



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE PESCA

GABRIEL DE MESQUITA FACUNDO

**CULTIVO DO NEON GOBY *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa, 1997),
SUBMETIDO A DIFERENTES TRATAMENTOS ALIMENTARES**

FORTALEZA

2022

GABRIEL DE MESQUITA FACUNDO

CULTIVO DO NEON GOBY *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa, 1997), SUBMETIDO A
DIFERENTES TRATAMENTOS ALIMENTARES

Tese submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do grau de Doutor em Engenharia de Pesca. Área de Concentração: Aquicultura.

Orientador: Prof. Dr. Francisco Hiran Farias Costa.

FORTALEZA

2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Sistema de Bibliotecas

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

F123c Facundo, Gabriel de Mesquita.
Cultivo do neon goby *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa, 1997), submetido a diferentes tratamentos alimentares / Gabriel de Mesquita Facundo. – 2022.
96 f. : il. color.

Tese (doutorado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2022.

Orientação: Prof. Dr. Francisco Hiran Farias Costa.

1. Peixes ornamentais marinhos. 2. Cultivo. 3. Cadeia produtiva. 4. Neon goby. I. Título.

CDD 639.2

GABRIEL DE MESQUITA FACUNDO

CULTIVO DO NEON GOBY *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa, 1997), SUBMETIDO A
DIFERENTES TRATAMENTOS ALIMENTARES

Tese submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Engenharia de Pesca. Área de concentração: Aquicultura.

Aprovada em: 31/08/2022

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Francisco Hiran Farias Costa (Orientador)
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Aldeney Andrade Soares Filho
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Rossi Lelis Muniz de Souza
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. José Willian Alves da Silva
Instituto Federal do Ceará

Prof. Dr. Guelson Batista da Silva
Universidade Federal Rural do Semiárido

Dedico esse trabalho primeiramente a DEUS e a minha família, Alzir Facundo (Pai), Fátima Maria de Mesquita Facundo (Mãe), Luana Maria Facundo e Gabriel Arrais Facundo (Filhos)

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador Prof. Dr. Francisco Hiran Farias Costa, pela dedicação e atenção prestadas durante o doutorado.

A Universidade Federal do Ceará e a Universidade Federal Rural da Amazônia, pelo apoio e infraestrutura necessários para a realização do presente trabalho.

A Empresa Aquário Ceará e Biosphera Ornamentais em Aquiraz e Fortaleza respectivamente, pelo apoio a esse projeto. Sem a colaboração delas, nada disso seria possível.

A banca examinadora por se dispor a avaliar o projeto e auxílio nas correções necessárias.

Ao Prof. Antônio Manuel Furtado Neto (*in memoriam*), pela dedicação e atenção prestadas durante minha graduação e mestrado. Que Deus lhe guarde em um bom lugar.

Aos amigos que colaboraram com o meu trabalho: Toivi Masih, Rossi Lelis, André Caetano, Carlos Magno e todos aqueles que tornaram esse trabalho possível.

Aos irmãos Jan Carneiro e Deumad Brasilino, pelo apoio quando eu mais precisei. Eterna Gratidão.

Agradeço aos meus filhos Luana Maria e Gabrielzinho pela paciência e apoio incondicional durante a minha jornada na pós-graduação.

Aos meus pais que sempre estiveram ao meu lado em todos os momentos de minha vida.

Ao meu irmão que a vida me deu, Raphael Stedile pela ajuda não só nesse trabalho, mas na vida inteira. Te amo meu irmão!

A minha amiga Dra. Thaís Danyelle pela ajuda na formatação desse trabalho.

A minha equipe Nova União e amigos da academia por ser minha válvula de escape em todos os momentos que eu estive perto de surtar. Obrigado Mestre Laga, Nego Deu, Magal, Galego, Toninho, Chapeleiro, Takaki, Luquinhas, Chicão, Coxinha e demais companheiros pelos amassos, prosas e brincadeiras. Melhor remédio é Jiu-jitsu. OSS!

RESUMO

Várias espécies são impactadas pela ação humana através da exploração, para suprir o mercado de peixes ornamentais. Devido a esses fatores, muitas delas podem estar sendo sobre exploradas, atingindo o limite da sustentabilidade para a atividade. Nesse sentido, a aquicultura de peixes ornamentais marinhos é a principal alternativa para diminuir os impactos sobre espécies recifais que são comumente utilizadas pelo aquarismo. O cultivo de alimento vivo e o desenvolvimento de protocolos de cultivo, torna a atividade extremamente viável e necessária. Assim, este trabalho teve por objetivo desenvolver um protocolo de criação para o neon goby (*E. figaro*) espécie endêmica brasileira, bem como, descrever o comportamento reprodutivo e o desenvolvimento larval da espécie e avaliar os efeitos de diferentes densidades de rotíferos e de artêmia na sobrevivência e crescimento larval. Salienta-se que para a espécie, a maior sobrevivência ocorreu em tratamentos de controle em que as larvas foram alimentadas apenas com rotíferos, sugerindo que artêmia era uma presa inadequada para larvas de *E. figaro* neste estágio de desenvolvimento. Durante os experimentos de densidade de rotíferos, não houve diferenças significativas na sobrevivência ou crescimento de larvas de *E. figaro* entre os tratamentos de densidade que foram alimentados com 10, 15 ou 25 rotíferos mL⁻¹. No entanto, a maior sobrevivência média foi alcançada quando foram alimentados com 20 rotíferos mL⁻¹. Os tratamentos utilizando artêmia ocorreu do a partir do dia 14 e perdurou até o dia 35 após a eclosão, os tratamentos de controle foram alimentados apenas com 20 rotíferos/ml. Durante os experimentos com artêmia, a sobrevivência das larvas de *E. figaro* diminuiu gradativamente com o aumento da densidade dos náuplios de artêmia. Em conclusão, outras formas de alimentos podem ser testadas assim como se desenvolver novas técnicas e protocolos para cultivo de alimento vivo e conseqüentemente, um melhor desenvolvimento da aquicultura ornamental marinha. Uma das alternativas a serem buscadas é promover a viabilidade do cultivo de novas fontes alimentares que venham a suprir as necessidades nutricionais das espécies cultivadas.

Palavras-chave: peixe ornamental marinho; cultivo; cadeia produtiva; neon goby.

ABSTRACT

Several species are impacted by human action through exploitation, to supply the ornamental fish market. Due to these factors, many of them may be overexploited, reaching the limit of sustainability for the activity. In this sense, the aquaculture of marine ornamental fish is the main alternative to reduce the impacts on reef species that are commonly used by aquarists. The cultivation of live food and the development of cultivation protocols makes the activity extremely viable and necessary. Thus, this work aimed to develop a breeding protocol for the neon goby (*E. figaro*), an endemic Brazilian species, as well as to describe the reproductive behavior and larval development of the species and to evaluate the effects of different rotifer and brine shrimp densities. On larval survival and growth. During rotifer density experiments, there were no significant differences in the survival or growth of *E. figaro* larvae between density treatments that were fed with 10, 15 or 25 rotifers ml⁻¹. However, the highest median survival was achieved when they were fed 20 ml⁻¹ rotifers. The treatments using brine shrimp occurred from day 14 and lasted until day 35 after hatching, the control treatments were fed only with 20 rotifers/ml. During experiments with brine shrimp, survival of *E. figaro* larvae gradually decreased with increasing density of brine shrimp. It is noteworthy that for the species, the highest survival occurred in control treatments in which the larvae were fed only rotifers, suggesting that brine shrimp were an unsuitable prey for *E. figaro* larvae at this stage of development. In conclusion, other forms of food can be evaluated as well as the development of new techniques and protocols for live food cultivation and, consequently, a better development of marine ornamental aquaculture. One of the alternatives to be sought is to seek the feasibility of growing new food sources that will meet the nutritional needs of the cultivated species.

Keywords: ornamental marine fish; farming; productive chain; neon goby.

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1	- Famílias e principais espécies produzidas em cativeiro até 2019.	27
Gráfico 2	- Sobrevivência dos tratamentos em relação a densidade de rotíferos por tratamento.	69
Gráfico 3	- Sobrevivência dos tratamentos em relação a densidade de náuplios de artêmia por tratamento.	69
Gráfico 4	- Relação taxa de eclosão e sobrevivência entre tratamentos.	70

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - O neon goby atende espécies de todas as categorias tróficas, ou seja, desde espécies que se alimentam de algas até as que se alimentam de outros peixes. Este limpador pode ser observado entrando pelas cavidades oral e branquial de predadores como badejos e garoupas, sem correr o risco de ser engolido por eles..... 23
- Figura 2 - Atlântico Sul Ocidental, endêmica da costa do Nordeste do Brasil a Santa Catarina, incluindo o Arquipélago de Abrolhos..... 26
- Figura 3 - As espécies desta família podem frequentemente ser vistas usando a ventosa para aderir a rochas e corais, e em aquários eles grudam nas paredes de vidro e tanque também..... 28
- Figura 4 - *Elacatinus evelynae*, tamanho entre 2.5 a 4 cm, é encontrado a uma profundidade de 10-30 m, ocorre nas Bahamas e América Central ao norte da América do Sul..... 28
- Figura 5 - *Elacatinus lori*, possui comprimento de 3 cm, vive a uma profundidade de 3-25 m e distribuição em Belize, Honduras..... 29
- Figura 6 - *Elacatinus genie* possui comprimento 2.5 a 4 cm, vive a uma profundidade de 3-15 m e distribuição Bahamas e Cuba..... 29
- Figura 7 - *Elacatinus louisae* possui comprimento de 2.5 a 4 cm , vive a uma profundidade de 12-40 m e distribuição nas Bahamas e Ilhas Cayman. . 30
- Figura 8 - *Elacatinus puncticulatus* comprimento 4 cm, vive a uma profundidade de 1-8 m e distribuição Golfo da Califórnia, Costa do Pacífico, México ao Panamá. 30
- Figura 9 - *Elacatinus xanthiprora* comprimento 4 cm, vive a uma profundidade de 7 - 26 m e distribuição do Sul da Flórida, Jamaica e América Central..... 31
- Figura 10 - *Elacatinus horsti* possui comprimento 2.5 a 4 cm, vive a uma profundidade de 8-18 m e distribuição Caribe, Bahamas e Sul da Flórida..... 31
- Figura 11 - *Elacatinus multifasciatus* comprimento de 3.5 cm, vive a uma profundidade de 3-18 m e distribuição entre Bahamas, América Central e ao norte da América do Sul..... 32

Figura 12	- <i>Elacatinus figaro</i> comprimento de 2.5 a 3.4 cm, vive a uma profundidade de 3-20 m e é endêmico do Brasil.....	32
Figura 13	- Esquema com bateria de aquários para acondicionamento de reprodutores de <i>E. figaro</i> com recirculação contínua.....	36
Figura 14	- Esquema do sistema de recirculação utilizado nas etapas de reprodução e engorda. Setas indicam o sentido do fluxo da água. 1 Aquários; 2 Filtros tipo “Bag”; 3 Skimmer; 4 Filtro biológico; 5 Lâmpadas; 6 Caixa sump; 7 Bomba Retorno; 8 Sistema de esterilização.....	36
Figura 15	- Sistema de bateria de aquários, utilizados no experimento de densidade alimentar em <i>E. figaro</i>	37
Figura 16	- Sistema de bateria de aquários, utilizados no experimento de densidade alimentar em <i>E. figaro</i>	37
Figura 17	- Casal de reprodutores recém-formado, evidenciando a demarcação do ninho pelo macho (dentro do cano) e fêmea com o ventre abaulado (parte inferior da imagem).....	38
Figura 18	- Cultura de rotíferos em água verde composta por <i>Nanoclorops oculatta</i> algas unicelulares que flutuam livremente, tonalizando a água. De fácil cultivo, adicionando nutrientes e iluminação constante, esse meio de cultura é bastante empregado na larvicultura.....	52
Figura 19	- Cortejo de casal de <i>E. figaro</i> , onde o macho (parte inferior do cano), através de movimentos pré-elaborados, induz a fêmea a desova (nota-se o ventre bastante abaulado e pronto para desova).....	61
Figura 20	- Casal de reprodutores após a desova, onde se visualiza a fêmea na parte externa do cano e macho, cuidando e oxigenando os ovos na parte interna do cano.....	61
Figura 21	- Várias desovas de <i>E. figaro</i> em estrutura de PVC de 25 mm, sendo transferidas para aquário de eclosão.....	62

LISTA DE QUADROS

Quadro I	- Espécies de Gobiideos reproduzidos em cativeiro.	44
Quadro II	- Espécies de Gobiideos cultivadas e valores de mercado ornamental marinho, norte americano.....	45
Quadro III	- Principais espécies do gênero <i>Elacatinus</i> e sua distribuição.....	46
Quadro IV	- Características reprodutivas das principais espécies do gênero <i>Elacatinus</i> reproduzidas em cativeiro.....	48

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Relação das espécies produzidas em cativeiro, entre 2016 e 2019.	19
Tabela 2 - Relação das espécies e suas respectivas famílias, produzidas em cativeiro.....	21

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	13
2	REVISÃO DA LITERATURA	15
2.1	Peixes Ornamentais Marinhos	15
2.2	Doenças e Patógenos	20
2.3	Aquicultura Marinha Ornamental	20
2.4	Aplicações da Aquicultura na Família Gobiidae	26
2.4.1	<i>Habitat</i>	33
2.4.2	<i>Reprodução</i>	34
2.4.3	<i>Sistemas de Técnicas de Cultura</i>	35
2.4.4	<i>Reprodução e Desova</i>	38
2.4.5	<i>Ovos e Larvas</i>	39
2.4.6	<i>Crescimento</i>	41
2.4.7	<i>Marketing e Economia</i>	42
2.4.8	<i>Gênero Elacatinus</i>	45
3	MATERIAL E MÉTODOS	50
3.1	Qualidade de Água	50
3.1.1	<i>Sistema de Cultivo</i>	50
3.1.2	<i>Filtro Biológico, Filtro UltraVioleta e Skimmer</i>	51
3.1.3	<i>Parâmetros Físicos e Químicos</i>	51
3.2	Produção de Alimento Vivo	52
3.2.1	<i>Brachionus plicatilis</i>	53
3.2.2	<i>Artêmia franciscana</i>	54
3.3	Densidades de Rotíferos e Artêmia Otimizados	55
3.4	Manejo dos Reprodutores de <i>E. fígaro</i>	56
3.4.1	<i>Experimento de Larvicultura de <i>E. fígaro</i></i>	57
3.5	Análises Estatísticas	59
4	RESULTADOS	60
4.1	Observações Geral de Reprodutores	60
4.2	Desenvolvimento LARVAL	62
5	DISCUSSÃO	71
5.1	Viabilidade no Uso de Copépodes e Fontes Alternativas	72
5.2	Questões de Sustentabilidade e Rastreabilidade	75
5.3	<i>Elacatinus fígaro</i>	77
6	CONCLUSÃO	81
	REFERÊNCIAS	83

1 INTRODUÇÃO

Embora os recifes de coral cubram menos de 1% do meio marinho, são unanimemente considerados um dos mais ricos biologicamente e produtivos ecossistemas do planeta. Eles suportam mais de 4.000 espécies de peixes, cerca de 800 espécies de corais construtores de recifes e vários milhares de outros invertebrados de recife (cnidários, esponjas, moluscos, crustáceos e equinodermos; BIRKELAND, 2015). As últimas décadas foram caracterizadas por efeitos antropogênicos negativos nos ecossistemas de recifes de coral, como sedimentação, enriquecimento de nutrientes devido aos dejetos humanos e ao escoamento da agricultura, pesca predatória, e mudanças climáticas globais (MEURER *et al.*, 2017). O intensivo esforço de pesca necessário para abastecer o comércio de aquários também pode ter desempenhado um papel importante no declínio dos recifes de coral.

Ao contrário das espécies ornamentais de água doce, onde mais de 90% das espécies de peixes são atualmente produzidas em cativeiro, a grande maioria dos animais marinhos aquários são obtidos através da captura na natureza (GROOVER, 2020). Além disso, menos comerciantes apoiam a utilização de técnicas de pesca destrutivas, nomeadamente o uso de cianeto, para anestésias espécies de peixes. O uso deste veneno é conhecido por causar danos direcionados, bem como não direcionados, peixes recifais e seus efeitos deletérios em diversos invertebrados marinhos também são documentados (MADEIRA; CALADO, 2019). A promoção do branqueamento em recifes de corais após exposição ao cianeto é certamente um dos efeitos mais dramáticos do uso deste veneno para coletar peixes recifais vivos (HERZ *et al.*, 2016).

Estima-se que dos oceanos aos aquários, até 80% dos animais comercializados morrem durante captura, embarque, manuseio, uso de venenos durante a coleta e doenças (MADHU *et al.*, 2016). A baixa sobrevivência dos espécimes através da cadeia produtiva, juntamente com a atual dependência da indústria de peixes ornamentais marinhos através do extrativismo, instiga os investigadores a encontrarem soluções para tornar o comércio de espécies marinhas ornamentais, uma prática sustentável.

A aquicultura é comumente considerada uma alternativa potencial, já que a produção em cativeiro de algumas espécies coletadas certamente contribuiriam para aliviar a atual pressão da pesca nos recifes de coral (OLIVOTTO *et al.*, 2017). Esta abordagem pode não só gerar uma alternativa ao fornecimento de espécimes ornamentais marinhas, mas também permitem que os pesquisadores coletem informações valiosas sobre sua história de vida (idade

na maturidade, fecundidade, etc.) para melhorar a gestão de estoques naturais e nossa compreensão de como esses organismos respondem aos impactos humanos.

Vários trabalhos citados aqui, abordam os mais relevantes avanços na criação de espécies ornamentais marinhas (OLIVOTTO *et al.*, 2017; MAJORIS *et al.*, 2018), além do estabelecimento de uma coleta sustentável, produção e práticas comerciais para espécies ornamentais marinhas, bem como desenvolver protocolos de rastreabilidade confiáveis para distinguir espécimes capturados e/ou cultivados e de fundamental importância para o desenvolvimento de uma atividade ecologicamente e economicamente sustentável.

Portanto é possível desenvolver protocolos para cultivo do néon goby e demais espécies de gobiídeos, assim como, para diversas espécies comercializadas no mercado marinho ornamental e com isso diminuir os impactos sobre os estoques naturais.

Assim, o presente trabalho teve por objetivo desenvolver um protocolo de criação para o néon goby (*Elacatinus figaro*) espécie endêmica brasileira, bem como, descrever o comportamento reprodutivo e o desenvolvimento larval da espécie, além de avaliar os efeitos de diferentes densidades de rotíferos e de artêmia ofertados na alimentação, sobre a sobrevivência e crescimento larval.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Peixes Ornamentais Marinhos

Nos últimos anos, tem havido um aumento em focar no fornecimento de peixes de aquário através cultivo em sistemas fechados. O desenvolvimento de procedimentos incubatórios, confiáveis e sustentáveis para a criação em cativeiro de peixes de recife torna-se essencial para reduzir a pressão sobre as populações de vida selvagem e também porque a criação de peixes em sistemas fechados é susceptível à produção de espécimes mais resistentes e que são melhores mantidos em cativeiro e sobreviver por mais tempo (MAJORIS *et al.*, 2018).

Espera-se que grande parte da demanda do mercado para os peixes ornamentais marinhos mais populares pode eventualmente ser satisfeita por peixes cultivados; contudo, na realidade, a maior parte da aquicultura ornamental marinha continua apresentando problemas. Na verdade, existem inúmeras processos críticos na história do início da vida, em que deficiências podem representar um fator limitante na criação em cativeiro (WABNITZ *et al.*, 2003).

Algumas das principais etapas críticas que podemos destacar estão relacionados ao dimorfismo sexual (que inclui sexagem dos peixes e o desenvolvimento do seu sistema reprodutivo), desenvolvimento embrionário (que é estritamente relacionado com a nutrição dos reprodutores, manutenção e genética), eclosão (que depende principalmente da estratégia reprodutiva da espécie alvo), e a transição de alimentação endógena para exógena nas pós-larvas (MAJORIS *et al.*, 2018).

Está bem estabelecido que o ciclo de vida a maioria dos peixes de recife de coral pode ser subdividido em três fases biológicas/ecológicas distintas: larvas, juvenil e adultos. Para cultivar animais marinhos, devemos trabalhar em todas as fases da vida desde os ovos para larvas, juvenis e adultos (ZENG *et al.*, 2018).

Em geral, a hipótese de muitos cientistas é que os peixes ornamentais marinhos podem ser desovados e criados em cativeiro e segundo, as técnicas de cultivo desenvolvidos nos laboratórios de pesquisa pode ser transferido para a produção comercial (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Para começar criando e cultivando reprodutores de peixes ornamentais marinhos devem ser cuidadosamente escolhidos porque reprodutores de alta qualidade são essenciais para uma criação larval bem-sucedida. Quando possível, espécimes criados em cativeiro devem ser preferidos sobre os selvagens porque eles são mais resistentes, já adaptados ao cativeiro e

sobrevivem por mais tempo, pois são peixes jovens (6-12 meses), e não sofrem estresse de captura, triagem e embarque (RHYNE; TLUSTY; KAUFMAN, 2014).

Como as estratégias reprodutivas utilizadas pelos peixes são extremamente diversificadas, o conhecimento da história de vida das espécies em estudo é fundamental para o sucesso da propagação em cativeiro. O desenvolvimento de estratégias reprodutivas depende da integração de uma ampla variedade de conhecimentos externos. Esses sinais fornecem informações sobre quando um animal deve reproduzir: se é de tamanho suficiente ou estado de energia para se reproduzir (sugestões metabólicas), se as condições são ideais para o sucesso na reprodução (sugestões ambientais) e se um companheiro apropriado está presente (pistas sociais) (SAZIMA *et al.*, 2000).

Ao tentar criar uma determinada espécie de peixes em cativeiro, é importante a definição dos sexos dos organismos: alguns peixes são de um sexo (peixe gonocórico) e não são capazes de reversão sexual. Os casais costumam ser formados por tentativa e erro ou olhando para o dimorfismo sexual. Por exemplo, em ambos blennio listrado, (*Meiacanthus grammistes*) e donzela de cauda amarela, (*Chrysiptera parasema*), machos são muito mais agressivos, enquanto as fêmeas apresentam uma abertura caudal mais arredondada e são pacíficas (WITTENRICH, 2007).

Alguns peixes são capazes de realizar a reversão sexual (hermafroditas). Existem hermafroditas simultâneos, onde o indivíduo possui tecido reprodutor feminino e masculino e pode agir como ambos os sexos durante uma única desova. A adaptação física geralmente impede a autofertilização (HOLT *et al.*, 2017). Eles representam uma minoria entre peixes de aquário (por exemplo, peixes da Família Serranidae). Sequenciais hermafroditas são dominantes e envolvem um indivíduo agindo com um sexo durante o início e parte de sua vida e, eventualmente, se as condições são apropriadas, ocorre a mudança de sexo. Eles podem ser subdivididos em protogínico (mudança de sexo na direção feminino-masculino) e protândricos (mudança de sexo na direção masculino-feminino). Típicos exemplos de espécies protândricas são os peixes-palhaço onde o status social determina o sexo do peixe. A fêmea é a maior, o macho é o segundo maior, e os não reprodutores são progressivamente menores à medida que a hierarquia desce (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Espécies protogínicas típicas são as donzelas e peixes-anjo. Após determinar o sexo do peixe através do hipotálamo, o eixo gonadal pituitário é ativado. Condições ambientais, incluindo fotoperíodo, temperatura e a disponibilidade alimentos pode ser muito importante para esta ativação (HOLT, 2003).

O fotoperíodo e a temperatura podem ser manipulados usando temporizadores de luz e termostatos. Ambientes controlados imitam a desova natural. Condições com mudanças sazonais no comprimento do dia e temperatura são utilizados para promover a desova. Normalmente, para peixes de desova demersal, alta temperatura (28 °C) e fotoperíodo longo (14 L/10 E) são suficientes para fazer os peixes desovarem (OLIVOTTO *et al.*, 2017; CRAIG; GARDNER; CARNEVALI, 2017), embora outras combinações (13 L/11 E 12 L/12 E a 26 °C para *Elacatinus figaro*) também pode funcionar (CHEN, 2020). No entanto, para desovadores pelágicos, são necessárias mudanças sazonais (HOLT *et al.*, 2017) para induzir a desova, com peixes submetidos ao inverno (22 °C, 10 L/14 E), primavera (24 °C, 12 L/12 E) e verão (27-28 °C, 14 L/10 E) temperaturas/fotoperíodos (HOLT *et al.*, 2017). Mesmo assim, a desova sempre ocorre durante o período de verão (HOLT *et al.*, 2017; OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Essas condições de temperatura e fotoperíodo, juntamente com uma boa qualidade da água (garantida por equipamentos de filtragem adequados) e com alimentação adequada, geralmente resultam na desova de peixes ornamentais marinhos em cativeiro (HOLT; RILEY, 2001).

Os dois modos dominantes de liberação de óvulos entre os peixes marinhos são desova demersal e desova pelágica. Os reprodutores demersais geralmente produzem ovos que estão presos a uma superfície sólida ou gerados em pequenas cavernas como massas de ovo gelatinosos. No caso da desova demersal, requer cuidado parental. Normalmente, o macho cuida dos alevinos até a eclosão. Nesse período, a fêmea está envolvida na alimentação para sustentar a oogênese. O esforço colocado no cuidado parental depende da circulação da água no tanque; quanto mais corrente, menos frequentemente o macho tem que abanar os embriões (BONHOMME; PLANES, 2000; BROTHERS; THRESHER, 1985; WELLINGTON; VICTOR, 1989).

Os machos têm sido frequentemente observados mordendo os embriões. Esta é uma prática comum que pode ser importante para evitar o desenvolvimento inadequado dos embriões.

Geradores pelágicos exibem um namoro complexo com óvulos e espermatozoides sendo liberados na coluna de água. Os ovos são geralmente menores e produzidos em maior número quando comparado com os desovadores demersais. Desova geralmente ocorre ao anoitecer, pois durante este período de transição, a pressão predatória é reduzida no recife (predadores diurnos buscam refúgio e ainda não estão totalmente ativos) (COLE, 2009; DIRNWOEBER; HERLER 2012).

