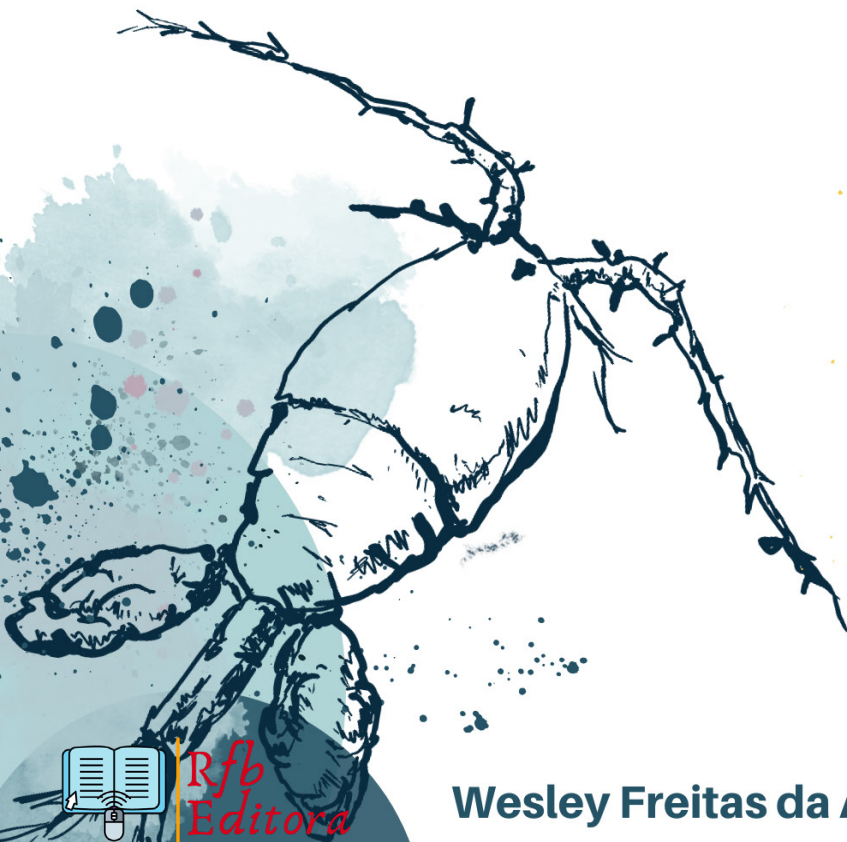




**ASPECTOS BIOLÓGICOS E  
PRODUTIVOS**

**DE COPÉPODES MARINHOS  
UTILIZADOS NA AQUICULTURA**



**Rfb**  
**Editora**

**Wesley Freitas da Anunciação**

**ASPECTOS BIOLÓGICOS E  
PRODUTIVOS DE COPÉPODES  
MARINHOS UTILIZADOS NA  
AQUICULTURA**



Todo o conteúdo apresentado neste livro é de  
responsabilidade do(s) autor(es).  
Esta obra está licenciada com uma Licença  
Creative Commons Atribuição-SemDerivações  
4.0 Internacional.

Nossa missão é a difusão do conhecimento gerado no âmbito acadêmico por meio da organização e da publicação de livros científicos de fácil acesso, de baixo custo financeiro e de alta qualidade!

Nossa inspiração é acreditar que a ampla divulgação do conhecimento científico pode mudar para melhor o mundo em que vivemos!

*Equipe RFB Editora*

Wesley Freitas da Anunciação

# **ASPECTOS BIOLÓGICOS E PRODUTIVOS DE COPÉPODES MARINHOS UTILIZADOS NA AQUICULTURA**

1ª Edição

Belém-PA  
RFB Editora  
2023

© 2023 Edição brasileira  
by RFB Editora  
© 2023 Texto  
by Autor  
Todos os direitos reservados

RFB Editora  
CNPJ: 39.242.488/0001-07  
www.rfbeditora.com  
adm@rfbeditora.com  
91 98885-7730  
Av. Governador José Malcher, nº 153, Sala 12, Nazaré, Belém-PA,  
CEP 66035065

**Editor-Chefe**  
Prof. Dr. Ednilson Souza  
**Diagramação**  
Worges Editoração  
**Revisão de texto**  
Autor

**Capa**  
Autor  
**Bibliotecária**  
Janaina Karina Alves Trigo Ramos  
**Produtor editorial**  
Nazareno Da Luz

DOI: 10.46898/rfb.f62309d3-46c5-4d17-8b9f-e75356285fa1

**Catálogo na publicação**  
**Elaborada por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166**

A615a

Annuniação, Wesley Freitas da

Aspectos biológicos e produtivos de copépodes marinhos utilizados na aquicultura / Wesley Freitas da Annuniação. – Belém: RFB, 2023.

114 p.; 16 X 23 cm

ISBN 978-65-5889-505-3

1. Aquicultura. I. Annuniação, Wesley Freitas da. II. Título.

CDD 639.3

Índice para catálogo sistemático

I. Aquicultura

## **Conselho Editorial**

Prof. Dr. Ednilson Sergio Ramalho de Souza - UFOPA  
(Editor-Chefe)

Prof. Dr. Laecio Nobre de Macedo-UFMA

Prof. Dr. Aldrin Vianna de Santana-UNIFAP

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Raquel Silvano Almeida-Unespar

Prof. Dr. Carlos Erick Brito de Sousa-UFMA

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Ilka Kassandra Pereira Belfort-Faculdade Laboro

Prof<sup>a</sup>. Dr. Renata Cristina Lopes Andrade-FURG

Prof. Dr. Elias Rocha Gonçalves-IFF

Prof. Dr. Clézio dos Santos-UFRRJ

Prof. Dr. Rodrigo Luiz Fabri-UFJF

Prof. Dr. Manoel dos Santos Costa-IEMA

Prof.<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup>. Isabella Macário Ferro Cavalcanti-UFPE

Prof. Dr. Rodolfo Maduro Almeida-UFOPA

Prof. Dr. Deivid Alex dos Santos-UEL

Prof.<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup>. Maria de Fatima Vilhena da Silva-UFPA

Prof.<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup>. Dayse Marinho Martins-IEMA

Prof. Dr. Daniel Tarciso Martins Pereira-UFAM

Prof.<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup>. Elane da Silva Barbosa-UERN

Prof. Dr. Piter Anderson Severino de Jesus-Université Aix Marseille



# SUMÁRIO

|  |     |
|--|-----|
| APRESENTAÇÃO .....   | 9   |
| CAPÍTULO 1   |     |
| INTRODUÇÃO .....   | 11  |
| CAPÍTULO 2   |     |
| CARACTERÍSTICAS GERAIS E PRINCIPAIS GRUPOS<br>UTILIZADOS NA AQUICULTURA..... | 17  |
| CAPÍTULO 3   |     |
| ASPECTOS MORFOLÓGICOS E FISIOLÓGICOS DE COPÉPODES<br>MARINHOS.....           | 25  |
| CAPÍTULO 4   |     |
| NUTRICAÇÃO DE COPÉPODES.....   | 33  |
| CAPÍTULO 5   |     |
| REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DOS<br>COPÉPODES .....                          | 47  |
| CAPÍTULO 6   |     |
| INFLUÊNCIA DE FATORES ABIÓTICOS NA PRODUÇÃO DE<br>COPÉPODES .....            | 55  |
| CAPÍTULO 7   |     |
| PRODUÇÃO DE COPÉPODES EM LABORATÓRIO E<br>EXPERIMENTAÇÃO .....               | 67  |
| CAPÍTULO 8   |     |
| SISTEMAS DE PRODUÇÃO .....   | 79  |
| CONSIDERAÇÕES FINAIS.....  | 95  |
| REFERÊNCIAS.....   | 96  |
| ÍNDICE REMISSIVO.....  | 111 |
| SOBRE O AUTOR .....  | 113 |





# APRESENTAÇÃO

Aquicultura é a área com maior crescimento em nível mundial para produção de proteína animal, sendo que a piscicultura marinha é responsável por cerca de 9% da produção gerada pela maricultura. Porém, os alimentos vivos tradicionalmente utilizados na larvicultura de peixes marinhos, os rotíferos e artêmia, não são capazes de suportar o desenvolvimento adequado de larvas de diversas espécies de peixes, limitando assim a atividade.

Dentro desse cenário os copépodes surgem com grande potencial para preencher uma lacuna e alavancar a produção da piscicultura marinha em todo mundo. A tecnologia de produção de copépodes já é empregada em algumas regiões do mundo, porém várias dificuldades ainda são encontradas, principalmente quando comparamos com a produção de rotíferos e da artêmia. Entre os principais obstáculos para produção de alimentos vivos alternativos em escala comercial está a dificuldade de identificação de espécies com características adequadas para a produção intensiva e a falta de protocolos para otimização da produção.

Esta obra foi elaborada para trazer ao leitor um apanhado de informações técnicas, reunindo fatores nutricionais e biológicos, junto com protocolos de cultivo em laboratório e o levantamento dos principais sistemas de produção, a fim de se criar um conjunto de informações agrupados em um único local, que permita construir uma ideia geral dos aspectos envolvidos e necessários para o cultivo de copépodes marinhos.



# CAPÍTULO 1

## INTRODUÇÃO

Aquicultura é uma das áreas com maior crescimento em nível mundial para produção de proteína animal (FAO, 2010), sendo que, no ano de 2012 a maricultura atingiu a produção de 24,6 milhões de toneladas, gerando o valor aproximado de 57 bilhões de dólares (FAO, 2014). Desse montante a piscicultura marinha representou cerca de 9% (2,18 milhões de toneladas) da produção e 15,7 % (9 bilhões de dólares) do valor arrecadado (FAO, 2014). Apesar da atividade apresentar um crescimento anual superior a 5 %, a produção de peixes marinhos ainda possui diversos gargalos, sendo que um dos principais é a produção e a disponibilidade de formas jovens (LUBZENS et al., 1997; QIN, 2013).

Muitas espécies de peixes marinhos apresentam elevadas taxas de mortalidade e de deformidades durante a etapa de larvicultura (RAJKUMAR; KUMARAGURU, 2006), principalmente durante o período de transição da alimentação endógena para a exógena (TURINGAN et al., 2005; OLIVOTTO et al, 2010). Grande parte dessa mortalidade ocorre devido à diversas espécies produzidas em cativeiro possuírem larvas altriciais, ou seja, que apresentam escassa reserva de vitelo, trato digestório rudimentar e baixa atividade enzimática (CONCEIÇÃO et al., 2010). Devido a essas características, essas larvas são altamente dependentes do alimento externo, sendo de vital importância fornecer organismos que atendam às exigências nutricionais das larvas e possuam tamanho e padrão natatório adequados, evitando o processo de inanição e de mortalidade em massa (CAHU; ZAMBONINO INFANTE, 2001; JEPSEN, 2014).

A produção de juvenis ainda é um dos grandes gargalos da piscicultura marinha, sendo observadas elevadas taxas de mortalidade nas fases iniciais da larvicultura, sendo que a inadequação do alimento é um dos principais responsáveis pela baixa sobrevivência e pela elevada taxa de deformidade nos peixes (LUBZENS et al., 1997; RAJKUMAR;

KUMARAGURU VASAGAM, 2006). As larvas de peixes marinhos consomem uma vasta gama de alimentos no ambiente natural, como dinoflagelados, ciliados, apendiculários, larvas de moluscos, ovos e náuplios de copépodes (RILEY; HOLT, 1993; HOLT, 2000).

Porém dentro da piscicultura marinha o alimento fornecido às larvas é limitado basicamente aos rotíferos (*Brachionus* sp.) e a artêmia (*Artemia* sp.) (STØTTRUP, 2003). Esses organismos são amplamente utilizados na produção aquícola e possuem diversas vantagens, como a obtenção de elevada densidade, fácil manejo, possibilidade de armazenamento por períodos prolongados, aceitam dietas inertes e podem ser enriquecidos com emulsões de ácidos graxos (LAVENS; SONGERLOOS, 1996; STØTTRUP, 2003), sendo responsáveis por dar suporte à produção comercial de várias espécies produzidas em cativeiro na atualidade (STØTTRUP, 2003; CONCEIÇÃO et al., 2010). Porém, devido às deficiências nutricionais, inadequação do tamanho e padrão de locomoção, esses organismos não são aceitos como alimento nas etapas iniciais da larvicultura de diversos grupos de peixes com grande importância comercial, como algumas espécies de garoupas, *Epinephelus coioides*, *E. tauvina* (DOI et al., 1997; TOLEDO et al., 1999), pargos, *Lutjanus campechanus*, *L. argentimaculatus* (SCHIPP et al., 1999; OGLE et al., 2005) e linguado, *Hippoglossus hippoglossus* (SHIELDS et al., 1999; BELL et al., 2003).

Com o desenvolvimento da maricultura ao longo das últimas décadas e após a realização de diversos estudos, já é bem estabelecido que o rotífero e a artêmia são deficientes em ácidos graxos altamente insaturados (HUFA), principalmente os ômega 3, DHA (22:6n-3) e EPA (20:5n-3) (RAINUZZO et al., 1997; SARGENT et al., 1999). Mesmo com o uso de diversas técnicas de enriquecimento, com produtos comerciais e emulsões de óleos (SHIELDS et al. 1999; SONRGELOOS et al. 2001), esses organismos ainda não conseguem suprir a proporção

adequada de DHA / EPA exigida por muitas larvas marinhas (NAVARRO 1999; SHIELDS et al. 1999; SCHIPP, 2006). Os lipídeos essenciais presentes na dieta, principalmente os ômega 3 de cadeia longa, são de fundamental importância, pois representam a principal fonte energética das larvas de peixes marinhos durante as fases iniciais (BELL et al., 2003) e são fundamentais no desenvolvimento de tecidos neurais e membranas celulares (SARGENT et al., 1999). O desequilíbrio nutricional das larvas atrapalha a morfogênese e a esqueletogênese, afetando conseqüentemente o desenvolvimento e a sobrevivência dos animais (CAHU; ZAMBONINO INFANTE, 2001; BOGLINO et al., 2012).

