pseudocheilinus octotaenia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Pseudocheilinus tetrataenia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Pseudochromis aldabraensis</i>	S	H ²⁰⁷	G ¹⁸⁹	1,625 ⁸	111,0 (8, 18, 25, 189)	3,750 (8, 189)	31,0 (8, 18, 25)
<i>Pseudochromis cyanotaenia</i>	N	H ²⁰⁷	G ²⁵	1,000 ⁸	96,0 (8, 25)	2,500 ⁸	29,0 ²⁵
<i>Pseudochromis flavivertex</i>	S	H ²⁰⁷	G ¹⁸⁹	0,917 ⁸	111,4	3,125	27,5

					(8, 25, 189, 208)	(5, 8, 189)	(8, 25, 208)
<i>Pseudochromis fridmani</i>	S	H ²⁵	G ²⁵	1,250 ⁸	103,0 (8, 18, 25, 189)	2,924 (8, 189, 209)	27,0 (8, 18, 25)
<i>Pseudochromis fuscus</i>	S	H ²⁵	G ²⁵	N/A	114,0 (18, 25)	N/A	27,0 (18, 20)
<i>Pseudochromis sankeyi</i>	S	H ²⁵	G ²⁵	2,000 ⁸	104,0 (8, 18, 25)	3,000 ⁸	27,0 (18, 20)
<i>Pseudochromis springeri</i>	S	H ²⁵	G ²⁵	1,000 ⁸	108,0 (8, 25)	3,000 ⁸	29,0 ²⁵
<i>Pseudodax moluccanus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Pseudojuloides cerasinus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Pseudupeneus maculatus</i>	N	N/A	NG ²¹⁰	0,780 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Pterapogon kauderni</i>	S	G ²¹¹	C ²¹²	2,713 (8, 213, 214)	516,4 (8, 25, 212, 213, 214)	5,226 (5, 8, 213)	N/A
<i>Ptereleotris evides</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ptereleotris hanae</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ptereleotris heteroptera</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ptereleotris microlepis</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Ptereleotris monoptera</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Ptereleotris zebra</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Pterois antennata</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Pterois mombasae</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Pterois radiata</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Pterois russelii</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Pterois volitans</i>	N	G ²¹⁵	G ⁵	1,143 (5, 6, 7)	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Pycnochromis retrofasciatus</i>	N	N/A	G ¹⁸	2,000 ⁵	60,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Pycnochromis vanderbilti</i>	N	N/A	G ¹⁸	2,000 ⁵	60,0 ¹⁸	3,050 ⁵	N/A
<i>Pygoplites diacanthus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Pyronotanthias lori</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Pyronotanthias smithvanizi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,300 ⁵	N/A
<i>Rhinecanthus aculeatus</i>	N	N/A	G ²¹⁶	0,485 ²¹⁶	13,0 ²¹⁶	1,690 (5, 216)	N/A
<i>Rhinecanthus assasi</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Rhinecanthus rectangulus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Rhinecanthus verrucosus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A