Dependendo da estratégia reprodutiva, o desenvolvimento embrionário dura horas em desovas pelágicas (CAILLON *et al.*, 2018; DE OLIVEIRA *et al.*, 2021; FOWLER; PARKINSON; BOOTH, 2018), para dias em desovas demersais (ARAI, 2015; MATTHIAS *et al.*, 2018; PALMTAG, 2017). Embora o embrião esteja se desenvolvendo protegido pela membrana coriônica, vários processos biológicos diferentes são iniciados para prepará-lo para sua vida independente no ambiente. Após um processo específico de desenvolvimento, o embrião muda em uma forma para obter nutrientes de fontes exógenas, uma etapa que é alcançada através da ruptura da membrana coriônica (eclosão) em espécies demersais. Em desovadores demersais e formadores de ninhos, a eclosão se dá através de ação enzimática, ação mecânica causada pelos movimentos sincronizados do embrião, enzimas de eclosão e cuidado parental (OLIVOTTO *et al.*, 2017). Em várias espécies, incubação bem-sucedida pode depender do ambiente, condições de luz, com a maioria dos desovadores demersais chocando à noite. O desenvolvimento deste tipo de eclosão foto regulada é provavelmente uma estratégia de vida ecologicamente significativa para reduzir a pressão predatória sobre essas larvas.

Na eclosão, as delicadas larvas e pós-larvas são extremamente sensíveis a qualquer turbulência e variação ambiental físico-química (OLIVOTTO *et al.*, 2017). As larvas demersais se desenvolvem no ovo até que os olhos pigmentados e uma dobra fina tenham se desenvolvido. As larvas se mostram bastante ativas nesta fase com maxilares funcionais e olhos pigmentados, o saco vitelino está quase esgotado e boca e sistema digestivo estão abertos e funcionais.

No entanto, as larvas pelágicas são muito pequenas, eclodem como pós-larvas e não possuem olhos pigmentados, um sistema digestivo ou boca. Nesta fase, eles ainda possuem grandes reservas de gema que são usadas para passar por uma segunda fase de desenvolvimento de cerca de 48 h na coluna de água (ALLEN, 2000).

Após este período, as pós-larvas se desenvolvem em larvas ativas com olhos pigmentados e sistema digestivo funcional. As pós-larvas são extremamente vulneráveis a predação durante este período inicial (OLIVOTTO *et al.*, 2004).

Como as larvas e pós-larvas são muito delicadas durante esta primeira parte de sua história de vida, diferentes sistemas de criação de larvas foram desenvolvidos para imitar as condições do oceano aberto onde os organismos alimentares são abundantes e os predadores são poucos. Microcosmos feitos a partir de aquários e tanques de 20-40 L têm sido usados com sucesso por vários desovadores demersais, incluindo peixes-palhaço (*Amphiprion* spp.), gobies (*Gobiosoma* spp.), dotybacks (*Pseudochromis* spp.) e alguns blennios (*Meiacanthus* spp.; OLIVOTTO *et al.*, 2017). As laterais do tanque são cobertas com painéis pretos para reduzir a reflexão da luz, enquanto o fundo é geralmente branco para facilitar a limpeza do mesmo. A

água nesses tanques pode ser trocada até 10 vezes por dia através de um sistema de recirculação (OLIVOTTO *et al.*, 2017; CARNEVALI *et al.*, 2019). Para pós-larvas, pequenas estruturas de malha de 50 L colocadas em grandes tanques (400-1000 L) foram usadas com sucesso. O uso dessas estruturas de criação, concentra larvas e alimento, aumentando a taxa de encontro do alimento e predador, fornece abrigo e diminui potenciais danos físicos. Além disso, o aquecimento e a aeração são realizados no tanque grande tendo a água de cultivo sempre limpa, quente e a salinidade adequada, todas as condições que as larvas necessitam e encontram em ambiente natural (ZENG *et al.*, 2018).

Hoje a facilidade em manter aquários marinhos, devido a equipamentos e tanques mais modernos, aumenta a demanda por peixes ornamentais. Fazendas de produção, localizadas principalmente na Ásia, tem apresentado ótimos resultados na reprodução de várias espécies. Porém a produção de peixes marinhos, ainda é pequena se comparado aos exemplares oriundos do extrativismo. O grande desafio é desenvolver tecnologia reprodutiva para diversas espécies, que ainda tem sua grande maioria obtida através do extrativismo (PEREZ, 2019).

Produtores de Cingapura desenvolvem de sete a dez novas variedades de peixe a cada ano (Tabela 1). Essas variedades alcançam alto valor nos primeiros anos de comércio. O desenvolvimento dessas variedades só é possível graças ao domínio da reprodução da espécie e a um bom programa de cruzamento seletivo (POUIL *et al.*, 2019).

Tabela 1 - Relação das espécies produzidas em cativeiro, entre 2016 e 2019.

Totais	2016	2017	2018	2019
Número total de espécies na lista	312	330	359	398
Número de espécies adicionadas desde a lista anterior	40	18	28	39
Número de espécies comumente disponíveis	28	27	36	46
Número de espécies moderadamente disponíveis	38	38	33	48
Número de Espécies dificilmente disponíveis	50	29	53	37
Número total de espécies disponíveis	116	94	122	131
Número de espécies não disponíveis	196	236	236	267

Fonte: Sweet (2016).

Segundo a Associação Brasileira da Indústria de Produtos para Animais de Estimação - ABINPET (2016), investimento em pesquisa relacionado à nutrição larval poderá alavancar o número de espécies cultivadas diminuindo o impacto causado pelo extrativismo.

Portanto, um dos principais objetivos da indústria da aquicultura é reduzir a pressão de coleta sobre as populações selvagens, desenvolvendo técnicas de cultura em cativeiro para espécies marinhas ornamentais, particularmente peixes de recife de coral.

2.2 Doenças e Patógenos

O surgimento de doenças ou parasitoses irá depender principalmente da interação de três fatores, (hospedeiro, parasita e ambiente). Para sobreviver, os parasitas necessitam de um hospedeiro. Em um ambiente equilibrado, o número de organismos parasitados é baixo e os problemas ocasionados são poucos. Porém quando o ambiente não se encontra em equilíbrio em condições homeostáticas (do ambiente e do hospedeiro), acontece a proliferação de parasitas e conseqüentemente infestação parasitaria, ocorre um aumento significativo da atividade parasitaria no hospedeiro. Esses eventos associados a um desequilíbrio no ambiente podem causar grandes perdas na população parasitada (AVELLA *et al.*, 2004).

Doenças são uma preocupação persistente para os produtores de peixes ornamentais marinhos. Medidas adequadas de biossegurança devem ser tomadas para garantir que os patógenos não se espalhem sem controle através das instalações comerciais de aquicultura (RAMESH KUMAR *et al.*, 2018).

Entre os parasitas marinhos, *Cryptocaryon irritans* e *Amyloodinium ocellatum* são os que comumente ocorrem e podem levar à mortalidade significativa dos animais cultivados. *C. irritans*, conhecido como íctio marinho, é um protozoário ciliado que pode fazer com que os peixes pareçam magros, letárgicos e exibam pequenas “manchas brancas” na pele. *A. ocellatum*, comumente conhecido como doença do veludo, é um parasita dinoflagelado que pode apresentar sintomas semelhantes ao *C. irritans* (RAMESH KUMAR *et al.*, 2018). Embora esses dois parasitas sejam pouco comuns, uma série de outras doenças de protozoários, metazoários, bactérias, fungos e vírus podem afetar os peixes em cultivo.

Sempre que novos peixes são incorporados aos sistemas de cultivo, um programa de quarentena deve ser implementado para reduzir a chance de introdução de doenças no sistema estabelecido. Os peixes devem ser monitorados enquanto estiverem em quarentena e somente introduzidos nos sistemas quando forem considerados saudáveis.

A adesão a protocolos rigorosos de quarentena e biossegurança ajudará a minimizar as chances de grandes surtos de doenças. É sempre aconselhável consultar um especialista em saúde para organismos aquáticos para dúvidas sobre diagnóstico e tratamento de doenças.

2.3 Aquicultura Marinha Ornamental

Na aquicultura marinha, destaca-se também a piscicultura ornamental, que aparece como uma alternativa em relação a aquicultura convencional, além de causar baixo impacto no

ambiente, trabalha com espécies que possuem grande valor no mercado de aquariofilia. É visto um interesse significativo na piscicultura ornamental, por utilizar pequenos espaços físicos e baixo investimento inicial (IPEA, 2017).

Segundo Majoris *et al.* (2018), a demanda por peixes marinhos ornamentais se expande à medida que novas tecnologias simplificam o atendimento e manutenção de aquários domésticos (Tabela 2), (MOORHEAD, 2015; ZENG *et al.*, 2018). Portanto, um objetivo principal da indústria da aquicultura é reduzir a pressão de coleta em populações selvagens, desenvolvendo técnicas de cultivo em cativeiro para espécies marinhas ornamentais, principalmente peixes de recife de coral.

Tabela 2 - Relação das espécies e suas respectivas famílias, produzidas em cativeiro.

Família	Espécies	%	Família	Espécies	%
<i>Acanthuridae</i>	5	1,23	<i>Labridae</i>	9	2,211302
<i>Antennariidae</i>	1	0,25	<i>Labrisomidae</i>	1	0,2457
<i>Apogonidae</i>	16	3,93	<i>Lutjanidae</i>	1	0,2457
<i>Balistidae</i>	3	0,74	<i>Monacanthidae</i>	5	1,228501
<i>Batrachoididae</i>	2	0,49	<i>Monodactylidae</i>	2	0,4914
<i>Blenniidae</i>	20	4,91	<i>Opistognathidae</i>	3	0,737101
<i>Bythitidae</i>	1	0,25	<i>Ostraciidae</i>	1	0,2457
<i>Callionymidae</i>	7	1,72	<i>Pempheridae</i>	1	0,2457
<i>Carangidae</i>	5	1,23	<i>Pholidichthyidae</i>	1	0,2457
<i>Centriscidae</i>	1	0,25	<i>Plesiopidae</i>	6	1,474201
<i>Chaetodontidae</i>	6	1,47	<i>Plotosidae</i>	1	0,2457
<i>Dasyatidae</i>	1	0,25	<i>Pomacanthidae</i>	49	12,03931
<i>Diodontidae</i>	1	0,25	<i>Pomacentridae</i>	63	15,47912
<i>Echeneidae</i>	1	0,25	<i>Pseudochromidae</i>	28	6,879607
<i>Ephippidae</i>	5	1,23	<i>Ptereleotridae</i>	2	0,4914
<i>Ginglymostomatidae</i>	1	0,25	<i>Sciaenidae</i>	4	0,982801
<i>Gobiidae</i>	49	12,04	<i>Serranidae</i>	17	4,176904
<i>Grammatidae</i>	4	0,98	<i>Siganidae</i>	7	1,719902
<i>Haemulidae</i>	5	1,23	<i>Syngnathidae</i>	47	11,54791
<i>Hemiscylliidae</i>	6	1,47	<i>Tetraodontidae</i>	6	1,474201
<i>Heterodontidae</i>	1	0,25	<i>Tripterygiidae</i>	2	0,4914
<i>Kuhliidae</i>	1	0,25	<i>Labridae</i>	9	2,211302

Fonte: Sweet (2016).

A piscicultura ornamental movimenta bilhões de dólares por ano (DA COSTA SOUSA *et al.*, 2020). A FAO relata que a atividade mostra um crescimento anual maior que 10% (STANKUS, 2021).

A atividade no Brasil apresenta um constante crescimento desde a década de 1970 (CATTANI *et al.*, 2018). Rio de Janeiro e Minas Gerais são os Estados que mais se destacam.

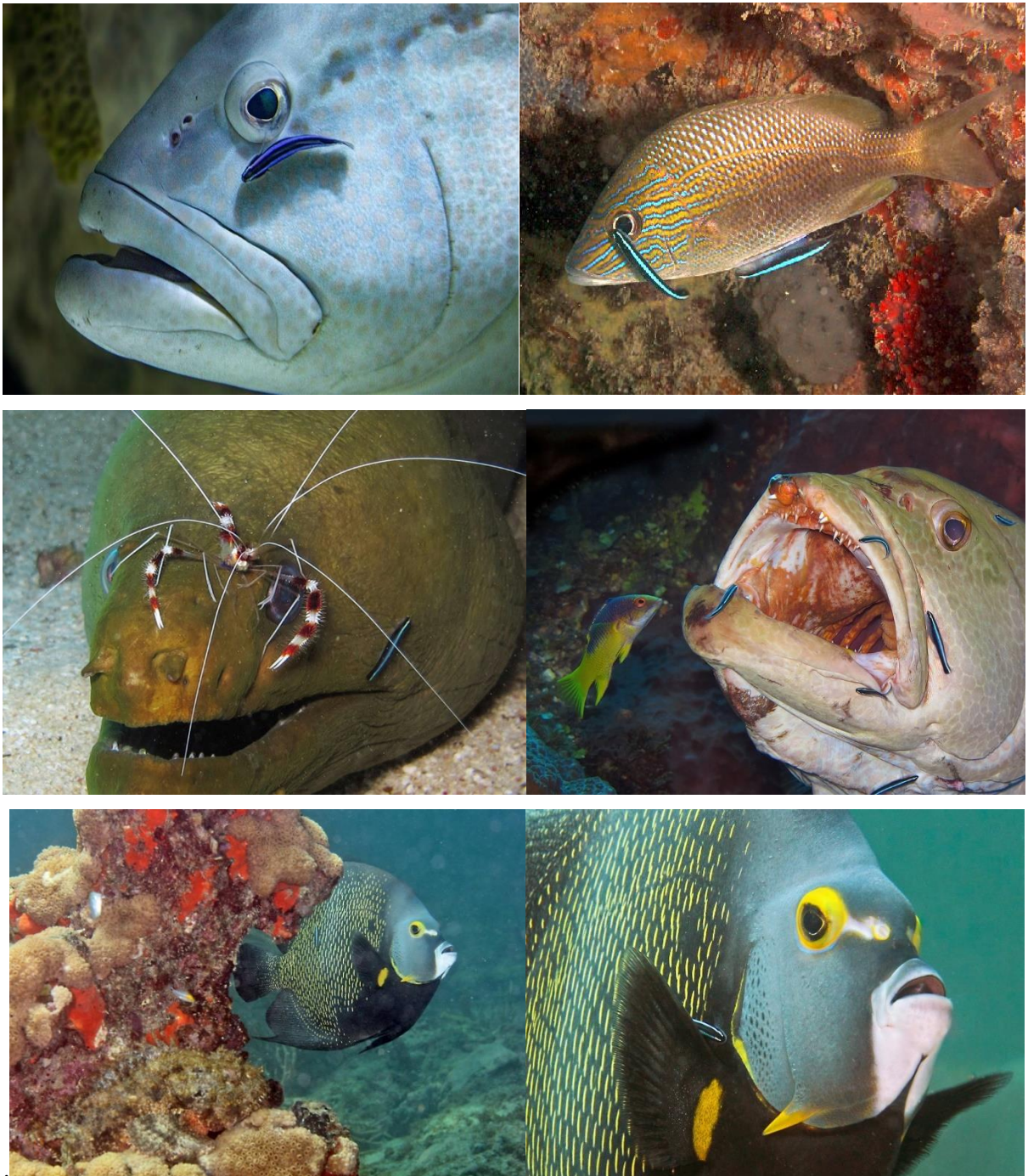
O comércio de peixes ornamentais se mostrou um setor bastante lucrativo, gerando receitas em valores próximos a 1 bilhão de reais ao ano (DA COSTA SOUSA *et al.*, 2020).

Mesmo apresentando uma grande importância comercial, o segmento não recebe atenção necessária pelos órgãos públicos nacionais.

A ausência de dados oficiais é ainda maior no que diz respeito a produção de peixes marinhos ornamentais, mostra-se ausente estatísticas oficiais, mesmo a atividade contando com várias espécies que apresentam grande valor no comércio nacional e internacional.

Dentre os animais marinhos se desenvolveram uma grande diversidade de organismos tróficos. Especializações e estratégias, algumas envolvendo comportamentos e comunicação, como nas fascinantes interações de limpeza (Figura 1). Durante essas interações, organismos menores, conhecidos como limpadores, consomem ectoparasitas da superfície corporal de organismos maiores, conhecidos como clientes (QUIMBAYO; ZAPATA, 2018; VAUGHAN *et al.*, 2017).

Figura 1 - O neon goby atende espécies de todas as categorias tróficas, ou seja, desde espécies que se alimentam de algas até as que se alimentam de outros peixes. Este limpador pode ser observado entrando pelas cavidades oral e branquial de predadores como badejos e garoupas, sem correr o risco de ser engolido por eles.



Fonte: Fishbase (2020).

Os peixes limpadores são frequentemente classificados em espécies dedicadas (mais especializadas) ou facultativas (menos especializadas) de acordo com seu nível de especialização nas interações de limpeza (QUIMBAYO; ZAPATA, 2018; VAUGHAN *et al.*, 2017). Um critério importante para determinar se uma espécie possui uma especialização em

limpeza é o quanto eles dependem de interações dessa limpeza para alimentos (GIGLIO *et al.*, 2020), mas isso só foi investigado em um número limitado de espécies (MAZZEI *et al.*, 2021).

Além disso, a dependência dos limpadores nas interações de limpeza varia dentro e entre as espécies (DUNKLEY *et al.* 2020; GRUTTER *et al.*,2017; WHITTEY *et al.*, 2021) dificultando a classificação de limpadores com base em seus níveis de especialização e identificar sua relevância funcional ao longo de suas distribuições.

Um dos principais fatores que influenciam a quantidade de limpadores é contar com interações de limpeza para alimentos é o nível de infestação de ectoparasitas nos clientes. Clientes com altas cargas de ectoparasita visitam estações de limpeza com mais frequência (NARVAEZ *et al.*, 2015; SIKKEL *et al.*,2017; VAUGHAN *et al.*, 2017) aumentando a disponibilidade de materiais recolhidos pelo cliente como potenciais alimentos (GRUTTER *et al.*, 2017; VAUGHAN *et al.*, 2017).

Em contraste, quando as cargas de ectoparasitas são baixas, os custos de procurar estações de limpeza podem exceder os benefícios de remoção de ectoparasitas (CÔTÉ, 2020), levando a menos visitas de clientes (NARVAEZ; MORAIS, 2020; LUIZ *et al.*, 2016) e menos materiais recolhidos pelo cliente disponíveis para limpadores.

Limpadores da Família Gobiidae, do gênero *Elacatinus* são modelos ideais para investigar como ectoparasitas a variação da infestação afeta a estratégia de alimentação dessas espécies. Esses gobies exibem variabilidade intra e interespecífica enquanto eles dependem de ectoparasitas para alimentação (CÔTÉ; MILLS, 2020; WHITTEY *et al.*, 2021), e algumas espécies adotam um hábito de não limpeza quando adultos, geralmente associado ao uso de esponjas (CÔTÉ; MILLS, 2020; GREEN *et al.*, 2015; WHITTEY *et al.*, 2021).

Em várias famílias são descritos esse comportamento de limpadores. Aproximadamente 100 espécies divididas em 19 famílias possuem esse hábito, destacando-se a Família Gobiidae que apresenta várias espécies, incluindo as do gênero *Elacatinus*. O *Elacatinus figaro* é uma das espécies de peixes limpadores com um nível de especialização bastante elevado, tendo *Pomacentridae* e *Haemulidae* como seus clientes (QUIMBAYO *et al.*, 2021).

Em particular, estudos com gobies de limpeza que habitam áreas de recifes marginais, onde as condições ambientais, como temperatura, salinidade e nutrientes os níveis variam mais do que em recifes de corais típicos (DONEY *et al.*, 2016; PEREIRA-FILHO *et al.*, 2021), poderia esclarecer como os limpadores ajustam seu comportamento alimentar às condições ambientais variáveis.

Alguns estudos classificaram os *gobiídeos* como limpadores dedicados, devido ao seu modo comprometido estilo de vida de limpeza ao longo da ontogenia (VAUGHAN *et al.* 2016), enquanto outros o classificaram como facultativo, baseado em sua capacidade de ocasionalmente adotar um estilo de vida sem limpeza (HUIE; THACKER; TORNABENE, 2020).

Salienta-se, ainda, que uma das associações mais importante que podem acontecer em ambiente recifais é a simbiose interespecífica (SIKKEI; WELICKY, 2019). São relações complexas envolvendo uma diversidade de espécies e comportamentos específicos, onde algumas espécies exercem atividade de retirada de ectoparasitas.

Esses locais são conhecidos comumente como estações de limpeza. Os peixes limpadores costumam retirar dos seus clientes ectoparasitas como infecções fúngicas, bacterianas, pequenos crustáceos, tecidos necrosados, excesso de muco, escamas desgastadas. Esse distinto comportamento é deveras importante para manter a saúde e o equilíbrio nos ecossistemas de recife (CAVES, 2021).

As espécies que são consideradas limpadoras de estações de limpezas, podem se enquadrar em duas categorias distintas; aquelas onde realizam essa atividade ao longo da toda sua vida e aqueles que prestam esses serviços de limpeza esporadicamente em alguma fase da vida (CÔTÉ; MILLS, 2020). Vários fatores influenciam diretamente o grau de especialização dos peixes limpadores obrigatórios, condições ambientais, alimentares e ecológicas, influenciam diretamente na atividade de limpeza nas estações pelas espécies limpadoras (ALVAREZ-FILIP *et al.*, 2015; MAZZEI *et al.*, 2021).

O estilo de vida sem limpeza parece ocorrer apenas em circunstâncias particulares, isto ocorre por ocupar esponjas tubulares em recifes mais profundos (REIS *et al.*, 2016) e para a maior parte da distribuição de *E. figaro*, ainda se desconhece o quanto dependem da limpeza para a alimentação.

No Brasil, são relatados estudos (SAZIMA *et al.*, 2000; DE FREITAS CÔRTEZ; TSUZUKI, 2018) sobre essa relação de limpeza interespecífica. Vários registros quanto a diversidade trófica e relação dos clientes do *E. figaro*, foram observados em praticamente todas as zonas de recife que ocorre a espécie, desde a zona de parrachos de Muriú, Rio Grande do Norte, gerando dados comparativos a estudos semelhantes realizados na região dos costões rochosos da região sudeste e nordeste (Figura 2) do Brasil (REIS *et al.*, 2016).

Figura 2 - Atlântico Sul Ocidental, área endêmica da costa do Nordeste do Brasil a Santa Catarina, incluindo o Arquipélago de Abrolhos.



Fonte: Fishbase (2020).

2.4 Aplicações da Aquicultura na Família Gobiidae

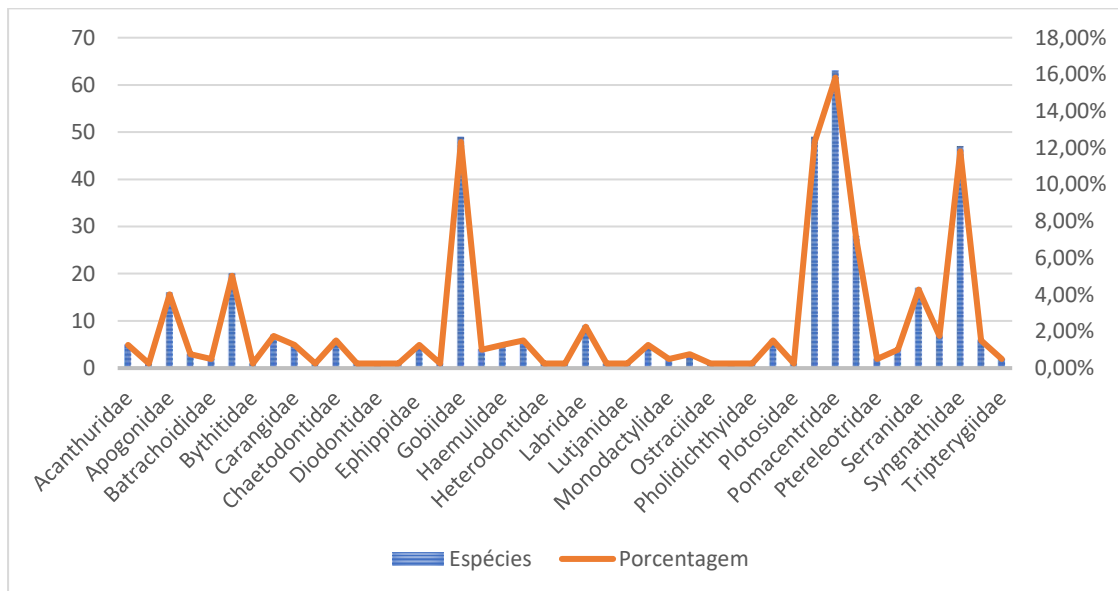
Gobiideos constitui uma família comum de peixes no *hobby* de aquários marinhos, com coloração diversificada e comportamentos intrigantes o que os tornam uma adição bem-vinda à maioria dos aquários de recife. Muitas espécies de gobies pousam naturalmente na paisagem rochosa ou nos corais, onde passam grande parte do seu tempo nos aquários (SHANG, 2022).

Esses pequenos peixes são uma ótima opção para as hobbistas com pouca experiência em aquários de recifes devido à sua natureza resistente e capacidade de serem alojados com uma variedade de outras espécies de peixes. Vários gêneros de gobies também prestam serviços valiosos ao aquário. Alguns limpam outros peixes e outros peneiram o leito de areia (DIMAGGIO *et al.*, 2017a).

A Família Gobiidae representa a quarta família mais importada de peixes ornamentais marinhos para os Estados Unidos (Gráfico 1) (RHYNE; TLUSTY; SZCZEBAK, 2017). Essa demanda levou ao desenvolvimento de técnicas de cultivo para inúmeras espécies

dentro da família, e os gobies se tornaram uma oferta comum entre os varejistas e aquicultores marinhos.

Gráfico 1 - Famílias e principais espécies produzidas em cativeiro até 2019.



Fonte: Sweet (2016).

É importante gerar informações e disponibilizá-las a produtores aquícolas interessados em diversificar seus negócios para incluir a produção de espécies marinhas ornamentais. O cultivo de membros da família Gobiidae, como o *E. figaro*, fornece uma visão geral da descrição e taxonomia, história natural, bem como doenças e comercialização. As informações gerais apresentadas nesta publicação podem ser úteis ao público ou aos educadores de ciências marinhas e aquicultura.

A família Gobiidae é mais diversificada de peixes marinhos, composta por mais de 2.000 espécies e esse número se encontra em crescimento. Esta família é dominada por pequenos peixes marinhos que variam de 25 a 75 mm e contém alguns dos menores organismos vertebrados do mundo. Algumas espécies podem atingir comprimentos maiores, mas estes não são comumente aquacultivados (CALADO, 2017).

As barbatanas pélvicas dos gobies são caracteristicamente fundidas (Figura 3), uma adaptação que os ajuda a agarrar corais, rochas ou vidro de aquário em áreas de correnteza forte.

