



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA  
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

Ianka Agra da Silva

**Utilização da técnica água verde na sobrevivência e crescimento das larvas do cavalo-marinho, *Hippocampus reidi* (Ginsburg, 1933)**

Florianópolis

2023

Ianka Agra da Silva

**Utilização da técnica água verde na sobrevivência e crescimento das larvas do cavalo-marinho, *Hippocampus reidi* (Ginsburg, 1933)**

Trabalho de Conclusão de Curso submetido ao curso de Ciências Biológicas do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Santa Catarina como requisito parcial para a obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas.

Orientadora: Profa. Mônica Yumi Tsuzuki, Dra.

Coorientadora: Elen Monique de Oliveira Sousa, Msc.

Florianópolis

2023

da Silva, Ianka Agra

Utilização da técnica água verde na sobrevivência e crescimento das larvas do cavalo-marinho, *Hippocampus reidi* (Ginsburg, 1933) / Ianka Agra da Silva ; orientadora, Mônica Yumi Tsuzuki, coorientadora, Elen Monique de Oliveira Sousa, 2023.

35 p.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Biológicas, Graduação em Ciências Biológicas, Florianópolis, 2023.

Inclui referências.

1. Ciências Biológicas. 2. Piscicultura marinha. 3. Microalgas. 4. Peixes ornamentais. 5. *Hippocampus reidi*. I. Tsuzuki, Mônica Yumi. II. Sousa, Elen Monique de Oliveira. III. Universidade Federal de Santa Catarina. Graduação em Ciências Biológicas. IV. Título.

Ianka Agra da Silva

**Utilização da técnica água verde na larvicultura do cavalo-marinho, *Hippocampus reidi* (Ginsburg, 1933), aumenta a sobrevivência das larvas**

Este Trabalho de Conclusão de Curso foi julgado adequado para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas e aprovado em sua forma final pelo Curso de Ciências Biológicas.

Florianópolis, 30 de novembro de 2023.

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Coordenação do Curso

**Banca examinadora**

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Msc. Elen Monique de Oliveira Sousa  
Coorientadora

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Elenice Martins Brasil, Dra.

Insira neste espaço a  
assinatura digital

Jorgelia de Jesus Pinto Castro, Dra.

Florianópolis, 2023



## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, quero agradecer à força maior que rege o universo, Deus, Pachamama e meus anjinhos guardiões por toda força, fé, cura, esperança, amor e lições que estão presentes na minha vida e me fortalecem. Gostaria de agradecer à minha família por todo amor, confiança em mim e em todas minhas aventuras, sonhos e objetivos. Mãe, Pai e Thiago, vocês são meu porto seguro e meu incentivo, obrigada pelo privilégio de receber uma ótima educação (e por todos os livros), amo muito vocês. Agradeço à Daia e a Gisa por todo amor desde quando eu era um bebê, e especialmente aos meus avós, Romeu e Lourdes pelo cuidado, memórias e ensinamentos.

Quero agradecer todos os animaizinhos que habitam esse planeta e tornam a vida ainda mais linda nos meus olhos, principalmente aos meus filhotes: Mia, Nina, Blue, Frajola, Snow, Iris, Geléia, Sakura, e também aos que já partiram desse plano e deixaram saudades e ensinamentos sobre o amor mais puro da vida. Agradeço aos cavalinhos, por esses anos de aprendizado no laboratório e pelos seus filhos para realização desse trabalho.

Agradeço aos meus amigos que Florianópolis e a UFSC me presentearam. Elen, minha coorientadora, amiga e família (minha mãe na pesquisa). Obrigada por todos os ensinamentos, puxões de orelha, apoio, comidinhas, podcasts e principalmente pela confiança em mim. Ao Hugo Leonardo, por saber ser amigo, pelas risadas e toda ajuda pra sua mamacita vegan. Agradeço a Raphaella por ser meu melhor presente na primeira vez que cheguei antes do horário na vida. Ao Felipe e Aguida pela amizade desde os tempos de república, parceria, histórias e risadas. Ao João Rodolfo, meu irmão geminiano, pelas noites e semanas de pizzas, bolos, filmes, trilhas e nosso humor diferenciado.

Minhas amigas “Narris”, que são para vida toda. Agradeço à Duana por tudo que nossa amizade ensinou e ressignificou na minha vida. Paloma Petrolli, gratidão por absolutamente tudo, você é a minha pessoa nessa e em todas as vidas, irmã de alma, melhor amiga e maior incentivadora, você sempre acreditou em mim e nossa irmandade e amor só confirmam tudo o que a espiritualidade me ensina. Sou muita grata a Tia Arleth por todas as lições de vida, sobre como é lindo sonhar e acreditar.

Tânia, Nice, Nay, Jeisa e Alê pelas risadas, ajuda, amizade e ensinamentos sobre como ser uma pesquisadora melhor, Gina pelos abraços matinais e ao restante da família LAPOM e EMEB. Bruninho, obrigada por todos os anfípodas, paçocas, amizade, aventuras, fugas pela estação e amor. Renata, sem palavras pra você! Todo laboratório precisa de uma mãe Rê, seus

conselhos, terapias, cafezinhos e trocas são o coração do Lab. A professora Mônica pelo apoio, confiança, orientação e por abrir as portas pro mundo mágico dos peixinhos. Ao professor Roberto pelo apoio durante o experimento, ao LCA, LAPMAR, LMM e AQUOS. Gratidão para todos os professores que trouxeram conhecimento para minha jornada acadêmica, vocês exercem uma das profissões mais lindas e importantes no mundo!

Por último, agradeço à mim. Pela minha persistência, curiosidade com a vida e por nunca desistir dos meus sonhos.

## RESUMO

O cavalo-marinho *Hippocampus reidi* é uma espécie que ocorre no Brasil e com baixa sobrevivência devido principalmente à sua alimentação e nutrição. Este trabalho teve como objetivo aperfeiçoar a larvicultura de *H. reidi* através da técnica água verde (uso de microalgas na água de cultivo), a fim de aumentar a sobrevivência. Para isso, quatro tratamentos foram testados em triplicata durante os primeiros 15 dias de vida das larvas: TSM - sem adição de microalgas na água de cultivo; TISO - adição da microalga *Tisochrysis lutea*; TCHO - adição da microalga *Chaetoceros muelleri*; TIC - combinado das duas algas (*Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri*). As larvas foram alimentadas somente com rotíferos (*Brachionus rotundiformis*; 10 ind. mL<sup>-1</sup>) enriquecidos com Red Pepper de acordo com o fabricante até o sétimo dia de vida, quando ocorreu a inclusão de forma gradual de náuplios de *Artemia* sp. (2 ind. mL<sup>-1</sup>). Após os 15 dias de experimento, a porcentagem de sobrevivência foi significativamente maior nos tratamentos com microalgas (TIC: 72%, TCHO: 64% e TISO: 52%), quando comparados com o tratamento sem alga TSM (12%). Em relação ao comprimento, as larvas dos tratamentos TCHO (18,19 ± 0,54 mm), TIC (18,10 ± 0,50 mm) e TISO (17,45 ± 0,48 mm) registraram diferença significativa e maiores valores quando comparados com TSM (17,16 ± 0,25 mm) (p<0,05). Dessa forma, a utilização de microalgas na larvicultura de *H. reidi* mostrou ser uma opção viável para seu cultivo, visto que os tratamentos com a adição das microalgas aumentaram significativamente a sobrevivência, seja ela isolada ou no combinado das algas, entretanto, mais estudos são necessários para avaliar a densidade ideal de microalgas para o cultivo da espécie.

**Palavras-chaves:** piscicultura marinha; microalgas; peixes ornamentais; *Hippocampus reidi*;

## ABSTRACT

The seahorse *Hippocampus reidi* is a species that occurs in Brazil and has low survival rates mainly due to its eating habits and nutrition. This work aimed to improve the larviculture of *H. reidi* through the green water technique (use of microalgae in the culture water), to increase survival and reduce the species' extractivism. For this, four treatments were tested in triplicate during the first 15 days of the larvae's life: TWM - without addition of microalgae to the culture water; TISO - addition of the microalgae *Tisochrysis lutea*; TCHO - addition of the microalgae *Chaetoceros muelleri*; TIC - combined of the two algae (*Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri*). The larvae were fed only with rotifers (*Brachionus rotundiformis*; 10 ind. mL<sup>-1</sup>) enriched with Red Pepper according to the manufacturer until the seventh day of life, when *Artemia* sp nauplii (2 ind. mL<sup>-1</sup>) were gradually included. After 15 days of the experiment, the percentage of survival was significantly higher in treatments with microalgae (TIC: 72%, TCHO: 64%, and TISO: 52%), when compared to the treatment without microalgae (TWM: 12%). Regarding length, larvae from the TCHO (18.51 ± 0.677 mm), TIC (18,10 ± 0,50 mm), and TISO (17,45 ± 0,48 mm) treatments recorded a significant difference and higher values when compared to TWM (17,16 ± 0,25 mm) (p<0.05). Thus, the use of microalgae in *H. reidi* larviculture proved to be a viable option for its cultivation, since treatments with the addition of microalgae significantly increased survival, whether isolated or mixed, however, more studies are needed to evaluate the ideal density of microalgae for the cultivation of the species.

