



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

Ksenia Skorupa Ribeiro dos Santos

**Incubação de ovos e desenvolvimento de larvas vitelinas do peixe-anjo-anão**  
*Centropyge aurantonotus* em diferentes salinidades

Florianópolis

2021

Ksenia Skorupa Ribeiro dos Santos

**Incubação de ovos e desenvolvimento de larvas vitelinas do peixe-anjo-anão**  
***Centropyge aurantonotus* em diferentes salinidades**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação  
em Aquicultura da Universidade Federal de Santa  
Catarina para a obtenção do título de Mestre em  
Aquicultura

Orientadora: Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Mônica Yumi Tsuzuki.  
Coorientador: Prof. Dr. Raoani Cruz Mendonça.

Florianópolis

2021

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,  
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Santos, Ksenia Skorupa Ribeiro dos

Incubação de ovos e desenvolvimento de larvas vitelinas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em diferentes salinidades / Ksenia Skorupa Ribeiro dos Santos ; orientadora, Mônica Yumi Tsuzuki, coorientador, Raoani Cruz Mendonça, 2021.

46 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós Graduação em Aquicultura, Florianópolis, 2021.

Inclui referências.

1. Aquicultura. 2. Peixe-anjo. 3. Incubação. 4. Larvicultura. 5. Peixe ornamental marinho. I. Tsuzuki, Mônica Yumi . II. Mendonça, Raoani Cruz . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. IV. Título.

Ksenia Skorupa Ribeiro dos Santos

**Incubação de ovos e desenvolvimento de larvas vitelinas do peixe-anjo-anão**  
***Centropyge aurantonotus* em diferentes salinidades**

O presente trabalho em nível de mestrado foi avaliado e aprovado por banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Profa. Mônica Yumi Tsuzuki, Dra.  
Universidade Federal de Santa Catarina

Prof. Fabio Carneiro Sterzelecki, Dr.  
Universidade Federal Rural da Amazônia - UFRA

Prof. Ricardo Vieira Rodrigues, Dr.  
Universidade Federal do Rio Grande - FURG

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de mestre em Aquicultura.

---

Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Aquicultura

---

Profa. Mônica Yumi Tsuzuki, Dra.  
Orientadora

Florianópolis, 2021

Dedico esse trabalho ao avanço do desenvolvimento sustentável.

## AGRADECIMENTOS

Na construção da presente dissertação, encontrei uma trajetória de constante apoio das pessoas que me cercam. Pelos questionamentos, confortos e esclarecimentos, sou grata....

Primeiramente aos meus pais, Ana Márcia e Clodogil, e meu irmão, Bogdan. Esses, me motivaram em meus encontros e desencontros da vida. Essas figuras instigaram a minha curiosidade, o que me torna uma eterna aluna da vida e entusiasta pela minha profissão. Sou grata por meu alicerce ser presente até hoje, e por me ensinar, me apoiar e me motivar. Por eles e com eles alcanço meus objetivos e me encontro, me renovando e me adaptando.

Ainda se tratando da minha família, em meio a um dos meus grandes passos acadêmicos, à minha filha Flora, que nasceu e me fez progredir em muitos aspectos. Desses, me ensinou a aproveitar e valorizar os momentos e as oportunidades, a aumentar minha produtividade e organização e, principalmente, a amar a vida cada vez mais. E, em meio a intensidade da maternidade e as tribulações da dissertação, me vi ainda mais grata pelo meu prestativo e amoroso universo pessoal.

Aos meus amigos queridos do colegial, da universidade, dos laboratórios da UFSC (especialmente LAPOM e LAPMAR), de moradia e de trabalho.

Posso exaltar minha gratidão aos meus colegas de laboratório e amigos Sérgio, Danillo e Jonathas, que não mediram esforços para ajudar nos trabalhos experimentais. Também enalteço meu agradecimento ao meu colega de laboratório e amigo Rafinha pela ajuda na estatística, ao Ilson e Giovanni pela ajuda nas montagens e manutenção dos sistemas.

À minha orientadora Mônica por todos os ensinamentos e aperfeiçoamentos que me proporcionou, e pela credibilidade, confiança e paciência que depositou em mim.

Ao meu coorientador Raoani pela inspiração em trabalhar com essa espécie de peixe, orientações, dedicação e incentivo durante o meu estágio e meu mestrado no LAPOM.

À técnica do LAPOM Renata pela amizade, atenção, carinho, prestatividade e pelos reikis, que fizeram toda a diferença no meu estado emocional durante o mestrado.

Ao programa de Pós-graduação em Aquicultura, pelo excelente trabalho e dedicação.

Em resumo, posso dizer que com a produção da minha dissertação desenvolvi muitos pensamentos e motivações profissionais e pessoais e sou extremamente grata por toda essa bagagem.

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

## RESUMO

Níveis de salinidades mais adequados para a incubação de ovos e desenvolvimento de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* até 72 horas de vida foram investigados. Ovos foram obtidos de desova natural em cativeiro e transferidos, no estágio de gástrula, diretamente de 33‰ de salinidade para sete diferentes salinidades (10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40‰) para incubação. Dos ovos foram avaliados a flutuabilidade, a distribuição na coluna d'água, o tempo de incubação e a taxa de eclosão. Na fase inicial de desenvolvimento larval, até 72 Horas Pós-Eclosão (HPE), foram avaliados: o comportamento natatório e distribuição das larvas na coluna d'água (a cada 12 h); crescimento, volume de vitelo e da gota de óleo, pigmentação e deformidades (a cada 24 h); abertura da boca, diâmetro dos olhos e sobrevivência final (72 HPE). A salinidade interferiu diretamente na flutuabilidade, na distribuição dos ovos na coluna d'água, no tempo de incubação e na taxa de eclosão dos ovos do *C. aurantonotus*. De forma geral, o tempo de incubação e a taxa de eclosão dos ovos teve bons resultados em salinidades de 20 a 40‰. A flutuação dos ovos foi positiva nos tratamentos  $\geq 35‰$  de salinidade, negativa em 10, 15, 20 e 25‰ e neutra a positiva em 30‰. Em 30‰, os ovos ficaram dispersos homogeneamente na coluna d'água, oferecendo condições favoráveis de oxigenação para o desenvolvimento do embrião. Essa salinidade também resultou em uma maior taxa de eclosão ( $96,3 \pm 2,6\%$ ), quando comparada as salinidades de 10 e 15‰ ( $73,7 \pm 5,9$  e  $74,1 \pm 5,5\%$ , respectivamente). As larvas apresentaram melhor desempenho numa faixa de salinidade entre 30 e 40‰, onde notou-se a melhor distribuição das larvas na coluna d'água, a ausência de deformação, e uma maior atividade natatória. Nessas salinidades, a abertura da boca ( $\sim 129,81 \mu\text{m}$ ) e diâmetro dos olhos ( $\sim 170,1 \mu\text{m}$ ) foram adequados para o estágio de vida de 72 HPE e houve maior sobrevivência final ( $\sim 87\%$ ) em relação as salinidades  $\geq 25‰$ . O estudo mostrou que a incubação dos ovos e o início do desenvolvimento larval do *C. aurantonotus* até 72 HPE são inviáveis em salinidade da água de cultivo de 10 e 15‰, pois esses níveis prejudicam a qualidade dos ovos e das larvas. Nas salinidades de 20 e 25‰, ovos mostraram flutuação negativa, o que pode ter acarretado os prejuízos posteriores nas larvas, como presença de deformidades e alta mortalidade até 72 HPE. A salinidade de 30‰ mostrou-se a mais adequada para a incubação dos ovos e desenvolvimento das larvas do *C. aurantonotus* até 72 HPE.

**Palavras-chave:** Aquicultura. Peixe-anjo. Incubação. Larvicultura. Peixe ornamental marinho.






## ABSTRACT

More suitable salinity levels for incubation of eggs and development of larvae of the dwarf angelfish *Centropyge aurantonotus* up to 72 hours of life were investigated. Eggs were obtained from natural spawnings in captivity and were transferred, in the gastrula stage, directly from 33‰ of salinity to seven different salinities (10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40‰) for incubation. The eggs buoyancy, distribution in the water column, incubation time and hatching rate were evaluated. In the initial phase of larval development, up to 72 hours after hatching (HPE), the following parameters were evaluated: the swimming behavior and distribution of larvae in the water column (every 12 h); growth, yolk and oil drop volume, pigmentation and deformities (every 24 h); mouth opening, eye diameter and final survival (72 HPE). Salinity directly affected buoyancy, distribution of eggs in the water column, incubation time and hatching rate of *C. aurantonotus* eggs. In general, the incubation time and the hatching rate of the eggs had good results in salinities of 20 to 40‰. Egg buoyancy was positive in treatments 35‰ of salinity, negative in 10, 15, 20 and 25‰ and neutral to positive in 30‰. In the 30‰, where neutral or positive buoyancy was observed, eggs were homogeneously dispersed in the water column, offering favorable oxygenation conditions for the embryo development. This salinity also resulted in a higher hatching rate ( $96.3 \pm 2.6\%$ ), when compared to 10 and 15‰ ( $73.7 \pm 5.9\%$  and  $74.1 \pm 5.5\%$ , respectively). The larvae showed better performance in a salinity range between 30 and 40‰, where it was noticed a better distribution of larvae in the water column, the absence of deformation, and a greater swimming activity. In these salinities, mouth opening ( $\sim 129.81 \mu\text{m}$ ) and eye diameter ( $\sim 170.1 \mu\text{m}$ ) were adequate for the life stage of 72 HPE and there was greater final survival ( $\sim 87\%$ ) in relation to salinities  $\geq 25\%$ . This study showed that incubation of eggs and larval development of *C. aurantonotus* up to 72 HPE are unfeasible in water salinities of 10 and 15‰, as these levels affected the quality of eggs and larvae. In salinities of 20 and 25‰, eggs showed negative buoyancy, causing later damage to the larvae, such as the presence of deformities and high mortality up to 72 HPE. The 30‰ of salinity proved to be the most adequate for the egg incubation and larval development of *C. aurantonotus* up to 72 HPE.

**Keywords:** Aquaculture. Angelfish. Incubation. Larviculture. Marine ornamental fish.



## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* classificados como fértil-viável (FV), fértil-inviável (FI) e infértil (I). .....27
- Figura 2:** Medidas morfométricas de larva do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* com 0 Horas Pós-Eclosão, definida como: (CP) Comprimento Padrão. (CV) Comprimento do Vitelo. (PV) Profundidade do Vitelo. (GOa) Diâmetro “A” da Gota de Óleo. (GOb) Diâmetro “B” da Gota de Óleo. ....31
- Figura 3:** Padrão de migração dos cromatóforos em larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em 0 (A), 24 (B), 48 (C) e 72 (D) Horas Pós-Eclosão (HPE). .....33
- Figura 4:** Distribuição na coluna d’água (em %;) dos ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando incubados em diferentes salinidades. ....34
- Figura 5:** Larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e fotografadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE). .....39
- Figura 6:** Pigmentação (em %; padrão ; e fora do padrão ) e deformidades (em %; sem deformação ; deformação leve ; e deformação extrema ) em larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE). ....40

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Parâmetros de qualidade de água das unidades experimentais.....29
- Tabela 2.** Tempo de incubação (TI, em horas pós-fertilização - hpf) e taxa de eclosão (TE, em %) dos ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando incubados em diferentes salinidades.....35
- Tabela 3.** Sobrevivência (S, em %) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades, avaliada em 72 Horas Pós-Eclosão. .35
- Tabela 4.** Comportamento natatório ((a) ativas e (na) não ativas) e distribuição na coluna d'água ((s) superfície, (c) coluna d'água e/ou (f) fundo) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão. ....36
- Tabela 5.** Comprimento padrão (CP, em mm), ganho em comprimento final (GC, em mm) e taxa de conversão de vitelo em crescimento final (TCVC, em mm) das larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE). ....37
- Tabela 6.** Volume do vitelo (VV, em mm<sup>3</sup>) e volume da gota de óleo (VGO, em mm<sup>3</sup>) das larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE). ....37
- Tabela 7.** Abertura da boca (ab) e diâmetro médio dos olhos (DO) (média ± desvio padrão, em µm) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em 72 horas pós-eclosão (HPE) quando criadas em diferentes salinidades. ....38

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

°C	Grau Celsius
µm	Micrômetro
a	Ativas
ab	Abertura da Boca
c	Coluna d'água
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
cm	Centímetro
CNPASA	Embrapa Pesca e Aquicultura
CP	Comprimento Padrão
CV	Comprimento do Vitelo
cv	Consumo do vitelo
DD	Dados deficientes
DO	Diâmetro dos olhos
de	Deformação Extrema
dl	Deformação Leve
f	Fundo
GC	Ganho em Comprimento
GOa	Diâmetro A da Gota de Óleo
GOb	Diâmetro B da Gota de Óleo
HPE	Horas Pós-Eclosão
hpf	horas pós-fertilização
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
IN	Instrução Normativa
L	Litro
L/s	Litros por segundo
LAPOM	Laboratório de Peixes e Ornamentais Marinhos
m	Metro
mg/L	M
mL	Mililitro
mm	Milímetro
mm <sup>3</sup>	Milímetro cúbico

n Nadante

nfL	Número final de Larvas
niL	Número inicial de Larvas
NÓ	Nível Ótimo
NT	Nível de Tolerância
PV	Profundidade do Vitelo
S	Sobrevivência
s	Superfície
sd	Sem Deformação
sn	Sem natação
SISBIO	Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade
TCVC	Taxa de Conversão de Vitelo em Crescimento
TE	Taxa de Eclosão
TI	Tempo de Incubação
VGO	Volume da Gota de Óleo
VV	Volume de Vitelo
W	Watt

## LISTA DE SÍMBOLOS

%	Por cento
‰	Partes por mil
>	Maior que
<	Menor que
≥	Maior ou igual que
≤	Maior ou igual que
±	Mais ou menos
♀	Fêmea
♂	Macho
®	Marca Registrada

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO GERAL .....</b>	<b>15</b>
1.1	SITUAÇÃO DO COMÉRCIO E AQUICULTURA DE PEIXES ORNAMENTAIS MARINHOS .....	15
1.2	OS PEIXES-ANJO-ANÕES .....	16
<b>1.2.1</b>	<b><i>Centropyge aurantonotus</i> .....</b>	<b>18</b>
1.3	INFLUÊNCIA DA SALINIDADE EM FASES INICIAIS DE VIDA DOS PEIXES .....	19
1.4	OBJETIVOS .....	22
<b>1.4.1</b>	<b>Objetivo Geral.....</b>	<b>22</b>
<b>1.4.2</b>	<b>Objetivos Específicos .....</b>	<b>22</b>
1.5	ESTRUTURA DO TRABALHO .....	23
<b>2</b>	<b>ARTIGO CIENTÍFICO.....</b>	<b>24</b>
2.1	INTRODUÇÃO .....	25
2.2	MATERIAL E MÉTODOS .....	26
<b>2.2.1</b>	<b>Manutenção geral dos reprodutores e desovas .....</b>	<b>26</b>
<b>2.2.2</b>	<b>Delineamento experimental .....</b>	<b>28</b>
2.2.2.1	<i>Preparação da água e dos tanques utilizados no experimento de salinidade.....</i>	28
2.2.2.2	<i>Parâmetros de qualidade de água.....</i>	29
<b>2.2.3</b>	<b>Efeito da salinidade sobre a incubação dos ovos .....</b>	<b>29</b>
2.2.3.1.1	Distribuição na coluna d'água e fluvariabilidade .....	29
2.2.3.1.2	Tempo de incubação e taxa de eclosão.....	30
<b>2.2.4</b>	<b>Efeito da salinidade sobre a criação de larvas vitelinas .....</b>	<b>30</b>
2.2.4.1	<i>Sobrevivência.....</i>	30
2.2.4.2	<i>Comportamento natatório e distribuição das larvas na coluna d'água.....</i>	30
2.2.4.3	<i>Morfometria das larvas .....</i>	30
2.2.4.3.1	Crescimento e utilização das reservas endógenas .....	31
2.2.4.4	<i>Pigmentação e presença de deformidades .....</i>	32
2.2.4.5	<i>Análise estatística .....</i>	33
2.3	RESULTADOS .....	33
<b>2.3.1</b>	<b>Efeito da salinidade sobre a incubação dos ovos .....</b>	<b>34</b>
2.3.1.1	<i>Distribuição na coluna d'água e fluvariabilidade.....</i>	34
2.3.1.2	<i>Tempo de incubação e taxa de eclosão. ....</i>	34

<b>2.3.2</b>	<b>Efeito da salinidade sobre o desenvolvimento de larvas vitelinas .....</b>	<b>35</b>
2.3.2.1	<i>Sobrevivência.....</i>	35
2.3.2.2	<i>Comportamento natatório e distribuição na coluna d'água .....</i>	35
2.3.2.3	<i>Morfometria das larvas .....</i>	36
2.3.2.3.1	Crescimento e utilização das reservas endógenas .....	36
2.3.2.3.2	Abertura da boca e tamanho dos olhos .....	37
2.3.2.4	<i>Pigmentação e presença de deformidades .....</i>	38
2.4	DISCUSSÃO .....	40
2.5	CONCLUSÃO .....	44
2.6	REFERÊNCIAS .....	44
<b>3</b>	<b>CONCLUSÃO GERAL .....</b>	<b>49</b>
	<b>REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO GERAL.....</b>	<b>50</b>
	<b>APÊNDICES .....</b>	<b>55</b>
	APÊNDICE A – MANUTENÇÃO DOS REPRODUTORES.....	55
	APÊNDICE B – UNIDADES EXPERIMENTAIS UTILIZADAS NO TESTE DE SALINIDADE .....	56

## 1 INTRODUÇÃO GERAL

### 1.1 SITUAÇÃO DO COMÉRCIO E AQUICULTURA DE PEIXES ORNAMENTAIS MARINHOS

O interesse pelo *hobby* do aquário marinho tem crescido nos últimos anos, acompanhado pela demanda e comércio de peixes para este fim (GURJÃO; LOTUFO, 2018). Mais de 1.802 espécies de peixes ornamentais marinhos são comercializadas no mundo, incluindo aquelas das famílias: Labridae (228), Pomacentridae (170), Gobiidae (138), Serranidae (131), Chaetodontidae (97), Blenniidae (77), Pomacanthidae (66), Apogonidae (66), Acanthuridae (57), dentre outras (RHYNE *et al.*, 2012). Essa demanda é suprida pela captura de exemplares da natureza e/ou pela aquicultura (OLIVOTTO *et al.*, 2011; RHYNE *et al.*, 2012).