Figura 3 - As espécies desta família podem frequentemente ser vistas usando a ventosa para aderir a rochas e corais, e em aquários eles grudam nas paredes de vidro e tanque também.



Fonte: Meirelles, 2008.

A coloração neste grupo (Figura 4) varia de pretos, marrons e verdes camuflados a laranjas e amarelos vibrantes, com marcações de identificação, incluindo barras verticais, que podem ser exclusivas da espécie (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Figura 4: *Elacatinus evelynae*, tamanho entre 2.5 a 4 cm, é encontrado a uma profundidade de 10-30 m, ocorre nas Bahamas e América Central ao norte da América do Sul.



Fonte: Reefguide, 2021.

As Figuras 5 a 12 mostram membros da família gobiidae, cultivados em cativeiro e com grande importância no mercado da aquarofilia mundial.

Figura 5 - *Elacatinus lori*, possui comprimento de 3 cm, vive a uma profundidade de 3-25 m e distribuição em Belize, Honduras.



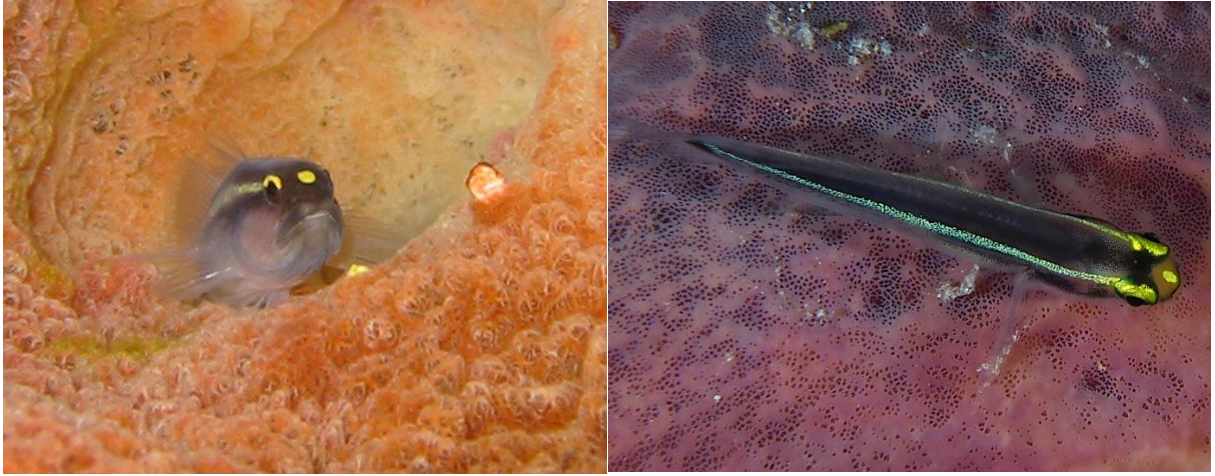
Fonte: Reefguide, 2021.

Figura 6 - *Elacatinus genie* possui comprimento 2.5 a 4 cm, vive a uma profundidade de 3-15 m e distribuição Bahamas e Cuba.



Fonte: Reefguide, 2021.

Figura 7 - *Elacatinus louisae* possui comprimento de 2.5 a 4 cm, vive a uma profundidade de 12-40 m e distribuição nas Bahamas e Ilhas Cayman.



Fonte: Reefguide, 2021.

Figura 8 - *Elacatinus puncticulatus* comprimento 4 cm, vive a uma profundidade de 1-8 m e distribuição Golfo da Califórnia, Costa do Pacífico, México ao Panamá.



Fonte: Reefguide, 2021.

Figura 9 - *Elacatinus xanthiprora* comprimento 4 cm, vive a uma profundidade de 7 - 26 m e distribuição do Sul da Florida, Jamaica e América Central.



Fonte: Victor, 2018.

Figura 10 - *Elacatinus horsti* possui comprimento 2.5 a 4 cm, vive a uma profundidade de 8-18 m e distribuição Caribe, Bahamas e Sul da Flórida.



Fonte: Reefguide, 2021.

Figura 11 - *Elacatinus multifasciatus* comprimento de 3.5 cm, vive a uma profundidade de 3-18 m e distribuição entre Bahamas, América Central e ao norte da América do Sul.



Fonte: Robertson, 2022.

Figura 12 - *Elacatinus figaro* comprimento de 2.5 a 3.4 cm, vive a uma profundidade de 3-20 m e é endêmico do Brasil.



Fonte: Fishbase, 2020.

Gobies têm corpos predominantemente lisos, alguns dos quais são sem escamas. Certas espécies podem secretar um muco tóxico que ajuda a afastar peixes predadores maiores (FERREIRA *et al.*, 2019). Dois dos gêneros mais populares de góbios atualmente cultivados são o gênero (*Elacatinus* spp.) e watchman goby (*Cryptocentrus* spp.). Outros gobies cultivados representam gêneros como (*Gobiodon* spp.), gobies dorminhocos ou peneiradores de areia (*Valenciennesia* spp., *Amblygobius* spp.), e outros watchman goby shrimp (*Amblyeleotris* spp. e *Stonogobiops* spp.). O termo “gobie” será usado ao longo do artigo para se referir aos membros da família Gobiidae (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Os gobies de limpeza passam mais tempo na coluna de água do que as outras espécies de gobies, que habitam o fundo do mar e afloramentos rochosos. Limpadores são

relativamente pequenos (25 a 75 mm), com corpos alongados em forma de torpedo que são de cor escura, exceto por uma faixa néon descendo pelos lados. A cor dessas listras varia de espécie para espécie (CALADO, 2017). Além disso, esses peixes têm pequenas barbatanas transparentes e suas barbatanas dorsais são divididas, com uma barbatana anterior arredondada e uma barbatana posterior plana. Este grupo de gobies recebe o nome de popular de “limpadores” porque remove ativamente os parasitas de outros peixes (COLE, 2008).

Os gobies peneiradores de areia ou dormentes são geralmente maiores, com alguns atingindo 150 a 175 mm de comprimento. Eles são normalmente encontrados assentados em fundos de arenosos ou entre substratos de recifes. Seus corpos são alongados, com manchas coloridas percorrendo todo o comprimento. Possuem bocas grandes, semelhantes a baldes, que recolhem areia e detritos e os filtram para se alimentar de pequenos invertebrados e restos de comida (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Os gobies palhaços têm normalmente <75 mm de comprimento. Ao contrário de outros gêneros de gobies que criam tocas na areia, esses gobies têm uma relação obrigatória com o gênero de corais *Acropora*. Gobies palhaços pousam no topo das *Acroporas* e vivem entre os galhos densos, escondendo-se dos predadores. Estudos mostraram que os gobies protegem suas colônias de corais de peixes e plantas, removendo plantas prejudiciais e afugentando peixes que tentam se alimentar de pólipos de seu hospedeiro (BURNS; COLE, 2017; DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Gobies palhaços são pequenos e têm uma variedade de padrões de cores específicos da espécie. Alguns têm padrões de listras distintos correndo pelos lados, enquanto outros são de cor sólida. Esses peixes têm uma relação simbiótica com o camarão pistola (*Alpheus spp.*) na natureza. Um camarão cria uma toca onde o gobie se aloja e, por sua vez, este observa os peixes predadores da abertura da toca e avisa o camarão do perigo. Esse relacionamento, embora não seja necessário no ambiente do aquário, é atraente para alguns amadores (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

2.4.1 Habitat

Gobies são encontrados em todo o mundo de ambientes frios a tropicais. As espécies de importância no comércio de aquários são geralmente das águas tropicais dos oceanos Índico e Pacífico, bem como das águas quentes do Atlântico Ocidental. Seu alcance inclui as águas ao redor do Japão, as ilhas do Pacífico de Fiji e Maldivas, bem como o Caribe e o Golfo do México. As temperaturas nessas áreas geralmente variam de 25 a 29°C, e a

salinidade é relativamente consistente (30 a 35 mg/L). Estas condições ambientais são geralmente recomendadas para aquários domésticos (KUKUŁA; ORTYL; BYLAK, 2019).

Os gobies fazem tocas em pequenas aberturas encontradas ao longo do fundo arenoso ou recifes que habitam. Especificamente, gobies peneiradores de areia e gobies de camarão fazem tocas na areia ou debaixo de rochas e corais, enquanto gobies palhaço encontram um lar em corais duros ramificados. Esses peixes são territoriais e dependem de suas tocas para proteção de si e de seus ovos (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

2.4.2 Reprodução

Os gobies têm uma gama diversificada de estratégias reprodutivas. A maioria dos gobies atinge a maturidade sexual rapidamente, com algumas espécies capazes de se reproduzir dentro de alguns meses após a eclosão. Geralmente, os gobies de limpeza mantêm um sexo por toda a vida (gonocórico). Gobies palhaço são hermafroditas bidirecionais, o que significa que eles podem mudar o sexo de macho para fêmea ou fêmea para macho conforme necessário, enquanto outros gêneros de *gobiideos* podem ser hermafroditas protogínicos, o que significa que eles podem mudar de sexo apenas de fêmea para macho (NAKASHIMA; KUWAMURA; YOGO, 1996).

Alguns trabalhos mostram que é mais eficiente em termos energéticos para gobies palhaço mudar de sexo do que se aventurar fora de suas áreas de vida para encontrar outro parceiro (FUKUDA *et al.*, 2017). Os pares reprodutivos podem desovar a cada quatro dias, e as fêmeas colocam de 50 a milhares de ovos adesivos em um único evento de desova ((DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Após a fertilização, os machos guardam os embriões e removem os que podem se tornar inviáveis. O tempo de incubação do embrião é específico da espécie e geralmente dura de 4 a 10 dias, dependendo de fatores ambientais, como a temperatura da água. Gobies recém-nascidos têm 1 a 3,5 mm de comprimento, dependendo da espécie. As larvas de gobie palhaço tendem a ser menores, enquanto gobies de limpeza são tipicamente de 3 a 3,5 mm (MAJORIS *et al.*, 2018).

Todas as larvas de gobie, independentemente do tamanho, podem comer presas pequenas (~ 50 a 100 µm) imediatamente. Dentro de três semanas após a eclosão, as larvas estão desenvolvidas o suficiente para comer organismos planctônicos maiores (MAJORIS, 2017).

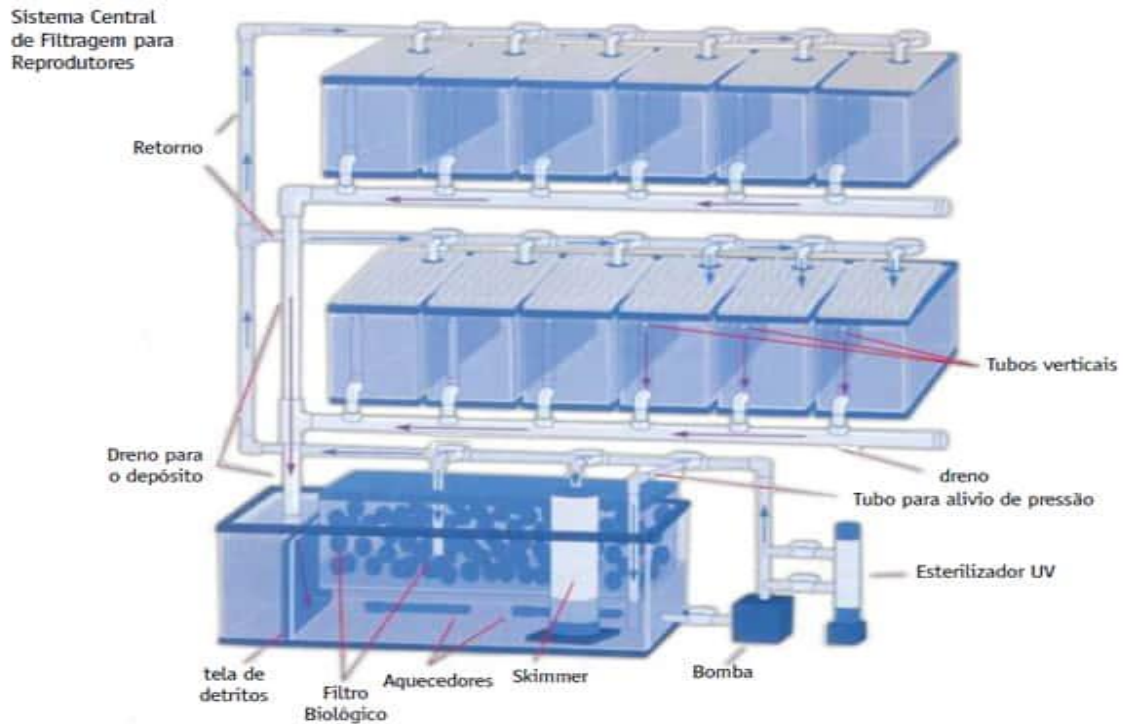
Os alevinos assentam da coluna de água para o fundo cerca de quarenta dias após a eclosão. Este “assentamento” marca o fim de seu período larval. No assentamento, os peixes completarão sua metamorfose e devem se assemelhar mais ao fenótipo adulto. Aproximadamente 90 dias após essa mudança, os gobies terão entre 13 e 25 mm de comprimento e estarão totalmente maduros (CALADO, 2017).

2.4.3 Sistemas de Técnicas de Cultivo

Condições ambientais apropriadas devem ser fornecidas para que a propagação em cativeiro seja bem sucedida. Na maioria das instalações de cultivo, o acesso à água do mar não é uma opção viável, e vários sistemas de recirculação separados e fechados são necessários para cultivar diferentes estágios de vida (CALADO, 2009).

O uso dessas práticas de produção requer um sistema de filtração capaz de remover o excesso de alimentos e resíduos da água para evitar o acúmulo de amônia, nitrito e outros compostos nocivos. O uso de uma combinação de filtração mecânica e biológica ajuda a reduzir os problemas de qualidade da água (Figura 13). Amplo fluxo de água é recomendado para filtração adequada e irá variar de acordo com o tamanho do sistema e densidades de estocagem de peixes. A utilização de esterilização ultravioleta ou ozônio pode controlar organismos nocivos como bactérias, parasitas e vírus (WITTENRICH, 2007).

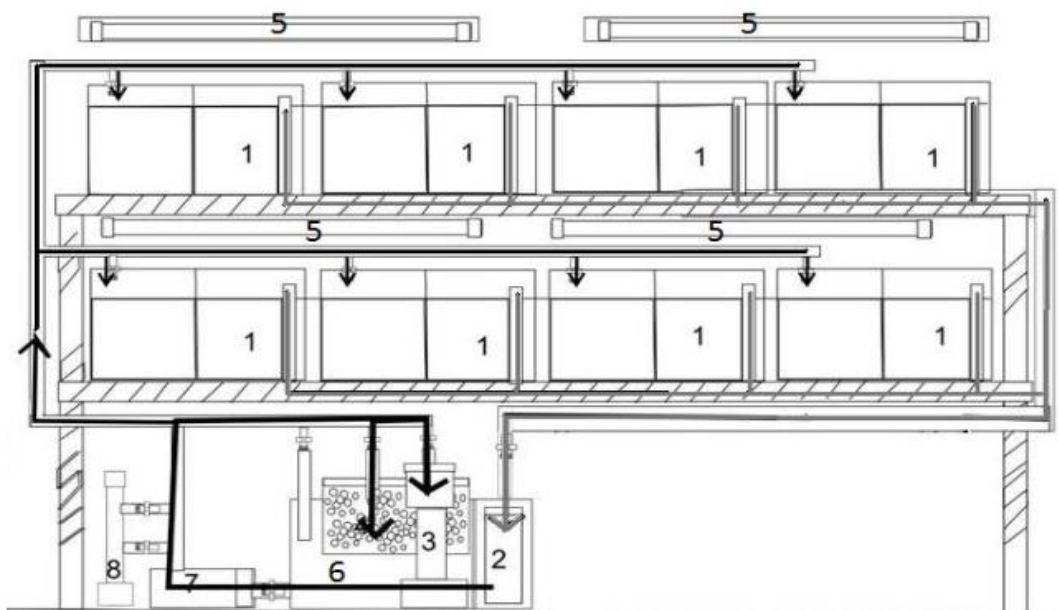
Figura 13 - Esquema com bateria de aquários para acondicionamento de reprodutores de *E. figaro* com recirculação contínua.



Fonte: Wittenrich (2007).

As Figuras 14 a 16 mostram o sistema de fluxo de filtragem do sistema, assim como as baterias utilizadas no delineamento experimental.

Figura 14 - Esquema do sistema de recirculação utilizado nas etapas de reprodução e engorda. Setas indicam o sentido do fluxo da água. 1 Aquários; 2 Filtros tipo "Bag"; 3 Skimmer; 4 Filtro biológico; 5 Lâmpadas; 6 Caixa sump; 7 Bomba Retorno; 8 Sistema de esterilização.



Fonte: Kodama (2011).

Figura 15 - Sistema de bateria de aquários, utilizados no experimento de densidade alimentar em *E. figaro*.



Fonte: o Autor (2020).

Figura 16 - Sistema de bateria de aquários, utilizados no experimento de densidade alimentar em *E. figaro*.



Fonte: o Autor (2020).

Os parâmetros ambientais devem simular as condições naturais que os *gobiideos* experimentam na natureza. A temperatura da água deve ser mantida entre 25 e 28°C, pH entre 8,0 e 8,3 e salinidade em aproximadamente entre 28-33 mg/L (WITTENRICH, 2007).

2.4.4 Reprodução e Desova

Muitos gobiídeos vivem em pares de reprodutores. A formação do plantel de reprodutores pode ser conseguida observando pequenos grupos que coabitam nas mesmas tocas ou através de comportamento de cortejo. Esse processo pode levar de minutos a dias. Durante o acasalamento, é importante observar o comportamento agressivo para que nenhum dos reprodutores seja ferido ou morto (CALADO, 2006).

Uma vez que os pares são identificados, eles são transferidos para tanques individuais de 20 a 40 L (Figura 17) dentro de um único sistema de recirculação para permitir o início da desova.

Figura 17 - Casal de reprodutores recém-formado, evidenciando a demarcação do ninho pelo macho (dentro do cano) e fêmea com o ventre abaulado (parte inferior da imagem).



Fonte: o Autor (2020).

Se vários tanques estiverem adjacentes, deve-se cobrir os lados dos tanques ou bloqueá-los para que os pares vizinhos não fiquem estressados ou estimulados. Não é necessário ter corais ou rocha viva no tanque para criação comercial de gobies. Tubos de PVC têm sido usados com sucesso como abrigos e substratos de desova para esses peixes. Outras opções incluem vasos de barro, telhas cerâmicas e pedras (GREEN; CÔTÉ, 2014).

Algumas espécies de *gobiideos* irão desovar nas paredes dos tanques quando nenhuma estrutura adequada estiver disponível. A desova pode começar algumas semanas depois que um par é formado e colocado no tanque ou aquário. Muitos gêneros de gobies exibem monogamia social, então, uma vez emparelhados, os peixes continuam a acasalar. Aumentar a quantidade de horas de luz do dia no ciclo de luz pode promover a desova; um fotoperíodo mínimo de 12 luz: 12 escuro é recomendado (FERREIRA *et al.*, 2019).

Uma boa nutrição dos reprodutores ajudará a preparar ou “condicionar” os peixes para a desova e proporcionar a melhor chance de larvicultura bem-sucedida. As dietas para reprodutores de peixes devem ser compostas por uma mistura de alimentos ricos em proteínas e de alta qualidade (mais de 40% de proteína). Estudos têm mostrado uma mistura de artêmia (*Artemia franciscana.*), camarão mysis (*Hemimysis anomala*) e alimentos à base de pellets são bem-sucedidos no condicionamento de várias espécies (MAJORIS *et al.*, 2018) e dietas semelhantes provavelmente são bem-sucedidas para uso com outras espécies de *gobiideos*. Os reprodutores devem ser alimentados entre 3 a 6 vezes ao dia para garantir que as necessidades nutricionais sejam atendidas.

2.4.5 Ovos e Larvas

Os ovos de Gobies têm forma ligeiramente elíptica e cerca de 1 a 2 mm de comprimento e cerca de 0,5 mm de largura quando postos. Eles estão ligados ao material de desova por estruturas filamentosas. É benéfico evitar que os gobies coloquem ovos nas superfícies dos aquários porque a remoção pode ser difícil e as chances de mortalidade aumentam se os ovos forem desalojados (OLIVOTTO; GEFFROY, 2017).

Os ovos começam a escurecer após a fertilização e tornam-se translúcidos pouco antes da eclosão. Os tempos de eclosão variam entre as espécies. Pode-se esperar que os ovos eclodam cerca de 7 dias após a desova, enquanto algumas espécies têm sua eclosão em 4 dias após a desova (MEIRELLES, 2008).

Fatores como temperatura da água, qualidade da água e quantidade de aeração e agitação afetam as taxas de eclosão. Os ovos podem ser deixados no tanque para eclodir para que possam ser cuidados por seus pais. Embora essa prática possa melhorar as taxas de eclosão em alguns casos, existem riscos que devem ser considerados. As larvas que eclodem em tanques de reprodutores podem ser comidas pelos pais ou perdidas no sistema de filtragem (OLIVOTTO; GEFFROY, 2017).

A movimentação de ovos que estão presos ao substrato pode ser mais fácil do que capturar as larvas em movimento após a eclosão. Evitar manusear ovos ou larvas diretamente, pois pode aumentar a mortalidade (MOE, 1997).

Cronometrar a eclosão é fundamental; deixar os ovos sob os cuidados dos pais pelo maior tempo possível reduz a incrustação. Os ovos eclodem dentro de 24 horas após se tornarem translúcidos; esta é uma boa sugestão para transferi-los para tanques de larvas. Também foi observado em muitas espécies que a eclosão ocorre algumas horas após o anoitecer (OLIVOTTO *et al.*, 2005).

Os aquários de larvas devem ser maiores do que os tanques de reprodutores, e as metas de produção ditarão os tamanhos e quantidades dos tanques. Ovos incubados em tanques de larvas devem ter um fluxo suave e constante de água movendo-se sobre eles. Isso é importante para imitar os movimentos das barbatanas dos pais e aumentar as taxas de sobrevivência e eclosão dos ovos. Dispositivos como pedras porosas ou pequenas bombas de circulação podem ser usados para esses fins. Uma vez eclodidas, as larvas requerem comida viva e as opções variam dependendo do tamanho na eclosão (OLIVOTTO *et al.*, 2008a).

As larvas de gobies de limpeza possuem de 3 a 3,5 mm de tamanho, incolores e ativas. Eles têm pouca ou nenhuma reserva de gema e devem inicialmente ser alimentados com rotíferos (*Bracionus* spp.). Os rotíferos são um dos menores alimentos vivos que podem ser oferecidos às larvas de peixes marinhos e são usados em muitas espécies como uma escolha inicial de alimentação. Enriquecimentos, como algas vivas ou concentradas, geralmente são dados aos rotíferos para aumentar seu valor nutricional. Os produtos de enriquecimento comercialmente disponíveis, são usados para melhorar o perfil nutricional dos rotíferos e reduzir os custos associados ao cultivo de algas vivas. Garantir que os rotíferos contenham concentrações e proporções adequadas de ácidos graxos específicos ajudará a melhorar a sobrevivência dos peixes. Os ácidos graxos altamente insaturados (HUFA), como o ácido docosahexaenóico (DHA) e o ácido eicosapentaenóico (EPA), são especialmente importantes e devem fazer parte de um enriquecimento de rotíferos de qualidade (AVELLA, *et al.*, 2007).

A adição direta de concentrados de algas ao tanque larval é uma estratégia alternativa de enriquecimento que tem sido usada com sucesso para várias espécies do gênero *Elacatinus* (MAJORIS *et al.*, 2018). Alguns produtores também utilizaram períodos de 24 horas de luz e temperaturas elevadas da água durante a larvicultura na tentativa de aumentar as taxas de alimentação dos pós larvas. Os resultados de tais manipulações, no entanto, têm sido variáveis e específicos para as espécies. Larvas de *Gobiodon okinawae* e *Paragobiodon xanthosoma*, são geralmente menores que os de outras espécies e podem exigir organismos de

alimentação vivos de tamanho menor (menor que 180 μm) (WITTENRICH 2007; CALADO, 2017).

Estudos adicionais mostraram que as taxas de sobrevivência aumentam durante a primeira alimentação usando pequenos ciliados (*Euplotes* spp.), rotíferos (*B. rotundiformis*) e náuplios de artêmias enriquecidas. À medida que as larvas começam a crescer, elas podem passar gradualmente de plâncton menor para artêmia maior em cerca de 7 dias após a eclosão (DAE), dependendo da espécie (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

O regime de alimentação deve ter um período de sobreposição ou “desmame” que inclua ambos os tipos de alimentação viva para que os indivíduos menores não morram de fome. À medida que o crescimento e o desenvolvimento das larvas continuam, elas podem ser desmamadas de alimentação vivas para rações comerciais microparticuladas para larvas. Essas dietas comerciais são normalmente introduzidas na época do assentamento (GREEN; CÔTÉ 2014).

As informações a seguir são detalhadas sobre o desenvolvimento de *E. figaro* e podem ser usadas como orientação para outras espécies de gobies. Por volta dos 14 DAE (Dias após Eclosão), as barbatanas devem estar visíveis e a desenvolver-se ao longo do corpo, e os peixes devem ser menos transparentes. Aos 20 DAE, o corpo se aprofundará e se tornará mais redondo.

O conteúdo do estômago pode ser visível como uma cor rosa-amarelada, especialmente se os peixes estiverem comendo artêmia. De 26 a 46 DAE e com ~9 mm de comprimento total, a metamorfose ocorrerá, e os peixes começarão a se mover da coluna d'água e se acomodarem no fundo do tanque (CALADO, 2017). Isto marca o fim do período larval. Algumas espécies de *gobiideos* do gênero *Gobiodon* e *Paragobiodon* spp. atingem o assentamento em torno de 26 DAE, e espécies do gênero *Elacatinus* podem levar até 58 dias. Neste ponto do ciclo de vida, os peixes ainda são frágeis, o que os torna especialmente suscetíveis a mudanças no ambiente de cultivo (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

2.4.6 Crescimento

Uma vez que os gobies tenham metamorfoseado, suas barbatanas devem estar presentes, sua coloração adulta começa a aparecer e eles são capazes de pousar no vidro ou substrato do aquário. Neste momento, ocorre a transição de dieta viva para dietas comerciais de micropartículas. A introdução de rações peletizadas torna a alimentação muito mais fácil, em comparação com os estágios larvais (CALADO 2017).