Diversos estudos vêm sendo realizados ao longo das últimas décadas investigando técnicas de produção e de enriquecimento nutricional para os alimentos vivos, além do uso de dietas inertes para alimentação direta das larvas (CAHU; ZAMBONINO INFANTE, 2001; CONCEIÇÃO et al., 2010). Em paralelo também são realizadas pesquisas investigando o potencial e a utilização de alimentos vivos alternativos (STØTTRUP, 2003; DRILET et al., 2011).

A utilização de dietas inertes como substituto do alimento vivo nas fases iniciais da larvicultura ainda não é uma alternativa viável para a grande maioria das espécies marinhas produzidas, devido à baixa digestibilidade e a qualidade nutricional inadequada das dietas formuladas (CAHU; ZAMBONINO INFANTE, 2001; CONCEIÇÃO et al., 2010). O alimento vivo além de apresentar elevada quantidade de água na sua composição, o que melhora a sua digestibilidade (CONCEIÇÃO et al., 2010), ainda possui a vantagem da motilidade, o que estimula a atividade alimentar das larvas e taxa de ingestão de alimento (KOLKOVSKI, 2001; STØTTRUP, 2003), enquanto as dietas inertes possuem a tendência de se agregar na superfície da água, ou o

que é mais comum, tendem a afundar, se tornando menos disponíveis para as larvas (STØTTRUP, 2003; CONCEIÇÃO et al., 2010).

Outro ponto crítico que dificulta a aceitação das dietas inertes é em relação ao tamanho das partículas de alimento, que devem ser menores que o tamanho de abertura da boca das larvas e ainda devem apresentar boa palatabilidade para os animais (BENGTSON, 2003). Novas técnicas de microencapsulação vêm sendo utilizadas para o desenvolvimento de microdietas utilizadas na larvicultura, porém a utilização dessas dietas tem apresentado resultados mais promissores na produção de larvas de camarões, as quais são capazes de manipular melhor o alimento, do que as larvas de peixes (STØTTRUP, 2003).

Para o sucesso da atividade é fundamental que sejam produzidos alimentos vivos de alta qualidade, que proporcionem elevadas taxas de sobrevivência, crescimento adequado das larvas e que apresentem viabilidade econômica de produção (STØTTRUP, 2003). Essas características são particularmente importantes quando considerada a produção de espécies marinhas com elevado valor comercial e alta demanda, como as garoupas, pargos, linguados e atuns, principalmente para aquelas que possuem maior exigência quanto a alimentação inicial (SHIELDS et al., 1999; BELL et al., 2003; STØTTRUP, 2003; ENGELL-SØRENSEN et al., 2004; SAKAKURA et al., 2006; NAKAGAWA et al., 2011).

Diversos alimentos alternativos vêm sendo pesquisados ao longo das últimas décadas (LAVENS; SORGELOOS, 1996; STØTTRUP, 2003; OLIVOTTO et al., 2005). Entre os organismos mais promissores estão os copépodes, microcrustáceos com elevado conteúdo de ácidos graxos essenciais que fazem parte da dieta das larvas de diversas espécies de peixes marinhos no ambiente natural (SAMPLEY et al., 2007; BI et al., 2011). Copépodes são presas naturais de larvas de um grande número de espécies de peixes marinhos (TOLEDO et al.,



1999; SAMPEY et al., 2007) e em diversos estudos, a alimentação exclusivamente com copépodes, ou quando combinados com outros organismos, já demonstrou resultados positivos, com o aumento do crescimento, sobrevivência e da resistência das larvas (SHIELDS et al., 1999; TOLEDO et al. 1999; LIAO; SU; CHANG, 2001; PAYNE et al., 2001; SU et al. 2005; OGLE et al. 2005; OLIVOTTO et al., 2008; DRILLET et al, 2011; BARROSO et al., 2013; SARAVANAN et al., 2013; ØIE et al., 2015).

Os copépodes constituem um importante link na natureza, sendo um elo fundamental na cadeia alimentar marinha, com destaque para os copépodes calanoida que geralmente dominam a fração do zooplâncton herbívoro (PAULY; CHRISTENSEN, 1995) e os harpacticoida que colonizam algas e substrato, sendo um importante constituinte da dieta de larvas e juvenis de uma gama de espécies de peixes, como linguados e salmonídeos, principalmente em regiões costeiras e estuarinas (HICKS; COULL, 1983; HUYS; BOXHALL, 1991).

Apesar das diversas vantagens do uso de copépodes, ainda existem limitações para a aquicultura, como a dificuldade de produção contínua em escala comercial (PAYNE; RIPPINGALE, 2001); obtenção de elevadas densidades dentro de sistemas intensivos (STØTTRUP, 2003); falta de protocolos específicos e alimentação com dietas multi-algais, o que resulta em elevados custos de produção (HOLT, 2003). A produtividade dos copépodes está relacionada com uma gama de fatores, incluindo o tipo e a concentração do alimento, densidade de estocagem e os parâmetros ambientais, como temperatura, salinidade e fotoperíodo (MAUCHLINE, 1998; CASTRO-LONGORIA, 2003; STØTTRUP, 2003; DRILLET et al., 2011). Nos próximos capítulos iremos discutir aspectos relevantes da biologia dos copépodes e também aspectos que podem influenciar na sua produção em laboratório.

# **CAPÍTULO 2**

## **CARACTERÍSTICAS GERAIS E PRINCIPAIS GRUPOS UTILIZADOS NA AQUICULTURA**

O nome copépode vêm do grego “kópe”, que significa remo e “podos” que significa pés, que são uma referência ao formato das pernas natatórias achadas, possuindo a aparência de remos (MAUCHLINE, 1998). Eles são microcrustáceos aquáticos, predominantemente marinhos, mas também podem ser encontrados em estuários e na água doce (STØTTRUP, 2003). Os copépodes estão entre os animais mais numerosos do planeta e são compostos por mais de 11.500 espécies divididas em cerca de 200 famílias (HUMES, 1994), agrupadas em 10 ordens. Porém apenas três delas apresentam interesse para a aquicultura, os calanoida, harpacticoida e cyclopoida (STØTTRUP, 2003).

No ambiente natural, os copépodes representam uma importante ligação entre o fitoplâncton e os níveis tróficos superiores na cadeia alimentar marinha (STØTTRUP, 2003), podendo representar até 80% da biomassa do mesozooplâncton (MAUCHLINE, 1998). Diversos trabalhos têm demonstrado que os náuplios de copépodes são fundamentais na cadeia alimentar de peixes marinhos no ambiente natural, sendo uma das presas mais importantes para as larvas desses animais, chegando a representar mais de 50% do conteúdo do trato digestório (KLEPPEL, et al., 2005; CHENSNEY, 2005).

Dentro da produção aquícola, os copépodes são considerados como organismos muito promissores (CAMUS; ZENG, 2008; QIN, 2013), devido ao comportamento pelágico de diversas espécies, elevado valor nutricional, e pequeno tamanho naupliar (SAMPLEY et al., 2007; BI et al, 2011; DRILLET et al., 2011). Diversos estudos já demonstraram que o uso de copépodes como substituto ou suplemento ao rotífero e a artêmia pode promover o aumento da sobrevivência, do crescimento e melhorar a pigmentação natural para espécies marinhas de diversos grupos, entre eles a garoupa *Epinephelus coiodes* (TOLEDO et al., 1999), o linguado *Hippoglossus hippoglossus* (SHIELDS et al., 1999), o bacalhau

*Gadus morhua* (HUNT von HERBING et al., 2001), o pargo *Lutjanus argetimaculatus* (DOI et al., 1997), o atum *Thunnus thynnus* (YÚFERA et al., 2014) e os robalos *Lates calcarifer* e *Centropomus parallelus* (RAJKUMAR; KUMARAGURU VASAGAM, 2006; BARROSO et al., 2013), existindo na literatura um consenso sobre os benefícios dos copépodes (McEVOY et al. 1998; NANTON; CASTELL, 1999; TOLEDO et al., 1999; STØTTRUP, 2003; CONCEIÇÃO et al., 2010; DRILLET et al., 2011; JENPSEN, 2014).

Mesmo quando fornecidos em quantidades limitadas e em baixa concentrações, os copépodes resultaram em melhores índices zootécnicos para as larvas de diversas espécies (CONCEIÇÃO et al., 1997; TOLEDO et al, 1999; BARROSO et al., 2013). Alguns estudos demonstraram que também existe uma forte predileção por larvas de espécies marinhas sobre náuplios de copépodes em relação aos rotíferos (NELLEN et al., 1981; VAN der MERREN, 1991; EVJEMO et al., 2003). Buskey et al. (1993), Van der Merren (1991) e Jepsen (2014) sugerem que o padrão de locomoção dos náuplios de copépodes em “zig-zag” é mais atrativo para as larvas ativando uma forte resposta predatória.

Um dos principais atributos dos copépodes é a superioridade do seu valor nutricional. A maioria dos copépodes possuem grande quantidade de HUFA's (STØTTRUP, 2003; CONCEIÇÃO et al., 2010), particularmente o DHA e o EPA (VAN der MEEREN et al., 2008). O nível de DHA em copépodes selvagens pode ser em até dez vezes superior aos níveis observados em metanáuplio de artêmia enriquecidos (McEVOY et al. 1998). Os copépodes ainda possuem a vantagem de apresentarem uma elevada proporção de fosfolipídios na composição dos seus ácidos graxos, inclusive na fração dos ácidos graxos altamente insaturados (HUFA), em comparação com a artêmia, que possui elevada proporção de triacilgliceróis (VAN der MEEREN

et al., 2008). Os fosfolipídios participam da formação das membranas celulares e possuem maior digestibilidade nas larvas de peixes, melhorando a biodisponibilidade e retenção dos HUFA's nos tecidos (SARGENT et al., 1997; IZQUIERDO et al., 2000).

Os copépodes também possuem um elevado conteúdo proteico e de aminoácidos livres (VAN der MEEREN et al., 2008). A elevada proporção de aminoácidos livres é particularmente benéfica para larvas nos primeiros estágios de desenvolvimento e que possuem um trato digestório rudimentar, devido a sua melhor digestibilidade (RØNNESTAD; CONCEIÇÃO, 2005).

## **2.1. PRINCIPAIS GRUPOS DE COPÉPODES UTILIZADOS NA AQUICULTURA:**

Atualmente na aquicultura são utilizados copépodes pertencentes a três grandes grupos (três principais ordens), Calanoida, Harpacticoida e Cyclopoida. Entre as várias espécies de copépodes produzidas para utilização na na larvicultura de peixes marinhos, podemos destacar espécies como *Acartia* spp. (SCHIPP et al., 1999) *Eurytemora* spp. (SHIELDS et al., 1999), *Parvocalanus* spp. (OLIVOTTO et al., 2006), *Gladioferens* spp. (PAYNE et al., 2001); *Temora* spp. (RØNNESTAD et al., 1998) *Euterpina acutifrons* e *Tisbe* spp. (KAHAN et al., 1982; STØTTRUP; NORSKER,1997; OLIVOTTO et al., 2008).

Como características desejáveis para seleção de espécies potenciais para uso na aquicultura, temos, o valor nutricional (principalmente em relação aos ácidos graxos poli-insaturados de cadeia longa); tamanho naupliar; natação e disponibilidade dos náuplios na coluna de água; ciclo de desenvolvimento curto; elevada produção de ovos por fêmeas; resistência às variações dos parâmetros de qualidade da água e produção de ovos dormentes.

## 2.2. CALANOIDA

Os copépodes da ordem calanoida são predominantemente pelágicos, ocorrendo em diversas profundidades (DUSSART; DEFAYE, 2001) e possuem grande importância nos ecossistemas marinhos servindo como alimento para as larvas de diversos organismos marinhos (MAUCHLINE, 1998). Entre os gêneros de calanoida mais estudados na aquicultura estão a *Acartia* sp., *Eurytemora* sp., *Gladioferens* sp., *Temora* sp., *Pseudocalanus* sp., *Parvocalanus* sp., *Pseudodiaptomus* sp. (MAUCHLINE, 1998; DRILLET et al., 2001; MCKINON et al., 2003; RHYNE et al., 2010; CAROTENUTO et al., 2012; KLINE; LAIDLEY, 2015). As espécies dessa ordem possuem como característica marcante uma longa antena com 27 segmentos, que auxiliam na locomoção (DUSSART; DEFAYE, 2001).

Segundo Sampey et al. (2007), entre as famílias de peixes especializadas no consumo de copépodes existe uma clara preferência por calanoida, principalmente pelas espécies menores. Os copépodes calanoida são geralmente herbívoros, podendo distinguir e selecionar as partículas de alimento com base no tamanho e no paladar (HUNTLEY et al. 1986), sendo que algumas espécies, como a *Acartia tonsa*, conseguem alternar o modo de alimentação, passando de filtradores para predadores, consumindo ciliados e ovos de copépodes (MAUCHLINE, 1998).

Esse grupo de copépodes é considerado como um dos mais promissores para a larvicultura, devido ao pequeno tamanho dos náuplios (TURINGAN et al., 2005), o que é particularmente importante para a primeira alimentação das larvas de espécies tropicais; ao elevado valor nutricional (STØTTRUP, 2003; CONCEIÇÃO et al., 2010); são animais pelágicos, se mantendo mais disponíveis a predação das larvas por estarem na coluna d'água (MAUCHLINE, 1998); estão

entre as presas preferidas das larvas no meio ambiente (PAULY; CHRISTENSEN, 1995) e por serem relativamente abundantes em ambientes costeiros (MAUCLINE, 1998). Porém, um dos principais problemas da produção de copépodes calanoida em laboratório são as baixas densidades no cultivo, pois maioria das espécies parece não tolerar densidades altas (STØTTRUP, 2003).

### 2.3. HARPACTICOIDA

A ordem harpacticoida, é composta por copépodes predominantemente bentônicos durante sua fase adulta, ou seja, animais que vivem aderidos à superfície de algum substrato (STØTTRUP, 2003). A dieta é bastante variada, incluindo fitobentos, microrganismos e detritos. Dentre os grupos utilizados na aquicultura, este é considerado de cultivo relativamente fácil, inclusive com a grande vantagem de aceitarem e se desenvolverem bem com o uso de dietas inertes artificiais e alcançando elevadas densidades, quando comparado com outros grupos de copépodes.