A maior parte das espécies de peixes ornamentais marinhos é retirada do ambiente natural para ser comercializada (GURJÃO; LOTUFO, 2018). Isso, sem uma gestão dos estoques ou fiscalização eficiente, pode resultar na sua sobre-exploração e em danos aos ecossistemas em que tais espécies estão inseridas (RHYNE *et al.*, 2012; PALMTAG, 2017; RHYNE *et al.*, 2017; SCHMIDT, 2017; GURJÃO; LOTUFO, 2018). No Brasil, a Instrução Normativa (IN) Ibama nº 202/2008 estabelece normatização para coleta, transporte e venda de espécies de peixes ornamentais marinhos (IBAMA, 2008). No entanto, no que se refere à gestão dos estoques, a situação das populações de muitos desses peixes em ambiente selvagem é pouco conhecida (POUIL *et al.*, 2019). Isso faz com que grande parte dos peixes ornamentais marinhos sejam enquadrados nas categorias de “Não avaliados” (NA) ou “Dados deficientes” (DD) nas listas de espécies ameaçadas (GURJÃO; LOTUFO, 2018). Por parte dos problemas relativos à fiscalização, esta não consegue evitar a totalidade das negociações ilegais desses peixes (*op. cit.*). Por último, a exploração pode gerar uma alta mortalidade e danos ao habitat desses organismos, quando há o uso de métodos de coleta agressivos e condições precárias de transporte do local de coleta para o comércio (PALMTAG, 2017; CORREIA; RODRIGUES, 2017; POUIL *et al.*, 2019).

A aquicultura ornamental marinha tem avançado nos últimos anos e contribui com a oferta de espécimes de peixes criados em cativeiro para o mercado do aquário (OLIVOTTO *et al.*, 2011). Os benefícios da aquicultura se encontram na promoção do conhecimento biológico das espécies cultivadas, na contribuição para redução da pressão de extração nos ambientes naturais (GURJÃO; LOTUFO, 2018; POUIL *et al.*, 2019) e no incentivo do uso de métodos de



coleta sustentáveis (PALMTAG, 2017). Apesar disso, essa atividade é mais desenvolvida para alguns grupos de peixes (SCHMIDT, 2017). De cerca de 272 espécies de peixes ornamentais marinhos produzidas em cativeiro, apenas 26 delas são mais frequentemente disponíveis para comercialização (*op. cit.*). Essa produção restrita se deve a dificuldade na criação de peixes marinhos, especialmente durante a larvicultura daqueles que possuem desova pelágica, como os peixes-anjo da família Pomacanthidae (HOLT *et al.*, 2017). A seguir são descritas algumas características do comércio e aquicultura desse grupo de peixes, mais especificamente, dos peixes-anjo-anões.

## 1.2 OS PEIXES-ANJO-ANÕES

Os peixes-anjo da família Pomacanthidae estão entre os peixes ornamentais marinhos mais visados no comércio para o aquarismo, a nível nacional e internacional (GURJÃO; LOTUFO, 2018). No Brasil, as espécies de peixes-anjo endêmicas, ou com ocorrência brasileira, que estão entre as mais exploradas são o *Holacanthus ciliaris* (Linnaeus, 1758), o *Pomacanthus paru* (Bloch, 1787), o *H. tricolor* (Bloch, 1795), o *P. arcuatus* (Linnaeus, 1758) e o *Centropyge aurantonotus* Burgess, 1974 (IBAMA, 2008). Os peixes-anjo-anões do gênero *Centropyge* são bastante chamativos quanto à coloração e possuem tamanho corporal reduzido, características que os tornam alvo do mercado do aquário e os elencam como os peixes-anjo mais comercializados (BAENSCH, 2017). Essas espécies são disponibilizadas para o comércio essencialmente por meio do extrativismo, o que pode causar impactos negativos nas suas populações naturais (GURJÃO; LOTUFO, 2018).

Num outro sentido, muitos estudos que contribuem com a aquicultura de peixes-anjo têm sido desenvolvidos, principalmente para peixes-anjo-anões (BAENSCH, 2002; 2003; OLIVOTTO *et al.*, 2006; LAIDLEY *et al.*, 2008; BAENSCH; TAMARU, 2009a; 2009b; CALLAN; LAIDLEY, 2010; CALLAN *et al.*, 2012a; 2012b; MENDONÇA *et al.*, 2019a; 2019b; 2019c; 2020). Tais estudos mostram que os adultos desses peixes apresentam facilidade de adaptação ao cativeiro e boa performance reprodutiva, com produção de ovos diária. Isso os confere um potencial de criação a nível comercial (BAENSCH, 2017).

Os *Centropyge* spp. são hermafroditas protogínicos e que possuem desova pelágica (BAENSCH, 2017). A qualidade dos ovos (quantidade, tamanho e viabilidade) e a eclosão de larvas saudáveis desses peixes na aquicultura dependem essencialmente das condições de manutenção (qualidade da água; correta formação dos casais; tamanho, altura e profundidade dos tanques; disposição de abrigos) e da qualidade nutricional (dieta) dos reprodutores

(LAIDLEY *et al.*, 2008; CALLAN; LAIDLEY, 2010; CALLAN *et al.*, 2012a; 2012b; BAENSCH, 2017). Sobre o tamanho e profundidade do tanque, Laidley *et al.* (2008) observaram uma alta produção de ovos do *Centropyge loriculus* em tanques de 1.000 L com profundidade de 180 cm. A qualidade da água também parece ser um fator importante, nesse sentido, visto que Callan e Laidley (2010) observaram uma maior viabilidade e produção de ovos do *C. loriculus* quando mantidos em sistemas de recirculação de água ou em água esterilizada, em relação a água não tratada. Além disso, Callan *et al.* (2012b) observaram que a fertilização e a viabilidade dos ovos de casais de *C. loriculus* foram significativamente maiores quando receberam somente dieta crua, em relação àqueles que receberam somente dieta formulada comercial.

Até agora, existem poucos trabalhos com incubação de ovos e criação de larvas de *Centropyge* spp. e a produção até as fases jovens é restrita à poucos grupos de pesquisadores (BAENSCH, 2017). Desses, Olivotto *et al.* (2006), Laidley *et al.* (2008) e Baensch e Tamaru (2009a; 2009b) contribuíram com descrições biológicas e de metodologia para a reprodução e criação de diferentes espécies de peixes-anjo-anões até a fase de juvenil.

Embora seja vista uma viabilidade na aquicultura de peixes-anjo-anões, a criação em fases iniciais de vida é um dos entraves para sua produção em larga escala (BAENSCH, 2017). Dentre as características que dificultam essa produção, pode-se relatar as variações diárias na produção de ovos viáveis (CALLAN; LAIDLEY, 2010; CALLAN *et al.*, 2012b). A inviabilidade dos ovos se caracteriza por divisões celulares irregulares, característica esta considerada negativa, visto que pode levar a interrupção do desenvolvimento do embrião (*op. cit.*). Além disso, as larvas de *Centropyge* spp. possuem desenvolvimento morfológico e fisiológico que especificam exigências para primeira alimentação exógena. Isso, limita a sua competência em capturar, digerir e assimilar o primeiro alimento, após a exaustão do vitelo, e leva a altas taxas de mortalidade na larvicultura (OLIVOTTO *et al.*, 2011; BAENSCH, 2017; HOLT *et al.*, 2017; OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017; MENDONÇA *et al.*, 2019c). Para suprir isso, sabe-se que alguns pequenos ciliados e flagelados correspondem às exigências morfológicas das larvas de *Centropyge* spp (BAENSCH, 2017). Por outro lado, existe a dificuldade em reproduzir alguns desses organismos em nível comercial, como por exemplo os copépodes calanóides (BAENSCH, 2017; HOLT *et al.*, 2017). Aliado a isso, os peixes-anjo-anões permanecem um longo período consumindo alimentos-vivos em condições de cultivo, ultrapassando 95 dias para algumas espécies (RHYNE; TLUSTY; SZCZEBAK, 2017).

O crescimento corporal, o desenvolvimento da boca e dos olhos e o comportamento natatório estão entre alguns dos requisitos necessários para o início da alimentação exógena de

larvas de peixes marinhos (YÚFERA; DARIAS, 2007). Para um bom desenvolvimento dessas estruturas devem ser mantidas condições ambientais favoráveis para a ontogenia desses organismos (LEU; SUNE; MENG, 2015). Sabe-se que o desenvolvimento de ovos e larvas de peixes-anjo nos primeiros dias de vida pode ser afetado por parâmetros como temperatura (HOLT; RILEY, 2001; OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017; MENDONÇA *et al.*, 2019a; 2019b), oxigênio, salinidade (OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017) e fotoperíodo (HOLT; RILEY, 2001). Dessa forma, para avançar em técnicas de cultivo das espécies de peixes-anjo-anões, os efeitos das condições abióticas sobre o desenvolvimento das fases iniciais de vida devem ser avaliados.

### 1.2.1 *Centropyge aurantonotus*

O peixe-anjo-anão *C. aurantonotus* Burgess 1974 é a única espécie de peixe-anjo-anão com ocorrência no Brasil (LINDNER, 2014; ANDERSON *et al.*, 2015; FISHBASE, 2019). Esse peixe está entre uma das espécies mais comercializadas para o aquarismo no Brasil e sua disponibilidade no comércio depende, somente, do extrativismo (GURJÃO; LOTUFO, 2018). Quanto ao seu estado de conservação, está enquadrada na categoria DD no Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (ICMBIO, 2018). Já na Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN (PYLE *et al.*, 2010), essa espécie é considerada como em ameaça de conservação “Pouco Preocupante”. Essa incompatibilidade de informações a respeito dos estoques naturais do *C. aurantonotus* torna difícil mensurar o real impacto da sua extração da natureza. Face a isso, é cabível reavaliar a cota de permissão de coleta desse peixe estabelecida pela IN Ibama nº 202/2008 (IBAMA, 2008), que é de 1500 indivíduos por ano para cada empresa com operação regular de coleta. E, junto disso, intensificar os estudos sobre essa espécie no ambiente natural e sobre a sua reprodução e ontogenia em cativeiro.

Estudos iniciaram avaliações sobre a reprodução, o desenvolvimento embrionário e a larvicultura inicial do *C. aurantonotus* em cativeiro (MENDONÇA *et al.*, 2019a; 2019b; 2019c). Tais estudos confirmam o potencial aquícola dessa espécie e a influência das condições abióticas sobre a sua ontogenia inicial. O *C. aurantonotus* adulto possui cerca de 6 cm de comprimento total, coloração amarela (cabeça e nadadeira dorsal) e azul (azul-escuro das laterais até a nadadeira caudal, azul-claro reluzente nas bordas das nadadeiras e ao redor dos olhos) (FISHBASE, 2019). Em ambiente cativeiro, Mendonça *et al* (2019c) relataram que um harém dessa espécie apresenta desova espontânea crepuscular e diária, com uma produção de 1.701/dia e taxa de fertilização média de 74,6%.

Os ovos do *C. aurantonotus* medem de 0.64-0.72 mm de diâmetro, são esféricos e transparentes, possuem vitelo único e homogêneo, e uma única gota de óleo (MENDONÇA *et al.*, 2019c). Em temperaturas de 24, 26 e 28°C a taxa de eclosão desses ovos gira em torno de 80%, com tempo de incubação de 13-14 horas pós-fertilização (hpf) (MENDONÇA *et al.*, 2019b). As larvas recém-eclodidas do *C. aurantonotus* possuem tamanho médio de 1.22 mm, vitelo elíptico volumoso, gota de óleo de cerca de 0.17 mm de diâmetro. Depois de 24 horas pós-eclosão (HPE) essas larvas atingem 2.27 mm de comprimento corporal e possuem vitelo e gota de óleo reduzidas. Em 48 HPE, o comprimento total médio dessas larvas é de 2.50 mm, o saco vitelínico é residual e a gota de óleo apresenta 0.13 mm de diâmetro. Depois do consumo total do vitelo e abertura da boca (em 72 HPE), as larvas de *C. aurantonotus* não são capazes de ingerir rotíferos *Brachionus rotundiformis* (MENDONÇA *et al.*, 2019c). Tais organismos são um dos alimentos-vivos utilizados tradicionalmente como primeira alimentação de larvas de peixes marinhos, mas não satisfazem as exigências morfológicas e fisiológicas para a primeira alimentação dos peixes-anjo-anões (BAENSCH, 2017). Assim, por conta da ausência de alimentação, há mortalidade total na criação das larvas do *C. aurantonotus* em até 96 HPE (MENDONÇA *et al.*, 2019c). Essa alta mortalidade, após a exaustão do vitelo, também é observada em outras espécies do gênero *Centropyge* (LAIDLEY *et al.*, 2008).

Associado à interferência das condições abióticas sobre a qualidade do cultivo de ovos e larvas do *C. aurantonotus*, até o momento, Mendonça *et al.* (2019a; 2019b) observaram que uma faixa de temperatura entre 24–28°C é ideal para o desenvolvimento embrionário e eclosão de ovos desse peixe. Em faixas de temperatura fora desse intervalo esses autores observaram divisões celulares irregulares e menor taxa eclosão ovos. Considerando que a salinidade também interfere no desenvolvimento de ovos e larvas de peixes-anjo-anões (OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017), o tópico seguinte descreve o efeito da salinidade da água de cultivo para a criação de peixes marinhos em fases iniciais de vida. A partir disso, a presente pesquisa teve como foco avaliar o efeito da salinidade da água de cultivo sobre o desenvolvimento de ovos e larvas até 72 HPE do peixe-anjo-anão *C. aurantonotus*.

### 1.3 INFLUÊNCIA DA SALINIDADE EM FASES INICIAIS DE VIDA DOS PEIXES

A salinidade da água interfere no dispêndio de energia com o metabolismo de peixes marinhos e de água doce, relacionado ao controle da quantidade de água e sais do seu corpo, processo conhecido como osmorregulação (BOEUF; PAYAN, 2001; CHABOT; GUÉNETTE, 2013). Os peixes marinhos possuem uma concentração de sais sanguínea em torno de 10-15g

de sais por litro (10-15‰), e realizam osmorregulação em água do mar, que tende a apresentar 35‰ (BOEUF; PAYAN, 2001).

As respostas osmorregulatórias dos peixes variam de acordo com a espécie e o estágio de vida em que se encontram (WANG *et al.*, 2013a; PÉREZ-ROBLES *et al.*, 2014; GONG; XUXIONG; WEN, 2018). Peixes marinhos adultos controlam a quantidade de água do corpo pela ingestão de água do mar e de íons pela excreção pelos rins, intestino e brânquias (KANEKO *et al.*, 2002). Em embriões e larvas de peixes marinhos, o controle de íons é feito por células especializadas, os ionócitos, encontradas no epitélio do corpo e do saco vitelínico (*op. cit.*). Os mecanismos de controle de água nesses estágios de vida são pouco conhecidos, dos quais sabe-se que a permeabilidade das membranas celulares impede grandes perdas de água para o meio (*op. cit.*).

Além dos processos osmorregulatórios, a variação de salinidade também altera o efeito da disponibilidade de oxigênio e da temperatura da água sobre o desenvolvimento de peixes marinhos, e está associada com a variação de pH na água (CHABOT; GUÉNETTE, 2013). De forma geral, a ontogenia inicial de peixes marinhos é fortemente influenciada pelas condições abióticas da água de cultivo, principalmente, durante a embriogênese e até o consumo total do vitelo e abertura da boca das larvas (PANKHURST; MUNDAY, 2011; LEITÓN *et al.*, 2012; WANG *et al.*, 2013a).