<i>Rhinomuraena quaesita</i>	N	N/A	NG ²¹⁷	3,900 ²¹⁷	180,0 ²¹⁷	17,500 ²¹⁷	N/A
<i>Salarias fasciatus</i>	N	N/A	G ⁷	0,725 ⁵	N/A	2,500 ⁵	N/A
<i>Sargocentron diadema</i>	N	G ²¹⁸	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Sargocentron rubrum</i>	N	G ²¹⁹	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Sargocentron xantherythrum</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Scarus taeniopterus</i>	N	N/A	NG ⁹	2,250 ⁵	N/A	1,650 ⁵	N/A
<i>Scolopsis bilineata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Scorpaena brasiliensis</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Scorpaena plumieri</i>	N	N/A	G ⁵	0,950 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Scorpaenopsis macrochir</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Sebastapistes strongia</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Serranocirrhitis latus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Serranus baldwini</i>	N	H ²²⁰	NG ²²⁰	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Serranus tabacarius</i>	N	H ²²¹	NG ²²¹	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Serranus tigrinus</i>	N	H ²²²	NG ²²²	0,775 (8, 25)	24,0 ²⁵	2,000 ²⁵	N/A
<i>Serranus tortugarum</i>	S	H ²²³	NG ²²³	1,000 ⁸	24,0 ⁸	1,750 ⁸	N/A

<i>Siganus corallinus</i>	N	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
				0,567		1,764	
<i>Siganus guttatus</i>	N	N/A	G ²²⁴	(5, 225, 226, 228, 229, 230, 231, 232, 234)	19,9 (225, 227, 228, 229, 230, 233, 234)	(5, 225, 228, 229, 230, 231, 233, 234)	24,0 ²³⁰
<i>Siganus magnificus</i>	N	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Siganus puellus</i>	N	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	2,900 ⁵	N/A
<i>Siganus unimaculatus</i>	N	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	3,900 ⁵	N/A
<i>Siganus virgatus</i>	S	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	4,900 ⁵	N/A
<i>Siganus vulpinus</i>	N	N/A	G ⁵	0,605 ⁵	N/A	5,900 ⁵	N/A
<i>Signigobius biocellatus</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Sphaeramia nematoptera</i>	S	G ¹⁸	C ²³⁵	N/A	153,6 (8, 18, 236)	2,975 (5, 8, 18, 236)	27,0 (18, 236)
<i>Sphaeramia orbicularis</i>	S	N/A	C ⁸	N/A	N/A	2,750 ⁵	N/A
<i>Stegastes lacrymatus</i>	N	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A	3,050 ⁵	N/A
<i>Stethojulis balteata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Stonogobiops nematodes</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Strophidon sathete</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Sufflamen Bursa</i>	N	N/A	G ⁵	0,550 ⁵	N/A	2,000 ⁵	N/A

<i>Sufflamen chrysopterum</i>	N	H ²³⁷	G ²³⁸	0,550 ⁵	12,0 ²³⁸	2,000 ⁵	N/A
<i>Symphorichthys spilurus</i>	S	N/A	NG ²³⁹	0,800 ²³⁹	N/A	N/A	N/A
<i>Synchiropus ocellatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,200 ⁵	N/A