**Keywords:** marine fish culture; microalgae; ornamental fish; *Hippocampus reidi*;

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Reprodutores de cavalo-marinho, <i>H. reidi</i> .....	20
Figura 2: Cultivo de microalgas no LCA - UFSC.....	21
Figura 3: Sistema de recirculação de água e de cultivo das larvas.....	22
Figura 4: Sobrevivência media (%) de larvas de <i>Hippocampus reidi</i> com 15 dias submetidos aos diferentes tratamentos: TSM - sem adição de microalgas; TISO - adição da microalga <i>Tisochrysis lutea</i> ; TCHO - adição da microalga <i>Chaetoceros muelleri</i> ; TIC - adição da microalga <i>Tisochrysis lutea</i> + <i>Chaetoceros muelleri</i> .....	25

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Parâmetros zootécnicos de larvas de <i>Hippocampus reidi</i> com 15 dias em diferentes tratamentos: TSM - sem adição de microalgas; TISO - adição da microalga <i>Tisochrysis lutea</i> ; TCHO - adição da microalga <i>Chaetoceros muelleri</i> ; TIC - adição da microalga <i>Tisochrysis lutea</i> + <i>Chaetoceros muelleri</i> .....	26
---	----

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CITES Convention on International Trade in Endangered Species

FAO Food and Agriculture Organization

DHA Ácido Docosaheptaenóico

EPA Ácido Eicosapentaenóico

IUCN Internacional Union for Conservation of Nature

TCE Taxa de Crescimento Específico

TDE Taxa de Desenvolvimento Específico

FC Fator de Condição

GP Ganho de Peso

HUFAS Ácidos Graxos Altamente Insaturados

ICTOLAB Laboratório de Ictiologia e Ictioplâncton

LMM Laboratório de Moluscos Marinhos

LCA Laboratório de Cultivo de Algas

LAPOM Laboratório de Peixes e Ornamentais Marinhos

LAPMAR Laboratório de Piscicultura Marinha

UFSC Universidade Federal de Santa Catarina

TCHO Tratamento *Chaetoceros mullieri*

TISO Tratamento *Tisochrysis lutea*

TIC Tratamento (*Tisochrysis* + *Chaetoceros*)

TSM Tratamento Sem Microalga

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>13</b>
1.1 Aquicultura e aquariofilia.....	13
1.2 Aquicultura como ferramenta de conservação.....	13
1.3 Cavalos-marinhos.....	15
1.3.1 <i>Hippocampus reidi</i> .....	15
1.4 Alimento vivo.....	16
1.5 Técnica “água verde”.....	17
1.6 Objetivos.....	18
1.6.1 Objetivo geral.....	18
1.6.1.1 Objetivos específicos.....	18
<b>2 JUSTIFICATIVA.....</b>	<b>19</b>
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>19</b>
3.1 Origem e manutenção dos reprodutores.....	19
3.1.2 Cultivo de alimento vivo.....	20
3.1.3 Cultivo de microalgas.....	21
3.1.4 Delineamento experimental: técnica de água verde na larvicultura.....	21
3.1.5 Sobrevivência e desempenho zootécnico.....	23
3.1.6 Análise estatística.....	23
<b>4 RESULTADOS.....</b>	<b>24</b>
4.1 Sobrevivência.....	24
4.1.2 Desempenho zootécnico.....	25
<b>5 DISCUSSÃO.....</b>	<b>26</b>
<b>6 CONCLUSÃO.....</b>	<b>28</b>
<b>7 REFERÊNCIAS.....</b>	<b>28</b>



# 1 INTRODUÇÃO

## 1.1 Aquicultura e aquariofilia

O cultivo de organismos aquáticos, independente do seu objetivo, estágio de vida e duração é a definição de aquicultura, assim como o cultivo de espécies com propósitos econômicos e de espécies para fins de conservação (OVERTON *et al.*, 2022). O comércio de espécies ornamentais marinhas é uma indústria global que consiste em aquaristas domésticos e públicos que mantêm um estoque de ornamentais marinhos para fins de exibição, hobby, fins educacionais e como animais de estimação (PALMTAG, 2017).

Anualmente é estimado que mais de 20 milhões de animais ornamentais marinhos sejam coletados da natureza e vendidos para aquaristas do mundo inteiro, destes animais, aproximadamente 700 espécies são destinadas ao mercado de ornamentais marinhos (OLIVOTTO *et al.*, 2011; RHYNE *et al.*, 2012; PALMTAG, 2017).

O futuro desse mercado de peixes ornamentais marinhos, e conseqüentemente, a diminuição do extrativismo, depende da viabilidade de boas desovas, sucesso no cultivo e transições para fase juvenil (HOLT, 2003). Entretanto, um dos grandes desafios da aquicultura para a produção de peixes ornamentais marinhos segue sendo o seu cultivo pois as larvas de peixes são muito pequenas e necessitam de alimentos vivos pequenos para sua primeira alimentação (OLIVOTTO *et al.* 2017; RHYNE *et al.* 2017).

O desafio no cultivo de peixes no mercado aquarista pode diretamente aumentar a pressão nas populações selvagens (SADOVY & VINCENT, 2002). Por isso, protocolos de cultivo para peixes ornamentais precisam ser estudados e otimizados. É importante cultivar organismos que possam competir economicamente com as espécies selvagem (CALADO *et al.*, 2005; OLIVOTTO *et al.*, 2006).

## 1.2 Aquicultura como ferramenta de conservação

A aquicultura como ferramenta para conservação e recuperação de populações é uma abordagem adaptativa e criativa que prioriza a preservação de populações selvagens junto com seus pools genéticos localmente adaptados, fenótipos característicos e comportamentos (ANDERS, 1998).

A ação antrópica e seus efeitos negativos estão aumentando significativamente nos últimos anos (OVERTON *et al.*, 2022; GEIST & HAWKINS, 2016). A degradação dos ecossistemas precisa diminuir ou ser revertida para diminuição da perda de biodiversidade,

sendo assim a necessidade de abordagens para conservação e restauração de ecossistemas e espécies aquáticas é evidenciada (GEIST & HAWKINS, 2016).

Para peixes e outros organismos aquáticos há cinco categorias para perda de biodiversidade: competição, alteração de habitat, poluição, introdução de espécies exóticas e exploração comercial (MOYLE & LEIDY, 1992). As populações de cavalo-marinho são afetadas pelas cinco categorias para perda de biodiversidade, estando entre os peixes mais exportados pelo Brasil (CITES, 2017). A exploração é uma das causas para a ameaça de extinção de espécies, como o mercado aquarista que causa o declínio de peixes nativos e exóticos (MOYLE & LEIDY, 1992).

A sobrepesca combinada com perda e degradação de habitat também causa um impacto significativo podendo ocasionar extinções em escala local, regional e global (POLLUM *et al.*, 2021; DULVY *et al.*, 2003; REYNOLDS *et al.*, 2005). Os efeitos das pescarias recifais podem atuar nas comunidades marinhas de três maneiras: exercendo pressão direta nos indivíduos capturados, removendo-os ou retornando-os comprometidos (danificados ou em localização errada); afetando os membros daquela população que não foram removidos, perturbando sua estrutura social; e colocando pressão no habitat e comunidades em que essas espécies dependem (SADOVY & VINCENT, 2002).

Muitos aquaristas declaram interesse, ou preocupação, acerca dos problemas ambientais associados com a captura de peixes selvagens (SADOVY & VINCENT, 2002). A popularidade do termo aquicultura sustentável está crescendo, refletindo as demandas públicas para métodos mais sustentáveis (BOYD *et al.*, 2020). Aquaristas possuem uma visão favorável sobre peixes cultivados e indicam estarem dispostos a pagar preço mais caros por eles (SADOVY & VINCENT, 2002). Reproduzir peixes marinhos pode não apenas ser uma opção conveniente para o mercado, como também para obtenção de informações sobre a biologia, reprodução e comportamento de espécies, o que é essencial para entender a resposta desses animais aos efeitos antrópicos (HOLT, 2003).