São considerados bons candidatos para uso na aquicultura, pois possuem elevado potencial reprodutivo, pequeno tempo de geração, alto crescimento populacional, flexibilidade na dieta e toleram amplo espectro de fatores ambientais (SUN; FLEEGER, 1995; STØTTRUP; NORSKER, 1997).

Embora seja possível produzir os harpacticoida em densidades mais elevadas do que os calanoida e cyclopoida (STØTTRUP; NORSKER, 1997), o seu uso na larvicultura acaba sendo um pouco restrito devido ao hábito bentônico dos náuplios, que dificulta a predação pelas larvas, principal desvantagem para utilização dos harpacticoida na aquicultura. Porém, existem algumas exceções em que as fases iniciais nadam na coluna d'água, como *Euterpina acutifrons*,

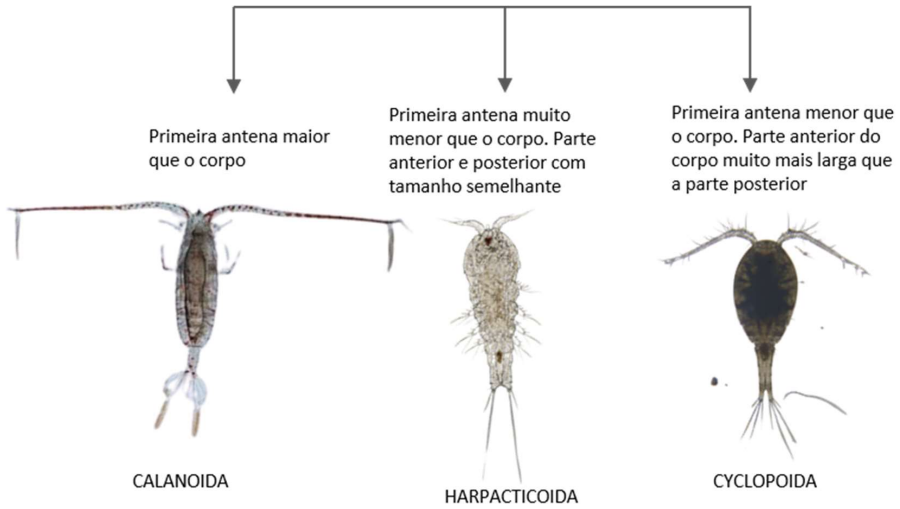
*Tisbe sp.* e *Nitokra lacustris*. Entre as espécies cultivadas para uso comercial ou em nível de laboratório podemos citar *Tisbe holoturidae*, *Tisbe beminiensis*, *Nitokra lacustris* e *Tigriopus japonicus*.

## 2.4. CYCLOPOIDA

Os copépodes cyclopoida possuem representantes de vida livre e parasitas e podem habitar tanto no ambiente marinho quanto no ambiente de água doce, porém a maioria dos seus representantes vivem na água doce. Algumas famílias são predominantemente planctônicas, como Oithonidae, enquanto outras são predominantemente bentônicas, Cyclopinidae (STØTTRUP, 2004). Muitas espécies de cyclopoida são predadoras, sendo que, em algumas delas apresentam o aparelho bucal com modificações para que os copépodes possam morder suas presas e algumas espécies podem chegar a predação larvas de peixes menores (DUDLEY; ILLG, 1991).

Em termos morfológicos possuem uma antena pequena, quando comparado aos dois outros grupos já apresentados, possuindo de 6 a 17 segmentos (DUSSART; DEFAYE, 2001). Entre os gêneros utilizados na aquicultura podemos destacar *Oithona sp.* e *Apocyclops sp.* Algumas características principais para a diferenciar os grupos estão apresentadas na figura 1.





**Figura 1** – Características dos principais grupos de copépodes para uso como organismo alimento em aquicultura

# **CAPÍTULO 3**

## **ASPECTOS MORFOLÓGICOS E FISIOLÓGICOS DE COPÉPODES MARINHOS**

### 3.1. MORFOLOGIA GERAL

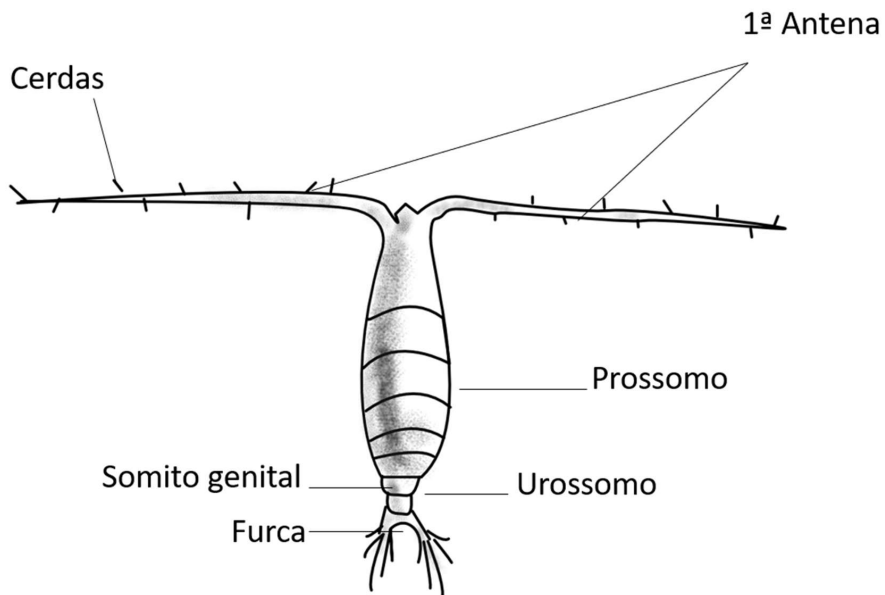
Copépodes são pequenos crustáceos que variam em média de 0,3 a 18,0 mm de comprimento, sendo que, a classe dos copépodes é a maior dentro do grupo dos crustáceos com cerca de 200 famílias e mais de 11.500 espécies já classificadas (HUMES, 1994). A maioria dos copépodes planctônicos possuem corpos cilíndricos dotados de abdômen estreito, enquanto as formas bentônicas possuem geralmente corpos mais largos e/ou formas comprimidas dorso ventralmente.

A estrutura corporal pode variar muito de acordo com a ordem e com a espécie, sendo o corpo dividido em várias regiões agrupadas em cefalossomo (cabeça) metassomo e urossomo. Geralmente, a cabeça (cefalossoma) apresenta fusão com o tórax (metasomo) e carrega anteriormente um típico olho naupliar mediano, um conjunto de antenas e os vários apêndices usados para alimentação e natação. Com essa fusão, podemos considerar então o corpo dos copépodes sendo basicamente dividido em cefalotórax (prossomo) e abdômem (urossomo), figura 2.

Os principais órgãos e apêndices dos copépodes se concentram na região do prossomo. Em geral os copépodes possuem um par de antenas (sendo o primeiro par, também denominado de antênula). As antênulas variam em tamanho e podem ser usadas para distinguir entre os três gêneros, sendo mais curto em harpacticoida e mais longo em calanoida. Este apêndice tem cerdas com diferentes funções, entre elas quimiossensoriais ou mecanossensoriais, e a sua forma está diretamente relacionada com o estilo de vida do copépode (DUSSART; DEFAYE 2001).

Em algumas espécies esse primeiro par possui a função locomotora acessória, enquanto em outras ele pode auxiliar na

apreensão do alimento (DUSSART; DEFAYE 2001). Para algumas espécies bentônicas as antênulas também podem ajudar na ancoragem do copépode ao substrato (BJÖRNBERG, 1986). Podem ainda possuir diferentes estruturas com função quimiorreceptora e mecanorreceptora. Os machos podem possuir o primeiro par de antenas modificado e adaptado para cópula, facilitando o processo de apreensão da fêmea (MAUCHLINE, 1998).



**Figura 2-** Estrutura corporal dos copépodes (ilustração do autor)

A estrutura oral e apêndices circundantes se diferencia de acordo com as espécies e conforme o seu modo de alimentação. Algumas dessas estruturas já aparecem durante os estágios naupliares, mas se tornam completamente funcionais durante os estágios copepoditos. Na região do aparelho bucal existem apêndices que auxiliam os copépodes na captura e maceração do alimento, como as maxílas, maxílulas e mandíbula. A abertura oral é composta por um labrum, anterior e posterior, o qual possui glândulas, que permite agregar as partículas de alimento e iniciar a digestão (DUSSART; DEFAYE,

2001). A abertura oral está situada ventralmente e é circundada por mandíbulas, as quais ajudam a macerar o alimento e maxílulas, que são adaptadas para agarrar e fragmentam o alimento. Estas assumem formas diferentes de acordo com o modo de alimentação da espécie. Em espécies de copépodes filtradores, as maxílulas apresentam cerdas na qual as partículas são retidas, acumuladas e posteriormente transferidas para a boca (MAUCHLINE 1998). Nos cyclopoida, é comum a presença do labrum dotado de dentes cujo número e forma são usados na taxonomia.

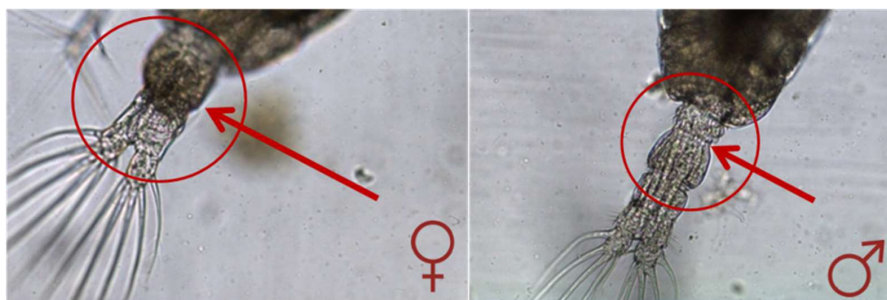
Os copépodes são dotados de olhos naupliares, em número de três, presentes em todos os estágios de desenvolvimento, geralmente de coloração vermelha e localizado na região anterodorsal do cefalossoma (STØTTRUP, 2003). Algumas espécies de copépodes ainda podem ser dotadas de olhos mais largos, melhor desenvolvidos e com motilidade. Os olhos são estão relacionados a fototaxia (importante nos processos diárias de migração) e na orientação por cinesia (variação de velocidade) (BAINBRIDGE, 1961).

Na região do metassoma estão presentes quatro ou cinco pares de pernas nadadoras, essenciais para a locomoção. Também são muito úteis em taxonomia porque a distribuição de espinhos e cerdas nas pernas é específico da espécie. Em alguns grupos, como nos calanoida e alguns harpacticoida, o último par é frequentemente modificado, sendo reduzido nas fêmeas e maior e assimétrico nos machos, que utilizam essa estrutura como auxílio para agarrar a fêmea durante o acasalamento (MAUCHLINE, 1998)

A musculatura principal, localizada no prossoma, é composta por dorsal e por músculos longitudinais ventrais, sendo que a musculatura dorsal consiste em oito grandes fibras, enquanto a ventral consiste em três fibras (PARK; 1966). A região do urossoma urossoma também possui pares dorsais e músculos longitudinais

ventrais. O endoesqueleto consiste em dois componentes principais, o endoesqueleto em si, que é formado por invaginações do exoesqueleto e os tendões do endoesqueleto. Ambos fornecem sustentação para os músculos (PARK, 1966).

No urossomo não existem apêndices, com a exceção do ramo caudal. Também estão localizados nessa região, o somito anal e o somito genital, umas das estruturas que permite a diferenciação de machos e fêmeas, sendo que, para diversas espécies as fêmeas geralmente possuem o 2° e o 3° somitos do urossomo fundidos, figura 3. Esta é uma característica bastante utilizada para a sexagem dos animais em laboratório. O urossomo ainda termina em uma furca, que é formada por dois ramos simétricos ornamentados com cerdas.

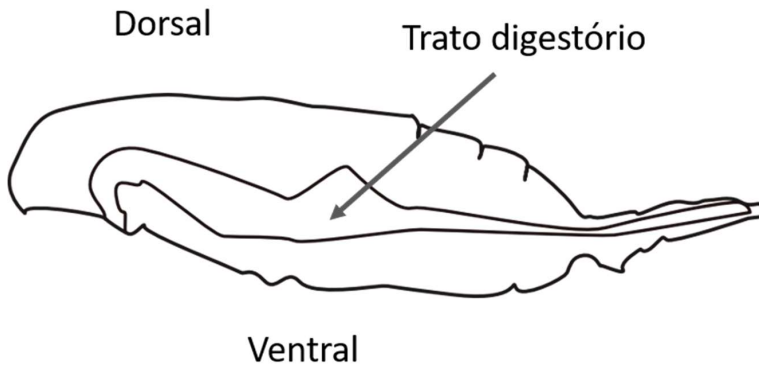


**Figura 3** - Detalhe da diferença do urossomo entre machos e fêmeas, utilizado para o dimorfismo sexual em copépodos. (fotografia do autor).

### 3.2. SISTEMA DIGESTÓRIO

Os copépodos possuem sistema digestório completo e os órgãos envolvidos na digestão são adaptados de acordo com hábito alimentar da espécie. O alimento entra pela boca, passando pelo esôfago e intestino até chegar ao ânus, figura 4. Em copépodos calanoida, o intestino pode ser dividido em três regiões: anterior, média e posterior, sendo que na região média pode ocorrer o armazenamento de gordura em estruturas especializadas. Em algumas espécies como *Calanus euxins*, essa bolsa de reserva de lipídeos chega a representar cerca de 30% do

volume corporal (VINOGRADOV et al., 1992). Embora ainda não se tenha comprovação, acredita-se que esses lipídios além de fornecerem energia para o metabolismo dos animais também sejam utilizados na síntese de vitelo. Os copépodes também possuem uma variedade de enzimas digestivas, entre as quais podemos destacar a amilase, laminarase, celulase, carboxipeptidase e tripsina (MAYZAUD, 1986).