<i>Synchiropus picturatus</i>	S	N/A	NG ¹⁸	0,850 ⁸	24,0 ⁸	1,430 (5, 8)	10,3 ⁸
<i>Synchiropus splendidus</i>	S	N/A	NG ²⁴⁰	1,058 (8, 25, 240)	22,2 (8, 25)	1,567 (5, 8)	25,0 ²⁵
<i>Synchiropus stellatus</i>	S	N/A	NG ⁸	0,800 ⁸	24,0 ⁸	1,350 (5, 8)	N/A
<i>Taenianotus triacanthus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	1,900 ⁵	N/A
<i>Thalassoma bifasciatum</i>	N	H ²⁴¹	NG ²⁴¹	0,547 (6, 7, 25)	N/A	1,550 (5, 7, 25)	N/A
<i>Thalassoma duperrey</i>	N	H ²⁴²	NG ²⁴²	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Thalassoma hardwicke</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Thalassoma lucasanum</i>	N	H ²⁴³	NG ²⁴³	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Thalassoma lunare</i>	N	N/A	NG ⁸	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Thalassoma lutescens</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,100 ⁵	N/A
<i>Valenciennesa helsdingenii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Valenciennesa limicola</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Valenciennea longipinnis</i>	N	N/A	G ²⁴⁴	1,080 ²⁴⁴	96,0 (244, 245)	2,360 ²⁴⁴	N/A
<i>Valenciennea puellaris</i>	N	N/A	G ⁸	N/A	96,0 ⁸	2,000 ⁸	N/A
<i>Valenciennea sexguttata</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Valenciennea strigata</i>	N	N/A	G ²⁴⁶	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Valenciennea wardii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Variola albimarginata</i>	N	H ²⁴⁷	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Variola louti</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Xanthichthys auromarginatus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Xanthichthys mento</i>	N	N/A	G ²⁴⁸	0,480 ²⁴⁸	456,0 ²⁴⁸	1,690 (5, 248)	N/A
<i>Xanthichthys ringens</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	2,000 ⁵	N/A
<i>Zanclus cornutus</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Zebrasoma desjardinii</i>	N	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Zebrasoma flavescens</i>	S	G ²⁴⁹	NG ²⁴⁹	0,660 ²⁵¹	25,8 (25, 70, 250, 251)	1,500 ⁷⁰	56,5 (25, 250)
<i>Zebrasoma scopas</i>	N	N/A	NG ²⁵²	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Zebrasoma veliferum</i>	N	N/A	NG ²⁵³	N/A	N/A	N/A	N/A

<i>Zebrasoma xanthurum</i>	S	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
<i>Zoramia leptacantha</i>	S	N/A	C ⁸	N/A	192,0 ⁸	2,500 ⁸	27,0 ⁸

Referências: ¹Leis & Trnski, 1989; ²Fishelson, 1970; ³Shaw, 1955; ⁴Aishuth *et al.*, 1998; ⁵Leis & Rennis, 1983; ⁶Fahay, 2007; ⁷Richards, 2006; ⁸MBI, 2021; ⁹Colin & Clavijo, 1988; ¹⁰Rocha *et al.*, 2002; ¹¹Randall, 1961; ¹²McCormick, 1999; ¹³Sadovy & Donaldson, 1995; ¹⁴Takegaki, 2000; ¹⁵Madhu *et al.*, 2006a; ¹⁶Madhu *et al.*, 2012a; ¹⁷Kim *et al.*, 2007; ¹⁸Wittenrich, 2007; ¹⁹Hirose, 1995; ²⁰Moyer & Bell, 1976; ²¹Ghosh *et al.