Uma tática comum na biologia da conservação é a utilização de uma “espécie-bandeira”, sendo espécies que podem ser utilizadas como símbolos em campanhas para aumentar conhecimento e levantamento de fundos para problemas de conservação (HEYWOOD, 1995; WALPOLE & LEADERWILLIAMS, 2002). O uso de uma “espécie-bandeira” pode beneficiar sua conservação e proteção do ecossistema, além de outras espécies que ocorrem no mesmo ambiente. Muitas características podem qualificar uma espécie como “espécie-bandeira” desde que ela tenha apelo para um público específico e

questões relacionadas à sua conservação (BOWEN-JONES & ENTWISTLE, 2002; HOME *et al.*, 2009; VERISSIMO *et al.*, 2011).

Com a criação de protocolos mais robustos de cultivo de cavalos-marinhos, e seu histórico de atraírem a atenção por sua aparência diferente, formato da cabeça que relembra em miniatura a de um cavalo, e sua cauda preênsil para se agarrar ao substrato (GINSBURG, 1937), foi comprovado que os singnatídeos podem ser “espécies-chaves” eficientes para conservação (SHOKRI *et al.*, 2009). O Project Seahorse apresentou a aptidão dos cavalos-marinhos como “espécies-bandeiras” pela criação de algumas áreas de proteção marinha nas Filipinas (VINCENT *et al.*, 2011).

### 1.3 Cavalos-marinhos

São peixes teleósteos do gênero *Hippocampus*, família Syngnathidae, encontrados, em regiões tropicais e temperadas por todo o mundo (LOURIE *et al.*, 2004). Podem ser encontrados em manguezais e em associação com algas marinhas, macroalgas, esponjas e corais (FOSTER & VINCENT, 2004). Sua cabeça forma um ângulo em relação ao eixo longitudinal do corpo, apresentam trato digestório sem estômago diferenciado, anéis ósseos ao redor do tronco e da cauda. A maior parte das espécies apresentam alta fidelidade, pelo menos durante a temporada reprodutiva. As fêmeas produzem ovos e os depositam na bolsa incubadora dos machos, os quais fertilizam, protegem, e assim o macho que fica “grávido” (LOURIE *et al.*, 2004).

O cavalo-marinho está entre os peixes mais exportados pelo Brasil (CITES, 2017), encontram-se na lista de espécies vulneráveis pela International Union for Conservation of Nature – IUCN (IUCN, 2019), como também na de espécies ameaçadas (ICMBio, 2018). Grande parte da sua captura é destinada ao comércio ornamental, artesanato e à medicina tradicional chinesa (MAI; ROSA, 2009). Assim sendo, são necessários dois tipos de ações reparadoras para os Syngnathids: limitar a pressão da pesca e proteção de habitat (POLLOM *et al.*, 2021).

#### 1.3.1 *Hippocampus reidi*

No Brasil, ocorrem três espécies de cavalos-marinhos: *Hippocampus erectus*, *Hippocampus patagonicus* e o *Hippocampus reidi* (SILVEIRA *et al.*, 2014). Sua distribuição ocorre do litoral do Amapá até Rio Grande do Sul (LOURIE *et al.*, 1999, ROSA *et al.*, 2007), sendo encontrado principalmente em áreas rasas e costeiras, como estuários, recifes,

manguezais e bancos de algas (ROSA *et al.*, 2007; FREITAS & VELASTIN, 2010; FRERET-MEURER *et al.*, 2018).

Conhecido como o cavalo-marinho-de-focinho-longo ou cavalo-marinho esbelto, *H. reidi*, possui uma variedade de cores, desde o marrom até um tom mais amarelado e com manchas escuras presentes pelo corpo e pequenas manchas brancas (principalmente na cauda). Possui distribuição confirmada pelas Bahamas, Barbados, Belize, Colômbia, Cuba, Grenada, Haiti, Honduras, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Territórios do Caribe, Estados Unidos, Venezuela e Brasil (LOURIE *et al.*, 2004).

É uma espécie conhecida por seu difícil cultivo, pelo tamanho das suas larvas, seu estágio pelágico no início da vida, vulnerabilidade à predação e difícil nutrição (LOURIE *et al.*, 1999). Nasce com o sistema digestório pouco desenvolvido, sem um estômago diferenciado, e gradualmente aumentam sua funcionalidade (NOVELLI *et al.*, 2015; SOUZA *et al.*, 2020). O início da maturidade sexual, em cativeiro, ocorre entre 60 e 90 dias de idade e sua gestação pode durar entre 14 a 21 dias, dependendo da temperatura (LOURIE *et al.*, 1999; SILVEIRA, 2000; ROSA *et al.*, 2002; HORA & JOYEUX, 2009).

Entre as ameaças enfrentadas pela espécie, é possível citar sua utilização em aquários, medicina, propósitos religiosos, pressão da pesca e destruição do habitat natural. Por isso, suas populações diminuíram nos últimos 30 anos (COSTA-NETO, 2000; ROSA *et al.*, 2002; 2005; 2011).

#### **1.4 Alimento vivo**

O sucesso no cultivo de diversas espécies de peixes marinhos está relacionado com o cultivo em massa de rotíferos, pois são ofertados como primeiro alimento para larvas de peixes (LUBZENS; ZMORA; BARR., 2001). Além dos rotíferos, quase todos os métodos de cultivo de peixes marinhos possuem como base de alimentação a utilização de *Artemia sp* (OSTROWSKI; LAIDLEY, 2001). Entretanto, rotíferos e *Artemia* não possuem os requerimentos nutricionais para as larvas de peixes marinhos e precisam ser enriquecidos, com utilização de enriquecedores comerciais, antes de serem ofertados como alimento (STOTTRUP, 2000), visto que são naturalmente deficientes de ácidos graxos altamente insaturados, os HUFAs (SARGENT *et al.*, 1997; STOTTRUP, 2000; OLIVOTTO *et al.*, 2006).

Durante a nutrição larval é importante prover os níveis adequados de ácidos graxos altamente insaturados (HUFAs), como o ácido eicosapentaenóico (EPA, 20:5n-3), e o ácido docosahexaenóico (DHA, 22:6n-3) pois as deficiências destes lipídios resultam em baixo

crescimento, pouca eficiência alimentar, anemia e alta mortalidade (SARGENT *et al.*, 1999; OLIVOTTO *et al.*, 2003; OLIVOTTO *et al.*, 2006). O DHA promove o desenvolvimento e maturação do sistema digestivo, crescimento e sobrevivência (ZAMBONINO INFANTE & CAHU, 1999; CAHU *et al.*, 2003, VILLENEUVE *et al.*, 2005).

A deficiência de DHA e EPA no cultivo de peixes marinhos pode resultar em alta mortalidade, e como consequência pode aumentar a pressão nas populações selvagens (SADOVY & VINCENT, 2002). Por estes desafios no cultivo de organismos marinhos, protocolos de cultivo para peixes ornamentais precisam ser realizados e otimizados, é importante cultivar organismos que possam competir economicamente com as espécies selvagem (CALADO *et al.*, 2005; OLIVOTTO *et al.*, 2006).

Pela alta necessidade de ácidos graxos altamente insaturados das larvas de peixes marinhos e pelos principais alimentos utilizados na aquicultura não possuem esse perfil de ácidos graxos, diversas maneiras de enriquecimento vêm sendo alvo de pesquisas (HOLT, 2003). Quando comparado com enriquecedores comerciais, alimentos vivos enriquecidos com microalgas apresentaram níveis significativamente maiores de ácidos graxos (FAULK & HOLT, 2005).

### **1.5 Técnica “água verde”**

Existem muitos benefícios associados à adição de microalgas na água de cultivo, técnica “água verde”, atribuídos a ingestão intencional e não intencional de células de algas, aumento da visão pelo contraste em uma água turba, manutenção da qualidade nutricional de presas vivas (NAAS *et al.*, 1992; REITAN *et al.*, 1993; REITAN *et al.*, 1997; PALMER *et al.*, 2007) e aumento das propriedades antibacterianas (KOKOU, *et al.* 2012). A melhora na qualidade da água pode estar relacionada à produção de oxigênio pelas algas e estabilização de pH, regulação das populações de bactérias, efeitos probióticos e estimulação de imunidade (HEMAISWARYA *et al.*, 2010).

As microalgas são conhecidas como fonte de alimento indispensável para a produção comercial de muitas espécies (BECKER, 2013). Utilizadas como alimento para o cultivo de zooplâncton (como *Artemia*, rotíferos e copépodes) que são oferecidos como alimento para fases larvais e juvenis de muitos peixes e crustáceos (BROWN; BLACKBURN, 2013). Microalgas utilizadas para cultivo de zooplâncton fornecem muitos nutrientes essenciais para o crescimento e o desenvolvimento adequado do animal (BROWN, 1991).