Em estágios iniciais de vida, algumas espécies de peixes marinhos apresentam menor dispêndio metabólico com osmorregulação em condições isosmóticas entre o organismo e a água de cultivo, e atingem um melhor desempenho em desenvolvimento nessas condições (BOEUF; PAYAN, 2001; FIELDER *et al.*, 2005; GONG; XUXIONG; WEN, 2018). Sobretudo, estudos mostram que a aceitação e o nível ótimo de salinidade para criação de larvas de peixes variam de acordo com a espécie e estágio de vida (Tabela I). É necessário enfatizar que esses resultados também variam de acordo com a temperatura da água de cultivo.

**Tabela I.** Efeito da salinidade sobre o desenvolvimento inicial de diferentes espécies de peixes, indicado como: Espécie; Fase de Vida; Nível de Tolerância de salinidade (NT, em ‰); Nível Ótimo de salinidade (NO, em ‰)

Espécie	Fase de vida	NT (‰)	NÓ (‰)	Referência
	Ovo	≥10-35	20	
<i>Centropristis striata</i>	Larva 0 a 3DPE	≥15-35	-	Berlinsky <i>et al.</i> , 2004
	Larva >3DPE	15-30	30	
<i>Mycteroperca rosacea</i>	Ovo	16-48	32	Gracia-López, Kiewek-Martínez e Maldonado-García, 2004
<i>Centropomus parallelus</i>	Ovo	30-35	-	Araújo e Cerqueira, 2005
<i>Pagrus auratus</i>	Larva 0 a 3DPE	20-35	-	Fielder <i>et al.</i> , 2005
<i>Pampus punctatissimus</i>	Ovo	-	29-32	Shi <i>et al.</i> , 2008
<i>Anguilla japonica</i>	Ovo	-	34-35	Okamoto <i>et al.</i> , 2009
<i>Takifugu flavidus</i>	Ovo	10-40	10-20	Zhang <i>et al.</i> , 2010
	Larva	15-35	15-25	
<i>Solea senegalensis</i>	Ovo	10-33	-	Léiton <i>et al.</i> , 2012
	Larva vitelina	10-33	>10	
<i>Paralichthys olivaceus</i>	Larva	10-25	15-25	Wang <i>et al.</i> , 2013
<i>Inimicus japonicus</i>	Larva vitelina	10-15	-	Wang <i>et al.</i> , 2013
<i>Sphoeroides annulatus</i>	Ovo	12-40	-	Pérez-Robles <i>et al.</i> , 2014
<i>Thunnus albacares</i>	Ovo	-	38	Kim <i>et al.</i> , 2015
<i>Gadus macrocephalus</i>	Ovo e larva vitelina	15-34	-	Bian <i>et al.</i> , 2016
	Ovo	29-37	29-33	
<i>Inimicus japonicus</i>	Larva vitelina	25-29	-	Gong, Xuxiong e Wen, 2018
<i>Epinephelus</i> sp.	Ovo	25-35	31	Huang <i>et al.</i> , 2018
<i>Epinephelus</i> sp.	Ovo	-	36	Kim <i>et al.</i> , 2018
<i>Seriola rivoliana</i>	Larva	35-40	-	Reinoso <i>et al.</i> , 2019
<i>Scatophagus argus</i>	Ovo	15-35	15	Su <i>et al.</i> , 2019
	Ovo	20-34	-	
<i>Totoaba macdonaldi</i>	Larva	>5 e <40	11	Giffard-Mena <i>et al.</i> , 2020
<i>Pagrus major</i>	Larva vitelina	14-34	-	Phan <i>et al.</i> , 2020
<i>Cirrhichthys falco</i>	Ovo e larva	-	27-30	Chiu e Leu, 2021

Sabe-se que a variação de salinidade causa efeitos sobre o tempo de incubação, a flutuabilidade e a eclosão de ovos peixes marinhos. Em níveis salinos semelhantes a água do mar (35‰) o tempo de incubação desses ovos tende a ser menor em relação a níveis >40‰ ou <10‰. Além disso, para a maioria das espécies de peixes marinhos, a flutuabilidade tende a ser positiva e ocorre uma maior taxa de eclosão em 35‰ (PÉREZ-ROBLES *et al.*, 2014; KIM *et al.*, 2015; NISSLING; NYBERGA; PETEREIT, 2017; REINOSO *et al.*, 2019). Consequências para as variações de salinidade da água de cultivo podem ser observadas quando causam períodos prolongados de incubação, os quais prejudicam o tamanho corporal, a quantidade de reservas vitelínicas e de gota de óleo de larvas recém-eclodidas de larvas de peixes marinhos (GRACIA-LÓPEZ; KIEWEK-MARTÍNEZ; MALDONADO-GARCÍA, 2004). A respeito da

alteração de fluabilidade, interfere na distribuição na coluna d'água e na sobrevivência dos ovos de peixes (NISSLING; NYBERGA; PETEREIT, 2017). Por fim, efeitos sobre a eclosão de ovos de peixes estão estritamente associados ao bom desenvolvimento dos embriões e com a presença de deformidades nas larvas (KORWIN-KOSSAKOWSKI, 2012).

Os estudos com larvas de peixes marinhos (Tabela I) também mostram que a salinidade afeta o consumo das reservas de vitelo e da gota de óleo, o crescimento, o desenvolvimento de estruturas, a presença de deformidades e a sobrevivência. A utilização da energia do vitelo e da gota de óleo de larvas de peixes marinhos tende a ser mais lenta em salinidades  $\leq 20\text{‰}$ , em comparação a salinidades iguais ou mais altas que a água do mar ( $\sim 35\text{‰}$ ), nas quais ocorre uma maior conversão em crescimento corporal (GONG; XUXIONG; WEN, 2018). Por outro lado, o desenvolvimento de estruturas e a ausência de deformidades tendem a ser melhor em salinidades próximas a  $35\text{‰}$  (KIM *et al.*, 2015; REINOSO *et al.*, 2019). Em salinidades entre 5 e  $10\text{‰}$  podem ocorrer deformações na boca (LEITÓN *et al.*, 2012) e baixo desenvolvimento dos olhos (WANG *et al.*, 2013b) de larvas de peixes marinhos. Esses efeitos afetam diretamente a sobrevivência das larvas, que geralmente é maior em salinidade  $>10\text{‰}$  (GRACIA-LÓPEZ; KIEWEK-MARTÍNEZ; MALDONADO-GARCÍA, 2004; LEITÓN *et al.*, 2012; PHAN *et al.*, 2020) e  $<40\text{‰}$  (FIELDER *et al.*, 2005; ZHANG *et al.*, 2010; WANG *et al.*, 2013a; GIFFARD-MENA *et al.*, 2020).

Visto que os efeitos da variação de salinidade da água de cultivo são espécie-específicos, estudos como aqueles apresentados na Tabela I auxiliam para o desenvolvimento de protocolos de criação de ovos e larvas de peixes marinhos em cativeiro. Dessa forma, embasa-se o objetivo do presente trabalho, como forma de contribuir com o desenvolvimento do cultivo de espécies de peixes-anjo-anões, especificamente do *C. aurantonotus*.

## 1.4 OBJETIVOS

### 1.4.1 Objetivo Geral

Determinar a faixa de aceitação e o nível ótimo de salinidade para a incubação de ovos e o desenvolvimento de larvas de *Centropyge aurantonotus* até 72 horas de vida.

### 1.4.2 Objetivos Específicos

A partir da incubação de ovos e manutenção de larvas vitelínicas de *C. aurantonotus* em níveis de salinidade de 10, 15, 20, 25, 30, 35 e  $40\text{‰}$ , avaliar o efeito:

- na incubação dos ovos:

- a flutuabilidade e a distribuição na coluna d'água (flutuabilidade positiva - na superfície, flutuabilidade neutra - na coluna d'água e/ou flutuabilidade negativa - no fundo);
- o tempo de incubação;
- e a taxa de eclosão.

- no desenvolvimento das larvas vitelinas:

- a cada 12 horas (0, 12, 24, 36, 48, 60 e 72 HPE): o comportamento natatório (ativas ou sem atividade) e a distribuição na coluna d'água (na superfície, na coluna d'água e/ou no fundo).
- a cada 24 horas (0, 24, 48 e 72 HPE): o crescimento; o volume do vitelo e da gota de óleo; a pigmentação (padrão ou fora do padrão); e a presença de deformidades (sem deformação, deformação leve ou deformação extrema).
- em 72 HPE: a abertura da boca; o diâmetro dos olhos; e a sobrevivência final.

## 1.5 ESTRUTURA DO TRABALHO

A dissertação está organizada em um artigo científico, formatado conforme as normas da revista *Aquaculture Research*.



## 2 ARTIGO CIENTÍFICO

### INCUBAÇÃO DE OVOS E DESENVOLVIMENTO DE LARVAS VITELINAS DO PEIXE-ANJO-ANÃO *Centropyge aurantonotus* EM DIFERENTES SALINIDADES

Ksenia Skorupa Ribeiro dos Santos<sup>1\*</sup>; Raoani Cruz Mendonça<sup>2</sup>; Sergio Leandro Araújo-Silva<sup>1</sup>; Danillo dos Santos Santana<sup>1</sup>; Jonathas Rodrigo Dos Santos Pinto<sup>1</sup>; Mônica Yumi Tsuzuki<sup>1</sup>.

<sup>1</sup>Laboratório de Peixes e Ornamentais Marinhos (LAPOM), Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias (CCA), Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Florianópolis, Santa Catarina, Brasil.

<sup>2</sup> Departamento de Ensino do Instituto Federal do Pará, Breves, Pará, Brasil.

\*E-mail para correspondência: ksrsantos2@gmail.com

#### RESUMO

Níveis de salinidades para ovos e larvas vitelinas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* foram investigados. Ovos de desova natural em cativeiro foram transferidos de 33‰ de salinidade para sete diferentes salinidades (10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40‰). Na incubação foram avaliados: a flutuabilidade, a distribuição na coluna d'água, o tempo de incubação e a taxa de eclosão. Na larvicultura até 72 HPE foram avaliados: o comportamento natatório, a distribuição na coluna d'água, a sobrevivência final, o comprimento padrão, o volume de vitelo e da gota de óleo, o ganho em comprimento final, a taxa de conversão de vitelo em crescimento, a pigmentação, as deformidades, a abertura da boca e o diâmetro dos olhos. O desenvolvimento das larvas até 72 HPE foi prejudicado em salinidades de 10 a 25‰, onde houveram deformidades e alta mortalidade. Nos níveis salinos entre 30 e 40‰ houve ausência de deformação nas larvas, maior atividade natatória e maior sobrevivência (~87%), além da abertura da boca (~129,81 µm) e diâmetro dos olhos (~170,1 µm) adequados para 72 HPE. Em 30‰ também houve uma maior dispersão dos ovos e larvas na coluna d'água e uma maior taxa de eclosão dos ovos, quando comparado aos tratamentos de 10 e 15‰. Dessa forma, conclui-se que o nível ótimo para a incubação dos ovos e criação das larvas do *C. aurantonotus* até 72 HPE é de 30‰ de salinidade. A faixa de aceitação de salinidade para essa espécie está entre 20 e 40‰ para os ovos e 30 e 40‰ para as larvas até 72 HPE.

**Palavras-chave:** Pomacanthidae. Peixe-anjo-anão. Incubação. Larvicultura. Peixe ornamental marinho.

## 2.1 INTRODUÇÃO

O *Centropyge aurantonotus* Burgess, 1974 é o único peixe-anjo-anão com ocorrência no Brasil (LINDNER, 2014) e está entre uma das espécies de peixes-anjo mais comercializadas no país (IBAMA, 2008). Esse peixe, assim como outros peixes-anjo, é disponibilizado para o comércio essencialmente por meio do extrativismo (GURJÃO; LOTUFO, 2018). Isso, sem uma gestão dos estoques ou fiscalização eficiente, pode levar à sobre-exploração e danos aos ecossistemas de peixes marinhos (RHYNE *et al.*, 2017; GURJÃO; LOTUFO, 2018). Por outro lado, a oferta de espécimes desses peixes criados em cativeiro tem avançado, como uma alternativa para minimizar os efeitos negativos do extrativismo (OLIVOTTO *et al.*, 2011).

Os adultos do *C. aurantonotus* apresentam facilidade de adaptação e um bom desempenho reprodutivo em cativeiro (MENDONÇA *et al.*, 2019c). No entanto, ocorre alta mortalidade das larvas desse peixe após o consumo total do vitelo (MENDONÇA *et al.*, 2019c). Essa mortalidade está associada à limitações morfológicas e fisiológicas das larvas de peixes-anjo-anões para a primeira alimentação exógena, como o tamanho corporal reduzido e exigências nutricionais específicas (BAENSCH, 2017). Junto disso, existe a influência de fatores abióticos sobre o desenvolvimento de ovos e larvas desses peixes, como a temperatura (MENDONÇA *et al.*, 2019a; 2019b) e a salinidade (OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017).

A salinidade da água do mar (35‰) interfere no dispêndio de energia dos peixes com osmorregulação (concentração sanguínea em torno de 10-15‰) (BOEUF; PAYAN, 2001; CHABOT; GUÉNETTE, 2013). Além disso, o nível salino da água altera o efeito da disponibilidade de oxigênio e da temperatura sobre a ontogenia desses organismos, e está associada com a variação de pH na água (CHABOT; GUÉNETTE, 2013). No geral, durante a embriogênese e até o consumo total do vitelo os peixes marinhos são mais sensíveis as condições abióticas, como variações de salinidade (PANKHURST; MUNDAY, 2011; LEITÓN *et al.*, 2012). Nos estágios iniciais de vida dos peixes a osmorregulação e a ionorregulação são feitas por células especializadas, os ionócitos, encontradas no epitélio do corpo e do saco vitelínico (KANEKO *et al.*, 2002). De forma geral, o controle de água nesses estágios de vida ocorre pela permeabilidade das membranas celulares, que impedem grandes perdas de água (KANEKO *et al.*, 2002).

Experimentos utilizando diferentes níveis salinos para água de incubação de ovos de peixes pelágicos marinhos verificam efeitos sobre a flutuabilidade, o tempo de incubação, a eclosão e a sobrevivência (HOLLIDAY, 1969; BIAN *et al.*, 2016; SU *et al.*, 2019; CHIU; LEU, 2021). O efeito da condição salina também é observado em larvas de peixes marinhos, na

utilização da energia das reservas endógenas (vitelo e gota de óleo), na conversão em crescimento, na sobrevivência, no desenvolvimento da boca e dos olhos e na presença de deformidades (FIELDER *et al.*, 2005; LEITÓN *et al.*, 2012; KIM *et al.*, 2015; GONG; XUXIONG; WEN, 2018; GIFFARD-MENA *et al.*, 2020). Os resultados desses trabalhos contribuem com o avanço no delineamento de protocolos de cultivo de ovos e larvas de peixes marinhos. Dessa forma, a presente pesquisa teve como objetivo determinar a faixa de aceitação e o nível ótimo de salinidade para a incubação de ovos e o desenvolvimento de larvas do *C. aurantonotus* até 72 horas pós-eclosão (HPE).

## 2.2 MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi conduzido no Laboratório de Peixes e Ornamentais Marinhos (LAPOM) da Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil.

As práticas de manejo foram aprovadas pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (CEUA-CNPASA) de acordo com o protocolo 2718220421/2021 (ID 001830).

### 2.2.1 Manutenção geral dos reprodutores e desovas

Os ovos utilizados no experimento foram obtidos através de desova natural de *Centropyge aurantonotus* em cativeiro. Os reprodutores desse peixe foram coletados no Espírito Santo, Brasil (Autorização do SISBIO/ICMBio nº 22051-5) e mantidos no LAPOM. Na tentativa de formação de haréns de três e quatro peixes, como utilizado por Mendonça *et al.* (2019c), foram observados casos de confrontos entre os indivíduos. A partir disso, foi optado pela utilização de reprodução em casais. Foram formados seis casais a partir da junção de um peixe de tamanho corporal menor com outro indivíduo de tamanho corporal maior, assim como utilizado por Mendonça *et al.* (2019c).