*, 2012b; ²²Bell, 1976; ²³Ye *et al.*, 2011; ²⁴Siva & Haq, 2017; ²⁵Calado *et al.*, 2017; ²⁶Krishna *et al.*, 2018; ²⁷Hattori, 1991; ²⁸Madhu & Madhu, 2010; ²⁹Kunzmann & Diemel, 2020; ³⁰Loc, 2002; ³¹Ross, 1978; ³²Green & McCormick, 1999; ³³Green, 2004; ³⁴Arvedlund *et al.*, 2000; ³⁵Kim & Hur, 2007; ³⁶Noh *et al.*, 2011; ³⁷Uthayasiva *et al.*, 2014; ³⁸Green & Fisher, 2004; ³⁹Anil *et al.*, 2012; ⁴⁰Ghosh *et al.*, 2012a; ⁴¹Madhu *et al.*, 2012b; ⁴²Madhu *et al.*, 2006b; ⁴³Yasir & Qin, 2007; ⁴⁴Salis *et al.*, 2021; ⁴⁵Madhu & Madhu, 2007; ⁴⁶Dhaneesh *et al.*, 2012; ⁴⁷Gordon & Hecht, 2002; ⁴⁸Moyer & Nakazono, 1978; ⁴⁹Ho *et al.*, 2008; ⁵⁰Rattanayuvakorn *et al.*, 2005; ⁵¹Yoon *et al.*, 2005; ⁵²Thomas *et al.*, 2016; ⁵³Kumar *et al.*, 2010; ⁵⁴Ignatius *et al.*, 2011; ⁵⁵Gunasekaran *et al.*, 2017; ⁵⁶Ignatius *et al.*, 1999; ⁵⁷Colin & Bell, 1991; ⁵⁸De Mitcheson & Liu, 2008; ⁵⁹Eckert, 1987; ⁶⁰Cassiano *et al.*, 2012; ⁶¹Charney, 1976; ⁶²Gasparini *et al.*, 2005; ⁶³Thangaraja, 1984; ⁶⁴Allen & Kuitert, 1976; ⁶⁵Longenecker *et al.*, 2017; ⁶⁶Lobel & Johannes, 1980; ⁶⁷Bryan *et al.*, 2019; ⁶⁸Kuwamura *et al.*, 2016; ⁶⁹DeMartini *et al.*, 2005; ⁷⁰Rising Tide Conservation, 2021; ⁷¹Hoffman, 1983; ⁷²Domínguez & Botella, 2014; ⁷³Sikkel & Sikkell, 2012; ⁷⁴Sikkel, 1990; ⁷⁵Stroud *et al.*, 1989; ⁷⁶Gladstone & Westoby, 1988; ⁷⁷Bauer Jr & Bauer, 1981; ⁷⁸Aldenhoven, 1986; ⁷⁹Mendonça *et al.*, 2020; ⁸⁰Sakai *et al.*, 2003a; ⁸¹Hioki *et al.*, 1990; ⁸²Baensch & Tamaru, 2009; ⁸³Callan *et al.*, 2014; ⁸⁴Collier *et al.*, 2003; ⁸⁵Sakai *et al.*, 2003b; ⁸⁶Donaldson, 1995a; ⁸⁷De Araujo & Martins, 2006; ⁸⁸Nakai & Sano, 2002; ⁸⁹Soeth *et al.*, 2019; ⁹⁰Gaspar, 1995; ⁹¹Gómez-Gaspar, 1984; ⁹²Booth & Parkinson, 2011; ⁹³Lobel, 1978; ⁹⁴Ralston, 1981; ⁹⁵Degidio *et al.*, 2017; ⁹⁶Yabuta, 1997; ⁹⁷Almany *et al.*, 2007; ⁹⁸Arai, 1994; ⁹⁹Moyer, 1990; ¹⁰⁰Kuwamura, 1987; ¹⁰¹Fowler, 1991; ¹⁰²Donaldson, 1995b; ¹⁰³Kavanagh & Alford, 2003; ¹⁰⁴Cole, 2008; ¹⁰⁵Gopakumar *et al.*, 2009b; ¹⁰⁶Gopakumar *et al.*, 2009c; ¹⁰⁷Olivotto *et al.*, 2003; ¹⁰⁸Donaldson, 1990; ¹⁰⁹Kadota *et al.*, 2012; ¹¹⁰Donaldson, 1987; ¹¹¹Chiu & Leu, 2021; ¹¹²Moser, 1996; ¹¹³Mooi *et al.*, 1990; ¹¹⁴Gronell, 1984; ¹¹⁵Sugama *et al.*, 2003; ¹¹⁶Sugama *et al.*, 2000; ¹¹⁷Sugama *et al.*, 1999; ¹¹⁸Senoo *et al.*, 2002; ¹¹⁹Usman *et al.*, 2003; ¹²⁰Kobayashi & Suzuki, 1992; ¹²¹Choi *et al.*, 2014; ¹²²Mizushima *et al.*, 2000; ¹²³Gopakumar *et al.*, 2009a; ¹²⁴Asoh, 2005; ¹²⁵Schwarz & Smith, 1990; ¹²⁶Asoh & Kasuya, 2002; ¹²⁷Liggins *et al.*, 2016; ¹²⁸Moyer & Zaiser, 1981; ¹²⁹Shadrin & Emel'yanova, 2019; ¹³⁰Sakamoto & Suzuki, 1978; ¹³¹Yue *et al.*, 2018; ¹³²Fishelson, 1992; ¹³³Valenti, 1972; ¹³⁴Fedderm, 1967; ¹³⁵Palma *et al.*, 2019; ¹³⁶Craig, 2007; ¹³⁷Nanami *et al.*, 2013; ¹³⁸Moyer, 1984; ¹³⁹Broach *et al.