Em algumas espécies de microalgas ocorre sintetização natural de alguns dos principais ácidos graxos poliinsaturados (como o ácido docosahexaenoico - DHA e ácido eicosapentaenoico - EPA), ambos essenciais para o crescimento e necessidades energéticas de espécies cultivadas (SHAH *et al.*, 2018). As microalgas apresentam diferenças no seu perfil de ácidos graxos, como por exemplo a *Chaetoceros mulleri* uma diatomácea que possui níveis mais elevados de EPA, rica em ácidos graxos monoinsaturados enquanto a *Isochrysis sp* possui níveis mais altos de DHA, e rica em ácidos graxos poliinsaturados (como o n-3), (MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ *et al.*, 2006; NAPOLITANO *et al.*, 1990; OHSE *et al.*, 2015).

Há relatos de maior sobrevivência pela utilização da técnica “água verde” na larvicultura de peixes como o olho-de-boi (*Seriola lalandi*) (STUART & DRAWBRIDGE, 2011), bacalhau-do-atlântico (*Gadus morhua*) (MEEREN *et al.*, 2007), bijupirá (*Rachycentron canadum*) (BENETTI *et al.*, 2008) e o cavalo-marinho do focinho longo (*Hippocampus reidi*) (MÉLO *et al.*, 2016). Na larvicultura de *H. guttulatus*, houve maior sobrevivência e menor aparecimento de bolhas de ar nas larvas alimentadas com *Artemia* enriquecida com *Chlorella sp.* do que com as alimentadas com outro enriquecedor comercial (PALMA *et al.*, 2011).

Dessa forma, é possível observar que a técnica “água verde” para larvicultura, principalmente de cavalos-marinhos, é uma possibilidade viável visto que além de fornecerem alimento para o zooplâncton, ajudam a estabilizar e melhorar a qualidade do meio de cultivo (MULLER-FEUGA, 2000; HEMAISWARYA *et al.*, 2010).

Desta maneira, se faz necessário mais estudos com água verde na larvicultura do *Hippocampus reidi*, principalmente por ser uma espécie listada como vulnerável e com baixa sobrevivência.

## 1.6 Objetivos

### 1.6.1 Objetivo geral

Aprimorar as técnicas de larvicultura do cavalo-marinho *Hippocampus reidi* através da adição de microalgas na água de cultivo (água verde) visando maximizar a sobrevivência.

#### 1.6.1.1 Objetivos específicos

- Avaliar o efeito da técnica d água verde na sobrevivência e desempenho zootécnico na larvicultura do cavalo-marinho, *Hippocampus reidi*.

- Definir o melhor tratamento de água verde durante os primeiros 15 dias de vida do cavalo-marinho, *H. reidi*.

## 2 JUSTIFICATIVA

Diversos trabalhos foram realizados para analisar o efeito das microalgas diretamente nos tanques de larvicultura e como alimento para cultivo de zooplâncton, visto sua excelente composição bioquímica e melhoramento na qualidade da água. Porém, poucos trabalhos utilizaram um mix de microalgas como técnica de “água verde” em uma larvicultura com cavalo-marinho e para o *Hippocampus reidi* ainda não tem estudo utilizando a técnica de “água verde” no cultivo.

Dessa forma, a utilização da técnica água verde na larvicultura do *Hippocampus reidi*, uma espécie classificada como vulnerável e de difícil cultivo, pode ser uma boa opção para aumentar a sobrevivência e desenvolvimento das larvas do cavalo marinho em sistema de criação.

## 3 MATERIAL E MÉTODOS

Este trabalho foi realizado no Laboratório de Peixes e Ornamentais Marinhos - LAPOM, Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina, localizado na Estação de Maricultura Elpídio Beltrame em Florianópolis - SC. Os procedimentos realizados durante o experimento estavam de acordo com protocolo aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais, (CEUA-UFSC / 5542220321).

### 3.1 Origem e manutenção dos reprodutores

Os reprodutores de *H. reidi* Ginsburg, 1933, (n= 24) foram coletados na Baía do Espírito Santo (Vitória - ES, Brasil, 20°19' S, 40°20' W) com autorização ICMBio SISBIO n°76002-1. Durante a quarentena de 35 dias, os animais ficaram em aquários de 140 L conectados a um sistema de recirculação de água salgada, equipado com filtro mecânico (bag), skimmer, filtros biológicos e ultravioleta. O fotoperíodo utilizado foi de 12 horas de luz.

Os reprodutores de cavalo-marinho foram alimentados três vezes ao dia com camarões carídeos *Palaemon* sp. (WEBER, 1795), coletados nas proximidades do Laboratório de Ictiologia e Ictioplâncton (ICTIOLAB- ES) em uma lagoa. Após a captura, o camarão inteiro

(comprimento total de  $22,89 \pm 2,02$  mm; e peso total  $103,58 \pm 33,38$  mg) (média  $\pm$  desvio padrão) era lavado em água doce e congelado. Antes do seu uso como alimento, o camarão era enriquecido com uma mistura de óleo de fígado de bacalhau (ácidos graxos totais Ômega-3: 24%, DHA: 12%, EPA 8%; Mollers Tran, Noruega) e espirulina seca (proteína: 63,5%, carboidrato: 16,1%, lipídios: 0,8%; Alga Bloom microalgas, Brasil) na proporção de 1:3, foi injetada ( $65 \pm 0,02$  mg) em cada camarão com auxílio de seringas de 5 ml (adaptação da metodologia utilizada no ICTIOLAB).

Figura 1: Reprodutores de cavalo-marinho, *H. reidi*



Fonte: elaborado pela autora

### 3.1.2 Cultivo de alimento vivo

Os rotíferos utilizados neste experimento, *Brachionus* sp., foram mantidos em tanques de 700 L a  $26 \pm 2$  °C de temperatura e 25 de salinidade, alimentados com microalga *Nannochloropsis oculata* ( $100.000$  a  $150.000$  cel mL<sup>-1</sup>), proveniente do Laboratório de Piscicultura Marinha da UFSC. Antes do fornecimento para a larvicultura, foram lavados, enriquecidos com Red Pepper© (Bernaqua, RP), a cada 6 horas antes do consumo pelas larvas de cavalo-marinho, e filtrados em malha 60 µm, para então serem ofertados para as larvas de cavalo-marinho.

Os cistos de *Artemia* (PortoCyst) foram colocados para eclodir a partir do 7º dia de experimento, em recipiente em uma salinidade de 35, aerado e iluminado com temperatura de 28 °C. Após 24 h, os náuplios foram separados dos cistos, lavados e ofertados às larvas.



### 3.1.3 Cultivo de microalgas

As microalgas *T. lutea* (CCMP 1324) e *C. muelleri* (CCMP 1316), provenientes do Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM), Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), foram cultivadas com o objetivo de serem ofertadas para os alimentos vivos durante a realização deste trabalho, a fim de manter os cultivos de microalgas sempre em fase exponencial de crescimento, as microalgas foram repicadas semanalmente. A biomassa foi produzida no Laboratório de Cultivo Algas (LCA), UFSC, em frascos de 2 L contendo o meio LCA-AM (SALES et al., 2020). As culturas foram mantidas em sala com temperatura controlada de 22 °C, com agitação constante através da injeção de ar comprimido enriquecido com 0,5% de CO<sub>2</sub> (v/v).

Figura 2: Cultivo de microalgas no LCA - UFSC



Fonte: elaborado pela autora

### 3.1.4 Delineamento experimental: técnica de água verde na larvicultura

Após o nascimento, 30 larvas de cavalo-marinho foram distribuídas aleatoriamente e mantidas em 12 tanques circulares de PVC com volume total de 3 L, na densidade de (10 larvas /L). O experimento teve duração de 15 dias e foi realizado em um sistema de recirculação de água, equipado com “skimmer”, filtro biológico de mídias de cerâmica e bag filtrante de 100 µm. A troca de água permaneceu desligada durante o dia e ligada durante a noite para a retirada de microalgas e alimento vivo residuais. As unidades

amostrais utilizadas neste trabalho e o sistema de manutenção para a larvicultura foram confeccionados de acordo com a metodologia adaptada de Moorhead (2015).

Para a técnica de água verde, foram testados quatro tratamentos em triplicata.

- Tratamento sem adição de microalgas na água da larvicultura - **TSM**;
- Tratamento com adição de *Tisochrysis lutea* na água da larvicultura - **TISO**;
- Tratamento com adição de *Chaetoceros muelleri* na água da larvicultura - **TCHO**;
- Tratamento com adição de *Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri* na água da larvicultura - **TIC**.