**Figura 4** - Esquema do trato digestório dos copépodes (ilustração do autor)

### 3.3. SISTEMA RESPIRATÓRIO

Devido a seu reduzido tamanho, os copépodes não possuem sistema respiratório, sendo o oxigênio absorvido diretamente da água. A troca de gases, tanto oxigênio quanto o dióxido de carbono é realizado através do integumento e do intestino médio. As taxas de respiração frequentemente mostram ritmos correspondentes à frequência alimentar e a temperatura (HARRIS; MALEJ, 1986; CHECKLEY *et al.*, 1992; CERVETTO *et al.*, 1993; PAVLOVA, 1994). A respiração também varia conforme o tamanho corporal dos copépodes, aumentando em animais de maior tamanho. Porém quando consideramos a taxa respiração/peso, é possível verificar que animais menores tendem a ser metabolicamente mais ativos (SMITH, 1988; UYE; YASHIRO, 1988).

Os copépodes normalmente habitam em ambientes bem oxigenados em regiões costeiras e estuarinas, porém algumas espécies oceânicas são adaptas a viver em regiões mais profundas, com baixos níveis de oxigênio (MAUCHLINE, 1998). Algumas espécies costeiras de copépodes têm a capacidade de produzir ovos que entram em estado de dormência, que afundam no substrato que pode ser anóxico.

### 3.4. SISTEMA CIRCULATÓRIO

Os copépodes harpacticoida e cyclopoida não possuem sistema circulatório fechado, sendo a circulação realizada através dos movimentos peristálticos dos músculos do trato digestório. A exceção são os calanoida, que possuem um coração localizado dorsalmente entre o segundo e terceiros segmentos torácicos, figura 5. O sangue incolor circula através da aorta anterior e um sistema de seios (DUSSART; DEFAYE, 2001).

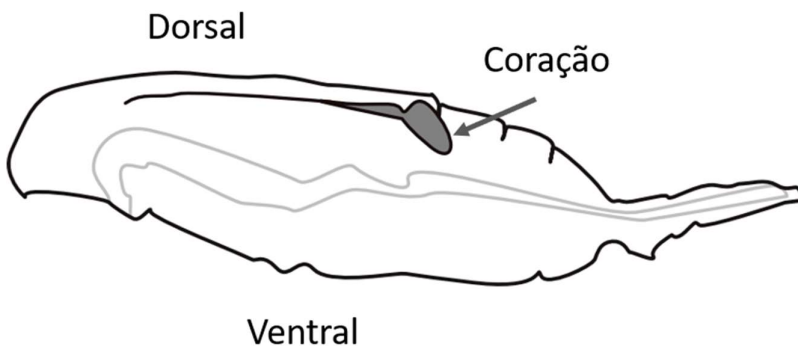


Figura 5 - Esquema do trato digestório dos copépodes (ilustração do autor)

### 3.5. SISTEMA NERVOSO

O sistema nervoso central dos copépodes é simples e consiste de um cérebro situado na região anterior ao esôfago. Do cérebro estende-se um cordão nervoso ventral, o qual se estende até a extremidade



posterior e se relaciona com os nervos sensitivos e motores, figura 6. O sistema nervoso simpático também inerva o trato digestivo e um sistema formado por dois pares de interneurônios e numerosas fibras motores estão envolvidos nos movimentos de fuga em copépodes (MAUCLINE, 1998).

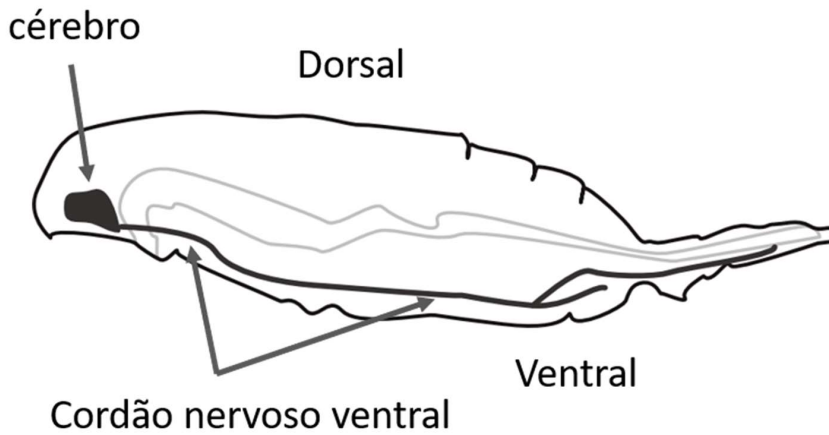


Figura 6 - Esquema do sistema nervoso em copépodes (ilustração do autor)

# CAPÍTULO 4

## NUTRICAÇÃO DE COPÉPODES

O estudo da nutrição nos permite adequar melhor as dietas, oferecendo alimentos que supram as necessidades nutricionais dos copépodes, permitido assim maximizar os índices produtivos. Para uso na aquicultura, além da necessidade de dietas que proporcionem boas taxas de sobrevivência, desenvolvimento e reprodução dos copépodes, também é necessário que esses organismos tenham uma composição nutricional adequada para atender às exigências das larvas de peixe e crustáceos.

O alimento deve possuir tamanho e motilidade adequados, de forma que seja capturado facilmente pelos copépodes (PAFFENHÖFER, 1984). Outro ponto importante é tamanho e a concentração das partículas alimentares devem ser compatíveis com a espécie cultivada e com a fase de desenvolvimento (PAFFENHÖFER, 1976; STØTTRUP; JENSEN, 1990; KIØRBOE et al., 1996). Os alimentos que são capturados mais facilmente exigem menor gasto energético no processo de alimentação e permitem a utilização dessa energia no crescimento e na reprodução do animal.

Os copépodes habitam uma grande diversidade de ecossistemas aquáticos e com isso estão sujeitos a um grande espectro de alimentos, que estão sujeitos a mudanças contínuas ao longo do dia e das semanas. Como já mencionado anteriormente os copépodes herbívoros, onívoros ou carnívoros. Entre os itens que compõe a dieta estão ciliados, fitoplâncton, bactérias e detritos. Muitos copépodes podem possuir um hábito alimentar predominante que pode ser alterado conforme as condições ambientais e a disponibilidade de alimento. Para algumas espécies coletadas no ambiente natural é necessário um período de adaptação, devido à mudança da dieta do ambiente de origem para a dieta fornecida em cativeiro. Essa fase pode demorar desde alguns dias até alguns meses e como característica, algumas espécies podem apresentar os índices produtivos baixos

e que lentamente começam a melhorar, até chegar ao ponto que se estabilizam.

O primeiro grupo consiste basicamente de filtradores, sendo que o consumo de partículas de algas é influenciado pelo tamanho, quantidade e qualidade do alimento, na qual, o tamanho é importante em relação aos apêndices da cavidade oral, sendo os copépodes menos eficientes em reter partículas muito pequenas (PAFFENHÖFER 1976; KIØRBOE *et al.* 1985; STØTTRUP e Jensen 1990; KIØRBOE *et al.* 1996; STØTTRUP; JENSEN, 1990).

Payne e Rippingdale (2000) sugerem que o pequeno tamanho das partículas sejam uma das causas prováveis para a baixa sobrevivência, desenvolvimento e fecundidade de *Gladioferens imparipes* alimentados *Nannochloropsis oculata*. Segundo Berggreen *et al.* (1988), o tamanho mínimo estimado de partículas capturadas por *A. tonsa* é de 2-4 µm para todos os estágios de desenvolvimento e o tamanho ótimo de partículas aumenta de acordo com o desenvolvimento do animal, sendo de 7-14 µm para náuplios NII e NIII e de 14-70 µm para adultos, com tamanho máximo de captura de 250 µm. Ainda de acordo com Berggren *et al.* (1988) o tamanho ótimo da partícula deve corresponder de 2 a 5% do comprimento do prossoma independente do estágio de desenvolvimento.

Os copépodes possuem um mecanismo para alimentação de partículas suspensas, na qual geram uma corrente de alimentação promovida através do movimento das antenas e maxilípedes que direcionam o fluxo de água (COWLES; STRICKLER, 1983; PRICE; PAFFENHOFER, 1986). Esse movimento dos apêndices bucais gera uma cavidade na qual a água e as partículas são puxadas em direção ao copépode (NAGANUMA, 1996). Essas correntes de alimentação permitem que os copépodes capturem material de fora dos intervalos

de detecção visual ou quimiossensorial, aumentando capacidades do copépode para encontrar partículas de alimentos (OSBORN; 1996).

Os calanoida são geralmente filtradores com habilidade de diferenciar as partículas de alimento com base no tamanho e no paladar, sendo que partículas tóxicas ou não palatáveis podem ser regurgitadas (DONAGHAY; SMALL 1979; HUNTLEY *et al.* 1986; POWELL; BERRY, 1990). Algumas espécies de calanoida também são onívoras, apresentando um modo raptorial ativo não visual de alimentar (TISELIUS; JONSSON 1990). Algumas espécies de copépodes também têm a capacidade criar correntes de alimentação que aprisionam presas, como ovos e náuplios de copépodes (YEN; FIELDS 1992). As antênulas também possuem uma função importante na alimentação predatória (raptorial), possuindo sensilas que são utilizadas na detecção de presas (LANDRY; 1980).

Os harpacticoida são copépodes primariamente com hábito detritívoro, consumindo diversas fontes de alimento como bactérias, material orgânico acumulado, macroalgas, poliquetas, biofilme de microalgas e dietas artificiais para peixes e camarões (RIEGER, 1978). Porém o fato dos harpacticoida consumirem uma grande diversidade de itens, isso não implica no fato de não serem seletivos. Além disso a oferta de alimentos em termos qualitativos e quantitativos, pode afetar a taxa de ingestão, o desenvolvimento e a reprodução dos harpacticoida (MAUHLIN, 1998).

A utilização de detritos e microrganismos têm sido sugeridos como elementos nutricionais importantes na dieta dos harpacticoida e de acordo com Guérin *et al.* (2001), a adição de pequenas quantidades de bactérias e vitamina D<sub>2</sub>, junto com uma ração comercial para peixes resultou em maiores porcentagens produção de ovos por fêmea. Porém, devido a condições experimentais, ainda é difícil de se

determinar a contribuição nutricional de bactérias na alimentação de copépodes.

Os cyclopoida são geralmente considerados onívoros, se alimentando de organismo plantônicos e bentônicos, incluído em alguns casos a própria espécie. Algumas espécies, como *Apocyclops royi*, se apresenta como herbívoro nos estágios iniciais de desenvolvimento, alternando seu habito alimentar para carnívoro durante os estágios finais de desenvolvimento até a fase adulta (CHANG; LEI, 1993).

Como uma característica geral, as espécies costeiras tendem a converter nutrientes dietéticos em nova biomassa (crescimento somático ou ovos) de forma relativamente rápida, porém não são caracterizadas por armazenar grandes quantidades de lipídeos (TESTER; TURNER, 1990). Algumas espécies oceânicas, como muitos Calanidae, possuem maior capacidade de retenção de lipídeos, armazenados e um saco de óleo, figura 7. Existem também evidências que os copépodes podem conservar energia em baixas concentrações de alimento, aumentando os períodos de inatividade e diminuindo a frequência de alimentação (PRICE; PAFFENHOFER, 1985). Cada espécie possui um liminar característico para a concentração mínima de alimento na qual os copépodes reduzem sua atividade alimentar Włodarczyk et al. (1992).

Kleppel et al. (1998) demonstraram que o conteúdo dietético de aminoácidos está correlacionado com a produção de ovos do copépode *A. tonsa*. Os aminoácidos são uma importante fonte de carbono orgânico e nitrogênio total em copépodes (COWIE; HEDGES 1996). O teor de proteína e nitrogênio nos alimentos apresentou uma correlação positiva com a fecundidade em duas espécies de *Acartia* sp., embora os lipídios tenham demonstrado exercer uma maior influência sobre a fecundidade (JÓNASDÓTTIR, 1994).

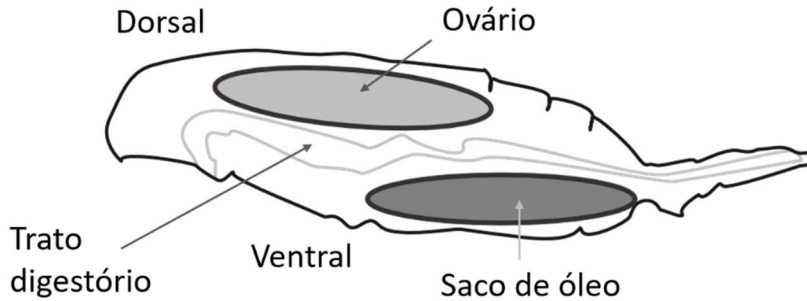


Figura 7 - Esquema da posição do saco de óleo em copépodes (ilustração do autor)

## 4.1. DETECÇÃO DO ALIMENTO

Os copépodes precisam de diversos mecanismos para detecção do alimento, uma vez que vivem em uma sopa química composta de água do mar, compostos solúveis, e partículas vivas e inanimadas, orgânicas e inorgânicas (ATEMA, 1985). Organismos vivos, como bactérias, plâncton e protozoários, emitem diversos compostos químicos, pelo menos como produtos de sua excreção. Com isso, a quimiorrecepção e a mecanorrecepção estão envolvidas no reconhecimento de alimento potencial.

Os quimiossensores estão relacionados na detecção dos alimentos, muitas vezes através da detecção de aminoácidos específicos (GILL; POULET, 1988b; TISELIUS, 1992). Tanto o fitoplâncton quanto o zooplâncton emitem sinais químicos que podem ser detectados pelos quimiossensores do copépode ao longo de um gradiente de difusão. O zooplâncton também causa distúrbios na água que pode ser detectados pelos mecanorreceptores dos copépodes. Com isso, existe um viés para os quimiossensores serem mais usados na alimentação de partículas (herbívoros, detritívoros) enquanto mecanorreceptores serem mais funcionais em alimentação predatória. Existe diferenças quanto as respostas entre esses dois mecanismos, pois respostas

negativas dos quimiorreceptores produzem rejeição das partículas na água, enquanto as respostas negativas dos mecanorreceptores provocam respostas de fuga no copépode.