*, 2015; ¹⁴⁰Cole & Hoese, 2001; ¹⁴¹Leite *et al.*, 2016; ¹⁴²Leite *et al.*, 2018; ¹⁴³Asoh & Shapiro, 1997; ¹⁴⁴Asoh & Yoshikawa, 1996; ¹⁴⁵Loh & Chen, 2018; ¹⁴⁶Shibuno *et al.*, 1993; ¹⁴⁷Kuwamura *et al.*, 2000; ¹⁴⁸Barden *et al.*, 2016; ¹⁴⁹Tresnati *et al.*, 2020; ¹⁵⁰Lin *et al.*, 2008; ¹⁵¹Ignatius & Jagadis, 2003; ¹⁵²Mi *et al.*, 1998; ¹⁵³Nottingham *et al.*, 2003; ¹⁵⁴Arellano-Martínez *et al.*, 1999; ¹⁵⁵Hourigan & Kelley, 1985; ¹⁵⁶Barlow, 1975; ¹⁵⁷Lobel & Neudecker, 1985; ¹⁵⁸Oscar *et al.*, 2009; ¹⁵⁹Kuwamura, 1981b; ¹⁶⁰Youngbluth, 1968; ¹⁶¹Moyer, 1979; ¹⁶²Leis &

Moyer, 1985; ¹⁶³Smith, 1971; ¹⁶⁴Suzuki & Hioki, 1979; ¹⁶⁵Domeier & Colin, 1997; ¹⁶⁶Moorhead & Zeng, 2011; ¹⁶⁷Olivotto *et al.*, 2010; ¹⁶⁸Fishelson, 1976; ¹⁶⁹Pressley, 1980; ¹⁷⁰Bowen *et al.*, 2006; ¹⁷¹Madhu & Madhu, 2014; ¹⁷²Fishelson, 1998; ¹⁷³Tanaka *et al.*, 2007; ¹⁷⁴Fricke, 1980; ¹⁷⁵Kawase, 2002; ¹⁷⁶Marraro & Nursall, 1983; ¹⁷⁷Hess, 1993; ¹⁷⁸Contreras *et al.*, 2012; ¹⁷⁹Gallardo-Torres *et al.*, 2004; ¹⁸⁰Hoey *et al.*, 2012; ¹⁸¹Thangaraja & Al-aisry, 2011; ¹⁸²Donaldson & Colin, 1989; ¹⁸³Kokita & Nakazono, 2000; ¹⁸⁴Barlow, 1987; ¹⁸⁵Sang & Lam, 2018; ¹⁸⁶DiMaggio *et al.*, 2017a; ¹⁸⁷Holt & Riley, 1999; ¹⁸⁸Pavlov *et al.*, 2011; ¹⁸⁹Mies *et al.*, 2014; ¹⁹⁰Kuwamura *et al.*, 2015; ¹⁹¹Leis *et al.*, 2013; ¹⁹²Leu *et al.*, 2018; ¹⁹³Leu *et al.*, 2012; ¹⁹⁴Ferreira, 1993; ¹⁹⁵Obota *et al.*, 2016; ¹⁹⁶Thresher, 1982; ¹⁹⁷Feitosa *et al.*, 2016; ¹⁹⁸Moyer *et al.*, 1983; ¹⁹⁹Leu *et al.*, 2009; ²⁰⁰Cassiano *et al.*, 2015; ²⁰¹Gopakumar *et al.*, 2002; ²⁰²Kim *et al.*, 2021; ²⁰³Jan, 1997; ²⁰⁴Murphy *et al.*, 2007; ²⁰⁵Hayasaka *et al.*, 2019; ²⁰⁶Kuwamura, 1981a; ²⁰⁷Wittenrich & Munday, 2005; ²⁰⁸Olivotto *et al.*, 2006; ²⁰⁹Chen & Zeng, 2021; ²¹⁰Patrick & Clavijo, 1978; ²¹¹Vagelli & Volpedo, 2004; ²¹²Roosbehfar *et al.*, 2012; ²¹³Vagelli, 1999; ²¹⁴Rao & Kumar, 2014; ²¹⁵Fogg *et al.*, 2017; ²¹⁶Kuwamura, 1997; ²¹⁷Preininger *et al.*, 2014; ²¹⁸Al-Zibdah *et al.*, 2005; ²¹⁹Farrag *et al.*, 2018; ²²⁰Petersen & Fischer, 1986; ²²¹Petersen, 1995; ²²²Pressley, 1981; ²²³Fischer, 1984; ²²⁴Rahman *et al.*, 2000; ²²⁵Pham & Le, 2016; ²²⁶Gorospe *et al.*, 2011; ²²⁷Pham & Phan, 2016; ²²⁸Hara *et al.*, 1986a; ²²⁹Hara *et al.*, 1986b; ²³⁰Juario *et al.*, 1985; ²³¹Ayson, 1991; ²³²Ayson & Lam, 1993; ²³³Rachmansyah *et al.*, 2007; ²³⁴Tabugo *et al.*, 2012; ²³⁵Rueger *et al.*, 2019; ²³⁶Fisher & Bellwood, 2003; ²³⁷Yamaguchi *et al.*, 2013; ²³⁸Ishihara & Kuwamura, 1996; ²³⁹Sakaue *et al.*, 2016; ²⁴⁰Sadovy *et al.*, 2001; ²⁴¹Reinboth, 1973; ²⁴²Ross, 1983; ²⁴³Warner, 1982; ²⁴⁴Takegaki & Nakazono, 1999a; ²⁴⁵Takegaki & Nakazono, 1999b; ²⁴⁶Reavis, 1997; ²⁴⁷Damora *et al.*, 2021; ²⁴⁸Kawase, 2003; ²⁴⁹Bushnell *et al.*, 2010; ²⁵⁰Callan *et al.*, 2018; ²⁵¹Burgess & Callan, 2018; ²⁵²Robertson *et al.*, 1979; ²⁵³Robertson, 1983.