Figura 3: Sistema de recirculação de água e de cultivo das larvas



Fonte: elaborado pela autora

As microalgas foram adicionadas as unidades experimentais diariamente antes da primeira alimentação, em uma concentração de  $200.000 \text{ cel mL}^{-1}$  de cada espécie (KLINE; LAIDLEY, 2015), estimada por contagem de células em microscópio, com a utilização da câmara de Neubauer.

As larvas foram alimentadas 3 vezes ao dia (09:00 horas, 13 horas e 17 horas) com rotíferos *Brachionus* sp. (em uma densidade de  $10 \text{ ind mL}^{-1}$ ) do 1º ao 7º dia. A partir do 8º dia foi feita a inclusão de náuplios de *Artemia* sp. recém eclodidos na dieta das larvas, com uma substituição gradativa, aumentando a densidade lentamente até a substituição total. Antes das alimentações, a contagem residual do alimento vivo era realizada para a reposição e

manutenção da densidade adequada, com retirada de 30 mL<sup>-1</sup> da água de cultivo de cada unidade para contagem e posterior devolução do alimento vivo residual utilizado.

Foi utilizado o fotoperíodo de 14 horas luz (lâmpadas fluorescentes de 15W), com os parâmetros físicos e químicos da água avaliados diariamente antes da primeira alimentação. Temperatura e oxigênio foram conferidos com o Oxímetro (MO-920-Instrutherm), mantendo-se em torno de  $27,9 \pm 0,05$  °C e  $6,3 \pm 0,07$  mg.L<sup>-1</sup>. A salinidade manteve-se em  $30 \pm 0,09$ , sendo verificada com refratômetro óptico (Soma SHR-10 ATC) e o pH manteve-se em  $8,03 \pm 0,01$ , visto pelo pHmetro de bancada (AZ- 86505).

### 3.1.5 Sobrevivência e desempenho zootécnico

O crescimento das larvas de cavalo-marinho, em altura (mm) e peso (mg), foi estimado através da média de 30 indivíduos no dia do nascimento e da média de 15 indivíduos por tratamento no final do experimento (15º dia). As larvas foram eutanasiadas com óleo de cravo (1,5 mL L<sup>-1</sup>) antes da biometria e preservadas em álcool 70%. A altura em (mm) foi definida como a soma da altura da coroa, do tronco até comprimento da cauda (LOURIE *et al.*, 2004), estimada através do software Dino Capture, a partir de uma câmera USB Dino-Eye acoplada a uma lupa estereoscópica binocular na medição das larvas e o peso (úmido) dos indivíduos foi aferido com uma balança analítica de precisão (0,001 g).

Com a utilização desses dados, foram calculadas:

Taxa de crescimento específico (TCE):  $TCE = 100x [\ln(\text{peso final}) - \ln(\text{peso inicial}) / \text{tempo}]$ , onde  $\ln = \log$  natural

Taxa de desenvolvimento específico (TDE):  $TDE = 100x [\ln(\text{altura final}) - \ln(\text{altura inicial}) / \text{tempo}]$ ;

Fator de condição (FC) =  $(\text{peso} / \text{altura}^3) \times 100$ ;

Ganho de peso:  $GP = (\text{peso final} - \text{peso inicial}) / \text{peso inicial} / \text{tempo} \times 100$ ;

Sobrevivência:  $S = 100x [(\text{número de peixes final}) / (\text{número de peixes inicial})]$ .

### 3.1.6 Análise estatística

O teste de Shapiro-Wilk foi utilizado para analisar a normalidade e distribuição dos dados. Os dados apresentaram distribuição normal, então foi realizada a análise de variância (ANOVA - One Way) para determinação de possíveis diferenças entre variáveis. O teste de

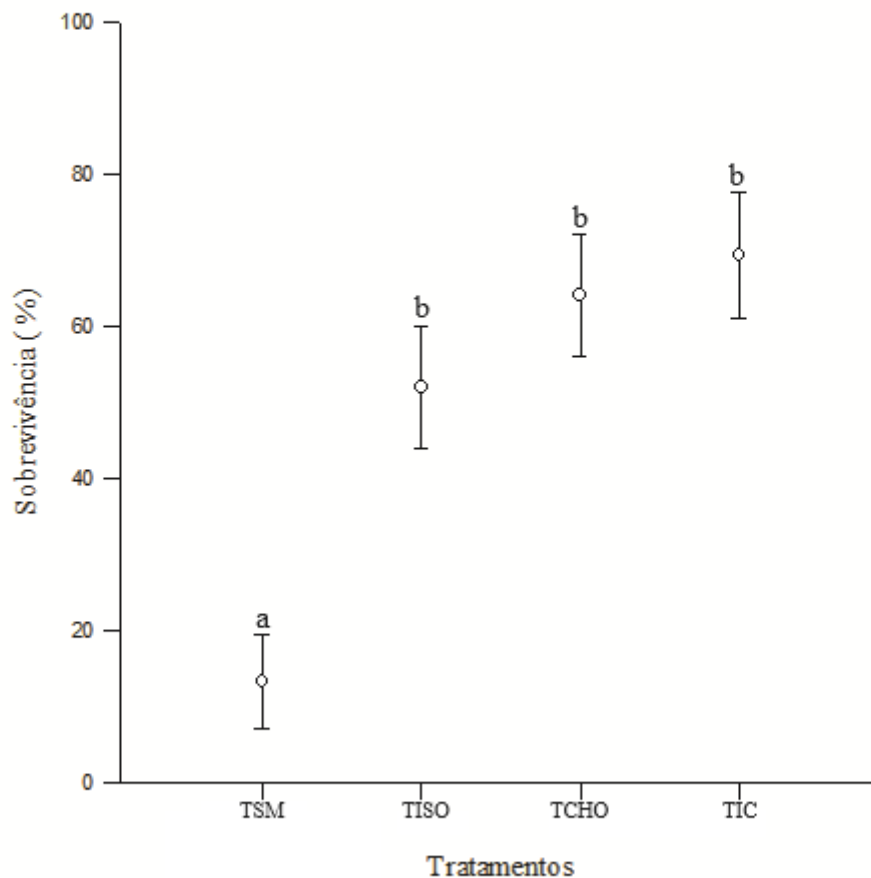
Tukey ao nível de 5,0% de significância foi aplicado com a utilização do software Sigma Plot.14. Os dados foram apresentados como média  $\pm$  desvio padrão.

## **4 RESULTADOS**

### **4.1 Sobrevivência**

Em relação a sobrevivência das larvas após 15 de larvicultura, as taxas diferiram significativamente entre os tratamentos sem adição de microalgas e os tratamentos com adição de microalgas ( $p < 0,05$ ) (Figura 4), variando de 12% (TSM), 52% (TISO), 64% (TCHO), 72% (TIC).

Figura 4: Sobrevivência média (%) de larvas de *Hippocampus reidi* com 15 dias submetidos aos diferentes tratamentos: TSM - sem adição de microalgas; TISO - adição da microalga *Tisochrysis lutea*; TCHO - adição da microalga *Chaetoceros muelleri*; TIC - adição da microalga *Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri*.



Fonte: Elaborado pela autora

#### 4.1.2 Desempenho zootécnico

As larvas de cavalo-marinho nasceram com peso de  $2,01 \pm 0,21$  mg e comprimento de  $6,68 \pm 0,55$  mm. Após 15 dias de experimento, foram encontradas diferenças significativas nos valores de comprimento das larvas, nos tratamentos com a utilização da microalga *Chaetoceros muelleri* (TCHO) ( $18,19 \pm 0,54$  mm) e no tratamento com o mix de algas (TIC) ( $18,10 \pm 0,50$  mm) quando comparados com o tratamento sem microalgas (TSM) ( $17,16 \pm 0,25$  mm) e com a utilização de *T. lutea* (TISO) ( $17,45 \pm 0,48$  mm) ( $p < 0,05$ ) (tabela 1).

Não houve diferença significativa em relação ao peso, na taxa de crescimento específico (TCE), taxa de desenvolvimento específico (TDE), ganho de peso (GP) e fator de condição (FC) (Tabela 1).

**Tabela 1.** Parâmetros zootécnicos de larvas de *Hippocampus reidi* com 15 dias em diferentes tratamentos: TSM - sem adição de microalgas; TISO - adição da microalga *Tisochrysis lutea*; TCHO - adição da microalga *Chaetoceros muelleri*; TIC - adição da microalga *Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri*.