A manutenção dos casais de *C. aurantonotus* foi feita em tanques de formato circular com volume útil de 1000 litros e 60cm de coluna d'água. Nesses, foram dispostos 4 abrigos de cano de PVC de 60 mm e rochas. Os tanques dos reprodutores foram mantidos em sistema de recirculação fechado com filtragem em *sump* (filtro mecânico *shark bag*, filtro biológico de cerâmica, *skimmer*), bombas e tubulações de drenagem e retorno. A vazão de entrada de água foi mantida em 0,05 L/s, temperatura da água de 26°C, salinidade 33‰, pH 8.0 e fotoperíodo de 14 horas de luz. Esses peixes foram alimentados três vezes ao dia e a dieta era composta de

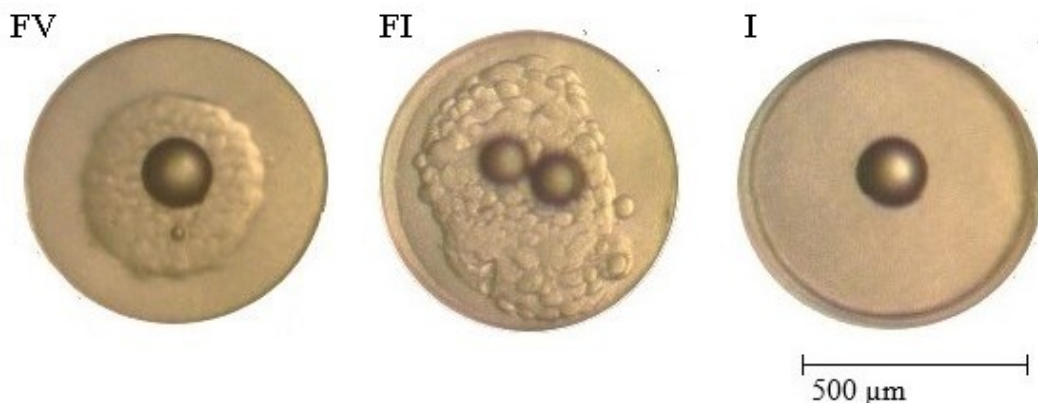
uma mistura de pescados e algas e/ou ração comercial para peixes marinhos onívoros (linha *Soft Line America, Size S*, com 41% proteína bruta e 9% gordura bruta).

O sistema de recirculação de água era desligado uma hora antes do fim do fotoperíodo de luz, próximo das 18 horas (horário anterior a desova). No mesmo horário, foram posicionados coletores de transbordo, adaptado de Ohs *et al.* (2019), em cada saída de água superficial dos tanques. Quando verificadas desovas, próximo das 19 horas, o sistema de recirculação foi reativado em uma vazão de 0,025 L/s, sem causar turbulência na água. Foi utilizada uma tela de 200  $\mu\text{m}$ , passada vagarosamente em toda a extensão do tanque, para otimizar o tempo de coleta e direcionar os ovos até o coletor.

Apenas um casal formado apresentou desovas frequentes, e seus ovos foram utilizados para o experimento. Após a coleta, os ovos foram retirados do coletor, concentrados em beckers de 1 L, homogêneos e amostrados em três alíquotas de 10 mL. A partir dessas alíquotas, e com auxílio de um estereomicroscópio com câmera acoplada (Dino-Lite  $\text{\textcircled{R}}$ ), foi estimado o número, o tamanho e a taxa de fertilização média dos ovos ( $n=50$ ). Os ovos com divisão celular evidente foram considerados fertilizados, mesmo que com divisão celular irregular.

Adaptado de Callan e Laidley (2010), foi avaliada a quantidade (em %) de ovos férteis-viáveis (FV), àqueles que apresentaram divisão celular regular, férteis-inviáveis (FI), àqueles que apresentaram divisão celular irregular, e inférteis (I), àqueles sem divisão celular (Figura 1) ( $n=50$ ). Todos esses ovos foram utilizados no experimento, devido a impossibilidade de distinguir, a olho nu, os ovos viáveis dos inviáveis quando foram distribuídos nas incubadoras.

**Figura 1:** Ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* classificados como fértil-viável (FV), fértil-inviável (FI) e infértil (I).



Ksenia Skorupa (2020).

## 2.2.2 Delineamento experimental

O experimento testou a incubação dos ovos e os três primeiros dias de larvicultura do *C. aurantonotus* em 7 diferentes salinidades. Para tanto, os ovos desse peixe foram transferidos de forma direta do tanque dos reprodutores para os tratamentos de salinidade 10, 15, 20, 25, 30, 35 e 40‰. Esses ovos foram transferidos para as unidades experimentais cerca de 3 horas pós fertilização, em divisão celular em estágio de gástrula, já que parece suportar uma maior variação de salinidade (LEE; MENU, 1981). A densidade de estocagem por incubadora foi mantida em 0,1 ovos/mL.

O número de ovos produzidos por dia pelo casal não foi suficiente para realizar o experimento em triplicata. Por esse motivo, o experimento foi realizado em três dias diferentes, utilizando três diferentes desovas. Cada repetição do experimento é definida como a utilização de uma desova para testar os sete tratamentos de salinidade, simultaneamente.

### 2.2.2.1 Preparação da água e dos tanques utilizados no experimento de salinidade

A água utilizada para o experimento foi captada da praia de Moçambique, Florianópolis, Brasil, e bombeada até o LAPOM. A água foi tratada em filtro mecânico no Modelo Big Blue (retenção de 50 µm para 25 µm e de 25 µm para 1 µm) e em luz ultravioleta. A salinidade de 40‰ foi obtida por evaporação de água do mar (salinidade inicial de 35‰), e as salinidades mais baixas por adição de água doce declorada com tiosulfato de sódio (15 mg/L).

Cada repetição de cada tratamento foi realizada em recipiente cilíndrico de 700mL de volume útil, com dois recortes laterais telados (tela de 200 µm). Esse recipiente foi mantido imerso em um segundo recipiente de 6 L. Nesse, foi mantido um aerador para fornecimento de oxigênio sem causar interferência direta das bolhas da aeração nos ovos e larvas. No recipiente de 6 L também foi mantido um sistema de reposição da água de evaporação das unidades experimentais. Essa reposição foi feita com água doce declorada com tiosulfato de sódio (15 mg/L). O sistema de reposição de água era composto por uma garrafa pet de 250 mL inserida de cabeça para baixo em um recorte de cano de PVC de 25 mm. Na tampa dessa garrafa foi feito um furo de aproximadamente 2 cm de diâmetro em seu centro, o qual ficava contíguos ao nível da água dos recipientes de 6 L. Por meio desse furo, a água entra no recipiente de 6 L por pressão atmosférica, apenas quando ocorre redução no nível da água da unidade experimental.

Os recipientes de 6 L foram mantidos em banho maria de 27°C, controlado por aquecedor de 55W com termostato e por uma bomba para circulação de água. A sala em que

foi realizado o experimento foi mantida em temperatura de 27°C, controlada por climatizador de ar. O fotoperíodo nessa sala foi mantido em 12 horas de luz.

Foram realizadas renovações de água nas incubadoras do experimento a cada 24 horas, com auxílio de duas mangueiras de silicone de 1,5 m de extensão e 6 mm de diâmetro. Uma dessas mangueiras foi utilizada para retirar a água de uma extremidade dos recipientes de 6 L. Por meio da segunda mangueira, a água era repostada no outro lado dos recipientes, no mesmo momento da retirada de água, sem causar variação no nível de água do sistema.

#### 2.2.2.2 Parâmetros de qualidade de água

Os parâmetros de qualidade de água, apresentados na Tabela 1, foram aferidos diariamente. As salinidades dos tratamentos foram reguladas e monitoradas com auxílio de refratômetro óptico (Soma SHR-10 ATC, Instrutherm Instrumentos de Medição Ltda., São Paulo, Brasil). A temperatura e o oxigênio dissolvido foram mensurados por meio de um oxímetro portátil (YSI Pro 20, Yellow Springs Instruments, OH, USA). O pH foi aferido com pHmetro portátil (YSI EcoSense pH 10, Yellow Springs Instruments, OH, USA). A amônia e o nitrito foram medidos com um kit de teste rápido (*LabconTest* Marinho, Alcon®).

**Tabela 1. Parâmetros de qualidade de água das unidades experimentais.**

Salinidade (%)	Temperatura (°C)	pH	Oxigênio (mg.l <sup>-1</sup> )	Amônia (mg.l <sup>-1</sup> )	Nitrito (mg.l <sup>-1</sup> )
10	27,0±0,2	7,2±0,1	5	>0,25	0
15	27,0±0,2	7,4±0,2	5	>0,25	0
20	27,0±0,2	7,6±0,2	5	>0,25	0
25	27,0±0,2	7,8±0,2	5	>0,25	0
30	27,0±0,2	7,9±0,2	5	>0,25	0
35	27,0±0,2	8,0±0,1	5	>0,25	0
40	27,0±0,2	8,1±0,1	5	>0,25	0

Dados em média ± desvio padrão.

### 2.2.3 Efeito da salinidade sobre a incubação dos ovos

#### 2.2.3.1.1 Distribuição na coluna d'água e flutuabilidade

A flutuabilidade dos ovos foi verificada 15 minutos após a transferência para as incubadoras. Foi analisada a quantidade (em %) de ovos: (s) na superfície, com flutuabilidade positiva, (c) na coluna d'água, com flutuabilidade neutra e (f) no fundo, com flutuabilidade negativa.

### 2.2.3.1.2 *Tempo de incubação e taxa de eclosão*

O tempo de incubação (TI) foi avaliado desde a fertilização até a eclosão de 50% dos ovos fertilizados, assim como utilizado por Kamler (2002).

A taxa de eclosão (TE) foi definida pela razão entre o número de larvas eclodidas e o número de ovos fertilizados, sem considerar os ovos inviáveis. Os ovos que não eclodiram foram retirados das unidades experimentais posteriormente para manter a qualidade da água.

## 2.2.4 **Efeito da salinidade sobre a criação de larvas vitelinas**

### 2.2.4.1 *Sobrevivência*

As larvas mortas foram retiradas em intervalos de 12 horas das unidades experimentais, para manter a qualidade de água.

A sobrevivência final (S, em %) foi avaliada em 72 HPE, e calculada de acordo com a fórmula:

$$S (\%) = \frac{n_f L}{n_i L} \times 100$$

Onde: n<sub>f</sub>L= número final de larvas; n<sub>i</sub>L=- número inicial de larvas.

### 2.2.4.2 *Comportamento natatório e distribuição das larvas na coluna d'água*

O comportamento natatório foi definido como larvas (n) nadante ou (sn) sem natação.

A distribuição na coluna d'água foi avaliada pela presença das larvas na: (s) superfície, (c) coluna d'água e/ou (f) fundo.

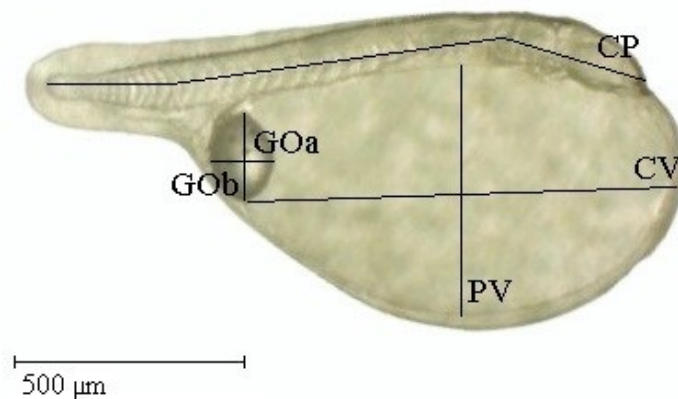
### 2.2.4.3 *Morfometria das larvas*

O desenvolvimento das larvas nos primeiros três dias de vida foi avaliado a partir de coletas: 0 HPE (n=10), 24 HPE (n=10), 48 HPE (n=10) e 72 HPE (n=10). As larvas coletadas foram anestesiadas com eugenol em uma concentração de 0,25 mg/L e fotografadas em estereomicroscópio com câmera acoplada (*Dino-Lite*®). Após serem fotografadas as larvas foram eutanasiadas com uma concentração 0,5 mg/L de eugenol.

A partir das fotos e utilizando o *software DinoCapture 2.0* foram feitas as medidas morfométricas das larvas (Figura 2): comprimento padrão (CP) (mm) (SANCHES;

NAKATANI; BIALETZKI, 1999); comprimento do vitelo (CV) (mm), a profundidade do vitelo (PV) (mm) (WORD *et al.*, 2018); e duas medidas de diâmetro da gota de óleo (GOa e GOB) (mm) (BARAS *et al.*, 2018). Em 72 HPE também foram mensurados: a abertura da boca (ab) ( $\mu\text{m}$ ) (SHIROTA, 1970); e duas medidas de diâmetro dos olhos (WANG *et al.*, 2013) (DOa e DOB) das larvas.

**Figura 2:** Medidas morfométricas de larva do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* com 0 Horas Pós-Eclosão, definida como: (CP) Comprimento Padrão. (CV) Comprimento do Vitelo. (PV) Profundidade do Vitelo. (GOa) Diâmetro “A” da Gota de Óleo. (GOB) Diâmetro “B” da Gota de Óleo.



Ksenia Skorupa (2020).

#### 2.2.4.3.1 Crescimento e utilização das reservas endógenas

O crescimento das larvas foi avaliado a partir da medida do CP a cada 24 horas. A medida de comprimento total do corpo não foi utilizada devido à dificuldade na visualização do final da nadadeira caudal no estereomicroscópio. A partir do CP também foi verificado o ganho em comprimento final (GC) utilizando a fórmula:

$$GC = CP \text{ final} - CP \text{ inicial}$$

Onde: GC – ganho em comprimento (mm); CP final – medida do comprimento padrão das larvas ao final da avaliação (mm); CP inicial – medida do comprimento padrão das larvas no início da avaliação (mm).

O volume de vitelo (VV, em  $\text{mm}^3$ ), calculado de acordo com Blaxter e Hempel (1963), e do volume da gota de óleo (VGO, em  $\text{mm}^3$ ), de acordo com Baras *et al.* (2018), foram verificados em intervalos de 24 horas por meio da fórmula:



$$VV = \frac{\pi \cdot CV \cdot PV^2}{6} \text{ e } VGO = \frac{\pi \cdot GOa \cdot GOb^2}{6}$$

Onde: VV – volume de vitelo (mm<sup>3</sup>); VGO – volume da gota de óleo (mm<sup>3</sup>); CV – comprimento do vitelo (mm); PV – profundidade do vitelo (mm); da – diâmetro “a” da gota de óleo; db – diâmetro “b” da gota de óleo.

O consumo de vitelo (cv) foi avaliado a partir da fórmula:

$$cv = VVi - VVf$$

Onde: cv – Consumo do vitelo (mm<sup>3</sup>); VVi – volume de vitelo das larvas ao início da avaliação (mm<sup>3</sup>); VVf – volume de vitelo das larvas ao final da avaliação (mm<sup>3</sup>).

A partir do ganho em comprimento final e do consumo do vitelo foram avaliadas quantas unidades de comprimento da larva foram ganhas por unidade de volume de vitelo consumida, a partir da fórmula adaptada de Ryland e Nichols (1967):

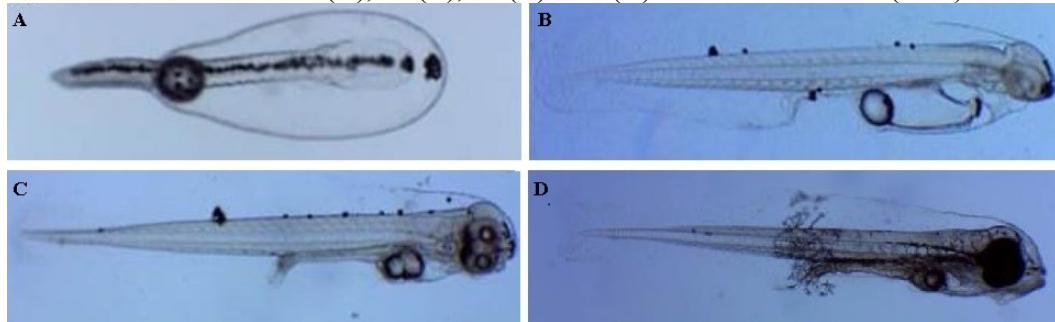
$$TCVC = \frac{GC}{cv}$$

Onde: TCVC – Taxa de conversão do vitelo em crescimento final; GC – ganho em comprimento (mm); cv – Consumo do vitelo (mm<sup>3</sup>);

#### 2.2.4.4 Pigmentação e presença de deformidades

O padrão de migração das células pigmentares (ou cromatóforos) das larvas foi observado em 0, 24, 48 e 72 HPE, de acordo com o padrão encontrado para espécies de *Centropyge* (BAENSCH, 2017; MENDONÇA et al. 2019c). Esse padrão é representado na Figura 3, definido como: até 12 HPE os melanóforos estão distribuídos na extensão da notocorda, com exceção da sua ponta. Entre 12 e 60 HPE, o pigmento migra para alguns pontos ao longo do corpo. E entre 60 e 72 HPE, ocorre uma ramificação desses melanóforos na região central do corpo da larva. Esse parâmetro foi quantificado (em %) como larvas: (p) dentro do padrão ou (fp) fora do padrão.

**Figura 3:** Padrão de migração dos cromatóforos em larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em 0 (A), 24 (B), 48 (C) e 72 (D) Horas Pós-Eclosão (HPE).



Adaptado de Mendonça *et al.* (2019c).