A qualidade da água e os métodos de filtragem devem ser os mesmos descritos anteriormente na fase de incubação. Vários gobies de uma espécie podem ser mantidos juntos em um tanque durante o crescimento, desde que sejam mantidos em uma densidade que limite a agressão. Fornecer substrato para cobertura e esconderijos como canos de PVC ajudará a manter os níveis de estresse baixos e limitar a competição por habitat (FLORISSON *et al.*, 2018).

Após a metamorfose, o crescimento ocorre nos próximos 90 dias, com algumas espécies atingindo a maturidade sexual nesse período. As espécies crescem em taxas diferentes, com goby néon azul (*Elacatinus steanops*) atingindo um tamanho de até 25 mm durante este período, enquanto tamanhos maiores podem ser esperados das espécies *Watchman goby* atingindo até 75 mm. Uma vez que os exemplares atingem um tamanho comercializável, eles podem ser enviados e vendidos (CALADO, 2017).

2.4.7 Marketing e Economia

Em 2017, estimou-se que pelo menos 2 milhões de pessoas em todo o mundo mantinham algum tipo de aquário marinho e que pelo menos metade deles estava nos Estados Unidos. Existem oportunidades para diminuir o extrativismo de exemplares selvagens através do implemento de técnicas de aquicultura (PALMTAG, 2017).

Produtores estão esperançosos de que isso continuará a sustentar e desenvolver a aquicultura ornamental marinha no futuro. Avanços recentes nas técnicas de propagação em cativeiro de peixes ornamentais marinhos levaram ao aumento do número de espécies que podem ser produzidas comercialmente. Além disso, os peixes ornamentais são geralmente comercializados “por peixe” em vez de “por peso” e, portanto, podem ser mais lucrativos seu cultivo em comparação com os peixes para alimentação (RHYNE *et al.*, 2017).

A Família Gobiidae tem sido um marco na indústria de aquários marinhos desde o seu início. Gobies são um dos quatro principais grupos de peixes mais comercializados nos Estados Unidos, com até 138 espécies diferentes encontradas no hobby (RHYNE *et al.*, 2017). Sendo um peixe de corpo pequeno que pode suportar uma ampla gama de parâmetros ambientais, os gobies podem viver em vários tipos de aquários, desde pequenos aquários de 40 L até grandes sistemas de recife de 400 L (LIM *et al.*, 2020).

A família possui grande diversidade de cores, e várias espécies apresentam um comportamento interessante que as torna benéficas para um aquário. Muitas espécies de gobiideos já são cultivadas) (Quadro I), como o Neon gobie amarelo (*Elacatinus fígaro*) e

watchman goby (*Cryptocentrus spp.*) representando os gêneros mais comumente produzidos (SWEET, 2016).

Os preços de varejo para os gobiídeos são baixos em relação às espécies mais raras, mas os membros desta família estão em alta demanda. Os indivíduos geralmente são vendidos por US\$ 20 a US\$ 30 no mercado internacional (Quadro II), dependendo do tamanho e da espécie. Os pares acasalados confirmados podem ser vendidos por um valor maior (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

Quadro I – espécies de gobiídeos reproduzidos em cativeiro.

Gobies (Gobiidae)	Nome Comercial	Disponibilidade
<i>Amblygobius esakiae</i>	Snoutspot Goby	Incomum
<i>Amblygobius calvatus</i>	Speartail Goby	Incomum
<i>Amblygobius linki</i>	Link's Goby	Comumente disponível
<i>Amblygobius phalaena</i>	Banded Sleeper	Incomum
<i>Asterropteryx semipunctata</i>	Starry Goby	Primeira vez na lista
<i>Bathygobius andrei</i>	Estuarine Frillfin	Primeira vez na lista
<i>Coryphopterus personatus</i>	Masked Goby	Moderado a baixo
<i>Cryptocentroides gobioides</i>	Crested Oyster Goby	Moderado a baixo
<i>Cryptocentrus cinctus</i>	Yellow Watchman	Comumente disponível
<i>Cryptocentrus cyanotaenia</i>	Lagoon Shrimpgoby	Primeira vez na lista
<i>Cryptocentrus fasciatus</i>	Y-Bar Watchman	Moderado a baixo
<i>Cryptocentrus leptcephalus</i>	Pink- Shrimp Goby	Incomum
<i>Cryptocentrus lutheri</i>	Luther's Prawn-Goby	Incomum
<i>Elacatinus chancei</i>	Shortstripe Goby	Incomum
<i>Elacatinus colini</i>	Belize Spongegoby	Incomum
<i>Elacatinus evelynae</i>	Golden Neon	Moderado a baixo
<i>Elacatinus figaro</i>	Barber Goby	Comumente disponível
<i>Elacatinus genie</i>	Cleaning Goby	Incomum
<i>Elacatinus horsti</i>	Yellowline Goby	Incomum
<i>Elacatinus louisae</i>	Spotlight Goby	Incomum
<i>Elacatinus lori</i>	Linesnout Goby	Incomum
<i>Elacatinus oceanops</i>	Neon Goby	Comumente disponível
<i>Elacatinus prochilos</i>	Broadstripe Goby	Incomum
<i>Elacatinus puncticulatus</i>	Red Headed Goby	Moderado a baixo
<i>Elacatinus randalli</i>	Yellownose Goby	Incomum
<i>Elacatinus xanthiprora</i>	Golden Goby	Incomum
<i>Eviota atriventris</i>	Blackbelly Dwarfgoby	Incomum
<i>Eviota bifasciata</i>	Twostripe Eviota	Incomum
<i>Eviota nigriventris</i>	Red Neon Goby	Incomum
<i>Eviota punctulata</i>	Finespot Eviota	Incomum
<i>Fusigobius pallidus</i>	Pale Sandgoby	Incomum
<i>Gobiodon citrinus</i>	Citron Clown Goby	Incomum
<i>Gobiodon okinawae</i>	Okinawan Goby	Comumente disponível
<i>Gobiopsis quinquecincta</i>	Jaguar Goby	Moderado a baixo
<i>Gobiosoma bosc</i>	Naked Goby	Incomum
<i>Istigobius ornatus</i>	Ornate Goby	Primeira vez na lista
<i>Koumansetta hectori</i>	Hector's Goby	Incomum
<i>Koumansetta rainfordi</i>	Rainford's Goby	Moderado a baixo
<i>Lythrypnus dalli</i>	Catalina Goby	Incomum
<i>Mugilogobius cavifrons</i>	Mangrove Goby	Primeira vez na lista
<i>Priolepis cincta</i>	Girdled Goby	Incomum

Quadro I – (continuação).

Gobies (Gobiidae)	Nome Comercial	Disponibilidade
<i>Signigobius biocellatus</i>	Signal Goby	Incomum
<i>Stonogobiops nematodes</i>	H. Red Banded Goby	Primeira vez na lista
<i>Stonogobiops yasha</i>	White Ray Goby	Incomum
<i>Tigrigobius macrodon</i>	Tiger Goby	Comumente disponível
<i>Tigrigobius multifasciatus</i>	Green Banded Goby	Incomum
<i>Trimma benjamini</i>	Ring-eye Goby	Primeira vez na lista
<i>Trimma caesiura</i>	Grooved Dwarfgoby	Moderado a baixo
<i>Trimma striatum</i>	Red-lined Goby	Primeira vez na lista

Fonte: Sweet (2016).

Quadro II - Espécies de Gobiideos cultivadas e valores de mercado ornamental marinho, norte americano.

Nome científico	Nome comercial	Tamanho maturação (mm)	Preço (US\$)
<i>Cryptocentrus cinctus</i>	Watchman goby	~75	20.00
<i>Cryptocentrus fasciatus</i>	Bluefin watchman goby	~100	25.00
<i>Cryptocentrus leptocephalus</i>	Spotted watchman goby	~125	22.00
<i>Elacatinus evelynae</i>	Sharknose goby	~40	25.00
<i>Elacatinus figaro</i>	Yellowline goby	~50	22.00
<i>Elacatinus oceanops</i>	Neon blue goby	~50	25.00
<i>Tigrigobius marcodon</i>	Tiger goby	~125	20.00
<i>Tigrigobius multifasciatus</i>	Greenbanded goby	~50	20.00

Fonte: Dimaggio *et al.* (2020).

Peixes provenientes da aquicultura podem ser mais aptos do que peixes capturados na natureza a prosperar com alimentos em pellets e flocos. Isso pode tornar muito mais fácil mantê-los em um aquário doméstico e, portanto, os organismos cultivados podem ter um preço mais alto do que os peixes capturados na natureza. À medida que a pesquisa sobre a desova dos reprodutores e a alimentação das larvas continua, a capacidade de cultivar com sucesso esses peixes, aumentará (MURRAY; WATSON, 2014).

2.4.8 Gênero *Elacatinus*

O Gênero *Elacatinus* é bastante apreciado na aquarofilia (GURJÃO; LOTUFO, 2018) devido a sua atividade de limpeza e cores vibrante, ele e outras espécies de *gobiideos* se consolidaram no mercado da aquarofilia mundial. Costumam ser encontrada em ambientes costeiros, apresentando comportamento solitário ou vivendo em grupos reduzidos. Vivem em

pequenas formações rochosas frequentemente sendo visitados por peixes maiores para retirada de parasitas (MEURER *et al.*, 2017).

Os néon gobies do gênero *Elacatinus* estão entre os primeiros peixes de recife a serem cultivados para distribuição no comércio de aquários (MAJORIS *et al.*, 2018). O gênero é composto por 26 espécies que são principalmente distribuídas em recifes de coral em todo o Atlântico Ocidental (MAJORIS, 2017) (Quadro III).

Quadro III – Principais espécies do gênero *Elacatinus* e sua distribuição.

Nome científico	Tamanho (cm)	Profundidade (m)	Distribuição
<i>Elacatinus evelynae</i>	2,5 a 4	10 a 30	Bahamas e América Central ao norte da América do Sul.
<i>Elacatinus genie</i>	2,5 a 4	3 a 15	Bahamas, Cuba
<i>Elacatinus horsti</i>	2,5 a 4	8 a 18	Caribe, Bahamas, Sul da Flórida
<i>Elacatinus louisae</i>	2,5 a 4	12 a 40	Bahamas, Ilhas Cayman
<i>Elacatinus lori</i>	3,0	3 a 25	Belize, Honduras
<i>Elacatinus figaro</i>	2,5 a 3,4	3 a 10	Brasil
<i>Elacatinus multifasciatus</i>	3,5	3 a 18	Bahamas e América Central ao Norte da América do Sul.
<i>Elacatinus oceanops</i>	3,5	1 a 45	Sul da Florida ao Texas (EUA) até o Sul de Belize.
<i>Elacatinus puncticulatus</i>	4,0	1 a 8	Golfo da Califórnia, Costa do Pacífico Mexicano ao Panamá
<i>Elacatinus xanthiprora</i>	4,0	7 a 26	Sul da Florida, EUA Jamaica e América Central
<i>Elacatinus colini</i>	3,0 a 3,5	3 a 16	Belize

Fonte: Fishbase (2021).

A coloração vibrante e a disposição pacífica dos gobies os tornou favoritos entre os aquaristas de água salgada. Dentro do gênero, muitos *Elacatinus* spp. removem parasitas de outros peixes recifais. Este comportamento único os torna um membro importante das comunidades de recifes de coral e altamente valorizados no comércio de aquários (DUNKLEY *et al.*, 2019).

No entanto, sua propensão para especiação e distribuições geográficas são relativamente limitadas, tornando-os potencialmente vulneráveis à exploração por meio da coleta silvestre (AMIN, 2016; D'ALOIA *et al.*, 2017; PINHEIRO *et al.*, 2018; QUIMBAYO *et al.*, 2017; SHEI; MIES; OLIVOTTO, 2017; VICTOR; KRASOVEC, 2018).

A indústria da aquicultura tem potencial para reduzir a pressão de coleta sobre *Elacatinus* spp. fornecendo uma fonte de animais produzidos em cativeiro para o comércio de aquários.

A desova em cativeiro e a criação bem-sucedida foram relatadas para 12 espécies de *Elacatinus* (Quadro IV), muitas das quais estão disponíveis no comércio de aquários (SWEET, 2016). Em cativeiro, os pares reprodutores normalmente colocam de várias centenas a mil ovos demersais na superfície interna dos tubos de PVC. O macho cuida dos ovos até que a eclosão ocorra entre 5 a 10 dias após a fecundação. As larvas de *Elacatinus* são frequentemente cultivadas usando a técnica de água verde e uma dieta padrão de 10-20 rotíferos/ml (*Brachionus* sp.), fazendo a transição para 0,5-9 náuplios de artêmia/ml em 15-18 dias após a eclosão (DAE) (CORRÊA *et al.*, 2006).

No entanto, estudos recentes demonstraram que a cultura de larvas de peixes recifais é drasticamente influenciada pela densidade e tipos de presas vivas fornecidas, especialmente no início do desenvolvimento (CORREIA, A. M. *et al.*, 2017; DA SILVA-SOUZA; SUGAI; TSUZUKI, 2015; GOPKO; MIKHEEV; TASKINEN, 2017; LEU; SUNE; MENG, 2015; MOORHEAD; ZENG, 2017; OLIVOTTO *et al.*, 2017; TANAKA; TAKEDA; SUNOBE, 2022; ZENG *et al.*, 2017). Como resultado, a nutrição larval tem sido o foco principal dos esforços para melhorar os protocolos de aquicultura (CHEN *et al.*, 2020; MOORHEAD; ZENG, 2017; OLIVOTTO *et al.*, 2017; ZENG *et al.*, 2018).

Para compreender o efeito da nutrição no desenvolvimento larval, uma descrição detalhada de características morfológicas e comportamentais mensuráveis é necessária como referência para a avaliação de protocolos de criação.

As larvas de *Elacatinus* eclodem com uma reserva limitada de gema e começam a se alimentar exogenamente em 1-3 dias. As larvas cultivadas assentam entre 18 e 58 DAE após as barbatanas pélvicas se fundirem para formar um disco pélvico, uma das características definidoras da Família *Gobiidae*. Apesar do sucesso na criação de vários *Elacatinus spp.* até o assentamento, poucos estudos fornecem uma descrição detalhada do desenvolvimento larval (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Quadro IV – Características reprodutivas das principais espécies do gênero *Elacatinus* reproduzidas em cativeiro.

Espécie	1º desova(dias)	Int. entre desovas	Ovos por desova	Incubação	% eclosão	Referências
<i>Elacatinus Évelyne</i>	21	14 9–20	200–250	7	94 ± 3	Colin (1975) Olivotto <i>et al.</i> (2005)
	20,3 ± 5,9	11,2 ± 2,1	648 ± 183	6,8 ± 8	69,7 ± 24,1	Côrtes (2012), Tsuzuki <i>et al.</i> (2012), da Silva-Souza <i>et al.</i> , (2015} Shei <i>et al.</i> (2010), Shei, Rodrigo e Sampaio 2012)
<i>Elacatinus figaro</i>	24–31	8–10	140–1020	5–8	34–100	Facundo (2022)
<i>Elacatinus genie</i>	21-33	19 ± 7,2	456 ± 109	6-7	55 ± 4	Meirelles <i>et al.</i> (2009)
<i>Elacatinus horsti</i>		9				Olivotto <i>et al.</i> (2005)
<i>Elacatinus multifasciatus</i>		8–10				
	< 1 mês		250	5–8		Wittenrich (2007)
<i>Elacatinus oceanops</i>	1–3,5 meses	10–28	50–600			Feddern (1967), Valenti (1972), Colin (1975), Moe (1975)
<i>Elacatinus puncticulatus</i>		7–10	153 ± 28	6–7	98,5 ± 0,6	Pedrazzani <i>et al.</i> (2014)
<i>Elacatinus xanthiprora</i>		12				Colin (1975)
	12,2 ± 10,3	7,8 ± 1,7	168 ± 19	6,8 ± 0,4	86 ± 16	
<i>Elacatinus colini</i>	3–44	2–16	19–388	6–7	48–100	Majoris <i>et al.</i> (2018)
	53,2 ± 12,4	19,0 ± 7,2	1009 ± 477	8,18 ± 0,4	98,2 ± 2	
<i>Elacatinus lori</i>	30–69	13–35	564–1763	8–9	96–100	Majoris <i>et al.</i> (2018)

O tempo até a 1ª desova foi medido em dias após a aclimação dos reprodutores aos aquários. O intervalo de desova é relatado como dias entre os eventos de desova. O tempo de incubação é relatado em dias após a primeira observação de uma ninhada.

Fonte: adaptado de Majoris *et al.* (2018).

A primeira alimentação é um grande gargalo para peixes marinhos aquicultura (DAYRAS *et al.*, 2020). A maioria das espécies marinhas de peixes cultivadas são alimentadas com rotíferos (*Brachionus sp.*) e artêmia (*Artemia sp.*) já que são facilmente cultivados em grande escala e em altas densidades. No entanto, essas fontes alimentares nem sempre promovem desenvolvimento larval eficiente, principalmente devido a perfil ou tamanho de ácidos graxos, ou seja, presa de um tamanho maior do que o tamanho da boca das larvas de peixe.

Alimentação de recém eclodidos (*Scophthalmus maximus*) e larvas de pargo (*Lutjanus campechanus*) indicou que uma mistura de zooplâncton, os náuplios de copépodes são preferidos sobre rotíferos (ODO *et al.*, 2015). Esse fator pode estar relacionado ao tamanho da presa e comportamento de natação.

O tamanho dos rotíferos jovens a adultos varia amplamente, o que permite que as larvas se alimentem deles durante o desenvolvimento larval. Rotíferos são também ricos em ácidos graxos essenciais extremamente importante para a sobrevivência e crescimento de larvas (BEUX; ZANIBONI FILHO, 2018). Estudos têm sugerido que algumas espécies de protozoários ciliados marinhos, por exemplo, *Euplotes sp.*, pode desempenhar um papel importante na cadeia alimentar marinha, especialmente para larvas de peixes, pois são muito pequenas e estão disponíveis em grandes quantidades na natureza (DA ANNUNCIACÃO; OHS; TSUZUKI, 2020; LEE *et al.*, 2018). Apesar da das dificuldades de cultivo de ciliados, *Euplotes sp.* já foram oferecidos com sucesso na primeira alimentação de algumas larvas de peixes ornamentais (ZINGEL *et al.*, 2019; DE FREITAS CÔRTEZ; TSUZUKI, 2018).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Qualidade de Água

3.1.1 Sistema de Cultivo

O sistema de cultivo foi formado por um sistema de recirculação de água composto por três baterias de nove aquários cada com volume útil de 47 L, um filtro biológico “sump” com volume útil de 300 L, sendo o volume total de água do sistema de aproximadamente 2150 L. Quatro aquários de volume útil de 150 litros cada, foram usados para estocar os juvenis após a realização do experimento até a sua comercialização.

Cada aquário foi provido de um abastecimento contínuo de água, na vazão de 277 l/h. O tanque de abastecimento do sistema foi equipado com um aquecedor (JEBO 300 W) e um skimmer (Ocktopus 3000), cuja água foi conduzida tanto para os aquários dos reprodutores, como para os aquários maiores por gravidade, passando, previamente, por um filtro com luz ultravioleta (UV Sterilizer Resun, H15 15W).

Os efluentes dos aquários foram drenados, através de um sistema denominado “over flow”, enquanto os dos aquários maiores foram drenados por gravidade, sendo todos os efluentes direcionados ao filtro biológico que teve, em sua última camada, uma bomba submersa (Boyu) com vazão de 5000 L/h, forçando a água a circular no sistema. Além disso, todos os aquários eram dotados de sistema de aeração complementar.

A água do que foi utilizada no sistema de cultivo foi proveniente da praia da Sabiaguaba, localizada no litoral Leste do Estado do Ceará, sendo transportada em caixas de polietileno de volume de 1000 L e armazenada no galpão onde foi realizado o experimento.

Para atestar a qualidade da água, foram realizados alguns testes de parâmetros físicos-químicos, sendo a salinidade monitorada com uma sonda (HANNA HI 9828), e nitrito, dureza, amônia total e tóxica por colorimetria (LabconTest). Para o estabelecimento do SRA (Sistema de Recirculação de Água) a salinidade foi reduzida para 28 g/L e para os cultivos de zooplâncton para 26 g/L com água doce desclorada e desmineralizada e a dureza da água foi mantida em $4,57 \text{ }^{\circ}\text{dH} \pm 0,17$.

3.1.2 Filtro Biológico, Filtro UltraVioleta e Skimmer

O filtro biológico foi montado em sump de 300 l, possuindo várias camadas sendo a primeira camada filtrante constituída por uma tela de lã acrílica para reter as partículas orgânicas maiores das sifonagens e a limpeza diária dessa tela. A segunda camada foi composta por material esponjoso, a terceira construída com bioballs, cerâmica expandida e Siporax (Sera), a quarta camada, confeccionada com conchas de ostras e por fim, a última camada foi constituída de rochas porosas de formação calcária (“rochas vivas”). As várias camadas são necessárias para facilitar a agregação de microrganismos decompositores de matéria orgânica.

O material de enchimento do filtro foi composto de materiais inertes, resistentes e leves, que facilitou a distribuição do fluxo, além de possuírem baixo custo e fácil aquisição. A utilização do filtro ultravioleta (UV) teve como objetivo manter os microrganismos controlados no filtro biológico, eliminando quaisquer seres vivos que passassem através dele, tais como algas, fungos, protozoários e bactérias. Com isso a água do sistema permaneceu sempre transparente e esterilizada.

O *skimmer* foi instalado no tanque de 300 L e teve como objetivo o tratamento de água no SAR. Este fracionador de proteínas produz uma cortina de bolhas de ar através de uma eletrobomba submersa conectada a uma mangueira de ar, sendo que sua utilização serve para melhorar a qualidade da água, os níveis de oxigênio e manutenção do pH.

No entanto, sua função principal é o tratamento da água retirando substâncias nitrogenadas antes que elas sejam processadas pelas bactérias do filtro biológico, bem como auxiliar no controle da população de microrganismos.

3.1.3 Parâmetros Físicos e Químicos

Os parâmetros físicos e químicos da água foram mantidos estáveis durante o período experimental, dentro da faixa tolerável para diversas espécies de peixes usados na aquicultura. O oxigênio dissolvido e a temperatura da água de todos os tanques e aquários foram determinados com o auxílio de um oxímetro digital (YSI Professional Plus), enquanto o pH com a ajuda de um medidor de pH de bancada (HANNA pH21) e a salinidade da água obtida uma sonda (HANNA HI9828).

As primeiras medidas foram tomadas no primeiro dia, antes da oferta de alimento, e as outras pela manhã, sempre antes da renovação de água e oferta de alimento. Além disso,

foram feitos testes de amônia e nitrito na água dos cultivos, inicialmente, a cada dois dias e, posteriormente, duas vezes por semana.

Nas larvicultura todos os testes foram feitos diariamente antes da primeira renovação de água. Para isso, foi utilizado o teste amônia tóxica, teste nitrito, água Doce/Salgada, teste dureza de carbonatos KH, água Doce/Salgada (todos da Labcon). A temperatura da água, por conta do uso dos aquecedores, foi controlada e mantida estável durante o experimento.

3.2 Produção de Alimento Vivo

Para testar a influência de diferentes fontes de alimentos vivos sobre a sobrevivência e o crescimento em estágios iniciais de desenvolvimento de *E. fígaro*, as larvas foram cultivadas por 10 e 20 dias após a eclosão (DAE). Três dietas foram testadas com cinco repetições cada, com exceção do grupo controle que foi alimentado apenas com rotíferos até o período de “desmame” (20 rotíferos por ml), nos três tratamentos (T1, T2 e T3) foram utilizados 10, 15 e 25 rotíferos por ml do 7^o ao 14^o dia e posteriormente os tratamentos foram adicionados 10, 15 e 20 náuplios de artêmia por ml do 15^o dia ao 35^o.

A larvicultura foi realizada em água verde com *N. oculata* a uma densidade de 5×10^4 células/mL⁻¹ (Figura 18) .

Figura 18 - Cultura de rotíferos em água verde composta por *Nanoclorops oculata* algas unicelulares que flutuam livremente, tonalizando a água. De fácil cultivo, adicionando nutrientes e iluminação constante, esse meio de cultura é bastante empregado na larvicultura.



Fonte: o Autor (2020).

Dez por cento da água foi trocada diariamente, e foi completada com água ou microalgas para manter as microalgas na densidade citada anteriormente. O fotoperíodo foi de 24 h de luz por dia durante o experimento. Temperatura foi mantida constante a 26°C.

Aos 14^o DAE, as larvas foram contadas para verificar a sobrevivência e foram amostrados para medições de comprimento. Aos 35^o DAE, as larvas foram contabilizadas em cada tratamento, para avaliar a taxa de sobrevivência por tratamento alimentar e medidas sob um microscópio óptico para avaliar apenas a taxa de crescimento.

Os valores médios foram submetidos à análise de variância em um nível de 95% de probabilidade.

3.2.1 *Brachionus plicatilis*

Os rotíferos que foram oferecidos às larvas (*Brachionus plicatilis*) tiveram um comprimento lórico médio de 146,0±40,9 µm e largura de 92,7±29,8 µm. A cultura foi alimentada com emulsão comercial de ácidos graxos (INVE) seguindo o mesmo protocolo de enriquecimento para rotíferos usados comercialmente e uma pasta de microalgas frescas.

Para determinar a densidade ideal de rotíferos para larvas de *E. figaro* recém-eclodidas, a sobrevivência e o crescimento das larvas foram avaliados em 4 tratamentos diferentes de densidade de rotíferos: (controle 20 rotíferos), T1, T2 e T3 com 10, 15 e 25 rotíferos/ml respectivamente.

Doze aquários de criação de 47L foram instaladas, permitindo 3 repetições por tratamento de densidade. No dia da eclosão (0 DAE), as larvas foram transferidas para cada compartimento de criação. Os tratamentos de densidade de rotíferos foram atribuídos aos aquários no início dos ensaios e foram mantidos até o final do experimento no 14^o.

Após a troca diária de água, cada aquário de criação foi dosado com a densidade de rotífero atribuída. Os tratamentos foram realizados em condições semelhantes de parâmetros de qualidade da água entre os tratamentos de densidade de rotíferos.

O cultivo de rotíferos *B. plicatilis* foi realizado na parte interna do galpão da Empresa de exportação em aquários com volume útil de 250 L. A cultura foi conduzida em temperatura de 28 °C e salinidade de 26 g/L, com aeração forte e iluminação artificial fornecida 12 h por dia. A alimentação foi realizada com emulsão comercial de ácidos graxos pasta de microalgas através da filtração de cultura de *Nannocloropsis oculata* pré estabelecida, uma vez ao dia e, para isso, a pasta foi completamente diluída na água do cultivo com o auxílio de uma tela de 110 µm para facilitar sua assimilação pelos micro-organismos.