	TSM	TISO	TCHO	TIC
<b>Peso</b>	20,95 ± 0,64	21,45 ± 0,88	21,55 ± 0,90	21 ± 1,66
<b>Comprimento</b>	17,16 ± 0,25 <sup>a</sup>	17,45 ± 0,48 <sup>ab</sup>	18,19 ± 0,54 <sup>b</sup>	18,10 ± 0,50 <sup>b</sup>
<b>TDE</b>	6,343 ± 0,35	6,46 ± 0,19	6,62 ± 0,51	6,90 ± 0,32
<b>TCE</b>	15,66 ± 0,28	15,81 ± 0,37	15,84 ± 0,34	15,66 ± 0,50
<b>GP</b>	9,47 ± 0,32	9,72 ± 0,44	9,77 ± 0,45	9,50 ± 0,83
<b>FC</b>	0,42 ± 0,01	0,40 ± 0,04	0,35 ± 0,01	0,31 ± 0,03

Fonte: elaborado pela autora

Legenda das abreviaturas: TDE (Taxa de Desenvolvimento Específico); TCE (Taxa de Crescimento Específico); GP (ganho de peso mg); FC (fator de condição). Letras diferentes na mesma linha indicam diferenças significativas entre os tratamentos ( $P < 0,05$ ). Dados apresentados como média ± desvio padrão.

## 5 DISCUSSÃO

No presente estudo observamos a importância da técnica água verde nos primeiros dias de desenvolvimento das larvas de *Hippocampus reidi*, principalmente em relação a sobrevivência, assim como no crescimento. Estes desempenhos das larvas podem estar relacionados com a água verde, estudos realizados com esta técnica têm registrado benefícios para as larvas de organismos aquáticos, sugerindo assim que o aumento da turbidez da água de cultivo pode ajudar as larvas a capturar melhor o alimento vivo (NAAS *et al.*, 1992; SHAW *et al.*, 2006; COBCROFT *et al.*, 2012; BASFORD *et al.*, 2021).

Contribuindo com o resultado deste estudo, alguns autores observaram maior número de sobrevivência e crescimento de larvas com a utilização de microalgas na água de cultivo do *Hippocampus erectus* (LIU *et al.*, 2023) e do linguado (*Hippoglossus hippoglossus*) (NAAS *et al.*, 1992). Mélo *et al.*, (2016), no final de 15 dias de cultivo de *H. reidi*, observaram maior sobrevivência no tratamento com presença da microalga (*Nannochloropsis oculata*) na água, com taxa de sobrevivência de 76,42%, e taxa de 25,44% no tratamento sem microalga. Basford *et al.*, (2021), observou que a sobrevivência de *P. armatus* foi significativamente

maior nos tratamentos com a utilização da microalga *P. sulcada*, quando comparado com *T. lutea* ou o tratamento sem utilização de microalgas (BASFORD *et al.*, 2021). Alguns pesquisadores sugerem que a adição de células de microalgas estimula o comportamento predador da larva pela liberação de compostos químicos como betaína e ácidos graxos livres (LAZO *et al.*, 2000).

A maior sobrevivência foi vista em TIC (72%), com o combinado das duas microalgas (*Tisochrysis lutea* + *Chaetoceros muelleri*). É possível neste estudo, que o combinado das duas algas e suas composições bioquímicas tenha fornecido uma qualidade nutricional melhor para as larvas *H. reidi*. Pois as microalga *Chaetoceros mulleri* possui níveis mais elevados de EPA, enquanto a *Tisochrysis lutea* possui níveis mais altos de DHA (MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ *et al.*, 2006), essenciais para nutrição larval. Durante a nutrição larval, é importante prover níveis adequados de HUFAs, pois a deficiência desses lípidios resultam em baixo crescimento, pouca eficiência alimentar, anemia e alta mortalidade (SARGENT *et al.*, 1999; OLIVOTTO *et al.*, 2003), principalmente no início da vida dos peixes. Estudos realizado por JAMALI *et al.*, 2015, ao utilizar a combinado das microalgas *Tetraselmis tetrathele* e *Chaetoceros muelleri*, obteve uma taxa de sobrevivência de 88,42% do camarão-branco-do-pacífico, *Litopenaeus vannamei*, e ao alimentar as larvas com as microalgas *Isochrysis galbana* e *Tetraselmis tetrathele* a sobrevivência foi de 84,50%.

No presente estudo ao utilização da técnica de “água verde” durante o cultivo de *H. reidi* refletiu também no maior comprimento das larvas em relação ao tratamento sem microalgas (TSM). Resultado similar foi relatado no cultivo de *H. reidi* em “água verde” com a utilização de *N. oculata*, em pasta produzida por floculação ou com a microalga viva, foi observado altura e comprimento total dos peixes maior do que com a utilização de uma pasta comercial (Sales *et al.*, 2016). Em larvas de tetra neon (*Paracheirodon innesi*) o efeito da “água verde misturada”, combinado que consistia em um "mix" de microalgas cultivadas com outros organismos, sendo 90% de *Chlorella* sp, resultou em maior crescimento (94,66%) e sobrevivência (80%) (SANAYE *et al.*, 2014), ressaltando a importância dessa técnica em relação à sobrevivência e crescimento dos peixes, sendo uma opção viável nos protocolos de cultivo.

Com protocolo definido de cultivo de larva de cavalos em laboratório, possibilitará novos estudos sobre a utilização de microalgas no cultivo do cavalo-marinho, *H. reidi*. Além disso, possibilitará o cultivo em escala comercial, contribuindo com a conservação da espécie

de cavalos-marinhos em ambiente natural, repovoamento de espécies ameaçadas de extinção, podendo reduzir a captura em ambiente natural, preservação e proteção dos estoques pesqueiros (RAMOS, 2016). Entretanto, estabelecer um pacote de cultivo com protocolo para cultivo de espécies com interesse econômico ou listada como vulnerável, como o cavalo-marinho *H. reidi*, é fundamental para sobrevivência da espécie, desenvolvimento de mais pesquisas científicas e proteção de ecossistemas aquáticos, utilizando a aquicultura como uma ferramenta de conservação.

Através de programas de conservação e técnicas de aquicultura obtiveram-se sucesso na recuperação de peixes ameaçados como o esturjão-branco (*Huso huso*) (SCHREIER *et al.*, 2012) e de populações de ostras, a ostra americana (*Crassostrea virginica*) (BRUMBAUGH *et al.*, 2000), e a ostra-plana-européia (*Ostrea edulis*) (ROGERS-BENNET *et al.*, 2016). O sucesso no cultivo do cavalo-marinho *H. reidi*, espécie de interesse econômico e listada como vulnerável, e criações de protocolos com otimização de sobrevivência podem ser utilizados para pesquisa científica e proteção de ecossistemas aquáticos.

## 6 CONCLUSÃO

Conclui-se que adição das microalgas TCHO - *Chaetoceros muelleri* ou TISO - *Tisochrysis lutea* isolada ou o combinado das microalgas (TIC), possui maior sobrevivência e crescimento dos cavalos. A técnica de água verde para cultivo de larvas de cavalo-marinho mostrou-se ser uma opção viável para maior sobrevivência dos cavalos

## 7 REFERÊNCIAS

ANDERS, Paul J. Conservation aquaculture and endangered species. **Fisheries**, v. 23, n. 11, p. 28-31, 1998.

BASFORD, Alexander J. et al. Greenwater, but not live feed enrichment, promotes development, survival, and growth of larval *Portunus armatus*. **Aquaculture**, v. 534, p. 736331, 2021.

BENETTI, Daniel D. et al. Advances in hatchery and grow-out technology of cobia *Rachycentron canadum* (Linnaeus). **Aquaculture Research**, v. 39, n. 7, p. 701-711, 2008.

BECKER, E. Wolfgang. Microalgae for aquaculture: nutritional aspects. **Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology**, p. 671-691, 2013.



BOYD, Claude E. et al. Achieving sustainable aquaculture: Historical and current perspectives and future needs and challenges. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 51, n. 3, p. 578-633, 2020.

BOWEN-JONES, Evan; ENTWISTLE, Abigail. Identifying appropriate flagship species: the importance of culture and local contexts. **Oryx**, v. 36, n. 2, p. 189-195, 2002.

BROWN, M. R.; BLACKBURN, S. I. Live microalgae as feeds in aquaculture hatcheries. **Advances in aquaculture hatchery technology**, p. 117-158e, 2013.

BROWN, Malcolm R. The amino-acid and sugar composition of 16 species of microalgae used in mariculture. **Journal of experimental marine biology and ecology**, v. 145, n. 1, p. 79-99, 1991.

BRUMBAUGH, R. D.; SORABELLA, L. A.; JOHNSON, C.; GOLDSBOROUGH, W. J. Small scale aquaculture as a tool for oyster restoration in Chesapeake Bay. **Marine technology society Journal**, v. 34, p. 79-86, 2000.