A quantidade (em %) de deformação em 0, 24, 48 e 72 HPE foi avaliada a partir das fotografias das larvas e com auxílio do programa *DinoCapture 2.0*. Adaptado de KiriyaKit, Gallardo e Bart (2011) e Korwin-Kossakowski (2012), as larvas foram classificadas em: (sd) sem deformação, (dl) deformação leve (curvatura leve da coluna vertebral) ou (de) deformação extrema (curvatura extrema da coluna vertebral ao redor do vitelo e/ou presas à cápsula do ovo).

#### 2.2.4.5 Análise estatística

As análises estatísticas foram realizadas através do programa *Statistica* versão 10.0. Os dados obtidos são apresentados como média  $\pm$  desvio padrão. A normalidade dos resultados obtidos foi testada através do teste de Shapiro-Wilk e a homocedasticidade pelo teste de Levene. Os dados expressos em porcentagem foram transformados em  $\text{arc-sen} (x/100)^{1/2}$ . Os dados expressos em horas foram transformados para decimais. As escalas de categorização foram convertidas em dados numéricos. Não houve diferença estatística na qualidade dos ovos (número, tamanho e viabilidade) entre os três diferentes dias de experimento ( $p < 0,05$ ). Dessa forma, o efeito da salinidade sobre os parâmetros avaliados foi testado a partir da ANOVA unidirecional. Quando houve diferença estatística entre os tratamentos, foi comparado por meio de teste de Tukey (5%).

### 2.3 RESULTADOS

O número total de ovos do casal de *C. aurantonotus* no primeiro, segundo e terceiro dia de experimento foi de 733, 600 e 700, respectivamente. O tamanho dos ovos não diferiu significativamente ( $p < 0,05$ ) entre os três dias de experimento, com diâmetro médio de  $0,68 \pm 0,02$  mm. A quantidade (em %) de ovos férteis-viáveis, férteis-inviáveis e inviáveis

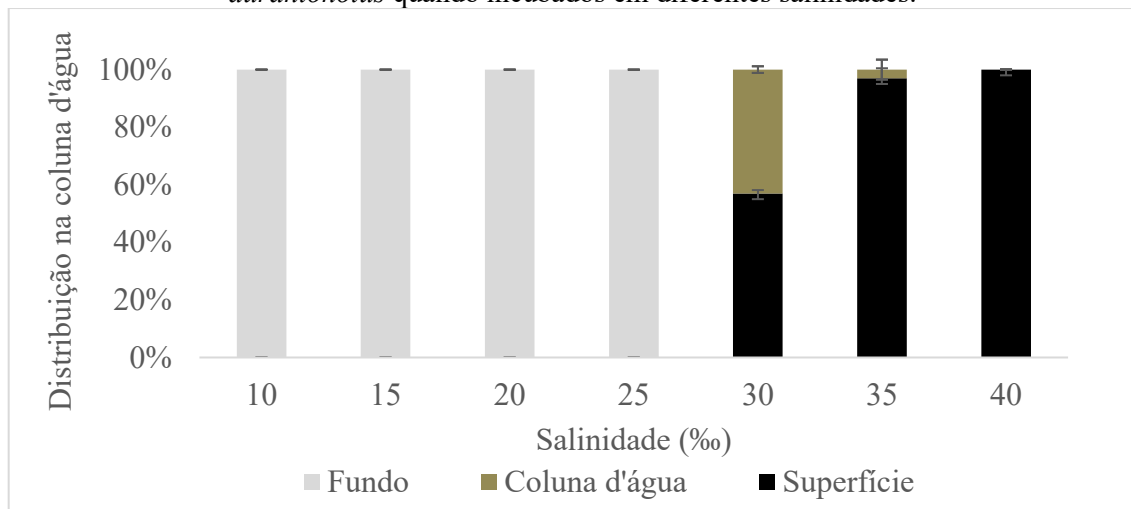
também não teve variação significativa entre os três dias de experimento ( $p < 0,05$ ). A taxa de fertilização média foi de 80,67%. Dos ovos fertilizados, em média 80% era fértil-viável e 20% fértil-inviável. Os ovos inviáveis corresponderam a uma média de 19,33% das amostragens.

### 2.3.1 Efeito da salinidade sobre a incubação dos ovos

#### 2.3.1.1 Distribuição na coluna d'água e flutuabilidade

Os ovos ficaram dispersos e contíguos ao fundo das incubadoras e apresentaram flutuabilidade negativa em salinidade  $\leq 25\%$ . Em 30‰ de salinidade os ovos se dispersaram entre a superfície e até 2 cm abaixo dela, na coluna d'água, e apresentaram flutuabilidade positiva e/ou neutra. Nas salinidades de 35 e 40‰, os ovos permaneceram concentrados e adjacentes a parede da incubadora e tinham flutuabilidade positiva. A Figura 4 mostra a distribuição na coluna d'água dos ovos nos diferentes tratamentos de salinidade testados.

**Figura 4:** Distribuição na coluna d'água (em %;) dos ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando incubados em diferentes salinidades.



Ksenia Skorupa (2020)

#### 2.3.1.2 Tempo de incubação e taxa de eclosão.

O tempo de incubação (TI) segue uma tendência inversamente proporcional ao aumento de salinidade (Tabela 2).

**Tabela 2.** Tempo de incubação (TI, em horas pós-fertilização - hpf) e taxa de eclosão (TE, em %) dos ovos do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando incubados em diferentes salinidades.

	Salinidade (‰)						
	10	15	20	25	30	35	40
<b>TI (hpf)</b>	13,8±0,2 <sup>ab</sup>	13,9±0,2 <sup>a</sup>	13,7±0,3 <sup>abc</sup>	13,3±0,1 <sup>bcd</sup>	13,1±0,1 <sup>d</sup>	13,1±0,1 <sup>d</sup>	13,2±0,2 <sup>dc</sup>
<b>TE (%)</b>	73,7±5,9 <sup>b</sup>	74,1±5,5 <sup>b</sup>	78,5±7,4 <sup>ab</sup>	81,0±8,6 <sup>ab</sup>	96,3±2,6 <sup>a</sup>	91,7±7,2 <sup>ab</sup>	93,4±8,7 <sup>ab</sup>

Letras distintas na mesma linha indicam diferença estatística significativa entre os diferentes tratamentos ( $p < 0,05$ ). Dados em média  $\pm$  desvio padrão.

A taxa de eclosão (TE) foi maior em salinidade de 30‰ (96,3 %), quando comparada aos tratamentos de 10‰ (73,7±5,9) e 15‰ (74,1±5,5) de salinidade ( $p < 0,05$ ) (Tabela 2).

### 2.3.2 Efeito da salinidade sobre o desenvolvimento de larvas vitelinas

#### 2.3.2.1 Sobrevivência

A sobrevivência das larvas até 72 HPE foi maior nos tratamentos de 30 a 40‰ em relação aos tratamentos  $\leq 25$ ‰ ( $p < 0,05$ ) (Tabela 3).

**Tabela 3.** Sobrevivência (S, em %) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades, avaliada em 72 Horas Pós-Eclosão.

	Salinidade (‰)						
	10	15	20	25	30	35	40
<b>S (%)</b>	0,9± 1,6 <sup>b</sup>	2,1 ± 3,6 <sup>b</sup>	5,8 ± 3,1 <sup>b</sup>	30,7±10,8 <sup>b</sup>	80,7±8,1 <sup>a</sup>	89,7±9,8 <sup>a</sup>	90,7±1,0 <sup>a</sup>

Letras distintas na mesma linha indicam diferença estatística significativa entre os diferentes tratamentos ( $p < 0,05$ ). Dados em média  $\pm$  desvio padrão.

Devido à baixa sobrevivência das larvas nos tratamentos de salinidade de 10 e 15‰ até 72 HPE, não foi possível avaliar, nesse período de vida, os parâmetros de desenvolvimento descritos nos tópicos seguintes.

#### 2.3.2.2 Comportamento natatório e distribuição na coluna d'água

As larvas criadas em salinidades de 10, 15, 20 e 25‰ ocuparam o fundo das incubadoras e não apresentaram atividade natatória (Tabela 4). No entanto, entre 48 e 72 HPE as larvas criadas em salinidade de 25‰ passaram a exibir o padrão de natação ativa e distribuição na coluna d'água, igual das salinidades mais altas (30, 35 e 40‰). Nos tratamentos de 35 e 40‰ de salinidade as larvas recém-eclodidas (0 HPE) se encontraram na superfície da

água e estavam concentradas e associadas às paredes das incubadoras. Por outro lado, na salinidade de 30‰ houve maior distribuição das larvas na coluna d'água no período avaliado.

**Tabela 4.** Comportamento natatório ((n) nadantes e (sn) sem natação) e distribuição na coluna d'água ((s) superfície, (c) coluna d'água e/ou (f) fundo) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão.

	Salinidade (‰)						
	10	15	20	25	30	35	40
<b>Comportamento natatório</b>							
0 HPE	sn	sn	sn	sn	n	n	n
12 HPE	sn	sn	sn	sn	n	n	n
24 HPE	sn	sn	sn	sn	n	n	n
36 HPE	sn	sn	sn	sn	n	n	n
48 HPE	sn	sn	sn	sn	n	n	n
60 HPE	-	-	sn	n	n	n	n
72 HPE	-	-	sn	n	n	n	n
<b>Distribuição na coluna d'água</b>							
0 HPE	f	f	f	f	c	s	s
12 HPE	f	f	f	f	c	c	c
24 HPE	f	f	f	f	c	c	c
36 HPE	f	f	f	f	c	c	c
48 HPE	f	f	f	c	c	c	c
60 HPE	-	-	f	c	c	c	c
72 HPE	-	-	f	c	c	c	c

### 2.3.2.3 Morfometria das larvas

#### 2.3.2.3.1 Crescimento e utilização das reservas endógenas

A partir do comprimento padrão (CP), do ganho em comprimento final (GC) e da taxa de conversão do vitelo em crescimento final (TCVC) (Tabela 5), observa-se que não há variação significativa na TCVC entre os tratamentos de 20 a 40‰ ( $p < 0,05$ ), onde as larvas foram avaliadas até 72 HPE. O GC e a TCVC foram menores nos tratamentos de 10 e 15‰ de salinidade ( $p < 0,05$ ), embora esses tenham sido avaliados até 48 HPE, devido a mortalidade das larvas após esse período. Por outro lado, a salinidade de 20‰ resultou em um maior ganho em comprimento final (GC), em relação as salinidades  $< 20$  e  $\geq 35$ ‰ ( $p < 0,05$ ). Além disso, houve um maior consumo do volume do vitelo (VV) e da gota de óleo (VGO) das larvas criadas até 72 HPE em salinidade  $\geq 30$  ( $p < 0,05$ ) (Tabela 6).

**Tabela 5.** Comprimento padrão (CP, em mm), ganho em comprimento final (GC, em mm) e taxa de conversão de vitelo em crescimento final (TCVC, em mm) das larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* quando criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE).

Sal. ‰	CP				GC	TCVC
	0 HPE	24 HPE	48 HPE	72 HPE		
10	1,19 ± 0,09 <sup>b</sup>	1,63 ± 0,10 <sup>c</sup>	1,57 ± 0,13 <sup>c</sup>	-	0,38±0,2 <sup>d*</sup>	3,57±2,22 <sup>c*</sup>
15	1,28 ± 0,09 <sup>ab</sup>	2,04 ± 0,22 <sup>b</sup>	2,33 ± 0,08 <sup>b</sup>	-	1,05±0,2 <sup>c*</sup>	6,64±2,41 <sup>b*</sup>
20	1,30 ± 0,10 <sup>ab</sup>	2,29 ± 0,13 <sup>a</sup>	2,39 ± 0,13 <sup>ab</sup>	2,65 ± 0,05 <sup>a</sup>	1,35±0,1 <sup>a</sup>	9,81±2,75 <sup>a</sup>
25	1,36 ± 0,08 <sup>a</sup>	2,34 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,51 ± 0,13 <sup>a</sup>	2,58 ± 0,04 <sup>b</sup>	1,22±0,2 <sup>ab</sup>	8,86±1,89 <sup>ab</sup>
30	1,32 ± 0,08 <sup>a</sup>	2,38 ± 0,06 <sup>a</sup>	2,26 ± 0,11 <sup>b</sup>	2,48 ± 0,03 <sup>c</sup>	1,16±0,1 <sup>ab</sup>	7,71±1,87 <sup>ab</sup>
35	1,32 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,35 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,39 ± 0,04 <sup>ab</sup>	2,45 ± 0,02 <sup>c</sup>	1,13±0,2 <sup>b</sup>	8,93±2,15 <sup>ab</sup>
40	1,27 ± 0,10 <sup>ab</sup>	2,22 ± 0,10 <sup>ab</sup>	2,36 ± 0,08 <sup>ab</sup>	2,38 ± 0,02 <sup>d</sup>	1,11±0,2 <sup>b</sup>	7,90±1,84 <sup>ab</sup>

Letras distintas na mesma coluna indicam diferença estatística significativa entre os diferentes tratamentos (p<0,05). Dados em média ± desvio padrão. \* GC e TCVC em salinidade 10 e 15‰ avaliados até 48 HPE.

**Tabela 6.** Volume do vitelo (VV, em mm<sup>3</sup>) e volume da gota de óleo (VGO, em mm<sup>3</sup>) das larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE).

Salinidade (‰)	0 HPE	24 HPE	48 HPE	72 HPE
<b>VV</b>				
10	0,1737 ± 0,0428	0,0625 ± 0,0152 <sup>a</sup>	0,0467 ± 0,0213 <sup>a</sup>	-
15	0,1430 ± 0,0379	0,0383 ± 0,0137 <sup>b</sup>	0,0033 ± 0,0010 <sup>b</sup>	-
20	0,1458 ± 0,0260	0,0231 ± 0,0101 <sup>b</sup>	0,0013 ± 0,0007 <sup>de</sup>	0,0002 ± 0,0001 <sup>a</sup>
25	0,1389 ± 0,0283	0,0121 ± 0,0029 <sup>c</sup>	0,0017 ± 0,0004 <sup>d</sup>	0,0002 ± 0,0001 <sup>a</sup>
30	0,1564 ± 0,0182	0,0078 ± 0,0018 <sup>c</sup>	0,0013 ± 0,0005 <sup>c</sup>	0,0001 ± 0,0001 <sup>b</sup>
35	0,1378 ± 0,0166	0,0079 ± 0,0035 <sup>c</sup>	0,0012 ± 0,0009 <sup>ce</sup>	0,0001 ± 0,0000 <sup>b</sup>
40	0,1308 ± 0,0317	0,0090 ± 0,0038 <sup>c</sup>	0,0011 ± 0,0003 <sup>de</sup>	0,0001 ± 0,0001 <sup>b</sup>
<b>VGO</b>				
10	0,0022 ± 0,0001	0,0016 ± 0,0002 <sup>a</sup>	0,0015 ± 0,0002 <sup>a</sup>	-
15	0,0021 ± 0,0002	0,0017 ± 0,0004 <sup>a</sup>	0,0009 ± 0,0003 <sup>a</sup>	-
20	0,0020 ± 0,0002	0,0013 ± 0,0002 <sup>ab</sup>	0,0006 ± 0,0001 <sup>ab</sup>	0,0001 ± 0,0000 <sup>a</sup>
25	0,0021 ± 0,0003	0,0013 ± 0,0002 <sup>ab</sup>	0,0004 ± 0,0001 <sup>ab</sup>	0,0001 ± 0,0000 <sup>a</sup>
30	0,0022 ± 0,0002	0,0014 ± 0,0003 <sup>ab</sup>	0,0004 ± 0,0002 <sup>ab</sup>	0,0000 ± 0,0000 <sup>b</sup>
35	0,0023 ± 0,0002	0,0012 ± 0,0002 <sup>b</sup>	0,0003 ± 0,0001 <sup>b</sup>	0,0000 ± 0,0000 <sup>b</sup>
40	0,0021 ± 0,0002	0,0013 ± 0,0003 <sup>ab</sup>	0,0005 ± 0,0002 <sup>ab</sup>	0,0000 ± 0,0000 <sup>b</sup>

Letras distintas na mesma coluna indicam diferença estatística significativa entre os diferentes tratamentos (p<0,05). Dados em média ± desvio padrão.

### 2.3.2.3.2 Abertura da boca e tamanho dos olhos

A medida de abertura de boca (ab) e do diâmetro dos olhos (DO) das larvas do *C. aurantonotus* em 72 horas pós-eclosão (HPE) está expressa na Tabela 7. A abertura da boca das larvas criadas em salinidade 20‰ foi 1,5x menor em comparação com os tratamentos de maior salinidade (25, 30, 35 e 40‰), que não apresentaram diferença entre si (p<0,05). O diâmetro médio dos olhos das larvas também foi reduzido em 20‰, quando comparado a 30‰ (p<0,05).

**Tabela 7.** Abertura da boca (ab) e diâmetro médio dos olhos (DO) (média  $\pm$  desvio padrão, em  $\mu\text{m}$ ) de larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em 72 horas pós-eclosão (HPE) quando criadas em diferentes salinidades.