Diariamente foi realizada uma troca parcial de 20% do volume útil dos cultivos de rotíferos. Dessa forma a densidade de rotíferos foi mantida em aproximadamente 100 rotíferos/ml. A troca parcial de água, além de melhorar a qualidade de água do cultivo, controlou a população, evitando um aumento descontrolado e, conseqüentemente, uma queda brusca da população.

A biomassa fresca retida em tela de 60 µm foi utilizada como alimento para as pós-larvas, sendo também seca em estufa e misturada à ração em pó para os alevinos, bem como um dos ingredientes do patê oferecido aos reprodutores.

A contagem dos indivíduos foi feita, diariamente, retirando uma amostra homogênea de 250 ml dos rotíferos, sendo concentrada para um volume de 25 ml, para posterior avaliação da concentração de rotíferos em um microscópio óptico (MP Professional digital USB).

Para isso, com o auxílio de uma pipeta Pasteur, nove gotas foram dispostas em uma lâmina de vidro, fazendo-se o uso de formol a 4% para parar a motilidade dos rotíferos e facilitar a contagem sob microscópio. Os valores das contagens da maior e da menor gota foram descartados, e a média de rotíferos das sete gotas intermediárias foi multiplicada pelo número de gotas necessárias para completar o volume de 1 ml, sendo a densidade expressa em rotíferos/ml.

3.2.2 *Artêmia franciscana*

Para determinar a densidade ideal de artêmia para a cultura de *E. figaro* larvas de *E. figaro*, a sobrevivência e o crescimento das mesmas foram avaliados sob 4 tratamentos de densidade: 0 (20 rotíferos por ml), 10, 15 e 20 náuplios de artêmia ml⁻¹.

Portanto, para cada tratamento, as larvas de uma única ninhada foram criadas comunalmente e atribuídas os respectivos tratamentos a partir do 7º dia. Do 0 a 6 DAE as larvas foram alimentadas com 15 rotíferos/ml, cultivados em água verde. No 14º dia, iniciou-se o tratamento alimentar com náuplios de artêmia onde foram atribuídos seus respectivos tratamentos até o 35º dia. (5 aquários por tratamento de densidade de artêmia). Os tratamentos de densidade de artêmia foram atribuídos ao acaso aos tratamentos relativos aos ensaios aos tratamento de rotíferos. Após a troca diária de água, cada compartimento foi dosado com rotíferos (15 rotíferos/ml) e a densidade de náuplios de artêmia atribuída.

Os parâmetros de qualidade da água dos aquários de criação de larvas não diferiram entre os tratamentos. No dia 35, todas as larvas sobreviventes foram contabilizadas por tratamento.

Os cistos de artêmia secos foram adquiridos no mercado comercial e armazenados em geladeira em recipientes fechados. A eclosão dos cistos foi realizada dentro da mesma sala do sistema de cultivo, utilizando cinco recipientes de polietileno de 2 L, sendo metade para a alimentação diurna e outra para a noturna. A incubação foi realizada com iluminação constante fornecida por duas lâmpadas fluorescentes de 20 W instaladas a uma distância de 20 cm dos recipientes, na temperatura de 28 °C, salinidade 28g/L e com aeração intensa.

Para a utilização de náuplios recém eclodidos ao longo do dia, na parte da manhã foi utilizada uma maior quantidade de cistos e, após a eclosão, os náuplios não utilizados na primeira alimentação foram colocados em um recipiente com aeração e gelo a uma temperatura de 14 °C, reduzindo seu desenvolvimento para manter o pequeno tamanho e suas reservas energéticas. Dessa forma, a oferta de náuplios I pôde ser mantida durante o dia inteiro, evitando a necessidade de uma maior quantidade de recipientes para eclosão de cistos.

3.3 Densidades de Rotíferos e Artêmia Otimizados

Para determinar a adequação da quantidade de rotíferos e náuplios de artêmia para a criação de larvas na piscicultura, foi utilizado o método descrito por Eugênio et al. (2019), verificando a sobrevivência e o crescimento das larvas de *E. figaro*. Os tratamentos de combinação de presas foram atribuídos aos aquários no início dos testes, usando um desenho de blocos completos ao acaso. No dia da eclosão (0 DAE), as larvas foram transferidas para cada um dos aquários de criação de 47 L (5 aquários por combinação de presa).

Após a transferência para os aquários de criação, as larvas foram submetidas a diferentes densidades alimentares a base de rotíferos até o 14º dia. No entanto, os náuplios de artêmia (10, 15 e 20 náuplios por ml⁻¹), foram inseridos do 15º ao 35º dia onde foi observado o assentamento das larvas. Após a troca diária de água, cada aquário foi dosado com a combinação de presas atribuída. Os parâmetros de qualidade da água não diferiram entre os tratamentos das presas. No dia 14, todas as larvas restantes foram contadas e fotografadas.

3.4 Manejo dos Reprodutores de *E. figaro*

Pares de reprodutores de *E. figaro* foram adquiridos de duas empresas do ramo da aquariofilia. Uma empresa trabalha com espécimes coletados por mergulhadores em habitats de recife perto da costa da Bahia, Brasil. A outra parte dos exemplares foi adquirida em uma empresa de piscicultura ornamental, situada na cidade de Aquiraz, Ceará, Brasil.

Neste estudo, foram utilizados reprodutores em cativeiro, sendo testado um protocolo de criação para a espécie de néon gobie, *Elacatinus figaro*.

Foram separados seis indivíduos de *E. figaro* por aquário com o intuito de formação de casais e posterior acompanhamento. Ao se investigar o cortejo entre dois exemplares, eles eram separados em aquários do sistema de recirculação para se dar continuidade ao experimento.

Após a recepção, os pares de reprodutores foram estabelecidos em aquários de 47 L conectados a um sistema de recirculação de água salgada localizado na Empresa Biosphera Ornamentais, Fortaleza, Ceará, Brasil.

Os aquários foram ligados a um sistema de recirculação, que possuía em sua estrutura, um desnaturador de proteína, um filtro biológico com diversas mídias filtrantes, um sistema ultravioleta com 15 W, termostato de 300 W. O fotoperíodo foi de 12 E: 12 L e foram mantidos através de iluminação artificial por lâmpadas de led de 950 lux. A qualidade da água do sistema de reprodução foi mantida a uma salinidade de 26–28 ppt, uma temperatura de 27–28 ° C, um pH de 8,0–8,3, níveis de NH₃ de 0–0,25 ppm e níveis indetectáveis de NO₂ e NO₃.

Esses valores foram semelhantes às condições de qualidade da água sob as quais outras espécies de *Elacatinus* foram relatadas para desovar em cativeiro. Os pares foram alimentados com uma dieta variada de biomassa de artêmia congelada, patê e ração peletizada.

Cada par recebeu pedaços de tubos de PVC cinza (diâmetro: 2,5 cm, comprimento: 15 cm) que serviu de abrigo para a desova. Assim que a primeira ninhada foi observada no abrigo, os pares foram monitorados diariamente para registrar o comportamento reprodutivo, a frequência de desova e o tamanho da ninhada.

Nove casais de *E. figaro* adultos foram mantidos em nove aquários com volume útil de 47 L, em uma sala de 20 m², localizada na Empresa Biosphera Exportações município de Fortaleza, Ceará, em um SRA, aeração constante e cobertos com telas para evitar a fuga dos peixes. Nos experimentos de larvicultura e alevinagem foi utilizada as desovas de todos os casais que reproduziram e posterior adequação alimentar das larvas. Ao longo do experimento foi evitado o manuseio dos peixes para não retardar o início da reprodução.

Para induzir a reprodução os casais foram alimentados diariamente com 3 % da biomassa, essa alimentação foi realizada três vezes ao dia, sendo a primeira com ração comercial, a segunda com artêmia viva ou congelada e a terceira com um patê produzido na própria Empresa.

O patê foi composto de 300 g de filé de peixe, 150 g de lula, 100 g de mexilhão, 100 g de camarão, 10 g de pasta de *S. platensis*, 10 g de farinha de rotíferos e 4 ml de óleo de peixe. Após a alimentação, os restos alimentares e as fezes foram retirados por sifonamento, filtrando a água em uma tela de 60 µm, sendo o material aderido na tela descartado e a água devolvida para o filtro biológico do sistema de cultivo.

3.4.1 Experimento de Larvicultura de *E. fígaro*

Uma média de 2200 embriões foram utilizados para o ensaio de densidade. Esses embriões foram obtidos de 20 desovas obtidas de nove pares de reprodutores durante os anos de Janeiro de 2019 a Dezembro de 2020.

As desovas foram verificadas diariamente e no momento que antecedia a eclosão eram transferidos para os aquários onde foram realizadas as larvicultura, seguindo os protocolos de Meirelles *et al.* (2009).

O tempo de desenvolvimento das características morfológicas e comportamentais foi acompanhado ao longo do trabalho. As ninhadas eclodiram imediatamente após a transferência para um aquário de criação. Os embriões eclodiram com uma boca funcional, bexiga natatória inflada, olhos pigmentados e dois otólitos visíveis. As larvas são positivamente fototáticas e nadam para a superfície da água após a eclosão.

No início do desenvolvimento, as larvas foram atraídas para a luz refletindo nas paredes do aquário. No entanto, o uso de aquários de criação forrados com plástico preto ajudou a distribuir as larvas de maneira mais uniforme por toda a coluna d'água. A alimentação exógena com rotíferos começou dentro de 12 horas após a eclosão (HAE) e as reservas de gema foram esgotadas em 24 HAE.

Após a flexão, a reabsorção das dobras finas começou ao longo do tronco e o desenvolvimento dos raios finos na nadadeira anal e na segunda nadadeira dorsal. Por volta de 18–20 DAE, as dobras das nadadeiras foram completamente reabsorvidas, e o disco da nadadeira pélvica e a primeira dorsal começam a se formar. Entre 20 e 28 DAE, a nadadeira pélvica continua a se alongar, mas permanece não fundida.

As larvas pré-assentadas têm focinho alongado, nadadeiras pélvicas parcialmente fundidas e primeira dorsal completa. As larvas começam a se estabelecer quando as barbatanas pélvicas se fundem totalmente para formar um disco pélvico, que pode ser usado para aspirar às superfícies.

Na espécie, o evento de assentamento ocorreu a partir do 28^o DAE e perdurou até o 35^o dia, quando todos os indivíduos assentaram no fundo do aquário. *E. figaro* desenvolve uma mancha escura no pedúnculo caudal no assentamento e o pigmento irradia rapidamente da cabeça para o tronco. A pigmentação do corpo escuro e a faixa amarela esbranquiçada radiante, característica de *E. figaro* adulto desenvolveram-se ao longo do corpo dos indivíduos.

Da mesma forma, desenvolve imediatamente uma faixa escura ao longo do corpo no assentamento. Em poucos dias, o pigmento amarelo se desenvolve no focinho e uma faixa amarela irradia da cabeça através do pedúnculo caudal. *E. figaro* sedimentou-se entre 28 e 35 DAE.

Para descrever o desenvolvimento larval e a taxa de crescimento, três ninhadas de *E. figaro* foram criadas até o assentamento. As larvas geralmente eclodem sete dias após serem observadas na estrutura da empresa. Portanto, na noite anterior era esperada que eclodissem, tubos de PVC individuais com ovos anexados foram transferidos para aquários onde foi realizado o experimento de diferentes densidades alimentares.

Para oxigenar os ovos e estimular a eclosão, o tubo de PVC foi posicionado verticalmente e uma leve corrente de ar foi direcionada sobre os ovos usando uma pedra porosa posicionada sob o tubo. A incubação começou imediatamente após a transferência para o compartimento de criação e foi concluída na manhã seguinte.

As larvas foram alimentadas uma vez ao dia com diferentes quantidades de rotíferos (10,15 e 25 ml) desde a eclosão até o assentamento e posteriormente foi adicionado ao tratamento as densidades de náuplios de artêmia na proporção de 10, 15 e 20 náuplios por ml. A sala foi mantida em um ciclo de luz de 12 L: 12 E. A salinidade dos aquários de criação foi mantida a uma salinidade de 26–28 ppt, uma temperatura de 27–28 °C, um pH de 8,0–8,3, níveis de NH₃ de 0–0,25 ppm e níveis indetectáveis de NO₂ e NO₃. Esses valores foram semelhantes às condições de qualidade da água nas quais outras espécies de *Elacatinus* foram cultivadas em cativeiro.

Para descrever o desenvolvimento larval e avaliar o crescimento, as larvas foram amostradas de cada ninhada a cada dois dias. As larvas foram anestesiadas com eugenol e transferidas para uma placa de Petri. As larvas de *E. figaro* foram fotografadas usando uma

câmera digital. O comprimento padrão (SL) e a profundidade corporal (BD) das larvas foram medidos a partir de fotos usando Image J (NIH, EUA).

A alevinagem após o experimento foi realizada nos aquários maiores, sendo o volume útil de 150 litros, os aquários ficaram no mesmo SRA que os reprodutores. O fotoperíodo foi de 12 h de luz 12 h escuro, com duas lâmpadas posicionadas a 1,6 m acima do sistema de cultivo, sendo iluminado das 7 h da manhã até as 19 h.

Foram realizadas três larvicultura, com cinco repetições cada, mais o controle sendo avaliado o desenvolvimento das larvas ofertadas diferentes quantidades de rotíferos e náuplios de artêmia em cada tratamento. Os cultivos foram iniciados utilizando larvas com 1 dia após eclosão (DAE) e se estenderam até o momento em que todas as pós-larvas já tinham dado início a metamorfose. Os indivíduos de *E. figaro* foram alimentados com rotíferos enriquecidos com microalgas e náuplios recém-eclodidos de artêmia em diferentes proporções.

As larvas mortas foram retiradas dos aquários de cultivo e contabilizadas. O comprimento foi medido desde a extremidade da cabeça até a extremidade da coluna vertebral (comprimento padrão). A sobrevivência e a coloração das pós-larvas foram avaliadas ao final de cada larvicultura.

3.5 Análises Estatísticas

Os dados de sobrevivência foram submetidos a ANOVA e em caso significativo, as médias foram submetidas ao teste Dunnett. Todas as análises com alfa de 5% (PAGANO; GAUVREAU. 2004)

Neste teste, a diferença mínima significante é calculada como:

$$dms = d \cdot \sqrt{\frac{2 \cdot MQD}{r}}$$

4 RESULTADOS

4.1 Observações Geral de Reprodutores

Os machos de *E. figaro* foram caracterizados por seu tamanho grande, dentes caninos em sua mandíbula inferior e papilas genitais pontiagudas, enquanto as fêmeas foram identificadas por seu tamanho menor, focinho arredondado e papilas genitais quadradas. Os machos passam a maior parte do tempo descansando dentro do abrigo de desova de PVC, enquanto as fêmeas são mais ativas e se movem ao redor do tanque. As fêmeas desenvolveram um abdômen abaolado com uma massa amarela visível em direção à extremidade posterior do abdômen. Antes da desova, tanto os machos quanto as fêmeas mudavam de cor cinza-escuro para preto em todo o corpo.

Os pares de *E. figaro* começaram a desovar dentro de 21-33 dias, após serem introduzidos nos aquários. A fêmea de *E. figaro* depositou uma mono camada densa de ovos na superfície interna do abrigo de desova a cada $19 \pm 7,2$ dias. Os machos incubaram os ovos abanando e abocanhando a ninhada até que ocorresse a eclosão. Pares de *E. figaro* desovaram regularmente durante todo o ano.

As figuras 19 e 20 mostram os reprodutores realizando o cortejo onde o macho através de movimentos elaborados, induz a fêmea a desova como observado.

Figura 19 - Cortejo de casal de *E. figaro*, onde o macho (parte inferior do cano), através de movimentos pré-elaborados, induz a fêmea a desova (nota-se o ventre bastante abaulado e pronto para desova).



Fonte: o Autor (2020).

Figura 20: Casal de reprodutores após a desova, onde se visualiza a fêmea na parte externa do cano e macho, cuidando e oxigenando os ovos na parte interna do cano.



Fonte: o Autor (2020).

4.2 Desenvolvimento Larval

O tempo de desenvolvimento das características morfológicas e comportamentais foi acompanhado ao longo do trabalho. As ninhadas eclodiram imediatamente após a transferência para um aquário de criação.

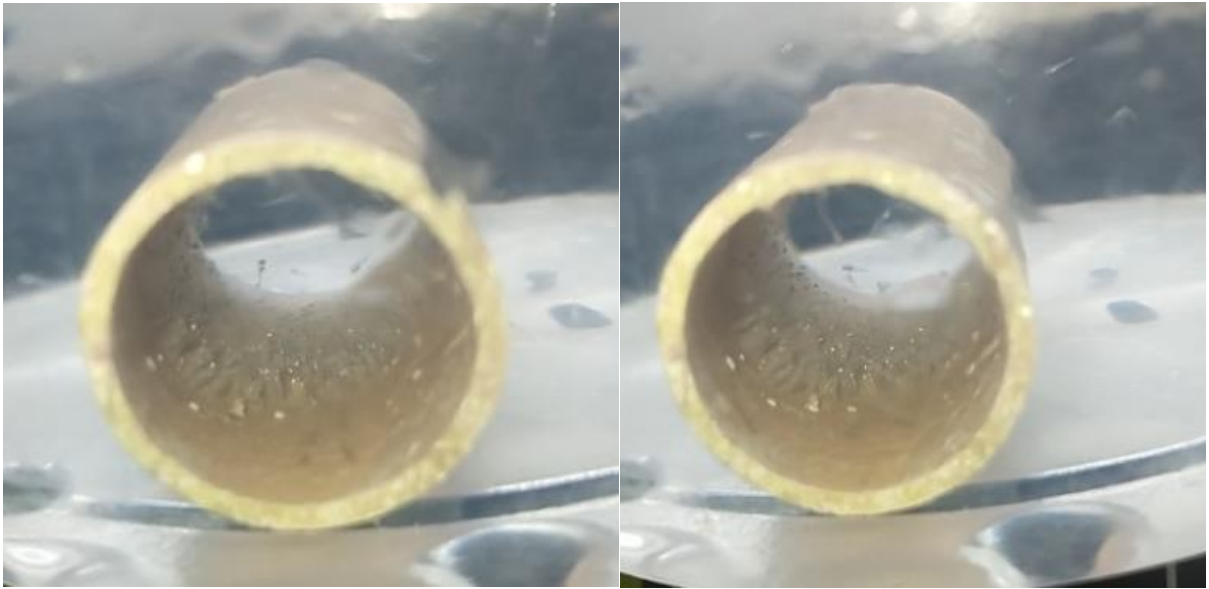
As Figuras 21 a 24 apresentam várias desovas próximos a eclosão e larvas recém eclodidas aptas para serem transferidas ao ambiente de cultivo.

Figura 21 - Várias desovas de *E. figaro* em estrutura de PVC de 25 mm, sendo transferidas para aquário de eclosão.



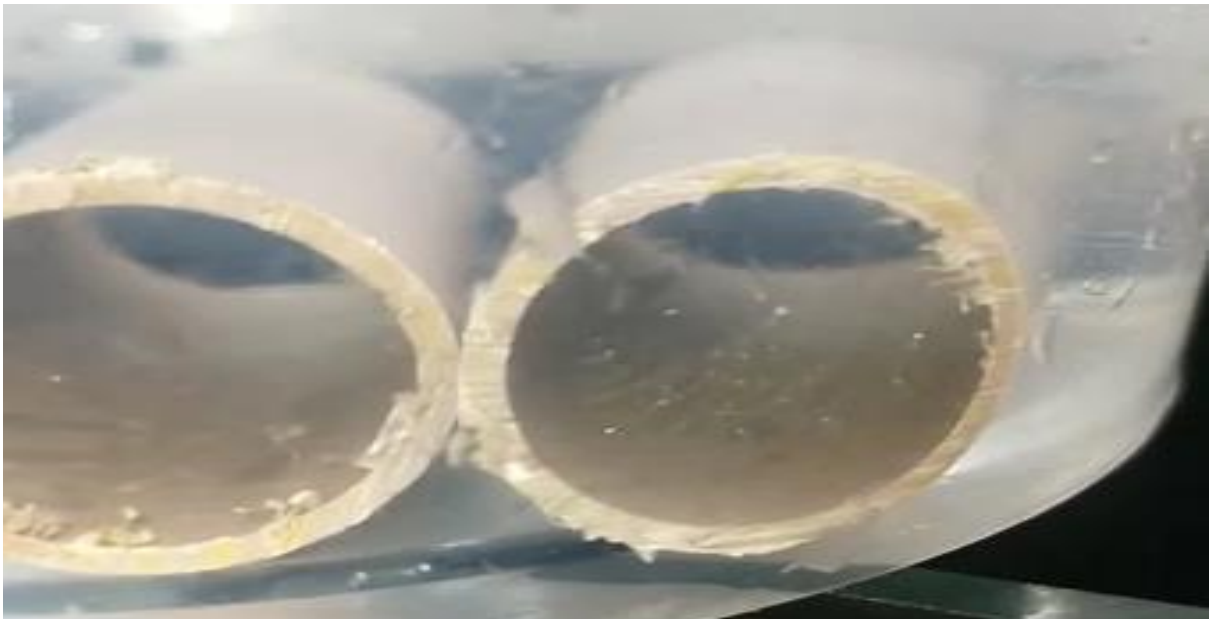
Fonte: o Autor (2020).

Figura 22 - larvas em pré eclosão. Nota-se a pigmentação dos olhos e migração ao polo distal do ovo.



Fonte: o Autor (2020).

Figura 23 - larvas recém-eclodida apresentando boca funcional, reserva vitelínica reduzida, pigmentação ventral.



Fonte: o Autor (2020).

Figura 24 - Pós-larvas livres natantes no oitavo dia após eclosão.



Fonte: o Autor (2020).

As larvas são positivamente fotostáticas e nadam para a superfície da água após a eclosão. No início do desenvolvimento, as larvas foram atraídas para a luz refletindo nas paredes do aquário. No entanto, o uso de aquários de criação revestidos com plástico preto ajudou a distribuir as larvas de maneira mais uniforme por toda a coluna d'água.

A flexão da notocorda está completa em 10 DAE. Após a flexão, a reabsorção das dobras finas começa ao longo do tronco e o desenvolvimento dos raios finos começa na nadadeira anal e na segunda nadadeira dorsal.

Por volta de 18–20 DAE, as dobras das nadadeiras foram completamente reabsorvidas, e o disco da nadadeira pélvica e a primeira dorsal começam a se formar. Entre 20 e 28 DAE, a nadadeira pélvica continua a se alongar, mas permanece não fundida. As larvas pré assentadas têm focinho alongado, nadadeiras pélvicas parcialmente fundidas e primeira dorsal completa.

As larvas começam a se estabelecer quando as barbatanas pélvicas se fundem totalmente para formar um disco pélvico, que pode ser usado para aspirar às superfícies. Na espécie, o evento de assentamento mais antigo ocorreu a 35^o DAE. *E. figaro* desenvolve uma mancha escura no pedúnculo caudal no assentamento e o pigmento irradia rapidamente da cabeça para o tronco.

A pigmentação do corpo escuro e a faixa amarela radiante, característica de *E. figaro* adulto desenvolveram-se ao longo do tronco. Da mesma forma, desenvolve imediatamente uma faixa escura ao longo do corpo no assentamento. Em poucos dias, o pigmento amarelo se desenvolve no focinho e uma faixa amarela irradia da cabeça através do pedúnculo caudal. *E. figaro* sedimentou-se entre 28 e 42 DAE.

Figura 25 - Juvenis com aproximadamente 14 dias na coluna d'água iniciando processo de alimentação com náuplios de artêmia em diferentes densidades.



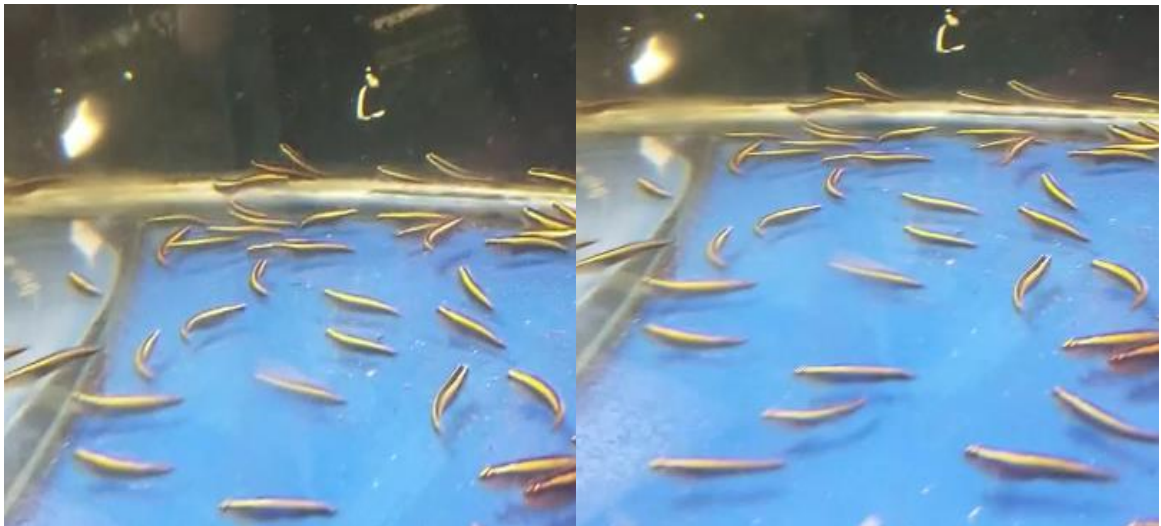
Fonte: o Autor (2020).

Figura 26 - Juvenis com aproximadamente 20 dias na coluna d'água iniciando processo de metamorfose e fusão das nadadeiras peitorais e posterior assentamento.



Fonte: o Autor (2020).

Figura 27 - *E. figaro* recém assentadas com 28 DAE em período de transição para alimentação comercial.



Fonte: o Autor (2020).

Figura 28 - Exemplares de *Elacatinus figaro* com 90 dias, se alimentando de ração comercial e aptos a comercialização.



Fonte: o Autor (2020).

De acordo com análise realizada baseada no teste de Dunnett (PAGANO; GAUVREAU, 2004)

As taxas de mortalidade de *E. figaro* demonstraram diminuir significativamente após a primeira semana de larvicultura.

A taxa de sobrevivência foi numericamente maior no controle, sem diferença significativa entre os tratamentos com a utilização de rotíferos ($p \leq 0,05$). Foi detectada entre as dietas Controle, T1, T2 e T3: $57,6 \pm 3,1\%$, $49 \pm 6,3\%$, $53 \pm 8,6\%$ e $55 \pm 2,8\%$ de sobrevivência respectivamente ao final do 14 dias de cultivo.