CAHU, C., INFANTE, J. Z., TAKEUCHI, T. Nutritional components affecting skeletal development in fish larvae. **Aquaculture**, v. 227, p. 245-258, 2003.

CALADO, Ricardo et al. Growth, survival, lipid and fatty acid profile of juvenile monaco shrimp *Lysmata seticaudata* fed on different diets. **Aquaculture Research**, v. 36, n. 5, p. 493-504, 2005.

CALADO, R., OLIVOTTO, I., OLIVER, M. P., & HOLT, J. (Eds.). Marine ornamental species aquaculture. **Wiley Blackwell**, 2017.

CITES Home Page: Official site of the CITES Secretariat. [www.cites.org](http://www.cites.org).

COBCROFT, Jennifer M. et al. The effects of tank colour, live food enrichment and greenwater on the early onset of jaw malformation in striped trumpeter larvae. **Aquaculture**, v. 356, p. 61-72, 2012.

COSTA NETO, E. M. Zotherapy based medicinal traditions in Brazil. **Honeybee**, v. 11, p. 2-4, 2000.

DULVY, Nicholas K.; SADOVY, Yvonne; REYNOLDS, John D. Extinction vulnerability in marine populations. **Fish and fisheries**, v. 4, n. 1, p. 25-64, 2003.

FAO. 2022. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2022**. Towards Blue Transformation. Rome, FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461en>.

FAULK, Cynthia K.; HOLT, G. Joan. Advances in rearing cobia *Rachycentron canadum* larvae in recirculating aquaculture systems: live prey enrichment and greenwater culture. **Aquaculture**, v. 249, n. 1-4, p. 231-243, 2005.

FOSTER, SJ and; VINCENT, Amanda CJ. Life history and ecology of seahorses: implications for conservation and management. **Journal of fish biology**, v. 65, n. 1, p. 1-61, 2004.

- FRERET-MEURER, N. V. et al. Population dynamics of the endangered seahorse *Hippocampus reidi* Ginsburg, 1933 in a tropical rocky reef habitat. **Animal Biodiversity Conservation**, v. 41, p. 345-356, 2018.
- FREITAS, M. O.; VELASTIN, R. Ichthyofauna associated with a culture of mussel *Perna perna* in Northern Santa Catarina, Southern Brazil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 32, p. 31-37, 2010.
- GEIST, Juergen; HAWKINS, Stephen J. Habitat recovery and restoration in aquatic ecosystems: current progress and future challenges. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**, v. 26, n. 5, p. 942-962, 2016.
- GINSBURG, Isaac. Review of the seahorses (*Hippocampus*) found on the coasts of the American continents and of Europe. **Proceedings of the United States National Museum**, 1937.
- HEYWOOD, Vernon Hilton et al. **Global biodiversity assessment**. Cambridge: Cambridge university press, 1995.
- HEMAISWARYA, S. et al. Microalgae: a sustainable feed source for aquaculture. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 27, n. 8, p. 1737-1746, 2011.
- HORA, M. D. S. C. DA; JOYEUX, J.-C. Closing the reproductive cycle: Growth of Hora, Maik Dos Santos Cividanes Da and Jean-Christophe Joyeux. "Closing the Reproductive Cycle: Growth of the Seahorse *Hippocampus reidi* (Teleostei, Syngnathidae) from Birth to Adulthood under Experimental. **Aquaculture**, v. 292, p. 37-41, 2009.
- HOLT, G. Joan. Research on culturing the early life stages of marine ornamental fish. **Marine ornamental species—Collection, culture & conservation**, p. 251-254, 2003.
- HOME, Robert et al. Selection criteria for flagship species by conservation organizations. **Environmental Conservation**, v. 36, n. 2, p. 139-148, 2009.
- Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. Brasília: ICMBio. 4162 p, 2018.
- JAMALI, Hadi; AHMADIFARD, Nasrollah; ABDOLLAHI, Daruosh. Evaluation of growth, survival and body composition of larval white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) fed the combination of three types of algae. **International Aquatic Research**, v. 7, p. 115-122, 2015.
- KLINE, M. Dean; LAIDLEY, Charles W. Development of intensive copepod culture technology for *Parvocalanus crassirostris*: Optimizing adult density. **Aquaculture**, v. 435, p. 128-136, 2015.
- KOKOU, F.; MAKRIDIS, P.; KENTOURI, M.; DIVANACH, P. Antibacterial activity in microalgae cultures. **Aquaculture Research**, v.43, p.1520-1527, 2012.

LAZO, J.P.; DINIS, M.T.; HOLT, G.J.; FAULK, C.; ARNOLD, C.R. Co-feeding microparticulate diets with algae: toward eliminating the need of zooplankton at first feeding in larval red drum (*Sciaenops ocellatus*). **Aquaculture**, v. 188, p.339-351, 2000.

LIU, Xin et al. Culturing low quality juveniles of the lined seahorse, *Hippocampus erectus*. **Aquaculture Reports**, v. 30, p. 101561, 2023.

LOURIE, Sara A.; VINCENT, Amanda CJ; HALL, Heather J. Seahorses: an identification guide to the world's species and their conservation. **Project Seahorse**, 1999.

LOURIE, Sara A. et al. A guide to the identification of seahorses. **Project Seahorse and TRAFFIC North America**, v. 114, 2004.

LUBZENS, Esther; ZMORA, Odi; BARR, Yoav. Biotechnology and aquaculture of rotifers. **Rotifera IX**, p. 337-353, 2001.

MAI, Ana Cecília Giacometti; ROSA, Ierecê Maria de Lucena. Ecological aspects of the seahorse *Hippocampus reidi* in the Camurupim/Cardoso estuary, PiauÍ State, Brazil, as subsidies for the implementation of an Environmental Protection Area. **Biota Neotropica**, v. 9, p. 85-91, 2009.

MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ, E., SOUTHGATE, P.C., 2007. Use of tropical microalgae as food for larvae of the black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera*. **Aquaculture** 263, 220–226.

MÉLO, Roberta Cecília Silfrônio et al. Use of the microalga *Nannochloropsis oculata* in the rearing of newborn longsnout seahorse *Hippocampus reidi* (Syngnathidae) juveniles. **Aquaculture Research**, v. 47, n. 12, p. 3934-3941, 2016.

MOYLE, Peter B.; LEIDY, Robert A. Loss of biodiversity in aquatic ecosystems: evidence from fish faunas. In: **Conservation biology: The theory and practice of nature conservation preservation and management**. Boston, MA: Springer US, 1992. p. 127-169.

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

MULLER-FEUGA, Arnaud. The role of microalgae in aquaculture: situation and trends. *Journal of applied phycology*, v. 12, n. 3, p. 527-534, 2000. MULLER-FEUGA, Arnaud. The role of microalgae in aquaculture: situation and trends. **Journal of applied phycology**, v. 12, n. 3, p. 527-534, 2000.

NAAS, K. E. et al. Enhanced first feeding of halibut larvae (*Hippoglossus hippoglossus* L.) in green water. **Aquaculture**, v. 105, n. 2, p. 143-156, 1992.

NAPOLITANO, G.E., ACKMAN, R.G., RATNAYAKE, W.M., 1990. Fatty acid composition of three cultured algal species (*Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* and *Chaetoceros calcitrans*) used as food for bivalve larvae. **J. World Aquac. Soc.** 21, 122–130.