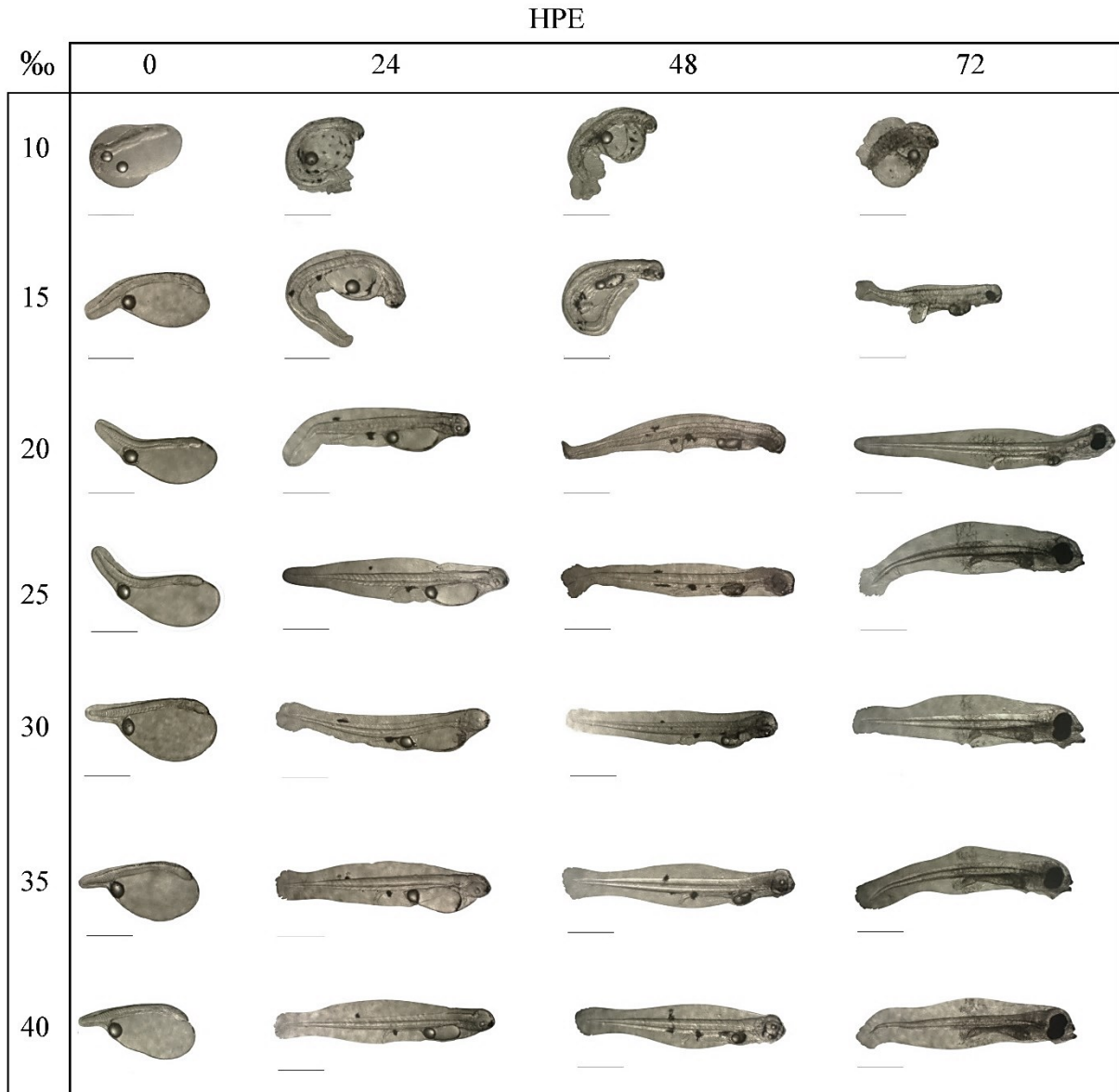
Salinidade (‰)	ab ( $\mu\text{m}$ )	DO ( $\mu\text{m}$ )
10	-	-
15	-	-
20	84,85 $\pm$ 4,00 <sup>b</sup>	149,50 $\pm$ 16,16 <sup>b</sup>
25	127,84 $\pm$ 4,54 <sup>a</sup>	160,40 $\pm$ 18,69 <sup>ab</sup>
30	129,68 $\pm$ 4,42 <sup>a</sup>	173,10 $\pm$ 15,79 <sup>a</sup>
35	131,52 $\pm$ 4,55 <sup>a</sup>	163,86 $\pm$ 11,62 <sup>ab</sup>
40	128,22 $\pm$ 7,08 <sup>a</sup>	173,38 $\pm$ 9,35 <sup>ab</sup>

Letras distintas na mesma coluna indicam diferença estatística significativa entre os diferentes tratamentos ( $p < 0,05$ ). Dados em média  $\pm$  desvio padrão.

#### 2.3.2.4 Pigmentação e presença de deformidades

A Figura 5 apresenta fotos de exemplares de larvas de *C. aurantonotus* mantidas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes Horas Pós-Eclosão (HPE). A partir dessas fotos é possível verificar o padrão de pigmentação (padrão ou fora do padrão) e as três classificações de deformação (sem deformação, deformação leve e deformação extrema) das larvas nos diferentes tratamentos de salinidade.

**Figura 5:** Larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e fotografadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE).



Fotos obtidas a partir de câmera acoplada (DinoLite®) em estereomicroscópio.

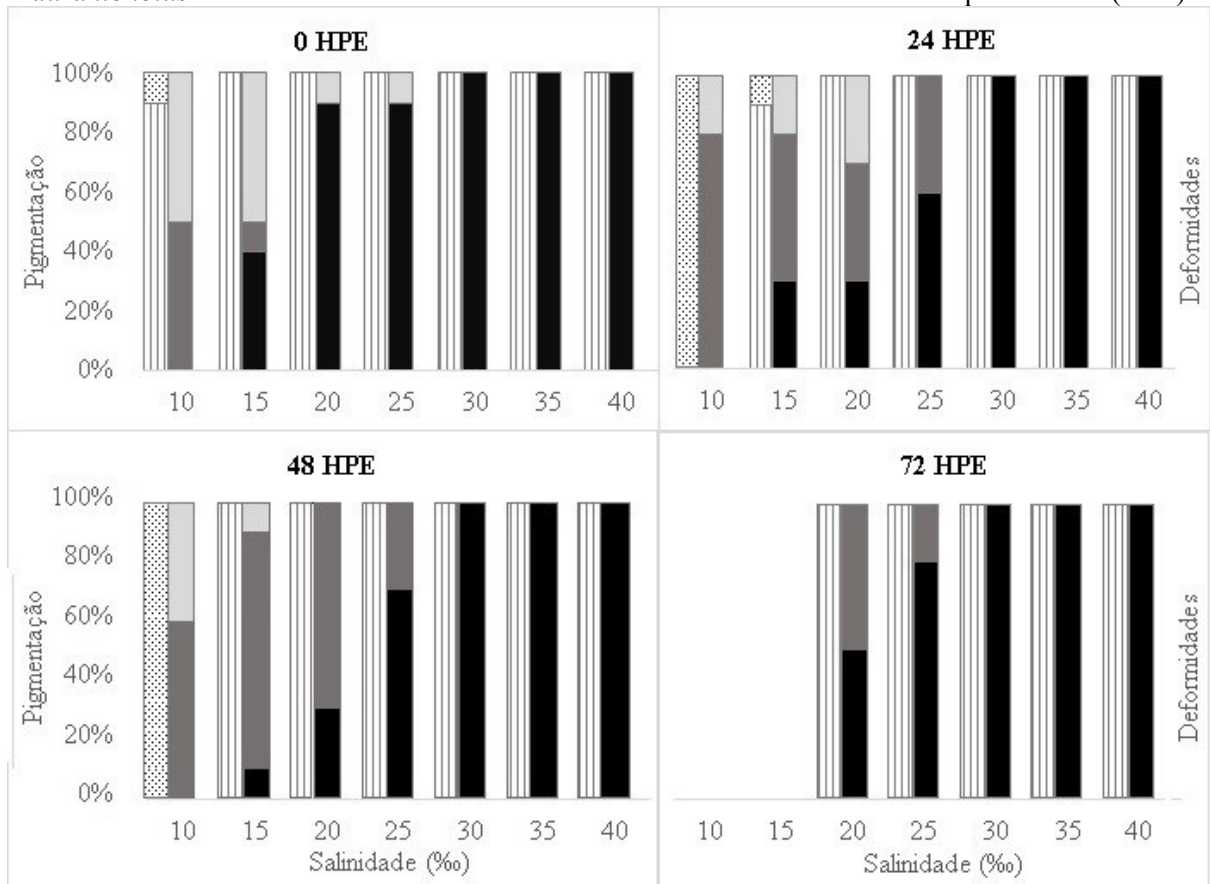
Escala de 500  $\mu$ m.

Elaborada pela autora (2021).

A Figura 6 mostra o padrão de pigmentação e a deformação (em %) das larvas nos diferentes tratamentos de salinidade e períodos de vida avaliados. O padrão de pigmentação das larvas não foi afetado entre 15 e 40‰ de salinidade ( $p < 0,05$ ). Por outro lado, a partir de 24 HPE, larvas mantidas em salinidade 10‰ apresentaram a pigmentação fora do padrão, sendo ela dispersa na extensão do vitelo. Houve presença de deformidades nas larvas entre 10 e 25‰ de salinidade, com um aumento no grau de deformação com a redução do nível salino.



**Figura 6:** Pigmentação (em %; padrão ▨, e fora do padrão ▩) e deformidades (em %; sem deformação ■; deformação leve ▨, e deformação extrema ▩) em larvas do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* criadas em diferentes salinidades e avaliadas em diferentes horas pós-eclosão (HPE).



Elaborada pela autora (2021).

## 2.4 DISCUSSÃO

A salinidade da água de cultivo interfere no desenvolvimento de embriões e larvas de peixes marinhos com desova pelágica, causando efeitos sobre alguns parâmetros do desenvolvimento morfológico, fisiológico e da sobrevivência, principalmente até a abertura da boca das larvas (FIELDER *et al.*, 2005; LEITÓN *et al.*, 2012; OLIVOTTO; LEU, BLÁZQUEZ, 2017; GONG; XUXIONG; WEN, 2018). Dentre esses parâmetros, a flutuação de ovos pelágicos tende a ser positiva em água do mar, o que favorece a dispersão desses na coluna d'água (CRAIK; HARVEY, 1987; NISSLING; NYBERGA; PETEREIT, 2017). No presente estudo a alteração na flutuabilidade para negativa em 10, 15, 20 e 25% de salinidade reduziu a dispersão dos ovos e larvas do *C. aurantonotus* na coluna d'água. Isso, desfavorece a oxigenação dos ovos e causa prejuízos para a embriogênese, a eclosão e o desenvolvimento larval (KAMLER, 2002). Além disso, causa um efeito negativo relacionado ao contato dos ovos e larvas com o fundo das incubadoras, tornando-os susceptíveis a acúmulos de resíduos

orgânicos e microrganismos. Já em flutuabilidade neutra a positiva, na salinidade de 30‰, ovos e larvas recém eclodidas do *C. aurantonotus* tiveram uma maior dispersão na coluna d'água. Sabe-se que a dispersão dos ovos e larvas na coluna d'água favorece a oxigenação e o desenvolvimento ontogenético de ovos e larvas de peixes (KAMLER, 2002), embora esses aspectos não tenham sido avaliados no presente estudo. Nas salinidades de 35 e 40‰ houve flutuabilidade positiva e um adensamento dos ovos e larvas do *C. aurantonotus*. A partir das análises posteriores do presente estudo, esse adensamento parece não ter afetado o tempo de incubação e a taxa de eclosão dos ovos do *C. aurantonotus*. No entanto, essa característica constitui um aspecto negativo para o desenvolvimento desses organismos, pois pode levar a interações bióticas agonísticas, mais especificamente competição por espaço e por oxigenação (MUNDAY, 2001).

A alteração no tempo de incubação de ovos de peixes pode afetar o tamanho corporal, a quantidade de reservas vitelínicas e de gota de óleo de larvas recém-eclodidas (GRACIA-LÓPEZ; KIEWEK-MARTÍNEZ; MALDONADO-GARCÍA, 2004). No presente estudo, o tempo de incubação dos ovos do *C. aurantonotus* teve uma relação inversamente proporcional ao aumento de salinidade, tendência também observada para outras espécies de peixes marinhos (PÉREZ-ROBLES *et al.*, 2014). No entanto, esse período esteve dentro do descrito por Mendonça *et al.* (2019c) para a incubação de ovos de *C. aurantonotus* (13-14 hpf) em todas as salinidades. Além disso, os parâmetros morfométricos das larvas com 0 HPE (CP, VV, VGO) mostram que a variação no período de incubação causada pela variação de salinidade entre 10 e 40‰ não causa interferência sobre o desenvolvimento dos embriões desse peixe.

Em relação ao sucesso da eclosão de ovos de peixes marinhos, envolve a produção de enzimas de dissolução da cápsula (córion) e a movimentação do embrião para o rompimento mecânico, que ocorre com a formação da musculatura (HOLLIDAY, 1969; KORWIN-KOSSAKOWSKI, 2012). No presente estudo, ocorreram prejuízos na eclosão em salinidade de 10 e 15‰, que foi reduzida em relação ao tratamento de 30‰, e está associada a falta de desprendimento da larva do córion. Essa característica constitui um subdesenvolvimento dos embriões e das larvas recém-eclodidas de peixes (CRAIK; HARVEY, 1987; BARAS *et al.*, 2018). Por outro lado, a salinidade de 30‰ resultou em uma maior taxa de eclosão dos ovos do *C. aurantonotus* em relação as salinidades de 10 e 15‰. Essa alta taxa da eclosão indica um bom desenvolvimento do embrião, como o sucesso no desprendimento do córion (CRAIK; HARVEY, 1987; BARAS *et al.*, 2018), e pode ter sido causada pela melhor distribuição dos ovos na coluna d'água em flutuabilidade neutra a positiva (KAMLER, 2002).

As larvas do *C. aurantonotus* apresentaram maior sobrevivência até 72 HPE em faixas salinas mais próximas da água do mar (em 30, 35 e 40‰ de salinidade), assim como observado para outros peixes marinhos como o atum-amarelo *Thunnus albacares* (KIM *et al.*, 2015) e o olhete *Seriola rivoliana* (REINOSO *et al.*, 2019). Na natureza, esses peixes não têm contato com grandes flutuações de salinidade, o que explica o seu melhor desempenho em cativeiro quando mantidos em salinidades próximas da água do mar (MADSEN *et al.*, 2015). De forma geral, a baixa sobrevivência final mostra o efeito negativo para o desenvolvimento de larvas vitelinas (até 72 HPE) do *C. aurantonotus* em salinidade de 10, 15, 20 e 25‰.

O padrão de distribuição e comportamento natatório de larvas dos peixes-anjos-anões, descrito em salinidades entre 33 e 35‰ (BAENSCH, 2017; MENDONÇA *et al.*, 2019c), foi observado no presente estudo quando as larvas de *C. aurantonotus* foram criadas entre 30 e 40‰ de salinidade. Em salinidades de 10, 15, 20 e 25‰ o comportamento natatório e distribuição na coluna d'água foram afetados negativamente. Nessas salinidades, notou-se larvas no fundo das incubadoras e sem atividade natatória. Esse comportamento torna as larvas suscetíveis à resíduos orgânicos e microrganismos no fundo das incubadoras. Além disso, a ausência do comportamento de natação ativa das larvas de peixes prejudica o início da alimentação exógena, após o consumo do vitelo (BLAXTER, 1969; YÚFERA; DARIAS, 2007). Em salinidade 25‰ as larvas do *C. aurantonotus* iniciaram a atividade natatória ativa somente em 48 HPE. Isso mostra que essa salinidade não prejudica o comportamento natatório das larvas para o início da alimentação exógena, embora, nessa salinidade, ocorra uma alta mortalidade das larvas até 72 HPE.

O crescimento corporal e o desenvolvimento de estruturas também predita a capacidade das larvas de peixes se alimentarem pela primeira vez, pois influenciam na sua capacidade de natação, visualização e aptidão para captura do alimento-vivo (BLAXTER, 1969; YÚFERA; DARIAS, 2007). No presente estudo, observou-se que a salinidade de 10‰ prejudica o crescimento das larvas do *C. aurantonotus* até 48HPE. Por outro lado, até 72 HPE, as larvas criadas nos tratamentos de 20‰ apresentaram maior ganho em comprimento final em relação aos tratamentos de 35 e 40‰. Isso condiz com o descrito por Boeuf e Payan (2001) e Ostrowski *et al.*, (2011), que as salinidades de cultivo intermediárias e próximas ao nível sanguíneo dos peixes exigem um menor gasto de energia com osmorregulação e metabolismo, o que resulta em um maior crescimento corporal.