Já na utilização de náuplios de artêmia nos tratamentos, houve uma diferença significativa entre os tratamentos e o controle ($p \leq 0,05$), para essa comprovação foi aplicado o teste de Dunnett, que é utilizado para comparar as médias dos tratamentos apenas com a média do controle. A diferença mínima significante (DMS) foi igual a 59,51, sendo menor do que a média de todos os tratamentos:

Em relação ao início do experimento com diferentes densidades de náuplios de artêmia, a mortalidade das larvas, foi maior quando se aumentava a densidade de náuplios por ml. Cada tratamento teve um decréscimo na taxa de sobrevivência ($61 \pm 3\%$, $49 \pm 4\%$, $40 \pm 1\%$ e $35 \pm 2\%$ respectivamente) mostrando que apesar do excelente valor nutricional, nessa fase de vida do *E. figaro*, não é uma presa tão adequada.

O grupo controle (C) alimentado apenas com rotíferos foi eficiente, demonstrando que é possível manter uma larvicultura com o protocolo tradicional de rotíferos enriquecidos e ao atingirem um tamanho maior, ocorrer a inserção de náuplios de artêmia na dieta.

Com base nos resultados, os rotíferos podem ser usados como primeira alimentação de *E. figaro*. O pequeno tamanho dos náuplios ($146,0 \pm 40,9 \mu\text{m}$ $92,7 \pm 29,8 \mu\text{m}$), a ser incluído como presas em potencial. Acredita-se que a ingestão da presa pode ter ocorrido longitudinalmente. De acordo com Giraldo (2020), a dimensão crítica da presa é a largura em vez de do que comprimento.

O grupo controle consistiu em cinco réplicas com uma taxa de sobrevivência média de $57 \pm 3,1\%$. O presente estudo demonstrou uma taxa de sobrevivência maior (35%) do que os dois trabalhos anteriores usando suplementação dietética para o protocolo tradicional, que é baseado em rotíferos como a primeira alimentação de *E. figaro* e náuplios de artêmia.

Como apresentado nos gráficos abaixo, temos a relação de sobrevivência de acordo com os tratamentos pela densidade de rotíferos (Gráfico 2) e a sobrevivência dos tratamentos, quando submetidos aos testes de densidades de náuplios de artêmia (Gráfico 3).

No gráfico 4, observa-se a taxa de eclosão e sobrevivência por tratamento de densidade.

Gráfico 2 – Sobrevivência (número de indivíduos) dos tratamentos em relação a densidade de rotíferos por tratamento.

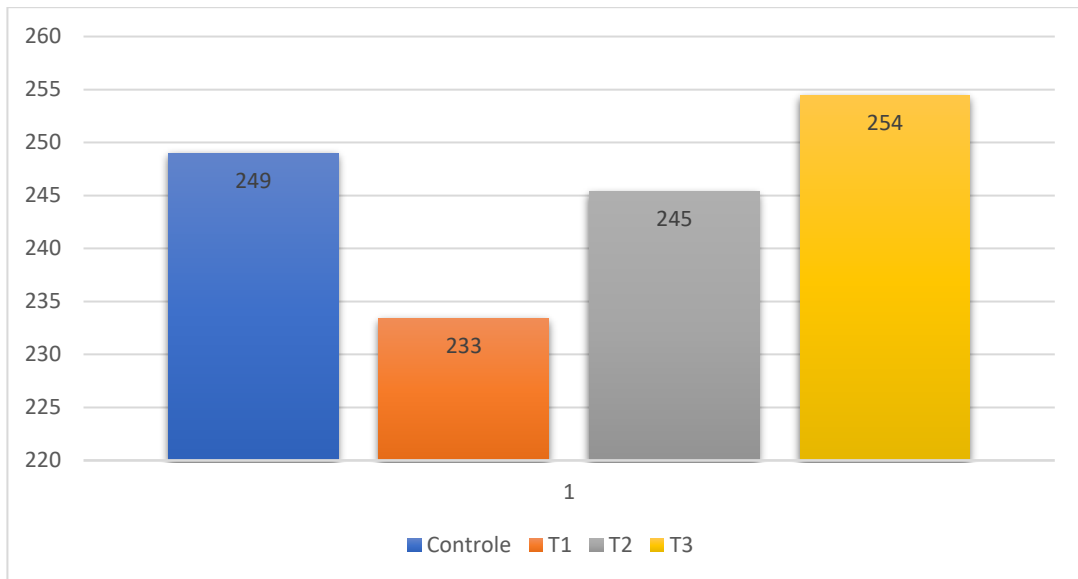


Gráfico 3 - Sobrevivência dos tratamentos (número de indivíduos) em relação a densidade de náuplios de artêmia por tratamento.

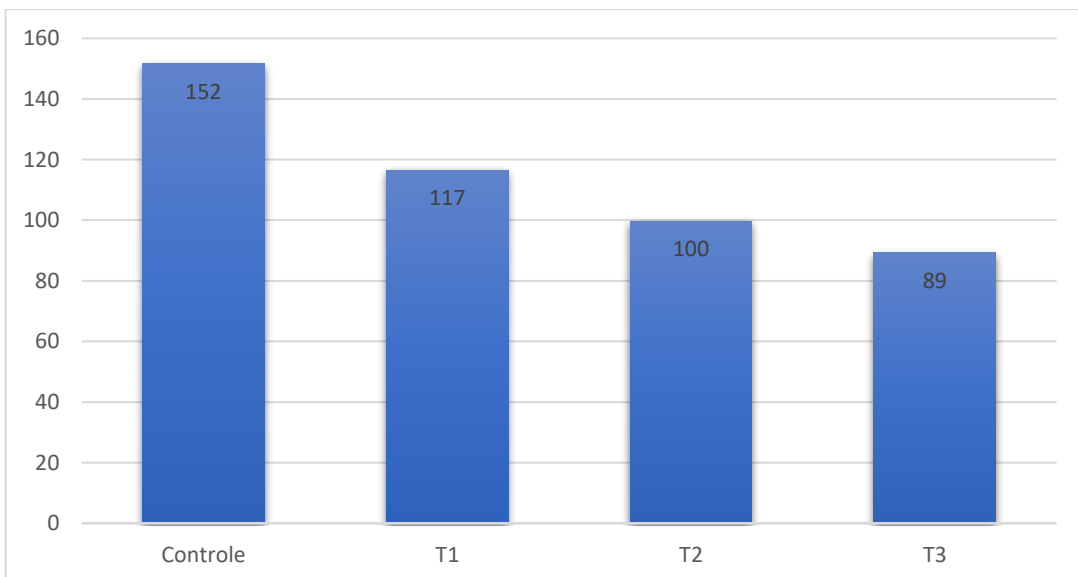
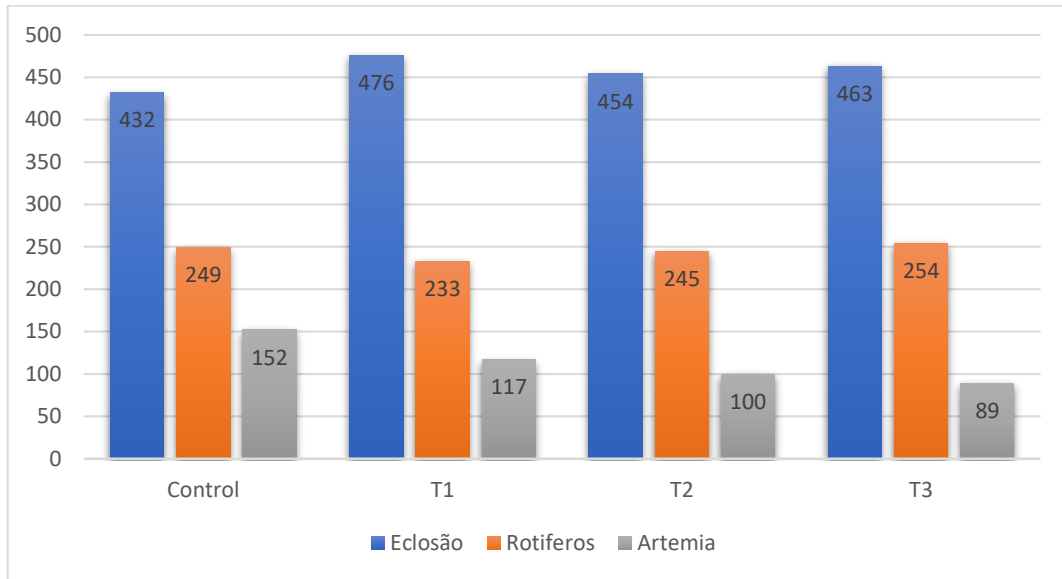


Gráfico 4 - Relação taxa de eclosão e sobrevivência entre tratamentos (número de indivíduos).



5 DISCUSSÃO

As iniciativas de aquicultura devem ser incentivadas, pois podem reduzir consideravelmente a pressão de coleta sobre as populações de espécies-alvo (OLIVOTTO *et al.*, 2017; SUH; POMEROY, 2020; TELETCHEA, 2016) especialmente porque quase a totalidade dos organismos explorados no Brasil são capturados na natureza e a reprodução em cativeiro de peixes ornamentais marinhos nativos é restrita a algumas espécies (CÔRTEZ; TSUZUKI, 2012; HORA; JOYEUX; TSUZUKI, 2019; MEIRELLES *et al.*, 2018).

No entanto, a criação em cativeiro não deve substituir inteiramente as espécies capturadas na natureza, porque muitas pessoas dependem da colheita de espécies de aquário para sobreviver (RHYNE; TLUSTY; SZCZEBAK, 2017).

O principal obstáculo na larvicultura de peixes ornamentais é a transição de endógeno para alimentação exógena pelas larvas e porque o ciclo larval acontece em grandes massas de água em mar aberto, em ambiente particular deve ser imitado (POMEROY, 2020).

O mar aberto nos trópicos é caracterizado por águas mornas e calmas e concentração adequada de presas vivas nas quais as larvas são capazes de se alimentar. A partir de vários estudos de campo, é evidente que na natureza, as larvas de peixes marinhos principalmente alimentam-se de plâncton selvagem composto por copépodes, protozoários e larvas de organismos bentônicos (PEREIRA-FILHO *et al.*, 2021).

Estudos recentes mostraram que após a alimentação de larvas de peixes marinhos com plâncton selvagem e verificando seu conteúdo intestinal, a mais abundantes presas vivas ingeridas foram ovos de copépodes e copépoditos (BAENSCH, 2017; OLIVOTTO *et al.*, 2006). Infelizmente, os copépodes são difíceis de se cultivar uma base contínua e a maioria das espécies de peixes marinhos são criados usando rotíferos *Brachionus* spp., e *Artêmia* spp. na forma de náuplios.

Sabe-se que o tamanho da boca, determina o tamanho da presa que pode ser ingerida e que o tamanho da presa que uma larva ingere, aumenta a medida que cresce (WULLUR *et al.*, 2018). Alguns autores relatam que o tamanho da presa de uma larva deve ter uma dimensão entre 25-40% menor que sua boca (ZINGEL *et al.*, 2019). Portanto, larvas de *E. fígaro* recém eclodidas, seriam capazes de ingerir presas de aproximadamente 60-90 µm.

Apesar das aparentes vantagens práticas na produção, rotíferos e artêmia não são os melhores tipos de presas vivas para larvas de peixes marinhos, pois não são seu alimento natural. Para algumas larvas minúsculas (borboletas peixes, peixes-anjo e garoupas), essas presas são muito grandes, seus padrões locomotores (lentos movimentos circulares) não

promovem atividade, e eles não exibem um perfil de ácidos graxos que atende às necessidades nutricionais de larvas de peixes marinhos (MAJORIS *et al.*, 2018).

É mais provável que ingestão de náuplios de artêmia, garantiu a sobrevivência larval devido a sua melhor composição nutricional, enriquecida através da adição ácidos graxos insaturados (HUFAs) (CHOI *et al.*, 2020).

Estudos têm demonstrado que dietas deficientes em HUFAs para larvas de peixes marinhos pode resultar em baixo crescimento e alta mortalidade. Estudos recentes demonstraram a importância de enriquecimento alimentar de rotíferos e artêmia para larvas de *Pseudochromis flavivertex*. As larvas foram divididas em grupos alimentados com diferentes alimentos enriquecidos e não enriquecidos e presas vivas (OLIVOTTO *et al.* 2017).

Notou-se uma mortalidade acentuada nos primeiros dias após a eclosão, informação observada em estudos anteriores e protocolos de larvicultura realizados por Shei *et al.* (2010) e Meirelles *et al.* (2009).

Larvas alimentadas com rotíferos não enriquecidos não sobreviveram após o dia 7, enquanto as maiores taxas de sobrevivência (39% juvenis) foram observadas em larvas alimentadas exclusivamente com rotíferos enriquecidos e artêmia MEIRELLES *et al.*, 2009).

Larvas de *E. figaro* alimentados com rotíferos *Brachionus* sp. seguido por *Artêmia* sp. Apresentaram uma maior sobrevivência de 30,6% até metamorfose (MEIRELLES *et al.*, 2009). Em condições semelhantes de larvicultura, Shei *et al.* (2010) relatou 20% de sobrevivência de larvas de *E. figaro* até a metamorfose.

Já as larvas alimentadas com alimento vivo enriquecido, apresentaram um crescimento mais rápido e completaram metamorfose mais cedo do que aqueles alimentados com náuplios de artêmia. Esses resultados claramente indicaram que o enriquecimento de presas vivas é essencial para a criação desta espécie (MAJORIS *et al.*, 2018).

5.1 Viabilidade no Uso de Copépodes e Fontes Alternativas

Cores desbotadas de jovens e adultos também pode reduzir seu preço, embora isso possa ser facilmente manipulado através de suplementos dietéticos ricos em carotenóides (MILITZ *et al.*, 2016) ou intensidade de luz (TUWO *et al.*, 2019).

Assim, há uma forte necessidade de identificação de fontes alternativas de alimentos que não têm as inadequações de rotíferos e artêmia e que podem aumentar a variedade, o crescimento e a sobrevivência das espécies que podem ser cultivadas.

Adulto de copépodes, bem como copépoditos e náuplios, são os alimentos preferidos pelas larvas de peixes na natureza e quando usado como presa viva (somente ou em combinação com rotíferos e náuplios de artêmia), geralmente dominam o conteúdo intestinal de larvas (MADHU; MADHU; RETHEESH, 2016).

Imelda *et al.* (2020) resumiram as vantagens do uso de copépodes em larvicultura, como a ampla variedade de tamanho entre os náuplios e os adultos, suas características de movimento típicas, e seu alto teor de HUFAs. Esses ácidos graxos, em particular ácido eicosapentaenóico, (EPA, 20:5n-3) e ácido docosahexaenóico (DHA, 22:6n-3), são extremamente importantes para sobrevivência e crescimento de larvas de peixes e vários estudos demonstraram que são essenciais em dietas de larvas (PLANAS *et al.*, 2017).

Deficiências nestes ácidos graxos pode causar uma diminuição da saúde larval, baixo crescimento, baixa eficiência na alimentação, anemia e alta mortalidade (HOU; FAULK, 2020; OLIVOTTO *et al.* 2017; PRUSÍŃSKA *et al.*, 2015; TEICHERT, 2016).

Rasdi *et al.* (2020) analisou a composição de rotíferos do gênero *Brachionus sp.* e náuplios de *Artemia ssp.* enriquecidos com emulsão comercial e observou que eles são capazes de incorporar níveis satisfatórios de ácidos graxos, especialmente o n-3 ácidos eicosapentaenóico e docosahexaenóico.

Por esse motivo, essas presas vivas estão menos disponíveis para larvas de peixes e são comumente usados como um suplemento de dieta aos rotíferos tradicionais/artemia (OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Os melhores resultados em larvicultura têm sido obtidos usando copépodes calanóides com alto teor de HUFAs, os quais são inteiramente pelágicos, e, portanto, mais disponíveis como presa para animais marinhos e larvas de peixes. Normalmente estes copépodes têm muito pequenos estágios de náuplios, que são mais facilmente capturados por larvas de peixes com boca de aberturas pequena na primeira alimentação (RASDI; QIN, 2016; OLIVOTTO *et al.*, 2017).

Infelizmente, existem várias dificuldades em cultivar de copépodes *ssp.* em uma base contínua, porque geralmente são cultivados em densidades baixas, em grandes tanques, e precisam ser alimentados com diferentes combinações de algas (ZENG *et al.*, 2018).

Os copépodes são de fato a dieta ideal para peixes marinhos com larvas muito pequenas. Bons candidatos para alimentação dos peixes-anjo, *Pomacanthidae*, que estão entre as espécies marinhas ornamentais mais solicitadas pelo mercado (CHEN *et al.*, 2020).

O principal problema em cultivar essas espécies ocorrem na primeira alimentação. As larvas são muito pequenas para comer rotíferos e presas vivas alternativas devem ser selecionadas para alimentar as larvas (POMEROY; PARKS; BALBOA, 2006).

Em um estudo sobre peixe-anjo Lemon, *Centropyge flavissimus*, larvas alimentadas com o copépode circumtropical *Parvocalanus* sp. ou plâncton selvagem (25–75 µm em tamanho) a 28 °C teve uma taxa de sobrevivência de 10% para dia 14 (OLIVOTTO *et al.*, 2017). Além disso, um experimento semelhante foi realizado em peixe-anjo *semicirculatus*, *Pomacanthus semicirculatus*.

Diferentes dietas foram testadas na sobrevivência larval e uma dieta composta por 30% *Gonyaulax* sp. (dinoflagelado) + 35% *Nannocloropsis* sp. + 35% *Brachionus rotundiformis* foi a melhor escolha para larvas de *P. semicirculatus*. Mais estudos são necessários para fechar o sistema reprodutivo desta espécie (LEU; SUNE; MENG, 2015).

Uma pequena escala de cultivo para *Parvocalanus* spp. (copépodes) foi usado para criar com sucesso alguns “espécies difíceis” como o anjo da *Centropyge loriculus*, e Yellow tang, *Zebrasoma flavescens* (KLINE; LAIDLEY, 2015). No presente, os cientistas ainda precisam aumentar sobrevivência até o período larval tardio, quando fica cada vez mais difícil manter um número suficiente de copépodos maiores antes de desmamar as larvas recém-nascidas para náuplios de artêmia.

Tem sido demonstrado que dois gêneros de copépodes, *Parvocalanus* sp. e *Pseudodiaptomus* sp., oferecem vantagens substanciais em técnicas de cultura (em termos de produção números, tamanho e sobrevivência) em comparação com a espécie mais cultivada *Acartia tonsa* (RHYNE; TLUSTY; SZCZEBAK, 2017).

Tentativas de cultivo de copépodes selvagens, foram testadas antes do início do experimento, para sua utilização como fonte alimentar alternativa, mas não se obteve sucesso, tornando inviável a oferta desse tipo de alimento. Baixas taxas de sobrevivência, contaminação com outras espécies de protozoários e níveis elevados de predação interespecífica, fez com que essa hipótese fosse descartada e seguindo os protocolos geralmente utilizados na larvicultura marinha, usando rotíferos e náuplios de artêmia. Novas tentativas devem ser postas em prática, em trabalhos posteriores, já que foi observado que as larvas tem predileção por esse tipo de presa.

5.2 Questões de Sustentabilidade e Rastreabilidade

A sustentabilidade do comércio para aquários marinhos, são comumente questionados e essa indústria é frequentemente envolvida em controvérsias. Embora comerciantes tentem maximizar seus lucros, conservacionistas tentam proteger habitats ameaçados (nomeadamente recifes de coral) e os decisores políticos tentam mediar esses conflitos desenvolvendo legislação que pode proteger o meio ambiente marinho, sem prejudicar o comércio legítimo da atividade (DIMAGGIO *et al.*, 2020).

O cultivo de espécies ornamentais marinhas é comumente considerado como parte da solução da questão de sustentabilidade e do comércio de aquários marinhos, mas acidentalmente também pode ser parte do problema.

Um exemplo desse cenário é a colheita de pós-larvas selvagens de peixes e invertebrados marinhos para crescimento em cativeiro (MILITZ *et al.*, 2018; ELMER; BELL; GARDNER, 2018; MOUSSA *et al.*, 2020).

O número e o tamanho das pós-larvas coletadas, a captura acessória de pós-larvas de espécies sem valor para o comércio de aquários, e os efeitos de remover pós-larvas do ecossistema são algumas das preocupações expressas sobre a recolha de pós-larvas de espécies ornamentais marinhas (HAUVILLE *et al.*, 2017).

Com exceção dos pequenos, ilhas isoladas com recrutamento pós-larval limitado, a coleta responsável de pós-larvas parece ser adequada para a maioria dos locais e tem impactos negativos insignificantes (ELMER; BELL; GARDNER, 2018). A implementação de estratégias de pesca semelhantes aos utilizados para a coleta de puerulus de lagosta pode ser suficiente para atingir “neutralidade” (seja operando através de um sistema de arrendamento de cotas e/ou retornando um número de juvenis para a área de coleta após o crescimento em cativeiro para compensar potenciais efeitos (LOESCHE *et al.*, 2017).

Outra questão pertinente é como os peixes ornamentais marinhos criados em cativeiro e selvagens podem ser distinguidos uns dos outros em uma forma rápida e confiável.

Para resolver esta questão, o CITES (Convention on International Trade in Endangered Species) e Coral Working Group propôs a seguinte nomenclatura para corais (também conhecido como rochas vivas): “w” para selvagem, maricultura ou corais cultivados (manutenção ou crescimento de aparas ou fragmentos de corais em ambientes marinhos sistemas de aquicultura); “f” para aquicultura de corais (corais cultivados de primeira geração produzidos em sistemas de aquicultura); “c” para criados em cativeiro ou corais cultivados (segunda geração corais produzidos em sistemas fechados); e “r” para corais de criação (criação

de corais inteiros ou larvas retiradas da natureza em um ambiente controlado meio ambiente (CITES 2021a; 2021b). No entanto, a ausência de qualquer aspecto morfológico ou biológico diferenças entre corais cultivados e selvagens torna sua diferenciação uma tarefa desafiadora.

Possíveis soluções de marcação envolvendo o uso de códigos de barras anexados a fragmentos de coral em crescimento (que acabará por ser incorporado em o esqueleto de coral à medida que cresce) ou o uso de corantes artificiais podem não ser suficientes, pois há ainda falta conhecimento para recomendar um confiável sistema de marcação (CITES 2021a; 2021b).

Mesmo com a implantação de programas de ecocertificação (como os implementados por o Conselho do Aquário Marinho para peixes capturados), a rastreabilidade de peixes ornamentais marinhos ao longo da cadeia produtiva não é totalmente confiável (SCOTT; BAIRD, 2015).

Soluções atuais para a rastreabilidade de peixes vivos utilizados para consumo humano (por exemplo, etiquetas de identificação por radiofrequência (WEN *et al.*, 2017) não são adequados para plantas ornamentais marinhos. peixes, pois essas espécies “marcadas” (por exemplo, Cobia e garoupas) são significativamente maiores do que a maioria dos peixes ornamentais marinhos comercializados na indústria de aquários. Soluções de código de barras de DNA já implementado para a identificação de peixes ornamentais marinhos (LIMMON *et al.*, 2020) infelizmente não pode ser usado para distinguir espécimes cultivados de selvagens co específicos.

A cultura de espécimes exibindo colorações distintas, que podem facilmente diferenciados de co específicos selvagens (por exemplo, peixe-palhaço “flocos de neve” – predominantemente branco com manchas alaranjadas) pode ser uma maneira interessante de identificar ornamentais marinhos criado em cativeiro (CALADO 2017).

A aquicultura de espécies nunca antes comercializados em aquários marinhos podem ser uma potencial solução a curto prazo para rastrear organismos cultivados, embora exista sempre o risco de que, após um certo período, os espécimes selvagens começarão a ser comercializados sob o rótulo de “espécimes cultivados”.

Este cenário já foi registrado para o camarão *L. seticaudata*, uma espécie mediterrânea que foi introduzido no comércio de aquários apenas em 2005. Todos os exemplares inicialmente comercializados foram criados em cativeiro, mas apenas 1 ano após o início de sua comercialização, co específicos selvagens foram sendo comercializados como espécimes cultivados.

5.3 *Elacatinus figaro*

Em geral, *Elacatinus* spp. adaptam-se bem a pequenos aquários e começam a reproduzir dentro de algumas semanas a meses de aclimatação). *E. figaro* desovou frequentemente produzindo ninhadas de tamanho considerável em relação a outras espécies de gobiídeos e tendo maior sucesso de incubação (MEIRELLES, 2008).

O número de embriões em cada ninhada e os tempos de incubação foi semelhante aos relatados para outras espécies de *Elacatinus* criadas em cativeiro (MAJORIS *et al.*, 2018; SHEI; MIES; OLIVOTTO, 2017; TSUZUKI *et al.*, 2012). Observou-se que após a eclosão, a absorção do saco vitelino e a primeira alimentação geralmente ocorrem dentro de 24-48 h. Para o *E. figaro*, a flexão da notocorda foi concluída em 10 DAE e o assentamento ocorreu entre 28 e 35 DAE.

A pigmentação se desenvolveu rapidamente na cabeça e no tronco alguns dias após o assentamento. A descrição da morfologia larval e do comportamento em relação ao tamanho e idade é uma ferramenta valiosa para avaliar o efeito de diferentes protocolos de criação no desenvolvimento e é necessária para a comparação do desenvolvimento entre as espécies.

Durante os experimentos de densidade de rotíferos, não houve diferenças significativas na sobrevivência ou crescimento de larvas de *E. figaro* entre os tratamentos de densidade que foram alimentados com 10, 15 ou 25 rotíferos ml^{-1} .

No entanto, a maior sobrevivência média foi alcançada quando foram alimentados com 20 rotíferos ml^{-1} , e as larvas de outras espécies de *Elacatinus* foram criadas com sucesso para assentamento quando alimentadas com densidades de 10-20 rotíferos ml^{-1} (MAJORIS *et al.*, 2018; OLIVOTTO *et al.*, 2017; SHEI; MIES; OLIVOTTO, 2017). Tomados em conjunto, os resultados desses estudos sugerem que uma densidade de 10-20 rotíferos/ml fornece um ponto de partida razoável para a criação de *Elacatinus* spp.

Durante os experimentos com artêmia, a sobrevivência das larvas de *E. figaro* diminuiu gradativamente com o aumento da densidade dos náuplios artêmia. Curiosamente, para a espécie, a maior sobrevivência ocorreu em tratamentos de controle em que as larvas foram alimentadas apenas com rotíferos, sugerindo que artêmia era uma presa inadequada para larvas de *E. figaro* neste estágio de desenvolvimento.