A mecanorrecepção em copépodes já foi demonstrada por Legier-Visser et al. (1986) através do processo de distúrbio de pressão criado por uma diatomácea arrastada na corrente de alimentação, detectada pelo copépode, fornecendo informações sobre seu tamanho e localização. A alimentação de partículas suspensas é um processo relativamente passivo em comparação com alimentação predatória ou raptorial em que o copépode nada ativamente na busca pelo alimento (UYE; KAYANO,1994)

Os copépodes predadores têm apêndices utilizados no processo de alimentação aumentados e podem possuir mecanorreceptores nas antênulas, os quais podem ter uma capacidade no aprimorando espacial do copépode (YEN et al., 1992). Jonnson e Tiselius (1990) descrevem que a espécie de calanoida *Acartia tonsa* alterna períodos de afundamento com saltos curto quando se alimentam de protozoários ciliados. Os mesmos autores descrevem que ciliados são detectados em uma faixa de 0,1 a 0,7 mm das antênulas do copépode.

## 4.2. MICROALGAS

Entre as principais microalgas utilizadas para produção de copépodes podemos destacar as espécies *Isocrysis sp.*, *Chaetoceros sp.*, *Rhodomonas sp.* e *Tetraselmis sp.* A microalga *Isochrysis sp.*, rica em ácidos graxos poli-insaturados (WATANABE, 1991), tem se apresentado adequada principalmente para os estágios naupliares e de copepoditos. Já a microalga *Tetraselmis sp.* possui células maiores, sendo mais adequada para copépodes em estágios de desenvolvimento mais avançados. Outra alga bastante utilizada é a *Rhodomonas sp.*, que



possui tamanho e valor nutricional adequado ao cultivo e é utilizada com sucesso na produção de diversas espécies de copépodes, em dieta monoalgal (BERGGREEN et al. 1988; HANSEN, 1991). Apesar de algumas microalgas possuírem características bastante favoráveis ao cultivo de copépodes o mais comum é a utilização de um mix de microalgas. A microalga *Nannochloropsis oculata* amplamente utilizada na aquicultura, inclusive no cultivo de rotíferos, não é muito utilizada para alimentação de diversas espécies de copépodes devido ao seu reduzido tamanho e as características de sua parede celular (PAYNE; RIPPINGDALE, 2000)

É importante se atentar que algumas espécies de diatomáceas que poderiam ser consideradas aptas para o cultivo de copépode, podem acabar se mostrando inadequadas por produzirem aldeídos insaturados. Esses aldeídos influenciam negativamente no desenvolvimento embrionário dos náuplios, gerando um efeito deletério na embriogênese dos copépodes, resultando em uma diminuição ou até mesmo cessando a eclosão dos ovos (IANORA et al. 1995; KLEPPEL; BURKART, 1995; MIRALTO et al. 1999).

A concentração de microalgas ofertada depende da espécie e do tamanho da alga, assim, geralmente menores concentrações são necessárias para uma mesma espécie quando se utiliza microalgas de maior tamanho como *Rhodomonas sp*, enquanto microalgas de menor tamanho como *Isochrysis sp*. é necessário cerca um maior número de células (STØTTRUP, 2003). Como mencionado anteriormente, diversas espécies de copépodes necessitam de dietas multilgais, pois em alguns casos, apenas o uso de uma espécie de microalga não é suficiente para suprir todas as necessidades nutricionais.

É importante frisar que geralmente os copépodes são mantidos com dietas multi-algais, exigindo microalgas de alta qualidade (STØTTRUP et al., 1986; SCHIPP et. al, 1999; COWLES et al., 1988).

Assim, a produção de fitoplâncton de alta qualidade e em grandes volumes constitui uma das maiores dificuldades para o cultivo comercial de copépodes marinhos (SCHIPP et al. ,1999).

A produção de ovos por fêmea por dia está relacionada tanto com o tipo quanto com a concentração do alimento e tende a aumentar com o aumento da alimentação até um nível assintótico, na qual relação entre a produção de ovos e as concentrações de alimentos atingem um nível máximo e diferem entre as espécies (KIØRBOE et al. 1985; DAM et al. 1994)

### 4.3. BACTÉRIAS

As bactérias parecem ter um maior valor na nutrição de copépodes bentônicos, pois bactérias presentes na coluna d'água em ambientes costeiros e oceânicos tendem a ser escassas. Além disso bactérias livres possuem um tamanho muito pequeno para serem predadas diretamente pelos copépodes, mas podem se tornar mais acessíveis ao colonizar um substrato, aumentando a densidade e formando agregados. Em ambientes com uma alta carga de sólidos suspensos na coluna de água existe uma maior probabilidade de que as bactérias sejam incluídas na dieta dos copépodes (POULET, 1983). De acordo com Guérin et al. (2001), a adição de pequenas quantidades de bactérias e vitamina D<sub>2</sub>, junto com uma ração comercial para peixes foi capaz de produzir maior produção de ovos por fêmea no cultivo de copépodes harpacticoida.

### 4.4. PROTOZOÁRIOS

Os protozoários são uma fonte de alimento essencial para diversos copépodes marinhos (DUTZ; PETERS, 2008) sendo que Gifford (1993) sugere que *Neocalanus plurnchrus* obtém cerca de 80% de

sua exigência de protozoários no Oceano Pacífico oceânico subártico. Os protozoários são um importante componente do nanoplâncton e microplâncton e podem ser encontrados em abundância em águas estuarinas, costeiras e oceânicas (STOECKER; CAPUZZO, 1990). O grupo dos protozoários inclui dinoflagelados, ciliados, foraminíferos e radiolários. Os dois últimos, juntamente com os ciliados tintinídeos, são mais comumente relatados entre os conteúdos estomacais porque partes deles são resistentes à digestão, o que facilita sua identificação. Porém a maioria dos protozoários podem ser subestimados em estudos devido à dificuldade de identificação pela sua rápida digestão e transparência (FUKAMI et al., 1999; NAGANO et al., 2000)

#### **4.5. ALIMENTOS INERTES**

O uso de microalgas proporciona ótimos resultados na produção de copépodes, porém devido aos altos custo; alta demanda de mão de obra, infraestrutura e manutenção, pode tornar sua produção inviável. Com isso, a busca por dietas alternativas, para complementar ou até mesmo substituir o uso de microalgas vivas, constitui uma interessante opção para reduzir os altos custos de produção de microalgas.

A importância da qualidade do alimento no cultivo de copépodes já vem sendo demonstrada, porém apenas poucos estudos testaram o uso de alimentos inertes no cultivo de copépodes. Entre as diferentes fontes de alimento, alguns estudos já avaliaram ingredientes como farelo de arroz, espirulina liofilizada, levedura, fermento biológico enriquecido, além de produtos comerciais, como Isomil® e RotiRich® (TURK et al., 1982; OGLE et al., 2002, KAMINSKI, 2004; SANTOS, 2005, ANNUNCIÇÃO, 2011)

Ogle et al. (2002) utilizou, no cultivo de *A. tonsa*, diferentes fontes de alimentos, como pastas de microalga, culturas de bactéria, farelo de arroz e os produtos comerciais Isomil® e RotiRich®. Annuniação (2011) obteve bons resultados ao utilizar espirulina liofilizada (*Arthrospira sp.*) no cultivo de *A. tonsa*, sendo as densidades de copépodes obtidas no cultivo com espirulina semelhante à de alguns trabalhos utilizando microalgas vivas (SCHIPP et al., 1999; KAMINSKI, 2004; SANTOS, 2005). Porém as taxas de fecundidade obtidas foram baixas, necessitando de outros ingredientes complementares para aumentar os índices de fecundidade dos copépodes.

No estudo de Rhodes e Boyd (2005) os autores observaram resultados semelhantes de crescimento e reprodução no cultivo de *Nitokra lacustris*, cultivados com *Tetraselmis sp.* e uma dieta formulada. A dieta formulada era composta de suco de vegetais, Campbell Soup Co® (240mL); fermento biológico enriquecido (10g); Vitamina C líquida (1mL); complexo de vitamina B líquido (2mL) e óleo de linhaça (5mL). Os autores avaliaram também o perfil de ácidos graxos dos copépodes e não encontraram diferenças significativas entre o tratamento utilizado a microalga e tratamento com a dieta formuladas. O uso de suco vegetal apresentou bons resultados na produção de alguns copépodes harpacticoida como, *Nitokra lacustris*, *Tisbe holothuriae*, e *Tigriopus californicus*. Inclusive o tempo de geração de *T. californicus* foi menor com o uso da dieta inerte quando comparado com o uso de microalgas. Existe a hipótese de que o uso de dietas inertes estimule o crescimento bacteriano, no qual algumas espécies de copépodes podem se beneficiar.

Phelps et al. (2005) avaliaram a produção de copépodes em viveiros de 1.110 m<sup>2</sup> com o uso de farinha de alfafa, farinha de peixe, farelo de arroz e farelo de trigo como fertilizantes, durante o período de 30-50 dias. A densidade média de náuplios . L<sup>-1</sup> no cultivo foi de 3.125,

3.391 e 5.080 para os tanques fertilizados com farinha de alfafa, farinha de peixe e farelo de trigo respectivamente. No cultivo do copépode harpacticoida *Tisbintra elongata* Yamasaki e Canto (1980) obtiveram densidades 16.200 e 14.600 copépode s. L<sup>-1</sup> com o uso de farelo de arroz e espirulina respectivamente. O uso de fermento biológico permitiu a produção do copépode *T. japonicus* em densidades entre 20.000 e 30.000 indivíduos . L<sup>-1</sup> (FUKUSHO, 1978).

O uso de pastas de microalgas já é utilizado com sucesso em diversas espécies de copépodes cyclopoida e harpacticoida, como, *Apocyclops royi*, *Nitokra la-custrisan* e *Robertsonia sp.*, porém parecem não ser adequadas para produção de copépodes calanoida.

#### 4.6. ALIMENTOS ENRIQUECEDORES

Além da necessidade de dietas que proporcionem boas taxas de sobrevivência, desenvolvimento e reprodução dos copépodes, também é importante que esses organismos tenham um valor nutricional adequado para atender às necessidades nutricionais das larvas de peixe. O enriquecimento do alimento vivo é uma prática bem conhecida na aquicultura, porém existe uma escassez de estudos de enriquecimento para copépodes marinhos, sendo que a maioria dos estudos realizados nessa área apenas compara o desempenho produtivo dos copépodes em relação à dieta (DRILLET et al., 2011).

O enriquecimento de copépodes pode ser realizado com o fornecimento de microalgas ricas em EPA e DHA ou com formulações ricas em nutrientes. Payne e Rippingale (2001) utilizaram as microalgas *I. galbana* e *N. oculata* para enriquecer náuplios do copépode *Gladioferens imparipes* durante o período de 6 horas, observando um aumento significativo no conteúdo de DHA e EPA dos copépodes enriquecidos.

Phelps et al. (2005) enriqueceram náuplios *Apocyclops panamensis* com Super Selco® nos intervalos de 3, 6 e 12h e observaram um aumento dos níveis de ARA, do total de ácidos graxos ômega 6 e de lipídios não polares. Porém nos intervalos de 6 e 12 horas ocorreu um aumento significativo da mortalidade dos náuplios.

Rodhes e Boyd (2005) ao cultivar o copépode harpacticoida *N. lacustris* utilizando alimento formulado a base de suco vegetal e fermento verificaram que os copépodes apresentaram uma quantidade significativamente maior de DHA (8,1%) e EPA (3,0%), quando comparado com o alimento ofertado. Ribeiro e Souza-Santos (2013) realizado o cultivo de *Tisbe biminiensis* em bandejas plásticas com 15L avaliaram o uso de quatro dietas inertes, as quais resultaram em crescimento populacional dos copépodes, embora as duas rações comerciais para peixes tenham resultado em maior produção.



# CAPÍTULO 5

## REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO DOS COPÉPODES



## 5.1 ASPECTOS REPRODUTIVOS

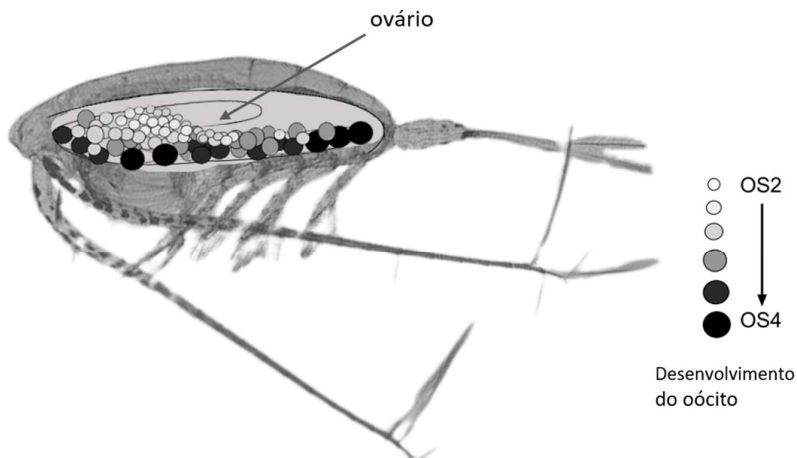
A reprodução ocorre de forma sexuada com a possibilidade de algumas espécies de copépodes liberarem seus ovos diretamente na água enquanto outras os armazenam em sacos ovíferos (MAUCHLINE, 1998). A produção de ovos é mensurada com base na produção diária de ovos por fêmea, sendo este um índice bastante utilizado para medir a produtividade e o potencial de crescimento da população de copépodes (STØTTRUP, 2003; CAMUS; ZENG, 2008). Esse índice também é utilizado em laboratórios para produção de organismos aquáticos na estimativa do suprimento de náuplios produzidos para alimentação das larvas de peixes (ALAJMI et al., 2014). De acordo com Mauchline (1998) a fecundidade diária de um copépode pode variar de acordo com a espécie e também em função de fatores abióticos e nutricionais.

Embora existam diferenças morfológicas entre os gêneros de copépodes, os machos e fêmeas de diversas espécies podem ser identificados basicamente através da diferenciação da antênula; do quinto par de pernas (P5) nos machos, e do segmento genital no urossomo (MAUCHLINE, 1998; STØTTRUP, 2003) e de forma geral as fêmeas tendem a serem maiores que os machos. No caso de fêmeas que carregam sacos ovíferos, estas também podem ser obviamente isoladas com base nesta característica.