Para larvas vitelinas de *Centropyge* o crescimento e desenvolvimento de estruturas depende essencialmente do consumo das reservas vitelínicas e gota de óleo nos primeiros dias após a eclosão (OLIVOTTO; LEU; BLÁZQUEZ, 2017). O consumo dessas reservas varia de

acordo com o dispêndio metabólico das larvas com crescimento, conversão em estruturas corporais e natação, que varia em diferentes condições de criação (KAMLER, 2008). O vitelo dispõe energia para o metabolismo e/ou para o crescimento das larvas de peixes (KAMLER, 2008). Já o consumo da gota de óleo está associado a gastos metabólicos dessas larvas (BARAS *et al.*, 2018). No presente estudo, nas salinidades de 20 e 25‰ o consumo mais baixo das reservas endógenas pelas larvas criadas até 72 HPE pode ser decorrente do baixo metabolismo das larvas, que é evidenciado na ausência de atividade natatória. Observa-se também, por meio do GC, que essas salinidades favoreceram um maior crescimento das larvas, embora a TCVC não tenha indicado uma maior conversão das reservas de vitelo em crescimento em relação aos tratamentos de maior salinidade. Nas salinidades de 30, 35 e 40‰ o maior consumo do vitelo e da gota de óleo, os menores valores em GC e a maior atividade natatória em 72 HPE indicam um direcionamento do consumo do vitelo para o metabolismo e/ou osmorregulação (OSTROWSKI *et al.*, 2011), embora a TCVC não tenha indicado prejuízos para a TCVC nessas salinidades.

Relativo ao desenvolvimento de estruturas anatômicas, o presente estudo mostra prejuízos para o desenvolvimento da boca e dos olhos das larvas de *C. aurantonotus* em 72 HPE, quando criadas em salinidades de 10, 15 e 20‰. Essas estruturas são essenciais para as larvas de peixes marinhos visualizarem e capturarem o primeiro alimento após o consumo das reservas vitelínicas (BLAXTER, 1969; SHIROTA, 1970; YÚFERA; DARIAS, 2007). Além disso, anomalias no desenvolvimento de larvas de peixes podem ser identificadas por alterações na pigmentação e pela presença de deformidades. Em larvas de peixe, existe um padrão de migração das células pigmentares (cromatóforos) da região que se originam para a região definitiva do corpo (ORTON, 1953). A região definitiva de pigmentação já foi observada em larvas das espécies do gênero *Centropyge* (BAENSCH, 2017; MENDONÇA *et al.* 2019c). No presente estudo, com a variação de salinidade testada, o padrão de pigmentação das larvas do *C. aurantonotus* foi afetado somente com a redução do nível salino para 10‰. Nessa salinidade, a pigmentação se mostrou dispersa, ao invés de concentrada em regiões delimitadas do corpo das larvas. Além da alteração na pigmentação, a salinidade de 10‰ causou deformação em 100% das larvas desse peixe. De forma geral, houve um aumento da taxa de deformação das larvas com a redução na salinidade da água de cultivo. As deformações observadas no presente estudo, curvatura do corpo e falta do desprendimento do córion, são decorrentes do baixo desenvolvimento do embrião (KORWIN-KOSSAKOWSKI, 2012). Essas, já foram relatadas em salinidades baixas e em flutuabilidade negativa, relacionado a má formação da musculatura dos embriões (HOLLIDAY, 1969; KORWIN-KOSSAKOWSKI, 2012). Já em 30, 35 e 40‰

de salinidade não ocorreram deformações nas larvas de *C. aurantonotus*. Isso favorece o desenvolvimento dessas larvas nessa faixa de salinidade, e condiz com a tendência de menor taxa de deformações na larvicultura de peixes pelágicos marinhos em níveis salinos próximos da água do mar (KIM *et al.*, 2015; REINOSO *et al.*, 2019).

## 2.5 CONCLUSÃO

A salinidade da água de cultivo interfere na incubação dos ovos e no desenvolvimento das larvas do *C. aurantonotus* até 72 HPE. A faixa de aceitação de salinidade para incubação dos ovos dessa espécie está entre 20 e 40‰, enquanto para larvas com reserva de vitelo está entre 30 e 40‰. O nível ótimo para o desenvolvimento nesses estágios de vida é de 30‰ de salinidade.

## 2.6 REFERÊNCIAS

- BAENSCH, F. Dwarf Angelfish. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 279-298, 2017. ISBN: 9780470673904
- BARAS, E.; ARIFIN, O.Z.; SLEMBROUCK, J.; SUBAGJA, J.; KRISTANTO, A.H.; LEGENDRE, M. Oil globule size in fish eggs: A matter of biome and reproductive strategy. **Fish and Fisheries**, v. 19(6), p. 996-1002, 2018.
- BIAN, X.; ZHANG, X.; SAKURAI, Y.; JIN, X.; WAN, R.; GAO, T.; YAMAMOTO, J. Interactive effects of incubation temperature and salinity on the early life stages of pacific cod *Gadus macrocephalus*. **Deep Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography**, v. 124, p. 117-128, 2016.
- BLAXTER, J.H.S. Development: Eggs and larvae. In: Hoar, W.S. and Randall, D.J. (Eds.) **Fish Physiology (III)**. Reproduction a Growth, Bioluminescence, Pigments, and Poisons, Academic Press, New York, London, v.3, p.178-252, 1969.
- BLAXTER, J.H.S; HEMPEL, G. The Influence of Egg Size on Herring Larvae (*Clupea harengus* ~L.). **ICES Journal of Marine Science**, v. 28(2), p. 211–240, 1963.
- BOEUF, G.; PAYAN, P. How should salinity influence fish growth? **Comparative Biochemistry and Physiology: Part C**, v. 130, p. 411- 423, 2001.
- CALLAN, C.K.; LAIDLEY, C.W. The effects of water source and secondary water treatment on flame angelfish (*Centropyge loricula*) reproduction. **Aquaculture Research**, v. 41, p. 537–544, 2010.

CHABOT, D.; GUÉNETTE, S. Physiology of water breathers: Effects of temperature, dissolved oxygen, salinity and pH. Ch. 2 (p. 16–44). In: SHACKELL, N.L.; GREENAN, B.J.W.; PEPIN, P.; CHABOT, D.; WARBURTON, A. (eds.) **Climate Change Impacts, Vulnerabilities and Opportunities Analysis of the Marine Atlantic Basin**. Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences 3012, 2013.

CHIU, P.S.; LEU, M.Y. Captive spawning, early development and larviculture of the dwarf hawkfish, *Cirrhitichthys falco* (Randall, 1963) with experimental evaluation of the effects of temperature, salinity and initial prey on hatching success and first feeding. **Aquaculture**, v. 542, p. 736-866, 2021.

CRAIK, J.C.A.; HARVEY, S.M. The causes of buoyancy in eggs of marine teleosts. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 67, p. 169–182, 1987.

FIELDER, D.S.; BARDSLEY, W.J.; ALLAN, G.L.; PANKHURST, P.M. The effects of salinity and temperature on growth and survival of Australian snapper *Pagrus auratus* larvae. **Aquaculture**, v. 250, p. 201-214, 2005.

GIFFARD-MENA, I.; HERNÁNDEZ-MONTIEL, A.H.; PÉREZ-ROBLES, J.; DAVID-TRUE, C. Effects of salinity on survival and plasma osmolarity of *Totoaba macdonaldi* eggs, larvae, and juveniles. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 526, p. 2020

GONG, X.; XUXIONG, H.; WEN, W. Influence of salinity on the early development and biochemical dynamics of a marine fish, *Inimicus japonicas*. **Journal of Oceanology and Limnology**, v. 36 (2), p. 427-437, 2018.

GRACIA-LÓPEZ, V.; KIEWEK-MARTÍNEZ, M.; MALDONADO-GARCÍA, M. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. **Aquaculture**, v. 237, p. 485–498, 2004.

GURJÃO, L.M.; LOTUFO, T.M.C. Native species exploited by marine aquarium trade in Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18 (3), e20170387, 2018.

HOLLIDAY, F.G.T. The effects of salinity on the eggs and larvae of teleosts. In: HOAR, W.S.; RANDALL, D.J. (eds.). **Fish Physiology: Excretion, Ionic Regulation and Metabolism**. Academic Press, New York, USA, v. 1, p. 293-311, 1969. ISBN: 978-0-12-350401-2.

IBAMA. Instrução Normativa nº 202. Diário Oficial da União, 2008.

KANEKO, T.; SHIRAIISHI, K.; KATOG, F.; HASEGAWA, S.; HIROI, J. **Fisheries Science**, v. 68, p. 1–9, 2002.

KAMLER, E. Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.12, p. 79-103, 2002.

KAMLER, E. Resource allocation in yolk-feeding fish. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v. 18, p. 143–200, 2008.

- KIM, Y.S.; DELGADO, D.I.; CANO, I.A.; SAWADA, Y. Effect of temperature and salinity on hatching and larval survival of yellowfin tuna *Thunnus albacares*. **Fisheries Science**, v. 81(5), p. 891–897, 2015.
- KIRIYAKIT, A.; GALLARDO, W.G.; BART, A.N. Successful hybridization of groupers (*Epinephelus coioides* x *Epinephelus lanceolatus*) using cryopreserved sperm. **Aquaculture**, v. 320, p. 106-112, 2011.
- KORWIN-KOSSAKOWSKI, M. Fish hatching strategies: a review. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v. 22, p. 225–240, 2012
- LEITÓN, E.A.S.; RODRIGUEZ-RUA, A.; ASENSIO, E.; INFANTE, C.; MANCHADO, M.; FERNÁNDEZ-DÍAZ, C.; CANAVATE, J.P. Effect of salinity on egg hatching, yolk sac absorption and larval rearing of Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup 1858). **Reviews in Aquaculture**, v. 4, p. 49-58, 2012.
- LEE, C.S.; MENU, B. Effects of salinity on egg development and hatching in grey mullet *Mugil cephalus* L. **Journal of Fish Biology**, v. 19 (2), p. 179-188, 1981.
- LINDNER, A. **Vida Marinha de Santa Catarina**. 1 ed. Florianópolis: Editora da UFSC, 2014. ISBN: 978.85.328.0600-0.
- MADSEN, S.S., ENGELUND, M.B., CUTLER, C.P. Water transport and functional dynamics of aquaporins in osmoregulatory organs of fishes. **Biological Bulletin**, v.229, p. 70–92, 2015.
- MENDONÇA, R.C.; IKEBATA, S.P.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; MANHÃES, J.V.A.; TSUZUKI, M.Y. Thermal influence on the embryonic development and hatching rate of the flameback pygmy angelfish *Centropyge aurantonotus* eggs. **Zygote**, v. 28(1), p. 80-82, 2019a.
- MENDONÇA, R.C.; IKEBATA, S.P.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; MANHÃES, J.V.A.; TSUZUKI, M.Y. Effect of temperature on hatching success of flameback pygmy angelfish *Centropyge aurantonotus* eggs. **Aquaculture Research**, p. 1-4, 2019b.
- MENDONÇA, R.C.; MATTOS, D.C.; SOUZA, A.P.L.; SKORUPA, K.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; OZÓRIO, R.A.; CORREIA, A.M.; TSUZUKI, M.Y. Comportamento reprodutivo, desenvolvimento embrionário e primeiros estágios larvais do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em cativeiro. In: SANTOS, P.R.; VALENÇA, A.R. (eds). **Ciências e Interdisciplinaridades: Desafios, Pesquisas e Novas Perspectivas**. 1 ed. Florianópolis: Editora da UFSC, p. 295-312, 2019c. ISBN: 978-65-80460-69-4.
- MUNDAY, P.L. Fitness consequences of habitat use and competition among coral-dwelling fishes. **Oecologia**, v. 128, p. 585-593, 2001.
- NISSLING, A.; NYBERGA, S.; PETEREIT, C. Egg buoyancy of flounder, *Platichthys flesus*, in the Baltic Sea—adaptation to salinity and implications for egg survival. **Fisheries Research**, v. 191, p. 179-189, 2017.

OHS, C.; MARCELLUS, J.; CASSIANO, E.; BROACH, J. Design and Operation of Egg Collectors for Pelagic Spawning Marine Fishes. IFAS Extension, University of Florida, 2019.

OLIVOTTO, I.; HOLT, S.A.; CARNEVALI, O.; HOLT, G.J. Spawning, early development and first feeding in the lemonpeel angelfish *Centropyge flavissimus*. **Aquaculture**, v. 253, p. 270–278, 2006.

OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; SIMÕES, N.; HOLT, G.J.; AVELLA, M.A.; CALADO, R. Advances in breeding and rearing marine ornamentals. **Journal Of World Aquaculture Society**, v. 42, p. 135-166, 2011.

OLIVOTTO, I.; LEU, M.Y.; BLÁZQUEZ, M. Life Cycles in Marine Ornamental Species – Fishes as a Case Study. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 23-49, 2017. ISBN: 9780470673904.

ORTON, G.L. Development and migration of pigment cells in some teleost fishes. **Journal of Morphology**, v. 93, p. 69-99, 1953.

OSTROWSKY, A.D.; WATANABE, W.O.; MONTGOMERY, F.P.; REZEK, T.C.; SHAFER, T.H.; MORRIS-JR, J.A. Effects of salinity and temperature on the growth, survival, whole body osmolality, and expression of Na<sup>+</sup>/K<sup>+</sup> ATPase mRNA in red porgy (*Pagrus pagrus*) larvae. **Aquaculture**, v. 314, p. 193-201, 2011.

PANKHURST, N.W.; MUNDAY, P.L. Effect of climate change on fish reproduction and early life history stages. **Marine and Freshwater Research**, v. 62(9), p. 1015-1026, 2011

PÉREZ-ROBLES, J.; DIAZ, F.; IBARRA-CASTRO, L.; GIFFARD- MENA, I.; RE, A.D.; IBARRA, L.E.R.; SOTO, J.A.I. Effects of salinity on osmoregulation during the embryonic development of the bullseye puffer (*Sphoeroides annulatus* Jenyns 1842). **Aquaculture Research**, v. 47(3), p.838–846, 2014.

REINOSO, S.; MORA-PINARGOTE, J.; BOJÓRQUEZ-CRUZ, M.; SONNEHOLZNER, S.; ARGUELLO-GUEVARA, W. Effect of water salinity on embryonic development of longfin yellowtail *Seriola rivoliana* larvae. **Aquaculture Research**, p. 1–5, 2019.

RHYNE, A.L.; TLUSTY, M.F.; SZCZEBAK, J.T. Early Culture Trials and an Overview on U.S. Marine Ornamental Species Trade. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p.51-70, 2017. ISBN: 9780470673904.

RYLAND, J.; NICHOLS, J. Effect of Temperature on the Efficiency of Growth of Plaice Prolarvae. **Nature**, v. 214, p. 529–530, 1967.

SANCHES, P.V.; NAKATANI, K.; BIALETZKI, A. Morphological description of developmental stages of *Parauchenipterus galeatus* (Linnaeus, 1766) (Siluriformes, Auchenipteridae) on the floodplain of the upper Paraná River. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 59, n. 3, p. 429-438, 1999.



SHIROTA, A. Studies on the mouth size of fish larvae. **Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries**, v. 36, p. 353-368, 1970.

SU, M.; DUAN, Z.; SHI, H.; ZHANG, J. The effects of salinity on reproductive development and egg and larvae survival in the spotted scat *Scatophagus argus* under controlled conditions. **Aquaculture Research**, v. 50, p. 1–13, 2019.

WANG, Y.; LI, L.; CUI, G.; LU, W. Ontogenesis from embryo to juvenile and salinity tolerance of Japanese devil stinger *Inimicus japonicas* during early life stage. **SpringerPlus**, v. 2(289), p. 1-13, 2013.

WORD, J.Q.; WORD, J.D.; PINZA, M.R.; WORD, L.S.; WATTS, S.D.; PEARSON, W.H. The onset of yolk-sac edema in Pacific herring (*Clupea pallasii*) due to environmental stressors present during an oil spill in an estuarine environment. **Journal of Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 2 (1), p.1-11, 2018.

YÚFERA, M.; DARIAS, M.J. The onset of exogenous feeding in marine fish larvae. **Aquaculture**, v.268, p. 53-63, 2007.

### 3 CONCLUSÃO GERAL

Na incubação dos ovos do peixe-anjo-anão *C. aurantonotus* a salinidade da água de cultivo interfere na flutuabilidade, na distribuição na coluna d'água, no tempo de incubação e na taxa de eclosão. Para as larvas desse peixe até 72 HPE, interfere no comportamento natatório, na distribuição na coluna d'água, no crescimento, no volume do vitelo e da gota de óleo, na pigmentação, na presença de deformidades, na abertura da boca, no tamanho dos olhos e na sobrevivência. A incubação dos ovos e a larvicultura do *C. aurantonotus* até 72 HPE são inviáveis em salinidade da água de cultivo de 10 e 15‰. A faixa de aceitação de salinidade da água para incubação dos ovos desse peixe está entre 20 e 40‰ e para as larvas até 72 HPE está entre 30 a 40‰ de salinidade. Em se tratando do nível ótimo de salinidade para a incubação dos ovos e larvicultura até 72 HPE, os melhores resultados ocorreram na salinidade de 30‰.

## REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO GERAL

- ANDERSON, A.B.; CARVALHO-FILHO, A.; MORAIS, R.A.; NUNES, L.T.; QUIMBAYO, J.P.; FLOETER, S.R. Brazilian tropical fishes in their southern limit of distribution: checklist of Santa Catarina's rocky reef ichthyofauna, remarks and new records. **Check List**, v. 11 (4), 2015.
- BAENSCH, F. Marine copepods and the culture of two new pygmy angelfish species. **Freshwater and Marine Aquarium Magazine**, v. 26, p. 156–162, 2003.
- BAENSCH, F. The culture and larval development of three pygmy angelfish species: *Centropyge fisheri*, *Centropyge loriculus* and *Centropyge flavissimus*. **Freshwater and Marine Aquarium**, v. 25, p. 4–12, 2002.
- BAENSCH, F. Dwarf Angelfish. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 279-298, 2017. ISBN: 9780470673904
- BAENSCH, F.; TAMARU, C.S. Spawning and development of larvae and juveniles of the rare blue mauritius angelfish, *Centropyge debelius* (1988), in the hatchery. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 40(4), p. 42–439, 2009a.
- BAENSCH, F.; TAMARU, C.S. Captive hybridization of two geographically isolated pygmy angelfish species, *Centropyge fisheri* and *Centropyge resplendens*. **Journal of Fish Biology**, 75, 2571–2584, 2009b.
- BERLINSKY, D.L.; TAYLOR, J.C.; HOWELL, R.A.; BRADLEY, T.M. The Effects of Temperature and Salinity on Early Life Stages of Black Sea Bass *Centropristis striata*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 35 (3), p. 335-344, 2004.
- BIAN, X.; ZHANG, X.; SAKURAI, Y.; JIN, X.; WAN, R.; GAO, T.; YAMAMOTO, J. Interactive effects of incubation temperature and salinity on the early life stages of pacific cod *Gadus macrocephalus*. **Deep Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography**, v. 124, p. 117-128, 2016.
- BOEUF, G.; PAYAN, P. How should salinity influence fish growth? **Comparative Biochemistry and Physiology: Part C**, v. 130, p. 411- 423, 2001.
- CALLAN, C.K.; LAIDLEY, C.W. The effects of water source and secondary water treatment on flame angelfish (*Centropyge loricula*) reproduction. **Aquaculture Research**, v. 41, p. 537–544, 2010.
- CALLAN, C.K.; LAIDLEY, C.W.; FORSTER, I.P.; LIU, K.M.; KLING, L.J.; PLACE, A.R. Examination of broodstock diet effects on egg production and egg quality in flame angelfish (*Centropyge loriculus*). **Aquaculture Research**, v. 43, p. 696–705, 2012a.
- CALLAN, C.K.; LAIDLEY, C.W.; KLING, L.J.; BREEN, N.E.; RHYNE, A.L. The effects of dietary HUFA level on flame angelfish (*Centropyge loriculus*) spawning, egg quality and early larval characteristics. **Aquaculture Research**, v. 45(7), p 1176-1186, 2012b.

CHABOT, D.; GUÉNETTE, S. Physiology of water breathers: Effects of temperature, dissolved oxygen, salinity and pH. Ch. 2 (p. 16–44). In: SHACKELL, N.L.; GREENAN, B.J.W.; PEPIN, P.; CHABOT, D.; WARBURTON, A. (eds.) **Climate Change Impacts, Vulnerabilities and Opportunities Analysis of the Marine Atlantic Basin**. Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences 3012, 2013.

CHIU, P.S.; LEU, M.Y. Captive spawning, early development and larviculture of the dwarf hawkfish, *Cirrhichthys falco* (Randall, 1963) with experimental evaluation of the effects of temperature, salinity and initial prey on hatching success and first feeding. **Aquaculture**, v. 542, p. 736-866, 2021.

CORREIA, J.P.; RODRIGUES, N.V. Packing and Shipping. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 597-607, 2017. ISBN: 978047067390

FIELDER, D.S.; BARDSLEY, W.J.; ALLAN, G.L.; PANKHURST, P.M. The effects of salinity and temperature on growth and survival of Australian snapper *Pagrus auratus* larvae. **Aquaculture**, v. 250, p. 201-214, 2005.

FISHBASE. *Centropyge aurantonotus* Burgess, 1974. Disponível em: <<http://www.fishbase.org/summary/Centropyge-aurantonotus.html>>. Acesso em: 18 jan. 2019.

GIFFARD-MENA, I.; HERNÁNDEZ-MONTIEL, A.H.; PÉREZ-ROBLES, J.; DAVID-TRUE, C. Effects of salinity on survival and plasma osmolarity of *Totoaba macdonaldi* eggs, larvae, and juveniles. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 526, p. 2020.

GONG, X.; XUXIONG, H.; WEN, W. Influence of salinity on the early development and biochemical dynamics of a marine fish, *Inimicus japonicas*. **Journal of Oceanology and Limnology**, v. 36 (2), p. 427-437, 2018.

GRACIA-LÓPEZ, V.; KIEWEK-MARTÍNEZ, M.; MALDONADO-GARCÍA, M. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. **Aquaculture**, v. 237, p. 485–498, 2004.

GURJÃO, L.M.; LOTUFO, T.M.C. Native species exploited by marine aquarium trade in Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18 (3), e20170387, 2018.

HOLT, G.J.; LEU, M.; CALLAN, C.K.; ERISMAN, B. Large Angelfish and Other Pelagic Spawners. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 262-264, 2017. ISBN: 9780470673904.

HOLT, G.J.; RILEY, C.M. Laboratory spawning of coral reef fishes: Effects of temperature and photoperiod. Japan Natural Resources Aquaculture Panel: Spawning and Maturation of Aquaculture Species. **UJNR Technical Report** n. 28, p. 33–38, 2001.

HUANG, J.; CHEN, G.; WANG, Z.; ZHANG, J. Use of response surface methodology to study the combined effects of temperature and salinity on hatching and deformity of the hybrid grouper, *Epinephelus fuscoguttatus* (♀) × *Epinephelus polyphekadion* (♂). **Aquaculture Research**, p.1–9, 2018.

IBAMA. Instrução Normativa nº 202. Diário Oficial da União, 2008.

ICMBIO - Instituto Chico Mendes De Conservação Da Biodiversidade. **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. Brasília: ICMBio, 2018. 4162 p. ISBN: 978-85-61842-79-6.

KANEKO, T.; SHIRAISHI, K.; KATOG, F.; HASEGAWA, S.; HIROI, J. **Fisheries Science**, v. 68, p. 1–9, 2002.

KIM, Y.S.; DELGADO, D.I.; CANO, I.A.; SAWADA, Y. Effect of temperature and salinity on hatching and larval survival of yellowfin tuna *Thunnus albacares*. **Fisheries Science**, v. 81(5), p. 891–897, 2015.

KIM, K.R.; MOON, S.J.; PARK, J.Y.; HUYNH, D.T.; PARK, J.Y.; KIM, K.S.; HAN, S.B.; BANG, I.C. Effects of Salinity, Water Temperature and Development Stage on the Hatching Rate and Survival of Fertilized Eggs in Hybrid Grouper (*Epinephelus fuscoguttatus* ♀ × *E. lanceolatus* ♂) for Long-distance Transport. **Ocean and Polar Research**, v. 40(3), p.161–167, 2018.

KORWIN-KOSSAKOWSKI, M. Fish hatching strategies: a review. *Review in Fish Biology Fisheries*, v. 22, p. 225–240, 2012

LAIDLEY, C.W; CALLAN, C.K.; BURNELL, A.; LIU, K.M.; BRADLEY, C.J.; BOU MIRA, M.; SHIELDS, R.J. Development of aquaculture technology for the flame angelfish (*Centropyge loriculus*). **Regional Notes: Center for Tropical and Subtropical Aquaculture**, v. 19(2), p. 4–7, 2008.

LEITÓN, E.A.S; RODRIGUEZ-RUA, A.; ASENSIO, E.; INFANTE, C.; MANCHADO, M.; FERNÁNDEZ-DÍAZ, C.; CANAVATE, J.P. Effect of salinity on egg hatching, yolk sac absorption and larval rearing of Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup 1858). **Reviews in Aquaculture**, v. 4, p. 49-58, 2012.

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**, v. 46, p.1087–1100, 2015.

LINDNER, A. **Vida Marinha de Santa Catarina**. 1 ed. Florianópolis: Editora da UFSC, 2014. ISBN: 978.85.328.0600-0.

MENDONÇA, R.C.; IKEBATA, S.P.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; MANHÃES, J.V.A.; TSUZUKI, M.Y. Thermal influence on the embryonic development and hatching rate of the flameback pygmy angelfish *Centropyge aurantonotus* eggs. **Zygote**, v. 28(1), p. 80-82, 2019a.

MENDONÇA, R.C.; IKEBATA, S.P.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; MANHÃES, J.V.A.; TSUZUKI, M.Y. Effect of temperature on hatching success of flameback pygmy angelfish *Centropyge aurantonotus* eggs. **Aquaculture Research**, p. 1-4, 2019b.

MENDONÇA, R.C.; MATTOS, D.C.; SOUZA, A.P.L.; SKORUPA, K.; ARAÚJO-SILVA, S.L.; OZÓRIO, R.A.; CORREIA, A.M.; TSUZUKI, M.Y. Comportamento reprodutivo,

desenvolvimento embrionário e primeiros estágios larvais do peixe-anjo-anão *Centropyge aurantonotus* em cativeiro. In: SANTOS, P.R.; VALENÇA, A.R. (eds). **Ciências e Interdisciplinaridades: Desafios, Pesquisas e Novas Perspectivas**. 1 ed. Florianópolis: Editora da UFSC, p. 295-312, 2019c. ISBN: 978-65-80460-69-4.

MENDONÇA, R.C., CHEN, J.Y.; ZENG, C.; TSUZUKI, M.Y. Embryonic and early larval development of two marine angelfish, *Centropyge bicolor* and *Centropyge bispinosa*. **Zygote**, v. 28(3), p.196-202, 2020.

NISSLING, A.; NYBERGA, S.; PETEREIT, C. Egg buoyancy of flounder, *Platichthys flesus*, in the Baltic Sea—adaptation to salinity and implications for egg survival. **Fisheries Research**, v. 191, p. 179-189, 2017.

OKAMOTO, T.; KUROKAWA, T.; GEN, K.; MURASHITA, K.; NOMURA, K.; KIM, S.; MATSUBARA, H.; OHTA, H.; TANAKA, H. Influence of salinity on morphological deformities in cultured larvae of Japanese eel, *Anguilla japonica*, at completion of yolk resorption. **Aquaculture**, v. 293, p. 113-118, 2009.

OLIVOTTO, I.; HOLT, S.A.; CARNEVALI, O.; HOLT, G.J. Spawning, early development, and first feeding in the lemonpeel angelfish *Centropyge flavissimus*. **Aquaculture**, v. 253 (1–4), p. 270–278, 2006.

OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; SIMÕES, N.; HOLT, G.J.; AVELLA, M.A.; CALADO, R. Advances in breeding and rearing marine ornamentals. **Journal Of World Aquaculture Society**, v. 42, p. 135-166, 2011.

OLIVOTTO, I.; LEU, M.Y.; BLÁZQUEZ, M. Life Cycles in Marine Ornamental Species – Fishes as a Case Study. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 23-49, 2017. ISBN: 9780470673904.

PALMTAG, M.R. The Marine Ornamental Species Trade. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p. 3-14, 2017. ISBN: 9780470673904. 2017

PANKHURST, N.W.; MUNDAY, P.L. Effect of climate change on fish reproduction and early life history stages. **Marine and Freshwater Research**, v. 62(9), p. 1015-1026, 2011

PÉREZ-ROBLES, J.; DIAZ, F.; IBARRA-CASTRO, L.; GIFFARD- MENA, I.; RE, A.D.; IBARRA, L.E.R.; SOTO, J.A.I. Effects of salinity on osmoregulation during the embryonic development of the bullseye puffer (*Sphoeroides annulatus* Jenyns 1842). **Aquaculture Research**, v. 47(3), p.838–846, 2014.

PHAN, T.C.T.; MANUEL, A.V.; TSUTSUI, N.; YOSHIMATSU, T. Impacts of short-term salinity and turbidity stress on the embryonic stage of red sea bream *Pagrus major*. **Fisheries Science**, v. 86, p.119–125, 2020.

POUIL Aquaculture of marine ornamental fish: overview of the production trends and the role of academia in research progress. **Reviews in Aquaculture**, v. 12, p. 1-14, 2019

PYLE, R.; MYERS, R.; ROCHA, L.A.; CRAIG, M.T. *Centropyge aurantonotus*. **The IUCN Red List of Threatened Species**, 2010. Acesso em 20 de novembro de 2020.

REINOSO, S.; MORA-PINARGOTE, J.; BOJÓRQUEZ-CRUZ, M.; SONNEHOLZNER, S.; ARGUELLO-GUEVARA, W. Effect of water salinity on embryonic development of longfin yellowtail *Seriola rivoliana* larvae. **Aquaculture Research**, p. 1–5, 2019.

RHYNE, A.L.; TLUSTY, M.F.; SCHOFIELD, P.J.; KAUFMAN, L.; MORRIS, J.A.Jr.; BRUCKNER, A.W. Revealing the Appetite of the Marine Aquarium Fish Trade: The Volume and Biodiversity of Fish Imported into the United States. **PLoS ONE**, v. 7(5), e35808, 2012.

RHYNE, A.L.; TLUSTY, M.F.; SZCZEBAK, J.T.; HOLMBERG, R.J. Expanding our understanding of the trade in marine aquarium animals. **PeerJ**, v. 5, 2017.

RHYNE, A.L.; TLUSTY, M.F.; SZCZEBAK, J.T. Early Culture Trials and an Overview on U.S. Marine Ornamental Species Trade. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p.51-70, 2017. ISBN: 9780470673904.

SCHMIDT, C. How Nano Tanks can Foster the Demand for Bred and Cultured Marine Ornamentals. In: CALADO, R.; OLIVOTTO, I.; PLANAS, M.; HOLT, G.J. (eds.). **Marine Ornamental Species Aquaculture**. John Wiley & Sons Ltd, Hoboken, NJ, p.635-646, 2017. ISBN: 9780470673904.

SHI, Z.; HUANG, X.; FU, R.; WANG, H.; CHEN, H.B.; LIU, M.; ZHANG, D. Salinity stress on embryos and early larval stages of the pomfret *Pampus punctatissimus*. **Aquaculture**, v. 275, p. 306-310, 2008.

SU, M.; DUAN, Z.; SHI, H.; ZHANG, J. The effects of salinity on reproductive development and egg and larvae survival in the spotted scat *Scatophagus argus* under controlled conditions. **Aquaculture Research**, v. 50, p. 1–13, 2019.

WANG, Y.; GUO, Q.; ZHAO, H.; LIU, H.; LU, W. Larval development and salinity tolerance of Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*) from hatching to juvenile settlement. **Aquaculture Research**, v.46, p.1878-1890, 2013a.

WANG, Y. Ontogenesis from embryo to juvenile and salinity tolerance of Japanese devil stinger *Inimicus japonicas* during early life stage. **SpringerPlus**, v. 2(289), p. 1-13, 2013b.

YÚFERA, M.; DARIAS, M.J. The onset of exogenous feeding in marine fish larvae. **Aquaculture**, v. 268, p. 53-63, 2007.

ZHANG, G.; SHI, Y.; ZHU, Y.; LIU, J.; ZANG, W. Effects of salinity on embryos and larvae of tawny puffer *Takifugu flavidus*. **Aquaculture**, v. 302, p. 71–75, 2010.

## APÊNDICES

### APÊNDICE A – MANUTENÇÃO DOS REPRODUTORES

- Figura 1 – Tanques de manutenção dos reprodutores de *Centropyge aurantonotus*.



Fonte: Elaborada pela autora (2019).

- Figura 2 – Casal de reprodutores de *Centropyge aurantonotus* próximo aos abrigos dispostos no fundo dos tanques de manutenção.



Fonte: Elaborada pela autora (2020).



## APÊNDICE B – UNIDADES EXPERIMENTAIS UTILIZADAS NO TESTE DE SALINIDADE

- Figura 1 – Unidades experimentais em que foram testadas as sete diferentes salinidades da água para a incubação e larvicultura do *Centropyge aurantonotus* até 72 HPE. As unidades (recipientes cilíndricos de 700 mL) estão inseridas em um sistema de oxigenação de água (recipiente quadrado de 6 L), mantidos em banho maria. Em cada sistema de oxigenação, está contida uma reposição de água da evaporação (garrafas pet de 250 mL inseridas de cabeça para baixo em recortes de cano de PVC).



Fonte: Elaborada pela autora (2020).