Em contraste com nossos achados, um estudo recente demonstrou que fornecer náuplios de artêmia no 12º dia acelerou o tempo de metamorfose em *E. figaro*, quando comparado com a adição de artêmia no dia 18 (DA SILVA-SOUZA; SUGAI; TSUZUKI,

2015). É possível que a introdução de artêmia mais tarde no desenvolvimento possa ter efeitos positivos em vez de negativos em seu desenvolvimento.

Existem várias explicações possíveis para o efeito negativo do artêmia na sobrevivência de *E. figaro*. A maioria das larvas foi capaz de consumir náuplios de artêmia no 14^o DAE. No entanto, náuplios de artêmia poderiam ter tido um efeito direto na sobrevivência se as larvas não tivessem desenvolvido a capacidade de digerir essa presa maior e mais complexa ou se as larvas derivassem menos valor nutricional de artêmia do que os rotíferos enriquecidos.

Alternativamente, os náuplios de artêmia podem ter tido um efeito indireto na sobrevivência, influenciando a qualidade da água nos aquários de criação. O aumento da densidade de náuplios de artêmia, porém não influenciou a oxigenação dos aquários, o que poderia resultar numa maior mortalidade por asfixia. Embora as baixas concentrações de oxigênio não possam ser descartadas, os aquários de criação foram bem arejados para fornecer oxigênio durante os testes de densidade de náuplios de artêmia, e as densidades larvais foram baixas.

Portanto, é improvável que baixas concentrações de oxigênio tenham sido a causa da mortalidade. Uma vez que todos os outros parâmetros de qualidade da água foram os mesmos entre os tratamentos, isso confirma nossa conclusão de que artêmia provavelmente teve um efeito direto na sobrevivência larval e foi uma presa inadequada para *E. figaro* no início do desenvolvimento.

Chen *et al.* (2020) demonstraram benefícios semelhantes para a sobrevivência e o crescimento em larvas de *E. figaro* que foram alimentadas com uma dieta de náuplios, copépodes selvagens e rotíferos. Larvas de *E. colini* alimentadas com plâncton selvagem tiveram sobrevivência e crescimento significativamente melhores do que aquelas alimentadas com uma combinação de rotíferos e artêmia. Neste estudo realizado por Che *et al.* (2018), as amostras de plâncton selvagem pareceram ser dominadas por náuplios copépodes, mas também incluíram uma variedade de outros organismos e tamanhos de presas.

Estudos anteriores mostraram que as larvas selecionam presas maiores e mais complexas à medida que sua capacidade de alimentação melhora ao longo do desenvolvimento (GOPKO; MIKHEEV; TASKINEN, 2017). Assim, as amostras de plâncton selvagem podem ter aumentado a sobrevivência e o crescimento, permitindo que as larvas selecionem presas de uma variedade de tipos e tamanhos de presas.

Os benefícios para a sobrevivência e o crescimento tornam o uso de plâncton selvagem uma estratégia ideal para a criação de espécies de peixes recifais (CHIU; LEU;

MENG, 2019 MADHU *et al.*, 2016). Nossos resultados demonstram a viabilidade de criação de *E. figaro* até o assentamento e sugerem que 10-20 rotíferos ml⁻¹ e plâncton selvagem fornecem um ponto de partida viável para otimizar a sobrevivência e o crescimento de larvas *Elacatinus* spp.

Foi acompanhado a desova, frequência reprodutiva e o cuidado parental para o *E. figaro* que se mostrou similar aos descritos para outras espécies de *Gobiideos* como o *E. evelynae*, *E. oceanops* e *Priolepis nocturna* (HAUVILLE *et al.*, 2017; OKUMA *et al.*, 2020; OLIVOTTO *et al.*, 2017).

A fecundidade observada para a espécie confirma o trabalho realizado por Shei (2008), onde a fecundidade se mostrou bastante superior as outras espécies do subgênero *Elacatinus*. *E. multifasciatus*, *E. puncticulatus*, *Elacatinus oceanops*, *e. evelynae* que apresentam fecundidade variando de 200 a 450 ovos por desova (ARCHAMBEAULT *et al.*, 2016; NICKLES *et al.*, 2020; OLIVOTTO *et al.*, 2017) e no experimento foi obtido uma média de 456 ± 109 ovos por desova.

Victor e Krasovec (2018) verificaram que o número de ovos por desova está diretamente relacionado com o tamanho da fêmea e com os preparativos que antecedem a desova, como qualidade de água e alimentação de boa qualidade, podendo alcançar valores próximos a 900 ovos. Novos estudos detalhados devem ser realizados para verificar a relação comprimento da fêmea com o tamanho da desova em *Gobiidae* do gênero *Elacatinus*.

Em trabalhos anteriores (PRIMO *et al.*, 2018) destacou que a eclosão se deu no quinto dia após serem fertilizados em uma temperatura constante de 26 °C, quando submetidos a condições de estresse, devido a manipulação. Foi observado durante o experimento e em condições naturais que a eclosão em massa se deu somente no sétimo dia, tendo também a temperatura constante de 26 °C.

A fototaxia positiva das larvas, mostrou-se de grande valia para coleta delas, quando a eclosão acontece junto aos reprodutores. Essa técnica foi comumente empregada por Pichikul *et al.* (2021) e Yusoff, Fui e Senoo (2021) no cultivo de outras espécies de *Gobiideos*.

Observou-se uma grande mortalidade durante os primeiros dias de vida do *E. figaro*, segundo Shei (2008) essa mortalidade se deve principalmente a inanição. Sabe-se que essa mortalidade se dá no momento de transição entre a absorção do saco vitelínico para alimentação exógena (GENG *et al.*, 2019; LEJEUNE *et al.*, 2016; SHOJI *et al.*, 2017; ZENG *et al.*, 2018).

Altas taxas de mortalidade foram descritas para outras espécies de *Gobiideos* já que as mesmas não apresentaram alimento no seu trato digestivo (MAJORIS *et al.*, 2018). Em

trabalho semelhante, Shei relatou uma taxa de eclosão em torno de (69% + 16%). A taxa de eclosão alcançada na presente pesquisa foi relativamente próxima a obtida por Shei.

No presente trabalho foi obtido um percentual em torno (55 ± 4 %). É inferior ao registro obtido para outras espécies do gênero *Gobiidae*. Para o “goby” *Oxyeleotris marmoratus*, a taxa de eclosão ficou entre o intervalo de 80 e 90 % (LIM *et al.*, 2015, 2020). Já para *P. nocturna*, a taxa de eclosão ficou entre 92 e 99,8 % (CHIU; LEU; MENG, 2019).

A baixa taxa de eclosão pode ser devido a uma possível alimentação inadequada dos reprodutores, causada pelo uso de ração comercial. Bobe (2015) afirma que o uso de alimentos naturais para os reprodutores pode resultar numa melhor qualidade na produção de ovos, conseqüentemente uma maior taxa de eclosão e sobrevivência das larvas. Isso é reconhecido pois os ovócitos, dependem principalmente da absorção dos nutrientes essenciais como ácidos graxos altamente insaturados (n-3 HUFA), vitaminas são obtidos da reserva das fêmeas e, conseqüentemente, da dieta no período de desenvolvimento dos ovócitos (CERQUEIRA *et al.*, 2017; KHALILI TILAMI; SAMPELS, 2018; SINGH *et al.*, 2019).

A qualidade do alimento fornecido as larvas, também deve ser alvo de análise, uma vez que o enriquecimento na alimentação com ácidos graxos essenciais, pode resultar em um maior desenvolvimento e sobrevivência (SCHWEBEL *et al.*, 2018). A utilização de rotíferos enriquecidos com ácidos graxos altamente insaturados (n-3 HUFA) na alimentação de larvas de *E. mutifasciatus* resultou em maior sobrevivência durante a metamorfose (SHEI; MIES; OLIVOTTO, 2017).

Foi observado no trabalho realizado por Olivotto *et al.* (2017) insucesso na larvicultura de *Pseudochromis flavirvetex* utilizando rotíferos sem enriquecimento, mas alcançaram 11% de sobrevivência ao utilizar rotíferos enriquecidos com n-3 HUFA na primeira alimentação.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os protocolos de criação em cativeiro apresentados aqui podem evitar o desenvolvimento de uma pesca selvagem para essa espécie.

A produção aquícola de muitas espécies marinhas ornamentais aumentou recentemente, e a família Gobiidae é um excelente exemplo do sucesso que os peixes cultivados podem encontrar no mercado. Eles têm muitas qualidades que tornam a aquicultura dessa família, uma opção viável.

Gobies atingem o tamanho do mercado rapidamente e geram de forma rápida em cativeiro. Com mais pesquisas, o cultivo dessa família de peixes só deve aumentar em eficiência e variedade.

Em conclusão, muitos peixes podem ser gerados em cativeiro; o principal gargalo crítico é a primeira alimentação. Usando rotíferos e artêmia durante o início da vida dos peixes nem sempre promove o crescimento larval ideal porque estas presas vivas podem conter um perfil ácido graxos inadequados e, em alguns casos, apresentam um tamanho inadequado.

É importante que se identifique novas fontes alimentares que não apresentem esses empecilhos em relação ao desenvolvimento e crescimento.

A utilização de copépodes nas suas mais diferentes formas e tamanhos, podem ser considerados excelentes candidatos para alimentação de larvas de peixes ornamentais marinhos.

As vantagens do uso de copépodes na larvicultura estão principalmente relacionadas com a sua vasta gama de tamanhos corporais entre náuplios e adultos, movimento típico, e seu alto teor de HUFAs. Os gargalos ainda permanecem; o desenvolvimento de uma produção comercial baseada em copépodes para alimentação larval de peixes marinhos ainda requer o uso de grandes mesocosmos. A pesquisa deve ser focada em encontrar espécies de copépodes com geração curta e tolerância a altas densidades, além de conhecer melhor possível, o envolvimento de aminoácidos, proteínas, pigmento e conteúdo vitamínico de copépodes no crescimento e sobrevivência de larvas de peixes.

Em conclusão, a sustentabilidade da cultura ornamentais marinhos devem levar em consideração potenciais impactos sociais negativos associados com os esforços de cultura sendo centrados na importação e não nos países exportadores, nomeadamente os do Sudeste Asiático e do Pacífico Central. É aconselhável que o know-how para a cultura de organismos ornamentais marinhos adquiridas sejam compartilhadas com os países exportadores, para fornecer uma alternativa para locais empobrecidos populações atualmente dependentes da coleta desses organismos marinhos para sobreviver.

Em conclusão, é urgente necessidade de desenvolver técnicas inovadoras que possam permitir que comerciantes, autoridades de inspeção e amadores determinar com segurança a origem dos organismos ornamentais.

Os resultados obtidos mostram a viabilidade da reprodução natural do *E. figaro* e seu cultivo em cativeiro. As larvas, eclodem naturalmente após 7 dias de incubação, podendo eclodir em 5 dias em situações de estresse. O comprimento das larvas recém eclodidas é de $3,15 \pm 0,07$ mm, a vesícula gasosa está inflada e a boca aberta. O período de larvicultura foi de 28 a 35 dias, o que evidencia a possibilidade de obtenção de juvenis de *E. figaro* utilizando sistema padrão para larvicultura de peixes marinhos.

No entanto, novos estudos devem ser realizados de modo a aperfeiçoar a produtividade através do conhecimento das condições ambientais ideais para a criação da espécie e através da melhoria na nutrição de larvas e reprodutores.

Em Conclusão podemos corroborar os objetivos que foram estabelecidos no início do experimento:

- i) O protocolo de criação mostra que é viável o cultivo de *Elacatinus figaro*.
- ii) As larvas apresentaram uma sobrevivência maior quando foram alimentadas com rotíferos na densidade de 20 indivíduos ml^{-1}
- iii) Náuplios de artêmia, apesar do excelente valor nutricional, não é a fonte mais indicada para alimentação de formas jovens de *E. figaro*.

Com o declínio global dos recifes de coral, a aquicultura de espécies marinhas ornamentais parece ser a alternativa mais adequada às pressões atuais que afetam esses valiosos organismos. As técnicas de cultura apresentadas neste artigo são uma atualização importante do estado da arte da aquicultura marinha ornamental.

Algumas das espécies ornamentais marinhas mais coletadas já são produzidos em escala comercial. No entanto, ainda são necessários mais estudos para permitir o fornecimento regular de um número mais amplo de organismos ornamentais marinhas cultivadas no comércio de aquários marinhos.

Este estudo teve como objetivo divulgar as últimas novidades técnicas e científicas avanços para o desenvolvimento da aquicultura ornamental marinha e estimular mais pesquisas sobre os gargalos atuais que ainda prejudicam a cultura em escala comercial de várias e espécies de alto valor econômico. O grande objetivo de a aquicultura ornamental marinha não é apenas promover a conservação dos recifes de coral, mas também desenvolver uma alternativa sustentável para todos aqueles envolvidos na coleta e fornecimento desses organismos notáveis para o aquarofilia.

REFERÊNCIAS

- ABINPET- associação brasileira da indústria de produtos para animais de estimação. Setor pet deve encerrar 2016 com 5,7% de crescimento em faturamento, menor índice desde 2010. Abinpet, 2016
- ALLEN, G. R. Pomacentridae (damsel-fishes). In: J. E. Randall and K. K. P. Lim, editors. A checklist of the fishes of the South China Sea. **Raffles Bulletin of Zoology**, [s. l.], v.8, p.569–667, 2000.
- ALVAREZ-FILIP, L. et al. Simplification of Caribbean reef-fish assemblages over decades of coral reef degradation. **PloS one**, [s. l.], v. 10, n. 4, p. e0126004, 2015.
- AMARAL-ZETTLER, Linda A.; SCHMIDT, Victor; SMITH, Katherine F. Microbial community and potential pathogen shifts along an ornamental fish supply chain. **Microorganisms**, [s. l.], v. 6, n. 3, p. 91, 2018.
- AMIN, Snn et al. A snapshot study on larval fish diversity in selected mangrove areas of Peninsular Malaysia, Malaysia. *Journal of Academia*, v. 7, n. 2, p. 112-123, 2019.
- ARAI, T. Diversity and conservation of coral reef fishes in the Malaysian South China Sea. Reviews. **Fish Biology and Fisheries**, v. 25, n. 1, p. 85-101, 2015.
- ARCHAMBEAULT, S. et al. Reproduction, larviculture and early development of the Bluebanded goby, *Lythrypnus dalli*, an emerging model organism for studies in evolutionary developmental biology and sexual plasticity. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 47, n. 6, p. 1899-1916, 2016.
- AVELLA, A. M. et al. The role of fatty acids enrichments in the larviculture of false percula clownfish *Amphiprion ocellaris*. **Aquaculture**, [s. l.], v.273, p.87–95, 2007.
- BAENSCH, F. Dwarf angelfish. **Marine Ornamental Species Aquaculture**, [s. l.], p. 279-298, 2017.
- BEUX, L. F.; ZANIBONI FILHO, E. Influência da baixa salinidade na sobrevivência de náuplios de *Artemia* sp. **Boletim do Instituto de Pesca**, [s. l.], v. 32, n. 1, p. 73-77, 2018.
- BIRKELAND, C. Coral reefs in the Anthropocene. In: Coral reefs in the Anthropocene. **Springer**, Dordrecht, p. 1-15, 2015.
- BOBE, J. Egg quality in fish: present and future challenges. **Animal Frontiers**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 66-72, 2015.
- BONHOMME, F.; PLANES, S. Some evolutionary arguments about what maintains the pelagic interval in reef fishes. **Environment Biology Fish**, [s. l.], v.59, p.365–383, 2000.

BROTHERS, E. B.; THRESHER, R. E. Pelagic duration, dispersal, and the distribution of Indo-Pacific coral-reef fishes. Symposium series, **Undersea Research**, [s. l.], v.3, p.53–69, 1985.

BRASIL. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Instrução Normativa Nº18**, de 13 de maio de 2008. Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 15 de mai. 2008., Brasil Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, 2008a.

BRASIL. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). **Instrução Normativa Nº202**, de 22 de outubro de 2008. Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 2008b.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. **Instrução normativa Nº17**, de 11 de agosto de 2014. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 13 de ago. de 2014.

BURNS, M. D.; COLE, K. S. Reproductive morphology and its application in testing molecular systematic hypotheses in the family Gobiidae (Teleostei, Gobiiformes). **Journal of Fish Biology**, [s. l.], v. 91, n. 4, p. 1094-1108, 2017.

CALADO, R. Marine ornamental species from European waters: a valuable overlooked resource or a future threat for the conservation of marine ecosystems? **Sci. Mar.** [s. l.], v.70, p.389–398, 2006.

CALADO, R. Aquaculture of invertebrate marine ornamental species – current status and future trends. World Aquaculture Society, Book of Abstracts, World Aquaculture 2009, Veracruz (México), September 25–29. p. 166. 2009.

CALADO, R. The need for cultured specimens. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 15-22, 2017.

CAILLON, F. *et al.* A morphometric dive into fish diversity. **Ecosphere**, [s. l.], v. 9, n. 5, 2018.

CARNEVALI, O. *et al.* Insights on the seasonal variations of reproductive features in the Eastern Atlantic Bluefin Tuna. **General and Comparative Endocrinology**, [s. l.], v. 282, p. 113216, 2019.

CATTANI, André Pereira *et al.* Fish species richness in shallow environments of the Island of Santa Catarina, Southern Brazil. *Revista CEPSUL-Biodiversidade e Conservação Marinha*, v. 7, p. e20018001-e20018001, 2018.

CAVES, E. M. The behavioural ecology of marine cleaning mutualisms. **Biological Reviews**, [s. l.], v. 96, n. 6, p. 2584-2601, 2021.

CERQUEIRA, V. R. *et al.* Manejo de reprodutores e controle da reprodução de peixes marinhos da costa brasileira. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, [s. l.], v. 41, n. 1, p. 94-102, 2017.

CHAMBEL, J. *et al.* Effect of stocking density and different diets on growth of *Percula Clownfish*, *Amphiprion percula* (Lacepede, 1802). **Springerplus**, [s. l.], v. 4, n. 1, p. 1-7, 2015.

CHEN, J. Y. *et al.* Recent advances of marine ornamental fish larviculture: broodstock reproduction, live prey and feeding regimes, and comparison between demersal and pelagic spawners. **Reviews in Aquaculture**, [s. l.], v. 12, n. 3, p. 1518-1541, 2020.

CHIU, P. S.; LEU, M. Y.; MENG, P. J. Year-round natural spawning, early development, and the effects of temperature, salinity and prey density on captive ornate goby *Istigobius ornatus* (Rüppell, 1830) larval survival. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 50, n. 1, p. 173-187, 2019.

CHOI, J. *et al.* Effect of different Rotifer enrichment products on survival, growth, and fatty acid composition of larval Pacific cod *Gadus macrocephalus*. **Korean Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, [s. l.], v. 53, n. 4, p. 530-537, 2020.

CITES - Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Flora and Fauna. 2021a. **Amendments to appendices I and II of the convention adopted by the conference of the parties at its 12th meeting, Santiago, Chile**. November 3–15. Disponível em: <http://www.cites.org/>. Acesso em: 20 fev. 2021.

CITES - Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Flora and Fauna. 2021b. **Summary record of the eighteenth meeting of the Animals Committee**. San José (Costa Rica), Abril, 2021.

COLE, K. S. Modifications of the Reproductive Complex and Implications for the Reproductive Biology of *Gobiodon oculolineatus* (Teleostei: Gobiidae). **Environmental Biology of Fishes**, [s. l.], v.84, n.3, p.261–273, 2008.

COLIN, P. **The Neon Gobies**. The comparative biology of the gobies of the genus *Gobiosoma*, subgenus *Elacatinus*, (Pisces: Gobiidae) in the Tropical Western North Atlantic Ocean. TFH, New Jersey, 1975. 304 p.

CÔTÉ, I. M.; MILLS, S. C. Degrees of honesty: cleaning by the redlip cleaner wrasse *Labroides rubrolabiatus*. **Coral Reefs**, [s. l.], v. 39, n. 6, p. 1693-1701, 2020.

CORREIA, A. M. *et al.* Óleos essenciais de manjeriço, melaleuca e cravo como anestésicos e analgésicos em *Amphiprion clarkii* (Bennett, 1830). **Brazilian Journal of Biology**, [s. l.], v. 78, p. 436-442, 2017.

CORRÊA, C., F. *et al.* Reprodução e larvicultura do Gobideo limpador *Elacatinus figaro*. In *Aquacultura*, 2006. **Anais do Aquacultura**, 2006, 14 – 19 agosto, Bento Gonçalves, Brasil, CD ROM.

CÔRTEZ, G.; TSUZUKI, M. Y. Effect of different live food on survival and growth of first feeding barber goby, *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa 1997) larvae. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 43, n. 6, p. 831-834, 2012.

CRAIG, S. R.; GARDNER, T. R.; CARNEVALI, O. Growout and broodstock nutrition. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 139-158, 2017.

DA ANNUNCIACÃO, W. F.; OHS, C. L.; TSUZUKI, M. Y. Influence of food concentration and abiotic parameters on population density growth of the ciliated marine protozoan *Euplotes* sp. under controlled conditions. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 51, n. 2, p. 523-534, 2020.

DA COSTA SOUSA, N. *et al.* Parasite Fauna of *Lutjanus synagris* Commercialized in the Fish Market from Bragança-PA, Brazil. **Journal of Zoological Research**, v. 1, n. 3, 2020.

D'ALOIA, C.C. *et al.* Cryptic genetic diversity and spatial patterns of admixture within Belizean marine reserves. **Conserv. Genet.**, [s. l.], v.18, p.211–223, 2017.

DA SILVA-SOUZA, M. F.; SUGAI, J. K.; TSUZUKI, M. Y. Anticipation of *Artemia* sp. supply in the larviculture of the barber goby *Elacatinus figaro* (Gobiidae: Teleostei) influenced growth, metamorphosis and alkaline protease activity. **Latin american journal of aquatic research**, [s. l.], v. 43, n. 4, p. 792-797, 2015.

DAYRAS, P. *et al.* Effects of microalgal diet on the population growth and fecundity of the cyclopoid copepod *Paracyclops nana*. **Journal of the World Aquaculture Society**, [s. l.], v. 51, n. 6, p. 1386-1401, 2020.

DE FREITAS CÔRTEZ, G.; TSUZUKI, M. Y. Efeito do tamanho do rotífero na sobrevivência e no crescimento de neon gobi *Elacatinus figaro* durante as fases iniciais de larvicultura. **Boletim do Instituto de Pesca**, [s. l.], v. 36, n. 3, p. 205-212, 2018.

DE OLIVEIRA, M. H. *et al.* Niche overlap of benthic macrofauna in a tropical estuary: diurnal variation. **Journal of Threatened Taxa**, [s. l.], v. 13, n. 13, p. 20000-20010, 2021.

DIMAGGIO, M. A. *et al.* First record of captive larval culture and metamorphosis of the Pacific blue tang, *Paracanthurus hepatus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, [s. l.], v. 48, n. 3, p. 393-401, 2017b.

DIMAGGIO, M. A. *et al.* Aquaculture Applications of the Family Gobiidae: FA226/FA226, 06/2020. **EDIS**, [s. l.], v. 2020, n. 3, p. 7-7, 2020.

DIRNWOEBER, M.; J. HERLER, J. Toxic Coral Gobies Reduce the Feeding Rate of a Corallivorous Butterflyfish on *Acropora* Corals. **Coral Reefs**, [s. l.], v;32, n.1, p.91–100, 2012.

DONEY, S. C. *et al.* Ocean acidification: the other CO₂ problem. **Wash. J. Env'tl. L. & Pol'y**, [s. l.], v. 6, p. 213, 2016.

DUNKLEY, K. *et al.* Long-term cleaning patterns of the sharknose goby (*Elacatinus evelynae*). **Coral Reefs**, [s. l.], v. 38, n. 2, p. 321-330, 2019.

ELMER, F.; BELL, J.; GARDNER, J. Coral larvae change their settlement preference for crustose coralline algae dependent on availability of bare space. **Coral Reefs**, [s. l.], v. 37, n. 2, p. 397-407, 2018.

EL SHEIKHA, A. F.; MONTET, D. How to determine the geographical origin of seafood? **Critical reviews in food science and nutrition**, [s. l.], v. 56, n. 2, p. 306-317, 2016.

EUGÊNIO, R. M. C. *et al.* Effect of triiodothyronine (T₃) in the larval development of the barber goby *Elacatinus figaro*. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 50, n. 2, p. 581-587, 2019.

- FEDDERN, H.A. Larval development of the neon goby, *Elacatinus Oceanops*, in Florida. **Bull. Mar. Sci.**, v.17, p.367–375, 1967.
- FERREIRA, V. *et al.* Composition of the fish fauna in a tropical estuary: the ecological guild approach. **Scientia Marina**, [s. l.], v. 83, n. 2, p. 133-142, 2019.
- FISHBASE. *Elacatinus figaro*: AquaMaps. 2021. Disponível em: <https://www.fishbase.de/summary/Elacatinus-figaro.html>. Acesso em: 30 jul. 2021.
- FLORISSON, J. H. *et al.* Reef vision: A citizen science program for monitoring the fish faunas of artificial reefs. **Fisheries research**, [s. l.], v. 206, p. 296-308, 2018.
- FOWLER, A. M.; PARKINSON, K.; BOOTH, D. J. New poleward observations of 30 tropical reef fishes in temperate southeastern Australia. **Marine Biodiversity**, [s. l.], v. 48, n. 4, p. 2249-2254, 2018.
- FUKUDA, K. *et al.* Monogamous mating system and sexuality in the gobiid fish, *Trimma marinae* (Actinopterygii: Gobiidae). **Journal of Ethology**, [s. l.], v. 35, n. 1, p. 121-130, 2017.
- GENG, J. *et al.* Effect of stocking density and feeding regime on larval growth, survival, and larval development of Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*, using live feeds. **Journal of the World Aquaculture Society**, [s. l.], v. 50, n. 2, p. 336-345, 2019.
- GIGLIO, V. J. *et al.* Client reef fish tolerate closer human approaches while being cleaned. **Journal of Zoology**, [s. l.], v. 312, n. 3, p. 205-210, 2020.
- GIRALDO, A. Ichthyoplankton of Cabo Manglares (Cabo Manglares National Integrated Management District, Bajo Mira y Frontera), Nariño, Colombia. **Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural**, v. 24, n. 1, p. 135-149, 2020.
- GOPKO, M.; MIKHEEV, V. N.; TASKINEN, J. Deterioration of basic components of the anti-predator behavior in fish harboring eye fluke larvae. **Behavioral Ecology and Sociobiology**, [s. l.], v. 71, n. 4, p. 1-10, 2017.
- GREEN, A. L. *et al.* Larval dispersal and movement patterns of coral reef fishes, and implications for marine reserve network design. **Biological Reviews**, [s. l.], v. 90, n. 4, p. 1215-1247, 2015.
- GREEN, S. J.; CÔTÉ, I. M. Trait-based diet selection: prey behaviour and morphology predict vulnerability to predation in reef fish communities. **Journal of Animal Ecology**, [s. l.], v. 83, n. 6, p. 1451-1460, 2014.
- GROOVER, E. M.; DIMAGGIO, M.; CASSIANO, E. J. Overview of Commonly Cultured Marine Ornamental Fish: FA224, 4/2020. **EDIS**, [s. l.], v. 2020, n. 3, p. 7, 2020. DOI: 10.32473/edis-fa224-2020. Disponível em: <https://journals.flvc.org/edis/article/view/114615>. Acesso em: 11 ago., 2021.
- GURJÃO, L. M.; LOTUFO, T. M. C. Espécies nativas exploradas pela aquariofilia marinha no Brasil. **Biota Neotropica**, [s. l.], v. 18, n. 3, 2018.