Os machos possuem um único testículo, localizado medialmente na região dorsal do primeiro e segundo segmento do metassoma, na mesma posição em que o ovário nas fêmeas (MAUCHLINE, 1993). Durante a cópula o macho agarra a fêmea, utilizando o primeiro par de antenas, e transfere o espermatóforo, estrutura que contém os espermatozoides viáveis, para a região da abertura genital da fêmea. A partir deste ponto, o esperma fica armazenado na fêmea em uma estrutura

especializada, denominada de espermateca. Conforme a fêmea libera os oócitos, esse espermatozoide é liberado ocorrendo a fertilização. A reprodução assexuada, por partenogênese, foi observada em condições de laboratório em poucas espécies de harpacticóida, porém ainda não é claro se esta forma de reprodução ocorre no ambiente natural (DUSSART; DEFAYE, 2001).

O sistema genital feminino dos copépodos está localizado dorsalmente no prossomo e ao longo do trato digestivo. Este consiste em glândulas pareadas, ductos e uma abertura genital localizada ventralmente, sendo que, na maioria das fêmeas, o sistema genital consiste em um único ovário mediano localizado dorsalmente ao intestino. Os oócitos estão localizados anteriormente, onde crescem em tamanho e sofrem diferenciação, sendo que cinco estágios de desenvolvimento do oócito (OS0–OS4) podem ser identificados em todos os copépodos, com base no tamanho da célula, número de vesículas no ooplasma e aparência do núcleo (NIEHOFF, 2006), figura 8.



**Figura 8** – Esquema de maturação dos oócitos (esquema adaptado de Niehoff, 2006)

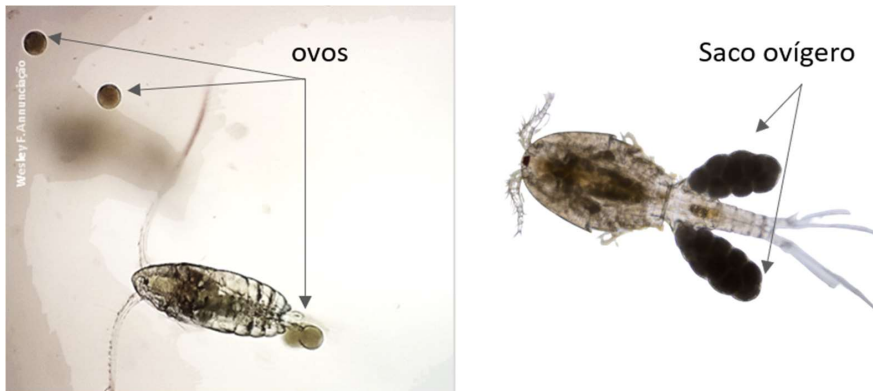
Grande parte dos copépodes calanoida liberam seus ovos individualmente na água. Mas outros copépodes como os cyclopida e harpacticoida, mantêm os ovos dentro de um ou dois sacos de ovos (ovisaco), que permanecem ligados ao segmento genital feminino até que eclodam. Os ovos produzidos nos sacos ovíferos tendem a ser maiores do que ovos liberados diretamente na água. Segundo Mauchline (1998) ovos de calanoida produzidos em sacos variam em diâmetro de 70 a cerca de 800  $\mu\text{m}$  enquanto os ovos gerados livremente, raramente são maiores do que 200  $\mu\text{m}$ . A diferença na forma de armazenamento dos ovos está ilustrada na figura 9.

Algumas espécies podem produzir também ovos dormentes em condições desfavoráveis. A dormência em ovos de copépodes ocorre com maior frequência no inverno em espécies de regiões temperadas. Os ovos em repouso são produzidos por várias espécies de copépodes e são o principal modo de dormência, sendo capazes de suportar longos períodos de dessecação, calor ou frio. (DUSSART; DEFAYE; 2001). Neste caso os náuplios só eclodem quando encontram condições ambientais favoráveis. Esta habilidade é um recurso interessante para aquicultura, pois estes ovos podem ser estocados e transportados mais facilmente. A temperatura parece ser o principal fator relacionado ao controle da dormência da diapausa ovos (GRICE; MARCUS, 1981; BAN; MINODA, 1991), sendo que esses ovos são tolerantes à variação da salinidade, mas são sensíveis às baixas concentrações de oxigênio, condição geralmente encontrada dentro dos sedimentos (GRICE; MARCUS, 1981).

Após diversos estudos já se verificou que a produção de ovos de copépodes é diretamente influenciada pela qualidade e pela concentração do alimento fornecido (MAUCLINE, 1998), sendo que a maturação das gônadas e a reprodução também estão diretamente relacionadas com a concentração de alimento (PLPURDE; RUNGE,

1993). Porém, além da alimentação, outros fatores ambientais como temperatura também possuem forte influência nos processos reprodutivos. Existem ainda alguns estudos que sugerem que fatores nutricionais e ambientais podem influenciar na proporção macho e fêmea.

A espécie de copépode *Centropages typicus* está entre as mais fecundas já registradas, com taxas de produção de ovos de até 230 ovos por fêmea por dia (DAGG, 1978; MAUCLINE, 1998), enquanto *Valdiviella insignis* é uma das menos fecundas, produzindo apenas dois ovos por ninhada (MAUCLINE 1998).



**Figura 9-** Diferença entre ovos liberados diretamente na água e ovos armazenados em sacos ovíferos.

## 5.2. DESENVOLVIMENTO E CICLO DE VIDA

Os copépodes das três ordens abordadas aqui possuem estágios de desenvolvimento semelhantes. Os copépodes, como todos os crustáceos, aumentam o tamanho do corpo através do processo inerentes ao ciclo de muda (apólise). Os copépodes apresentam três principais fases de desenvolvimento após a eclosão do ovo, passando por náuplios, copepoditos e adultos. A fase naupliar apresenta seis estágios de desenvolvimento (abreviados por NI - NVI), com exceção

de algumas espécies que possuem 5 estágios de desenvolvimento (MAUCLINE, 1998), sendo que grande parte das espécies só começam a se alimentar a partir do terceiro ou quarto estágio naupliar (NIII e NIV) (BERGREEN et al., 1988; STØTTRUP, 2003).

Os náuplios recém-eclodidos tem formato oval, comprimido dorso ventralmente e não segmentado, com relativamente poucos apêndices e um único olho naupliar. Em muitas espécies, o primeiro estágio naupliar, não tem abertura oral e vive de suas reservas vitelinas (HICKS; COULL, 1983; DAHMS, 1993; MAUCLINE, 1998; DUSSART; DEFAYE2001). As faixas de tamanho dos náuplios recém-eclodidos também variam conforme a espécie, sendo que náuplios recém-eclodidos, como os de *A. tonsa* medem menos de 100 µm de comprimento corporal (KLEIN BRETELER et al. 1982), enquanto os náuplios de *Calanus pacificus* medem cerca de 220 µm (GREENE; LANDRY, 1985).

A segunda etapa de desenvolvimento dos copépodes consiste na metamorfose de náuplios para copepoditos, em que os animais já apresentam características de adulto, com o desenvolvimento através de cinco (poucas espécies) ou seis estágios (CI a CVI), na qual ocorre diferenciação dos apêndices e progressivo aumento na segmentação e no volume corporal. Os animais no último estágio de desenvolvimento (CVI) são considerados adultos (STØTTRUP, 2003). Não ocorrem mais mudas nos copépodes após chegarem à fase adulta, diferente de outros crustáceos.

O período de desenvolvimento em copépodes calanoida pode variar de alguns dias, como no caso de *A. sijiensis*; *A. tonsa*; *P. crassirostris*, até meses, como no caso de *Calanus marshallae*, e é diretamente dependente do tipo e quantidade do alimento e dos fatores ambientais, principalmente da temperatura (MAUCLINE, 1998; STØTTRUP, 2003; RHYNE et al., 2010; DRILLET et al., 2011).

As exigências energéticas também variam entre as espécies de copépodes, influenciando no crescimento e no desenvolvimento dos animais, sendo importante dessa forma definir a taxa de crescimento para cada espécie alvo (STØTTRUP, 2003; HOLSTE, 2010). A avaliação do período de desenvolvimento é um índice utilizado em diversos trabalhos de campo e em laboratório (CAMUS; ZENG, 2008; RHYNE et al., 2010; FERREIDOUNI; MESKAR; ASIL, 2015) e sua determinação pode auxiliar na predição e no escalonamento da produção dos copépodes.



# CAPÍTULO 6

## INFLUÊNCIA DE FATORES ABIÓTICOS NA PRODUÇÃO DE COPÉODES



Segundo Støttrup (2003) um dos obstáculos para utilização de copépodes em escala comercial na aquicultura é a falta de protocolos que otimizem a produção em massa, o que implica na necessidade de se definir condições ambientais e nutricionais ótimas para a manutenção dos animais, ocorrendo no aumento da produção e diminuição dos custos. De acordo com Morehead (2005) a identificação de condições ótimas para a produção de espécies com potencial aquícola é um fator chave para o sucesso da atividade e a adequação dos parâmetros ambientais não apenas influencia no aumento da produtividade, mas também possui um grande impacto econômico.

Parâmetros, como a temperatura e a salinidade, ainda podem ser utilizados como uma ferramenta para inibir o crescimento de agentes patogênicos e de organismos indesejáveis na produção (JEPSEN, 2014). Um terceiro parâmetro que também afeta o ciclo reprodutivo e migratório de copépodes marinhos (MAUCHLINE, 1998; NELSON et al., 2011), mas que ainda é pouco estudado, é o fotoperíodo. Alguns autores já demonstraram sua influência na taxa de produção de ovos (STEARNS et al., 1989; CERVETTO et al., 1993; CAMUS; ZENG 2008; MILIOU, 1992) e no desenvolvimento naupliar (CAMUS; ZENG, 2008; PECK, 2008; FERREIDOUNI; MESKAR; ASIL, 2015).

Fatores abióticos podem afetar a produtividade de copépodes, influenciando em diversos aspectos reprodutivos e no desenvolvimento dos animais (DUSSART; DEFAYE, 2001; PETERSON, 2001; HALL; BURNS, 2002; CHINNERY; WILLIAMS, 2004; HOLSTE; PECK, 2006).

## 6.1. TEMPERATURA

Dentre os parâmetros ambientais, a temperatura é considerada como um dos fatores que mais influenciam na fisiologia e no ciclo de vida dos copépodes, regulando o crescimento e o potencial reprodutivo

(CHINNERY; WILLIANS, 2004; HOLSTE; PECK, 2006; MILIONE; ZENG, 2008; RHYNE et al., 2010). A temperatura também pode afetar a distribuição espacial e sazonal de copépodes marinhos na natureza (MILLER; MARCUS, 1994; DRIRA et al., 2014)

O período de desenvolvimento em copépodes calanoida sofrer uma grande influência da temperatura, podendo variar de alguns dias até meses, sendo que diversos estudos já demonstraram a influência que a temperatura pode exercer sobre o desenvolvimento e sobrevivência de copépodes (MAUCHLINE, 1998; DUSSART; DEFAYE, 2001; PETERSON, 2001). Para diversas espécies como *Acartia sp.*, *Paraeuchaeta elongata*, *Sinocalanus tenellus*, *Pseudocalanus newmani*, verificou-se que o tempo de desenvolvimento diminui consideravelmente com o aumento da temperatura (OZAKI; IKEDA, 1998; CHINNERY; WILLIANS, 2004; MILIONE; ZENG, 2009; RHYNE et al., 2010; DRILLET et al., 2011), porém existe uma faixa de temperatura ótima para cada uma delas. O período de desenvolvimento é uma importante característica para o zooplâncton, pois está diretamente relacionada à taxa de crescimento populacional, sendo que o desenvolvimento mais rápido leva à maior abundância de indivíduos em um menor intervalo de tempo (ALLAN, 1976), gerando assim uma maior vantagem competitiva sobre as espécies de desenvolvimento mais lento.

Assim como ocorre em outros animais heterotérmicos, os processos fisiológicos nos copépodes, incluindo ingestão e respiração, também são sensíveis à temperatura (MAUCHLINE, 1998). Porém, os efeitos da temperatura sobre os índices fisiológicos em copépodes podem variar dependendo do tamanho do corpo do copépode, estágio de desenvolvimento e concentração de alimento (VIDAL, 1980). De uma maneira geral, a taxa de metabolismo dos organismos aumenta com a elevação da temperatura (CLARKE, 2004), pois, as reações

celulares ganham maior energia térmica e muitas enzimas se tornam mais ativas à medida que a temperatura aumenta. Esse processo ocorre até que se alcance um limiar máximo, na qual as enzimas se desnaturam e perdem suas propriedades funcionais. Para diversas espécies de copépodes tropicais utilizados na aquicultura essa temperatura máxima geralmente é atingida quando a água ultrapassa a faixa dos 30° C (RHYNE et al., 2009). Essa faixa de temperatura já foi observada em espécies como *Diaptomus pallidus* (GEILING; CAMPBELL, 1972), *Acrocalanus gibber* (McKINNON, 1996), *Acartia sinjiensis* (MILIONE; ZENG, 2008) e *Pseudodiaptomus pelagicus* (RHYNE et al., 2009). As taxas de filtração, como outras atividades, também aumentam com o aumento temperatura (IRIGOIEN et al., 1996), e nos copépodes em restrição alimentar o tempo de sobrevivência está inversamente relacionado com a temperatura ambiente.