- NOVELLI, B.; SOCORRO, J.A.; CABALLERO, M.J.; OTEROFERRER, F.; SEGADE-BOTELLA, A.; MOLINA DOMINGUEZ, L. Development of seahorse (*Hippocampus reidi*, Ginsburg 1933): histological and histochemical study. **Fish Physiology and Biochemistry**, v.41, p.1233–1251, 2015.
- OHSE, S.; DERNER, R.B.; OZÓRIO, R.Á.; CORRÊA, R.G.; FURLONG, E.B.; CUNHA, P.C.R. Lipid content and fatty acid profiles in ten species of microalgae. **Idesia**, v. 33, p. 93–101, 2015.
- OLIVOTTO, Ike et al. Coral reef fish breeding: the secrets of each species. **Aquaculture**, v. 224, n. 1-4, p. 69-78, 2003.
- OLIVOTTO, Ike et al. Breeding and rearing the Sunrise Dottyback *Pseudochromis flavivertex*: the importance of live prey enrichment during larval development. **Aquaculture**, v. 255, n. 1-4, p. 480-487, 2006.
- OLIVOTTO, Ike et al. Advances in breeding and rearing marine ornamentals. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 42, n. 2, p. 135-166, 2011.
- OLIVOTTO, Ike; OLIVER, Miquel Planas; TURCHI, Claudia. Larval diets and nutrition. **Marine ornamental species aquaculture**, p. 125-137, 2017.
- OSTROWSKI, Anthony C.; LAIDLEY, Charles W. Application of marine foodfish techniques in marine ornamental aquaculture: reproduction and larval first feeding. **Aquarium Sciences and Conservation**, v. 3, n. 1, p. 191-204, 2001.
- OVERTON, Kathy et al. Achieving conservation and restoration outcomes through ecologically beneficial aquaculture. **Conservation Biology**, p. e14065, 2023.
- PALMA, Jorge; BUREAU, Dominique P.; ANDRADE, José P. Effect of different *Artemia* enrichments and feeding protocol for rearing juvenile long snout seahorse, *Hippocampus guttulatus*. **Aquaculture**, v. 318, n. 3-4, p. 439-443, 2011.
- PALMER, P.J., BURKE, M.J., PALMER, C.J., BURKE, J.B. Developments in controlled green-water larval culture technologies for estuarine fishes in Queensland, Australia and elsewhere. **Aquaculture**, v. 272, p.1-21, 2007.
- PALMTAG, Matthew R. The marine ornamental species trade. **Marine ornamental species aquaculture**, p. 3-14, 2017.
- POLLOM, Riley A. et al. Global extinction risk for seahorses, pipefishes and their near relatives (Syngnathiformes). **Oryx**, v. 55, n. 4, p. 497-506, 2021.
- RAMOS, F. M. (2016). Peixes ornamentais do rio Xingu: Manutenção e reprodução do acari zebra *Hypnancistrus zebra* ISBRÜCKER & NIJSSEN, 1991 (Siluriformes, Loricariidae) em cativeiro.
- REITAN, Kjell I.; RAINUZZO, J. R., ØIE, G.; OLSEN, Y. Nutritional effects of algal addition in first-feeding of turbot (*Scophthalmus maximus L.*) larvae, **Aquaculture**, v. 118, p. 257-275, 1993.

REITAN, K.I.; RAINUZZO, J.R.; ØIE, G.; OLSEN, Y. A review of the nutritional effects of algae in marine fish larvae, **Aquaculture**, v.155, p. 207-221, 1997.

REYNOLDS, John D. et al. Biology of extinction risk in marine fishes. Proceedings of the Royal Society B: **Biological Sciences**, v. 272, n. 1579, p. 2337-2344, 2005.

RHYNE, Andrew L. et al. Revealing the appetite of the marine aquarium fish trade: the volume and biodiversity of fish imported into the United States. PloS one, v. 7, n. 5, p. e35808, 2012.

RHYNE, Andrew L.; TLUSTY, Michael F.; SZCZEBAK, Joseph T. Early culture trials and an overview on US marine ornamental species trade. **Marine ornamental species aquaculture**, p. 51-70, 2017.

ROGERS-BENNETT, L, et a. Implementing a restoration program for the endangered white abalone (*Haliotis sorenseni*) in California. Journal of Shellfish Research, v. 35, n. 3, p. 611-618, 2016.

ROSA, Ierecê L.; DIAS, Thelma L.; BAUM, Julia K. Threatened fishes of the world: *Hippocampus reidi* Ginsburg, 1933 (Syngnathidae). **Environmental Biology of Fishes**, v. 64, p. 378-378, 2002.

ROSA, I. L. et al. Population characteristics, space use and habitat associations of the seahorse *Hippocampus reidi* (Teleostei: Syngnathidae). **Neotropical Ichthyology**, v. 5, p. 405–414, 2007.

ROSA, Ierecê L. et al. Fisheries and trade of seahorses in Brazil: historical perspective, current trends, and future directions. **Biodiversity and Conservation**, v. 20, p. 1951-1971, 2011.

SALES, Rafael et al. Production and use of a flocculated paste of *Nannochloropsis oculata* for rearing newborn seahorse *Hippocampus reidi*. **Algal Research**, v. 17, p. 142-149, 2016.

SANAYE, S. V. et al. Effect of green water and mixed zooplankton on growth and survival in Neon tetra, *Paracheirodon innesi* (Myers, 1936) during larval and early fry rearing. International Journal of Bioengineering and Life Sciences, v. 8, n. 2, p. 159-163, 2014.

SARGENT, J. R.; MCEVOY, L. A.; BELL, J. G. Requirements, presentation and sources of polyunsaturated fatty acids in marine fish larval feeds. **Aquaculture**, v. 155, n. 1-4, p. 117-127, 1997.

SARGENT, John et al. Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions. **Aquaculture**, v. 179, n. 1-4, p. 217-229, 1999.

SHAH, Mahfuzur Rahman et al. Microalgae in aquafeeds for a sustainable aquaculture industry. **Journal of applied phycology**, v. 30, p. 197-213, 2018.

SHAW, G. W.; PANKHURST, P. M.; BATTAGLENE, S. C. Effect of turbidity, prey density and culture history on prey consumption by greenback flounder *Rhombosolea tapirina* larvae. **Aquaculture**, v. 253, n. 1-4, p. 447-460, 2006.

SCHREIER, A.D.; RODZEN, J.; IRELAND, S.; MAY, B. Genetic techniques inform conservation aquaculture of the endangered Kootenai River white sturgeon *Acipenser transmontanus*. **Endangered Species Research**, v. 16, p.65-75, 2012.

SHOKRI, Mohammad Reza; GLADSTONE, William; JELBART, Jane. The effectiveness of seahorses and pipefish (Pisces: Syngnathidae) as a flagship group to evaluate the conservation value of estuarine seagrass beds. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**, v. 19, n. 5, p. 588-595, 2009.

SILVEIRA, R. B. Comportamento reprodutivo e desenvolvimento inicial de *Hippocampus reidi* Ginsburg, 1933 em laboratório. **Biociências**, v. 8, p. 115-122, 2000.

SILVEIRA, R.B. et al. Morphological and molecular evidence for the occurrence of three *Hippocampus* species (Teleostei: Syngnathidae) in Brazil. **Zootaxa**, v. 3861, p. 317-332, 2014.

SOUZA, A.P., L. FERREIRA, T. MOURIÑO, J. L. P. MARTINS, M. L., MAGENTA MAGALHÃES, A. R., & TSUZUKI, M. Y. Use of *Artemia* supplemented with exogenous digestive enzymes as sole live food increased survival and growth during the larviculture of the longsnout seahorse *Hippocampus reidi*. **Aquaculture Nutrition**, v. 26, p. 964–977, 2020.

STØTTRUP, J. G. The elusive copepods: their production and suitability in marine aquaculture. **Aquaculture research**, v. 31, n. 8-9, p. 703-711, 2000.

STUART, Kevin R.; DRAWBRIDGE, Mark. The effect of light intensity and green water on survival and growth of cultured larval California yellowtail (*Seriola lalandi*). **Aquaculture**, v. 321, n. 1-2, p. 152-156, 2011.

VAN DER MEEREN, Terje; MANGOR-JENSEN, Anders; PICKOVA, Jana. The effect of green water and light intensity on survival, growth and lipid composition in Atlantic cod (*Gadus morhua*) during intensive larval rearing. **Aquaculture**, v. 265, n. 1-4, p. 206-217, 2007.

VERISSIMO, Diogo; MACMILLAN, Douglas C.; SMITH, Robert J. Toward a systematic approach for identifying conservation flagships. **Conservation Letters**, v. 4, n. 1, p. 1-8, 2011.

VILLENEUVE, L., GISBERT, E., ZAMBONINO-INFANTE1, J. L., QUAZUGUEL, P., CAHU, C. L. Effect of nature of dietary lipids on European sea bass morphogenesis: implication of retinoid receptors. **British Journal of Nutrition**, v. 94, p. 877–884, 2005.

VINCENT, A. C. Ecological issues and the trades in live reef fishes. **Coral reef fishes: Dynamics and diversity in a complex ecosystem**, v. 391, 2002.

VINCENT, Amanda CJ; FOSTER, S. J.; KOLDEWEY, H. J. Conservation and management of seahorses and other Syngnathidae. **Journal of fish biology**, v. 78, n. 6, p. 1681-1724, 2011.

WALPOLE, Matthew J. et al. Tourism and flagship species in conservation. **Biodiversity and conservation**, v. 11, n. 3, p. 543-547, 2002.

ZAMBONINO, J. L. I., CAHU, C.L. High Dietary Lipid Levels Enhance Digestive Tract Maturation and Improve *Dicentrarchus labrax* Larval Development. **The Journal of Nutrition**, v.129, p. 1195–1200, 1999.