- GRUTTER, A. S. *et al.* Size-related mortality due to gnathiid isopod micropredation correlates with settlement size in coral reef fishes. **Coral Reefs**, [s. l.], v. 36, n. 2, p. 549-559, 2017.
- HAUVILLE, M. R. *et al.* Larval development, growth and impact of first feed on the aquaculture of French grunt (*Haemulon flavolineatum*, Desmarest, 1823). **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 48, n. 10, p. 5439-5442, 2017.
- HERZ, N. *et al.* High-performance liquid chromatography to detect thiocyanate in reef fish caught with cyanide: A practical field application. **SPC Live Reef Fish Information Bulletin**, [s. l.], v. 21, p. 8-16, 2016.
- HOLT, G. J. Research on culturing the early life history stages of marine ornamental species. In: J. C. Cato and C. L. Brown, editors. **Marine ornamental species: collection, culture and conservation**. Iowa State Press, Ames, Iowa, USA. p. 251–254, 2003.
- HOLT, G. J.; RILEY, C. M. Laboratory spawning of coral reef fishes: effects of temperature and photoperiod. 28th U.S.-Japan Natural Resources Aquaculture Panel: Spawning and Maturation of Aquaculture Species. U.S.-Japan Cooperative Program in Natural Resources (UJNR), **Technical Report**, [s. l.], n. 28. p. 33–38, 2001.
- HOLT, G. J. *et al.* Large angelfish and other pelagic spawners. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 251-278, 2017.
- HORA, M. S. C.; JOYEUX, J. C.; TSUZUKI, M. Y. Stocking density for the seahorse *Hippocampus reidi* in the pelagic phase and insights on the benthic phase in culture conditions. **Aquaculture**, [s. l.], v. 484, p. 268-271, 2019.
- HOU, Z.; FAULK, C. K.; FUIMAN, L. A. Dynamics of diet-egg transfer of fatty acids in the teleost fish, red drum (*Sciaenops ocellatus*). **Philosophical Transactions of the Royal Society B**, [s. l.], v. 375, n. 1804, p. 20190646, 2020.
- HUIE, J. M.; THACKER, C. E.; TORNABENE, L. Co-evolution of cleaning and feeding morphology in western Atlantic and eastern Pacific gobies. **Evolution**, [s. l.], v. 74, n. 2, p. 419-433, 2020.
- IMELDA, J. *et al.* Growth performance and nutritional profile of a cyclopoid copepod *Oithona similis* isolated from Kochi, southwest coast of India. **Journal of the Marine Biological Association of India**, v. 62, n. 2, p. 58-62, 2020.
- IPEA - Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada. **Evolução da piscicultura no Brasil**. Brasília: Rio de Janeiro, 2017. 1990ISSN 1415-4765.
- KANDATHIL RADHAKRISHNAN, D. *et al.* Improvement of nutritional quality of live feed for aquaculture: An overview. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 51, n. 1, p. 1-17, 2020.
- KHALILI TILAMI, S.; SAMPELS, S. Nutritional value of fish: lipids, proteins, vitamins, and minerals. **Reviews in Fisheries Science & Aquaculture**, [s. l.], v. 26, n. 2, p. 243-253, 2018.

KIM, H.; KUMAR, K. S.; SHIN, K. H. Applicability of stable C and N isotope analysis in inferring the geographical origin and authentication of commercial fish (Mackerel, Yellow Croaker and Pollock). **Food Chemistry**, [s. l.], v. 172, p. 523-527, 2015.

KLINE, M. D.; LAIDLEY, C. W. Development of intensive copepod culture technology for *Parvocalanus crassirostris*: Optimizing adult density. **Aquaculture**, [s. l.], v. 435, p. 128-136, 2015.

KODAMA, Goro et al. Economic feasibility of clown fish, *Amphiprion ocellaris*, in recirculation system. **Boletim do Instituto de Pesca**, [s. l.], v. 37, n. 1, 2011.

KUKUŁA, K.; ORTYL, B.; BYLAK, A. Habitat selection patterns of a species at the edge–case study of the native racer goby population in Central Europe. **Scientific reports**, [s. l.], v. 9, n. 1, p. 1-11, 2019.

LEE, I. S. *et al.* Determining live prey preferences of larval ornamental marine fish utilizing fluorescent microspheres. **Aquaculture**, [s. l.], v. 490, p. 125-135, 2018.

LEJEUNE, L. *et al.* Larval traits of the Caribbean amphidromous goby *Sicydium punctatum* (Gobioidei: Sicydiinae) in Guadeloupe. **Ecology of Freshwater Fish**, [s. l.], v. 25, n. 2, p. 272-280, 2016.

LEU, M. Y.; SUNE, Y. H.; MENG, P. J. First results of larval rearing and development of the bluestriped angelfish *Chaetodontoplus septentrionalis* (Temminck & Schlegel) from hatching through juvenile stage with notes on its potential for aquaculture. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 46, n. 5, p. 1087-1100, 2015.

LIMMON, G. *et al.* Assessing species diversity of Coral Triangle artisanal fisheries: A DNA barcode reference library for the shore fishes retailed at Ambon harbor (Indonesia). **Ecology and Evolution**, [s. l.], v. 10, n. 7, p. 3356-3366, 2020.

LIM, L. S. *et al.* Diel osmorepiration rhythms of juvenile marble goby (*Oxyeleotris marmorata*). **Fish physiology and biochemistry**, [s. l.], v. 46, n. 4, p. 1621-1629, 2020.

LOESCHE, M. *et al.* Temporal stability in chronic wound microbiota is associated with poor healing. **Journal of Investigative Dermatology**, v. 137, n. 1, p. 237-244, 2017.

LUIZ, O. J. *et al.* A tropical cleaner wrasse finds new clients at the frontier. **Frontiers in Ecology and the Environment**, [s. l.], v. 14, n. 2, p. 110-111, 2016.

MADEIRA, D.; CALADO, R. Defining research priorities to detect live fish illegally collected using cyanide fishing in Indo-Pacific coral reefs. **Ecological Indicators**, [s. l.], v. 103, p. 659-664, 2019.

MADHU, K.; MADHU, R.; RETHEESH, T. Spawning, embryonic development and larval culture of redhead dottyback *Pseudochromis dilectus* Lubbock, 1976 under captivity. **Aquaculture**, [s. l.], v. 459, p. 73-83, 2016.

MADHU, K. *et al.* Isolation, identification and culture of the marine rotifer *Colurella adriatica* Ehrenberg, 1831 (Family: Lepadellidae) from Andaman & Nicobar Islands: A promising live feed for larval rearing of high value shellfishes and finfishes. **Journal of the Marine Biological Association of India**, [s. l.], v. 58, n. 1, p. 5-12, 2016.

MAJORIS, J. E. An integrative investigation of larval behavior using a coral reef fish. 2017. Boston University ProQuest Dissertations Publishing, 2017.

MAJORIS, J. E. *et al.* Reproduction, early development, and larval rearing strategies for two sponge-dwelling neon gobies, *Elacatinus lori* and *E. colini*. **Aquaculture**, [s. l.], v. 483, p. 286-295, 2018.

MATTHIAS, B. G. *et al.* Understanding the effects of density and environmental variability on the process of fish growth. **Fisheries Research**, [s. l.], v. 198, p. 209-219, 2018.

MAZZEI, R. *et al.* Diet and abundance of the barber goby *Elacatinus figaro* on Brazilian marginal reefs: ecological predictors and reliance on cleaning interactions. **Marine Biology**, [s. l.], v. 168, n. 5, p. 1-11, 2021.

MEIRELLES, M. E. Viabilidade do cultivo do neon gobi, *Elacatinus figaro*. 2008, 45 f, fig, tabs. Dissertação de Mestrado em Aquicultura. - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. Programa de Pós-graduação em Aquicultura.

MEIRELLES, M. E. *et al.* Reproduction, early development and larviculture of the barber goby, *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa 1997). **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 41, p.11-18, 2009.

MEIRELLES, P. M. *et al.* Metagenomics of coral reefs under phase shift and high hydrodynamics. **Frontiers in microbiology**, [s. l.], v. 9, p. 2203, 2018.

MÉNDEZ-MARTÍNEZ, Y. *et al.* Nutritional effect of *Artemia nauplii* enriched with *Tetraselmis suecica* and *Chaetoceros calcitrans* microalgae on growth and survival on the river prawn *Macrobrachium americanum* larvae. **Aquaculture International**, [s. l.], v. 26, n. 4, p. 1001-1015, 2018.

MEURER, B. C. *et al.* Preferência de substrato do peixe-limpador *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa, 1997) na Ilha Grande, Angra dos Reis, RJ. **Rev Pensar**, v. 3, p. 33-43, 2017.

MILITZ, T. A. *et al.* Frequency and distribution of melanistic morphs in coexisting population of nine clownfish species in Papua New Guinea. **Marine biology**, [s. l.], v. 163, n. 10, p. 1-10, 2016.

MILITZ, T. A. *et al.* Successful large-scale hatchery culture of sandfish (*Holothuria scabra*) using micro-algae concentrates as a larval food source. **Aquaculture Reports**, [s. l.], v. 9, p. 25-30, 2018.

MOE, M.A. Propagating the neon goby, *Gobiosoma oceanops*. **Mar. Aquar.**, [s. l.], v.6, p.4-10, 1975.

MOE, M. A., JR. **Breeding the Orchid Dottyback, *Pseudochromis fridmani***: An aquarist's journal. Green Turtle Publications, Islamorada, Florida, USA. 1997

MOORHEAD, J. A.; ZENG, C. Establishing larval feeding regimens for the Forktail Blenny *Meiacanthus atrodorsalis* (Günther, 1877): effects of *Artemia* strain, time of prey switch and co-feeding period. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 48, n. 8, p. 4321-4333, 2017.

MOORHEAD, J. A. scale tank designs for the larval culture of marine ornamental species, with emphasis on fish. **Aquacultural Engineering**, [s. l.], v. 64, p. 32-41, 2015.

MOUSSA, R. M. *et al.* Importance of intertidal seagrass beds as nursery area for coral reef fish juveniles (Mayotte, Indian Ocean). **Regional Studies in Marine Science**, v. 33, p. 100965, 2020.

MURRAY, J. M., WATSON, G. J. A Critical Assessment of Marine Aquarist Biodiversity Data and Commercial Aquaculture: Identifying Gaps in Culture Initiatives to Inform Local Fisheries Managers. **PLoS ONE**, [s. l.], v.9, n.9, 2014.

NAKASHIMA, Y.; KUWAMURA, T.; YOGO, Y. Both- Ways Sex Change in Monogamous Coral Gobies, *Gobiodon* spp. **Environmental Biology of Fishes**, [s. l.], v.46, n.3, p.281-288, 1996.

NARVAEZ, P. *et al.* Temperate facultative cleaner wrasses selectively remove ectoparasites from their client-fish in the Azores. **Marine Ecology Progress Series**, [s. l.], v. 540, p. 217-226, 2015.

NARVAEZ, P.; MORAIS, R. A. Filling an empty role: first report of cleaning by pygmy angelfishes (Centropyge, Pomacanthidae). Galaxea, **Journal of Coral Reef Studies**, [s. l.], v. 22, n. 1, p. 31-36, 2020.

NICKLES, K. R. *et al.* Organization and ontogeny of a complex lateral line system in a Goby (*Elacatinus lori*), with a consideration of function and ecology. **Copeia**, [s. l.], v. 108, n. 4, p. 863-885, 2020.

ODO, G. E. *et al.* Mass production of rotifer (*Branchionus calyciflorus*) for aquaculture in south-eastern Nigeria. **International Journal of Fisheries and Aquaculture**, [s. l.], v. 7, n. 9, p. 151-159, 2015.

OKUMA, D. *et al.* Sexual pattern and caudal fin as a sexually dimorphic trait in the commercially aquacultured *Meiacanthus* blennies (Teleostei: Blenniidae). **Journal of the World Aquaculture Society**, [s. l.], v. 51, n. 5, p. 1221-1234, 2020.

OLIVOTTO, I. *et al.* Cloning and expression of high choriolytic enzyme, a component of the hatching enzyme system, during embryonic development of the marine ornamental teleost, *Chrysiptera parasema*. **Marine Biology**, [s. l.], v.145, p.1235–1241, 2004.

OLIVOTTO, I. *et al.* Breeding, rearing and feeding studies in the cleaner goby *Gobiosoma evelynae*. **Aquaculture**, [s. l.], v.250, p. 175-182, 2005.

OLIVOTTO, I. *et al.* Breeding and rearing the sunrise dottyback *Pseudochromis flavivertex*: the importance of live prey enrichment during larval development. **Aquaculture**, [s. l.], v. 255, p. 480-487, 2006.

OLIVOTTO, I. *et al.*. The use of harpacticoid copepods as live prey for *Amphiprion clarkii* larviculture: effects on larval survival and growth. **Aquaculture**, [s. l.], v. 274, p.347–352, 2008a.

OLIVOTTO, I. *et al.* Breeding and rearing the longsnout seahorse *Hippocampus reidi*: rearing and feeding studies. **Aquaculture**, [s. l.], v. 283, p.92–96, 2008c.

OLIVOTTO, I. *et al.* Calanoid copepod administration improves yellow tail clownfish (*Amphiprion clarkii*) larviculture: biochemical and molecular implications. **AAACL Bioflux**, [s. l.], v. 2, p.355–367, 2009.

OLIVOTTO, I. *et al.* Marine ornamental species culture: From the past to “Finding Dory”. **General and Comparative Endocrinology**, [s. l.], v. 245, p. 116-121, 2017.

OLIVOTTO, I.; GEFFROY, B. C. Handbook: **Marine ornamental species aquaculture**, p. 177-199, 2017.

OLIVOTTO, I.; LEU, M. Y.; BLÁZQUEZ, M. Life Cycles in Marine Ornamental Species–Fishes as a Case Study. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 23-49, 2017.

OLIVOTTO, I.; OLIVER, M. P.; TURCHI, C. Larval diets and nutrition. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 125-137, 2017.

PAGANO, M.; GAUVREAU, K. **Princípios de Bioestatística**. 2. ed. São Paulo: Thomson. 2004. 506 p.

PALMTAG, M. R. The marine ornamental species trade. **Marine ornamental species aquaculture**, [s. l.], p. 3-14, 2017.

PEDRAZZANI, A. S. *et al.* Reproductive behavior, embryonic and early larval development of the red head goby, *Elacatinus puncticulatus*. **Animal reproduction science**, [s. l.], v. 145, n. 1-2, p. 69-74, 2014.

PEREIRA-FILHO, G. H. *et al.* Growing at the limit: Reef growth sensitivity to climate and oceanographic changes in the South Western Atlantic. **Global and Planetary Change**, [s. l.], v. 201, p. 2021.

PEREZ, I. L. B. Biologia reprodutiva do peixe borboleta, *Chaetodon striatus* (Perciformes: Chaetodontidae) e manutenção em sistema de recirculação. 2019. Tese de Doutorado ix, 116p.: il; 29 cm. Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) - Jaboticabal Pós-Graduação em Aquicultura

PICHIKUL, P. *et al.* Embryonic Development of Yellow Prawn-Goby, *Cryptocentrus cinctus* (Herre, 1936) in the Hatchery. **Burapha Science Journal**, [s. l.], v. 26, n. 3, p. 1918-1934, 2021.

PINHEIRO, H. T. *et al.* South-western Atlantic reef fishes: Zoogeographical patterns and ecological drivers reveal a secondary biodiversity centre in the Atlantic Ocean. **Diversity and Distributions**, [s. l.], v. 24, n. 7, p. 951-965, 2018.

PLANAS, M. *et al.* Ongrowing and enhancement of n-3 HUFA profile in adult *Artemia*: short-vs long-time enrichment. **Journal of Applied Phycology**, [s. l.], v. 29, n. 3, p. 1409-1420, 2017.

POMEROY, R. S.; PARKS, J. E.; BALBOA, C. M. Farming the reef: is aquaculture a solution for reducing fishing pressure on coral reefs? **Marine Policy**, [s. l.], v.30, p.111–130, 2006.

POUIL, S. *et al.* Aquaculture of marine ornamental fish: overview of the production trends and the role of academia in research progress. **Reviews in Aquaculture**, [s. l.], v. 12, n. 2, p. 1217-1230, 020.

PRIMO, A. L. *et al.* Trophic links and nutritional condition of fish early life stages in a temperate estuary. **Marine environmental research**, [s. l.], v. 133, p. 78-84, 2018.

PRUSIŃSKA, M. *et al.* Impact of enriching larval brine shrimp (*Artemia* sp.) with a supplement containing polyunsaturated fatty acids on their growth and mortality. **Fisheries & Aquatic Life**, [s. l.], v. 23, n. 3, p. 149-154, 2015.

QUIMBAYO, J. P. *et al.* Patterns of taxonomic and functional diversity in the global cleaner reef fish fauna. **Journal of Biogeography**, [s. l.], v. 48, n. 10, p. 2469-2485, 2021.

QUIMBAYO, J. P. *et al.* Cleaning interactions at the only atoll in the South Atlantic. **Environmental Biology of Fishes**, [s. l.], v. 100, n. 7, p. 865-875, 2017.

QUIMBAYO, J. P.; ZAPATA, F. A. Cleaning interactions by gobies on a tropical eastern Pacific coral reef. **Journal of fish biology**, [s. l.], v. 92, n. 4, p. 1110-1125, 2018.

RASDI, N. W. *et al.* The effect of different feeds on the growth, survival and reproduction of rotifer, *Brachionus plicatilis*. **Journal of Environmental Biology**, [s. l.], v. 41, p. 1275-1280, 2020.

RASDI, N. W.; QIN, J. G. Improvement of copepod nutritional quality as live food for aquaculture: a review. **Aquaculture Research**, [s. l.], v. 47, n. 1, p. 1-20, 2016.

REIS, R. E. *et al.* Fish biodiversity and conservation in South America. **Journal of fish biology**, [s. l.], v. 89, n. 1, p. 12-47, 2016.

REEFGUIDE. **Gobies**: Florent's Guide To The Tropical Reefs, 2021. Disponível em: <https://reefguide.org/index11.html#Gobies>. Acesso em: 30 jul. 2021.

RHYNE, A. L. *et al.* Expanding our understanding of the trade in marine aquarium animals. **Peer J**, [s. l.], v. 5, p. e2949, 2017.

RHYNE, A. L.; TLUSTY, M. F.; KAUFMAN, L. Is sustainable exploitation of coral reefs possible? A view from the standpoint of the marine aquarium trade. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, [s. l.], v. 7, p.101-107, 2014.

RHYNE, A. L.; TLUSTY, M. F.; SZCZEBAK, J. T. Early culture trials and an overview on US marine ornamental species trade. *Marine ornamental species aquaculture*, [s. l.], p. 51-70, 2017.

ROBERTSON, D. Ross et al. An updated, illustrated inventory of the marine fishes of the US Virgin Islands. *ZooKeys*, [s. l.], v. 1103, p. 79-122, 2022.

SANTHOSH, B. *et al.* Use of copepods in marine fin fish larval rearing. *Copepods*, [s. l.], p. 113, 2018.

SAZIMA, I. *et al.* Daily cleaning activity and diversity of clients of the barber goby, *Elacatinus figaro*, on Rocky Reefs in Southeastern Brazil. *Environ. Biol. Fishes*. v.59, p.69-77, 2000.

SCOTT, A.; BAIRD, A. H. Trying to find Nemo: low abundance of sea anemones and anemonefishes on central and southern mid-shelf reefs in the Great Barrier Reef. *Marine Biodiversity*, [s. l.], v. 45, n. 2, p. 327-331, 2015.

SHANG, Yongquan et al. Adaptability and Evolution of Gobiidae: A Genetic Exploration. *Animals*, [s. l.], v. 12, n. 14, p. 1741, 2022.

SHEI, M. R. P. *et al.* Production of juvenile barber goby *Elacatinus figaro* in captivity: developing technology to reduce fishing pressure on an endangered species. *Marine Biodiversity Records*, [s. l.], v. 3, 2010.

SHEI, M, R, P.; RODRIGUES, R, V.; SAMPAIO, L, A, N, Use of commercial live feeds enrichment during first feeding period of the barber goby *Elacatinus figaro*. *AAFL Bioflux* .2012.

SHEI, M.; MIES, M.; OLIVOTTO, I. Other demersal spawners and mouthbrooders. *Marine ornamental species aquaculture*, [s. l.], p. 223-250, 2017.

SINGH, K. *et al.* Feeding HUFA and vitamin C-enriched *Moina micrura* enhances growth and survival of *Anabas testudineus* (Bloch, 1792) larvae. *Aquaculture*, [s. l.], v. 500, p. 378-384, 2019.

SCHWEBEL, L. N. *et al.* Swim bladder inflation failure affects energy allocation, growth, and feed conversion of California Yellowtail (*Seriola dorsalis*) in aquaculture. *Aquaculture*, [s. l.], v. 497, p. 117-124, 2018.

SIKKEL, P. C. *et al.* Nocturnal migration reduces exposure to micropredation in a coral reef fish. *Bulletin of Marine Science*, [s. l.], v. 93, n. 2, p. 475-489, 2017.’

SIKKEL, P. C.; WELICKY, R. L. The ecological significance of parasitic crustaceans. *Zoological Monographs book series* (ZM, volume 3), [s. l.], p. 421-477, 2019.

SHOJI, J. *et al.* Increase in predation risk and trophic level induced by nocturnal visits of piscivorous fishes in a temperate seagrass bed. **Scientific Reports**, [s. l.], v. 7, n. 1, p. 1-10, 2017.

STANKUS, A. State of world aquaculture 2020 and regional reviews: FAO online seminar series. **FAO Aquaculture Newsletter**, [s. l.], n. 63, p. 17-18, 2021.

SUH, D.; POMEROY, R. Projected economic impact of climate change on marine capture fisheries in the Philippines. **Frontiers in Marine Science**, [s. l.], v. 7, p. 232, 2020.

SWEET, T. The state of the marine breeders' art, 2017. **CORAL Mag**, [s. l.], v.13, p.31–37, 2016.

TANAKA, S.; TAKEDA, Y.; SUNOBE, T. Larvae and juveniles of three gobiid species of the genus *Priolepis*. **Ichthyological Research**, [s. l.], p. 1-8, 2022.

TELETSCHEA, F. Domestication level of the most popular aquarium fish species: is the aquarium trade dependent on wild populations. **Cybium**, [s. l.], v. 40, n. 1, p. 21-29, 2016.

TSUZUKI, M. A. *et al.* Effect of different live food on survival and growth of first feeding barber goby, *Elacatinus figaro* (Sazima, Moura & Rosa 1997) larvae. **Aquaculture Research**. [s. l.], 2012.

TUWO, A. *et al.* A Microcosm Multitrophic Aquaculture System. In: IOP Conference Series: Earth and Environmental Science. **IOP Publishing**, [s. l.], 2019. p. 012012.

VALENTI, R. J. The embryology of the neon goby, *Gobiosoma oceanops*. **Copeia**. [s. l.], v. 3, p. 477-482, 1972.

VAUGHAN, D. B. *et al.* Cleaner fishes and shrimp diversity and a re-evaluation of cleaning symbioses. **Fish and Fisheries**, [s. l.], v. 18, n. 4, p. 698-716, 2017.

VICTOR, B. C.; KRASOVEC, F. H. Facultative cleaning behavior in a western Atlantic sponge goby, *Elacatinus xanthiprora* (Teleostei: Gobiidae). **Journal of the Ocean Science Foundation**, [s. l.], v. 31, n. 2018, p. 1-7, 2018.

YUSOFF, S. F. M.; FUI, C. F.; SENOO, S. Survival, growth, and feeding ability of marble goby, *Oxyeleotris marmorata* (Bleeker, 1852) larvae under delayed initial feeding. **Songklanakarin J. Sci. Technol**, [s. l.], v. 43, n. 5, p. 1408-1413, 2021.

WABNITZ, C., M. *et al.* **From ocean to aquarium UNEP**, World Conservation Monitoring Centre, Cambridge, UK, 2003.

WELLINGTON, G. M.; VICTOR, B. C. Planktonic larval duration of one hundred species of Pacific and Atlantic damselfishes (Pomacentridae). **Marine Biobiology**, [s. l.], v.101, p.557–567, 1989.

WEN, J. *et al.* Authentication and traceability of fish maw products from the market using DNA sequencing. **Food Control**, v. 55, p. 185-189, 2017.

WITTENRICH, M. L. **The complete illustrated breeder's guide to marine aquarium fishes**. New Jersey: TFH, 2007. 304 p.

WHITTEY, K. E. *et al.* Microhabitats of sharknose goby (*Elacatinus evelynae*) cleaning stations and their links with cleaning behaviour. **Coral Reefs**, [s. l.], v. 40, n. 4, p. 1069-1080, 2021

WULLUR, S. *et al.* Assessment of different minute zooplankton in the larval rearing of rusty angelfish *Centropyge ferrugata*. **Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation**, [s. l.], v. 11, n. 5, p. 1495-1501, 2018.

ZENG, C. *et al.* The importance of copepods as live feed for larval rearing of the green mandarin fish *Synchiropus splendidus*. **Aquaculture**, [s. l.], v. 491, p. 65-71, 2018.

ZINGEL, P. *et al.* Importance of ciliates as food for fish larvae in a shallow sea bay and a large shallow lake. **European Journal of Protistology**, [s. l.], v. 67, p. 59-70, 2019.