Junto com os fatores nutricionais, a temperatura é um dos elementos que mais influencia na frequência reprodutiva e na regulação da produção de ovos em copépodes calanoida, geralmente apresentando uma correlação positiva até um determinado limite, a partir da qual começa a ocorrer o declínio da produção (HOLSTE; PECK, 2006; CASTRO-LONGORIA, 2003; ARA, 2001). Este efeito da temperatura foi descrito por Milione e Zeng (2008) para *A. sinjiensis*; Rhyne et al. (2009) para *P. pelagicus*; Holste e Peck (2006) para *Acartia tonsa* e Takahashi e Ohno (1996) para *Acartia tsuensis*. Segundo Peck e Holste (2005), o efeito da temperatura na produção de ovos não é apenas espécie específico, mas também pode variar entre diferentes populações. A temperatura também pode afetar a taxa de eclosão de ovos de copépodes (CASTRO-LONGORIA, 2003; CHINNERY; WILLIAMS, 2004; HOLSTE; PECK, 2006), porém sua influência parece ser menos acentuada, quando comparamos com outros índices reprodutivos (MILIONE; ZENG, 2008; ANNUNCIÇÃO, 2016).

Além dos efeitos sobre o desenvolvimento e a reprodução, alguns estudos já demonstraram também que a temperatura pode influenciar na proporção sexual de algumas espécies de copépodes (VOORDOUW et al., 2005), como é o caso da *Eurytemora affinis* (KATONA, 1970) e *Pseudodiaptomus newmani* (LEE et al., 2003). Em ambos os trabalhos, a elevação da temperatura resultou em uma variação significativa da proporção de fêmeas na população. Evidências sugerem que o desenvolvimento mais rápido que acontece em elevadas temperaturas tende a ocorrer na produção de fêmeas de menor tamanho (MCLAREN, 1963), que por sua vez pode influenciar na produção de ovos (HALSBAND-LENK et al., 2002). Entretanto, a produção de ovos nem sempre está correlacionada com o comprimento do cefalotórax da fêmea (KOSKI; KUOSA, 1999).

A temperatura possui a vantagem de ser um parâmetro que além de afetar a produtividade dos copépodes ainda pode ser manipulado com certa facilidade dentro de laboratórios de produção de organismos aquáticos. Apesar das vantagens, o controle da temperatura também pode influenciar de forma considerável nos custos de produção.

## 6.2. FOTOPERÍODO

Poucos trabalhos foram realizados para avaliar os mecanismos de atuação do fotoperíodo e do seu efeito na produtividade de copépodes (PECK; HOLSTE, 2006; NELSON et al., 2011). A relação entre o fotoperíodo e o período de desenvolvimento dos copépodes pode estar relacionada à regulação hormonal no processo de muda dos crustáceos (FEREIDOUNI; MESKAR; ASIL, 2015). Apesar do sistema endócrino dos copépodes ainda não estar bem descrito, o processo de muda é similar a dos demais crustáceos e com isso alguns

autores sugerem que os copépodes possuem uma regulação hormonal análoga (GUSMÃO; MCKINON, 2009).

Camuse e Zeng (2008) ao avaliarem cinco diferentes fotoperíodos, verificaram que o período de desenvolvimento do copépode *Acartia sinjiensis*, do ovo até a fase adulta, foi significativamente menor para animais mantidos em fotoperíodos prolongados de 18 a 24 h de luz, quando comparado com aqueles mantidos em 0 e 6 h luz. Através dessas observações, os autores sugerem que o fotoperíodo pode ser utilizado como uma ferramenta de controle na produção de copépodes, contribuindo para o aumento da produtividade com o uso de fotoperíodos prolongados, ou pode ser utilizado para retardar o desenvolvimento naupliar, aumentando assim o período em que os náuplios estão disponíveis para serem utilizados na larvicultura. Segundo STØTTRUP (2003), fotoperíodos acima de 12 h de luz são mais adequados para a produção de copépodes de uma forma geral.

Apesar do efeito do fotoperíodo sobre o desenvolvimento e a reprodução de copépodes ainda não estar bem esclarecido, alguns estudos verificaram que o número de horas de luz a que os animais são expostos pode afetar significativamente a produção de ovos em copépodes calanoida (CAMUS; ZENG, 2008), harpacticoida (MILIOU, 1992) e cyclopoida (FEREIDOUNI; MESKAR; ASIL, 2015).

O efeito do fotoperíodo pode estar relacionado a distribuição geográfica, onde fotoperíodos mais extensos parecem beneficiar espécies que habitam regiões tropicais, que possuem naturalmente fotoperíodos mais longos (CAMUS; ZENG, 2008). Camus, Zeng e Mckinon (2009) observaram que fotoperíodos acima de 12 h luz proporcionaram uma maior produção de ovos por fêmeas para a espécie *Acartia sijensis*. Anunciação (2016), também observou um resultado semelhante para *Bestiolina similis*.

Peck e Holste (2006) observaram que o fotoperíodo não afetou a produção de ovos do copépode *Acartia tonsa*, mas verificaram um efeito positivo do aumento do fotoperíodo na taxa de eclosão. Laabir et al. (1995) também não observaram diferenças na produção de ovos para o copépode *Calanus helgolandicus* mantidos em três diferentes fotoperíodos, 24L:0E; 12L:12E e 24L:0E. Fereidouni, Meskar, Asil (2015) atribuem essas diferenças observadas sobre a reprodução dos copépodes ao efeito espécie específico dos ciclos luminosos.

Algumas espécies de copépodes como *B. similis* apresenta uma produção contínua de ovos durante 24 h (VANDERLUNGT et al., 2009), diferente de outros copépodes que possuem um comportamento mais específico quanto ao ciclo diurno, como algumas espécies do gênero *Calanus* sp., que se reproduzem preferencialmente durante o dia (MAUCHLINE, 1998), ou algumas espécies do gênero *Acartia* sp., que se reproduzem preferencialmente à noite (MAUCHLINE, 1998). Essas características biológicas específicas possuem uma influência importante na determinação do fotoperíodo e no desempenho reprodutivo de cada espécie.

Segundo Nelson et al. (2011) existe ainda a possibilidade da influência indireta do fotoperíodo sobre o crescimento e a reprodução de copépodes em função da alimentação, uma vez que diversos estudos já demonstraram que a concentração e a qualidade das microalgas exercem forte efeito sobre produção de ovos em copépodes (KIØRBOE et al., 1985; MAUCHLINE, 1998; STOTTRUP, 2003; CAMUS; ZENG, 2008; DRILLET et al., 2011) e que o fotoperíodo e a intensidade luminosa são considerados como fatores chave no controle da produção primária, podendo afetar o crescimento e o perfil nutricional do fitoplâncton (ISARI, 2014).

A manipulação do fotoperíodo pode favorecer o aumento da produtividade, sendo uma ferramenta interessante, uma vez que o fotoperíodo é parâmetro facilmente controlado em laboratório

### 6.3. SALINIDADE

A salinidade é um parâmetro que também afeta a produtividade de copépodes tanto no ambiente natural como em cativeiro (OHS et al., 2010; RHYNE et al., 2010). Seus efeitos sobre o crescimento e a fecundidade de copépodes marinhos e estuarinos já foram descritos em diversos estudos (CHINNERY; WILLIAMS, 2004; CHENG et al., 2006; HOLSTE; PECK, 2006; SOUZA SANTOS et al., 2006; MILIONE; ZENG, 2008; OHS et al., 2010). Assim como a temperatura, a salinidade também é um importante fator em relação à distribuição de organismos marinhos devido a faixa de tolerância de cada espécie decorrente da sua capacidade de osmorregulatória (CERVETTO et al., 1999).

A salinidade pode afetar as respostas funcionais e estruturais dos invertebrados através de vários aspectos, como alterações na osmoconcentração total, proporção relativa de solutos, coeficiente de absorção e saturação de gases dissolvidos (KINNE, 1964). Mudanças na osmoconcentração total podem afetar consideravelmente as taxas de metabolismo e isso se deve à influência das variações de salinidade em diversos mecanismos bioquímicos e fisiológicos cuja função é essencial para a sobrevivência dos organismos marinhos (FAVA; MARTINI, 1988). Um estudo com o copépode, *Tigriopus californicus*, demonstrou que a alta salinidade desacelerou sua taxa de crescimento e atrasou o tempo de maturação (DYBDAHL, 1995)

Diversos trabalhos apontam que existe maior tolerância à variação da salinidade de copépodes costeiros e estuarinos (CHINNERY; WILLIAMS, 2004; RHYNE et al., 2010), regulando sua



atividade fisiológica de forma a se adaptar rapidamente, uma vez que a amplitude da variação de salinidade nesses ambientes geralmente é muito maior e em intervalos de tempos menores, quando comparamos com ambientes oceânicos (MCKINNON; KLUMPP,1997).

Apesar da temperatura ser o principal parâmetro ambiental correlacionado com o tempo de desenvolvimento de copépodes (MAUCLINE, 1998; DUSSART; DEFAYE, 2001; PETERSON, 2001; CHINNERY; WILLIAMS, 2004), alguns trabalhos sugerem que a salinidade também pode ter influência sobre este índice zootécnico (CHINNERY; WILLIAMS, 2004; MILIONE; ZENG, 2008; RHYNE et al.,2010). As diferenças observadas no desenvolvimento de copépodes em função da alteração da salinidade pode estar relacionada com o gasto energético do transporte ativo de íons, envolvendo a degradação de compostos como lipídios e proteínas nos processos de osmoregulação, podendo inclusive afetar a qualidade nutricional dos náuplios (PHELPS et al., 2005). Populações diferentes da mesma espécie ainda podem se adequar a faixas de salinidade distintas, como resultado de transformações progressivas da sua tolerância fisiológica (CERVETTO et al., 1999).

O efeito da salinidade na sobrevivência de copépodes calanoida parece não apresentar um padrão bem definido quando analisamos alguns estudos já realizados em laboratório (CERVETTO et al., 1999; CHINNERY; WILLIAMS, 2004; CHEN et al., 2006; RHYNE et al., 2010). Rhyne et al. (2010) observaram elevada sobrevivência para *P. pelagicus* no intervalo entre 15 e 20 g . L<sup>-1</sup>, mas houve queda da sobrevivência com o aumento ou diminuição da salinidade fora desse intervalo. Chen et al. (2006) observaram melhor sobrevivência para *P. annandaei* em salinidades mais baixas, entre 5 e 10 g . L<sup>-1</sup>, e verificaram o aumento da mortalidade com a elevação da salinidade. Já Chinnery e Willians (2004) observaram melhor sobrevivência para quatro



espécies de *Acartia* sp. em salinidades mais próximas da densidade da água do mar,  $33.3 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ , com queda da sobrevivência conforme o decréscimo da salinidade. A influência da salinidade pode estar relacionada ao efeito espécie específico e ao habitat das populações de copépodes estudadas. Segundo Castro-Longoria (2003) é difícil determinar a faixa adequada de salinidade para espécies estuarinas, pois cada espécie pode se adaptar a diferentes salinidades nos seus diferentes estágios de maturação.

A fecundidade é outro parâmetro que pode sofrer influência da salinidade em copépodes calanoida, ocorrendo uma queda na produção de ovos quando os animais são mantidos em níveis sub-ótimos (CASTRO-LONGORIA, 2003; CHENG et al., 2006; PECK; HOLSTE, 2006). Segundo Peck e Holste (2006), a relação entre a salinidade e a produção de ovos também pode estar relacionada ao custo energético para a osmoregulação, por isso, é importante encontrar a faixa adequada de salinidade para cada espécie de copépode, pois ao mantermos copépodes adultos em salinidades adequadas, mais energia pode ser direcionada para o processo reprodutivo.

Ao observarmos alguns estudos, podemos verificar que a faixa ótima de salinidade para produção de ovos em copépodes calanoida pode variar conforme a espécie analisada. No estudo de Peck e Holste (2006), os autores verificaram que a produção de ovos para o copépode *Acartia tonsa* foi superior na salinidade  $14 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$  quando comparada com a produção em  $30 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ . Lin et al. (1998) também observaram uma maior fecundidade para o copépode *Acartia spinicauda* em baixa salinidade,  $17 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ . Já Payne e Rippingale (2001) ao avaliarem a salinidade na faixa de  $9$  a  $35 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$  observaram uma maior produção de ovos para o copépode *Gladiferens imparipes* quando este foi mantido em salinidades intermediárias de  $18$  a  $27 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ . Cheng et al. (2006) verificaram a queda na produção de ovos do copépode

*Pseudodiaptomus annandalei* apenas nas salinidades de 30 e 35 g . L<sup>-1</sup>. A salinidade ainda pode ter um efeito indireto sobre o crescimento e a reprodução dos copépodes em laboratório através do efeito exercido sobre o fitoplâncton, alterando seu crescimento e composição bioquímica e conseqüentemente modificando sua densidade e o perfil nutricional (FABREGAS et al., 1985).

Segundo Milione e Zeng (2008), o efeito da salinidade na eclosão de ovos de copépodes calanoida é menos evidente quando comparado ao da fecundidade. Ao avaliar o efeito da salinidade em quatro espécies do gênero *Acartia* (*A. discaudata*, *A. clausi*, *A. tonsa* e *A. bifilosa*), Chinnery e Williams (2004) também verificaram que salinidades entre 15,5 e 33,3 g . L<sup>-1</sup> não afetaram a taxa de eclosão, que se manteve elevada em todos os tratamentos.

Apesar dos copépodes costeiro e estuarinos possuírem a capacidade de se adaptar a uma ampla faixa de salinidade, ainda é importante se determinar a faixa ótima para maximizar o desempenho zootécnico, melhorando assim a eficiência da produção e reduzindo custos. Para isso se faz necessário a realização de pesquisas para se determinar a faixa ideal de salinidade para cada grupo de copépodes cultivados.



# CAPÍTULO 7

**PRODUÇÃO DE COPÉPODES EM  
LABORATÓRIO E EXPERIMENTAÇÃO**

Através do cultivo de copépodes em laboratório é possível investigar de aspectos de sua fisiologia, como o desenvolvimento através das, taxas de crescimento e desenvolvimento, duração das gerações, reprodução e alimentação. Os copépodes experimentam uma variação muito maior no ambiente natural para parâmetros ambientais e uma grande diversidade alimentar, que não podem ser reproduzidos em laboratório.

As dietas naturais, as quais os copépodes têm acesso, geralmente são diversificadas para satisfazer as demandas nutricionais que mudam acentuadamente durante o ciclo de vida e ao longo do calendário anual. A incorporação dos conceitos de bioquímica nutricional com estudos de alimentação em copépodes são necessários para obter uma compreensão mais profunda da interação do copépode com seu ambiente trófico e a adaptação ou aclimatação dos copépodes às condições experimentais podem afetar os resultados dos estudos realizados (MAUCHLINE, 1998).

Além da alimentação, condições ambientais, como turbulência, difusão e distribuição do substrato, também podem ter influência na captura do alimento e no desempenho dos copépodes (SAIZAND; KIØRBOE, 1995)

Entre os critérios para seleção de uma espécie com potencial para aquicultura podemos listar algumas características como, facilidade de adaptação ao ambiente de criação em cativeiro, reduzido tempo de geração; resistência ao manejo; tolerância a variações nos parâmetros de qualidade da água; aceitação de diferentes dietas; e taxa relativamente alta e contínua de produção de ovos, com elevada viabilidade dos ovos. As espécies que habitam ambientes costeiros são geralmente mais tolerantes à variações de salinidade e temperatura e normalmente têm um perfil mais adequado ao cultivo.

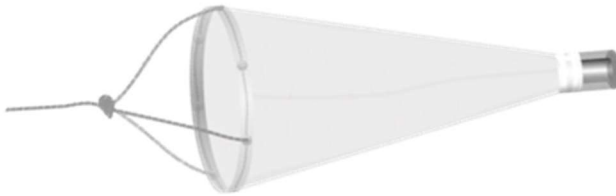
## 7.1. COLETA DE COPEPODES

Copépodes pelágicos podem ser coletados com o uso de rede de plâncton com malha variando de 80 a 600 micrometros, dependendo da espécie alvo e da fase de desenvolvimento que se pretende coletar, figura 10. Redes com menores aberturas de malha tendem a acumular maior quantidade de material particulado e entupir mais rapidamente, o que pode dificultar o processo de coleta. O arrasto pode ser realizado nas camadas superficiais da água. Outra possibilidade é utilizar armadilhas luminosas para capturar copépodes durante a noite. Nesse caso geralmente se usa uma estrutura com um sistema de airlift para “bombear” os copépodes através de um cano central para o interior de um balde revestido externamente com uma tela, que impede a saída dos copépodes.

Já copépodes bentônicos podem ser capturados através da coleta de substrato e posterior lavagem do mesmo, com auxílio de rede para filtrar os copépodes. Para esse processo podem ser coletadas rochas, areia e macroalgas. Como o processo de identificação de adultos é mais fácil, é mais indicado a coleta dessa fase de desenvolvimento.

É importante se atentar para os cultivos iniciais, pois em função da baixa densidade de estocagem dos copépodes é mais fácil haver um excesso de alimentação, o que pode comprometer a sobrevivência dos animais. É recomendável iniciar o cultivo em frascos pequenos e ir aumentando gradativamente o volume dos recipientes de cultivo, conforme o aumento populacional. O isolamento dos copépodes pode ser realizado na etapa inicial de separação, ou a massa de coleta pode ser mantida em cultivo para verificar as espécies que se adaptam as condições laboratoriais, para posterior separação e identificação. Também é recomendável que se mantenham cepas dos copépodes em

pequenos volumes, para que em um eventual colapso ou contaminação dos tanques de cultivo, a cultura possa ser reiniciada.



**Figura 10** – Rede utilizada na coleta de plâncton

## **7.2. IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES**

A identificação de copépodes é realizada através do uso de chaves de identificação, devendo esse procedimento ser realizado por taxidermistas com experiência na área, para maior precisão e confiabilidade do resultado da identificação. Para o envio e conservação dos exemplares para identificação é recomendado que as amostras sejam preservadas em formalina 4-6% ou em álcool 70%. Para a análise a amostra deve ser transferida para uma lâmina preenchida com ácido láctico, na qual a mesma deve ser mantida de 2 a 3 horas, até que fique semitransparente, para que se possa realizar o exame através do microscópio óptico.

## **7.3. QUALIDADE DA ÁGUA**

A adequação dos parâmetros de qualidade da água é de fundamental importância no processo de aclimação e manutenção dos copépodes. Para isso é importante que se colete o máximo de informações no momento e no local da coleta, para que se possa reproduzir o mais próximo possível dessas condições em laboratório.

## **Aeração:**

Os copépodes geralmente habitam ambientes bem oxigenados, portanto, a aeração nos cultivos é importante para evitar baixos níveis de oxigênio e para auxiliar na suspensão e distribuição do alimento nos tanques. A aeração deve ser suave, apenas para criar uma leve movimentação da água. Deve-se evitar a turbulência excessiva da água, o que pode atrapalhar na alimentação e na reprodução dos copépodes e causar danos nas suas estruturas corporais.

## **Temperatura e Salinidade:**

Os copépodes em geral toleram uma ampla faixa de temperatura e salinidade. Porém são sensíveis a variações drásticas destes parâmetros. Copépodes costeiros e estuarinos geralmente possui uma maior tolerância à variação desses parâmetros, quando comparados com copépodes oceânicos. De modo geral, copépodes tropicais são mantidos entre 20-25°C e em salinidade entre 15 e 36‰. Os parâmetros ideais variam entre espécie e entre populações. Os parâmetros observados no local de coleta são um bom ponto de partida para se utilizar no cultivo.

## **Amônia e pH:**

Níveis elevados de amônia são nocivos aos copépodes, afetando negativamente a sobrevivência e a viabilidade dos ovos. Por isso é importante evitar o excesso de alimentação, principalmente em cultivos em recipientes de pequeno volume e com baixa densidade de estocagem de copépodes. Os copépodes em geral também não suportam variações abruptas de pH, assim o pH na produção idealmente deve estar entre a faixa 7 e 8.5.



## **Iluminação:**

A iluminação é mantida geralmente baixa, com uso de luz direta ou luz ambiente e fotoperíodo. Segundo STØTTRUP (2003), fotoperíodos acima de 12 h de luz são mais adequados para a produção de copépodes de uma forma geral. Várias espécies de calanoida se reproduzem durante a noite (MAUCHLINE 1998). Segundo Moraitou-Apostolopoulos et al. (1982) em copépodes harpacticoida o fotoperíodo influencia na reprodução e também na proporção sexual da população, ao mesmo tempo, para algumas espécies de harpacticoida, fotoperíodos mais extensos podem prejudicar os índices produtivos.

Por outro lado, apesar do estímulo a reprodução em algumas espécies, fotoperíodos muito curtos podem induzir a produção de ovos dormentes, como na espécie *Eurytemora affinis*, e são prejudiciais na manutenção de microalgas nos tanques de produção. A utilização de iluminação direta contínua também não é muito recomendada. No ambiente natural a radiação solar é nociva aos copépodes, sendo que os adultos apresentam fototaxia negativa durante o dia e fototaxia positiva durante a noite (DUSSART; DELFAYE, 2001).

## **CONTAMINAÇÃO**

A contaminação é um tópico que merece bastante atenção dentro do cultivo, onde podem ocorrer a bacteriana, protozoário, rotíferos e outros copépodes, que podem representar um problema. Geralmente a proliferação de bactérias e de protozoários ciliados costumam estar relacionada com o excesso de alimentação. Por isso é importante fazer a manutenção dos cultivos regularmente, com a renovação de água e limpeza das paredes e fundo dos tanques.

O material utilizado deve ser individualizado e sempre higienizado, sendo que o uso do mesmo sifão para todos os tanques

de copépodes deve ser evitado a todo custo, bem como dos outros materiais para evitar contaminação cruzada.

Em instalações comerciais, a contaminação por rotíferos é responsável como provável causa do colapso de uma cultura de copépodes, uma vez que os rotíferos possuem uma elevada taxa reprodutiva superando rapidamente os copépodes e competindo pelo alimento. Por isso, é muito importante manter essas culturas estritamente separadas.

A contaminação por predadores também é um sério problema dentro do cultivo. A introdução de organismos como os hidrozoários podem acabar com todo o cultivo de copépodes em um curto intervalo de tempo. Por isso, é fundamental tratar corretamente a água utilizada no cultivo. Entre as alternativas estão os sanitizantes como hipoclorito de sódio e peróxido de hidrogênio, que devem ser neutralizados antes da utilização da água. Antes de utilizar esses métodos é importante verificar a sensibilidades dos copépodes para esses compostos ou dos resíduos que podem permanecer na água. Outra alternativa é os usos de sistemas de ozonização e de ultravioleta. Toda água deve passar inicialmente por um sistema de filtragem mecânica, de preferência com a passagem por filtros de 5  $\mu\text{m}$  ou menos.

#### **7.4. INDICES DE QUANTIFICAÇÃO UTILIZADOS EM EXPERIMENTOS**

Diversas medições são utilizadas para avaliar a alimentação, desenvolvimento e reprodução de copépodes em laboratório. Em seguida iremos decorrer sobre alguns desses métodos mais utilizados em análise experimental.

## Taxa de ingestão

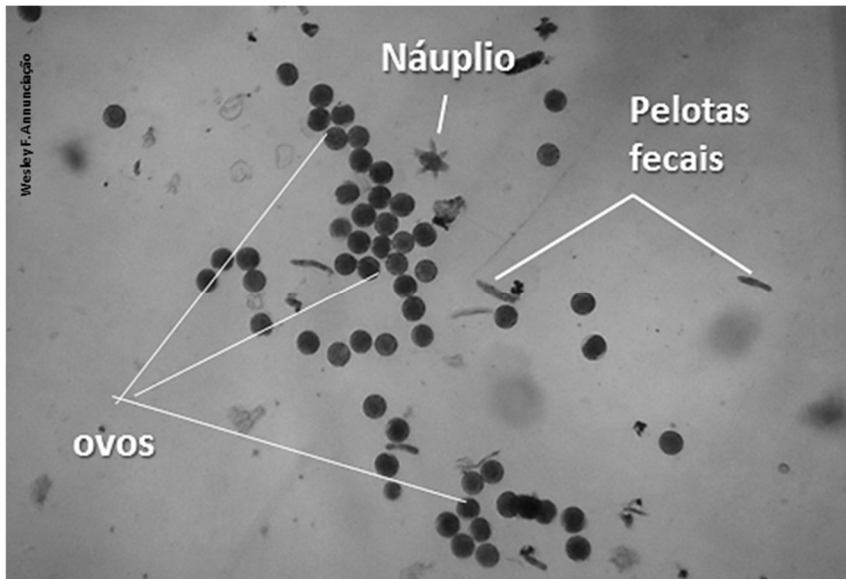
As taxas de ingestão são muitas vezes utilizadas como sinônimo de taxas de filtração, com a diferença que são expressadas em unidades diferentes. Essas taxas são determinadas com base na estimativa da quantidade de alimento filtrado da água em uma determinada unidade de tempo. Os resultados podem ser expressos em uma variedade de unidades como, células copépode<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>; % proteína ingerida . dia<sup>-1</sup>; micrograma (alimento) . mg copépode<sup>-1</sup> dia<sup>-1</sup>; entre outras.

## Pelotas fecais

A taxa de produção fecal é um parâmetro utilizado que reflete de forma indireta a taxa de ingestão, que conseqüentemente pode afetar a produção de ovos. O número de pellets fecais produzidos na unidade de tempo tende a aumentar mais ou menos de forma linear com o aumento da taxa de ingestão Ayukai (1990) e Tsuda e Nemoto (1990). Ela vai refletir em termos quantitativos como qualitativos (DRILLET et al.,2011), uma vez que a taxa de ingestão será proporcional à concentração e qualidade do alimento (KLEPPEL, 1993). Geralmente é possível verificar que a produção de pelotas fecais segue o mesmo padrão da produção de ovos em relação à dieta ofertada. A taxa de produção de pellets fecais também pode ser usada para se estimar o tempo de passagem intestinal.

Pelotas fecais podem variar quanto a forma e tamanho de acordo com a espécie de copépode, com a fase de desenvolvimento e também pode estar relacionada à concentração de alimentos (ARASHKEVICH; CAHOON, 1980), figura 11. No ambiente natural, a produção de pellets fecais por organismos planctônicos, de copépodes calanoidea em particular, em muitas regiões do globo, durante estações

específicas, é tão abundante que eles constituem um componente identificável dentro das dietas de diversos organismos.



**Figura 11** - Detalhes dos ovos, náuplio e pelotas fecais (foto do autor).

## Dinâmica populacional

Para avaliar o efeito da alimentação ou de fatores abióticos sobre a dinâmica populacional, deve-se estocar um número específico de adultos na unidade experimental. Para a avaliação deste parâmetro é importante manter machos e fêmeas dentro da mesma unidade experimental e de preferência dentro da proporção sexual adequada para espécie em estudo, o que pode ser avaliado previamente. Para a renovação de água, a fim de manter os parâmetros de qualidade, pode ser realizada a renovação parcial por sifonamento dos recipientes, com o auxílio de peneira com malha que evitem a remoção dos copépodes. Ao término do período experimental, todo o conteúdo das unidades experimentais pode ser concentrado e fixado em formalina 5%, para a contagem e avaliação dos estágios de desenvolvimento e para determinação da proporção sexual. A taxa de crescimento específico

populacional (K) é calculada segundo a fórmula (LAMPERT; SOMMER, 1997; CAMUS; ZENG;McKINON, 2009):

$$K = \frac{\text{Ln}(N_0 \times N_T^{-1})}{T}$$

Onde T é o tempo de duração do experimento (em dias),  $N_T$  é a população ao final do experimento e  $N_0$  a densidade inicial de estocagem dos copépodes. Também é possível avaliar tempo duplicação da população ( $T_D$ ) dividindo-se o  $\log_e 2$  pela taxa de crescimento específico da população (K) (JAMES; AL-KHARS,1986; LAMPERT; SOMMER, 1997):

$$T_D = \frac{\text{Log}_e 2}{K}$$

## Período de desenvolvimento e sobrevivência

Os copépodes passam por diversas transformações durante o seu desenvolvimento, sendo este influenciado principalmente pela alimentação e pela temperatura. Para a avaliação do período de desenvolvimento de copépodes deve-se inicialmente separar os ovos que serão utilizados durante o experimento. Após a eclosão e determinação do número de náuplios, estes devem ser estocados em uma densidade pré-definida nas unidades experimentais.

Para a determinação dos estágios de desenvolvimento devem ser retiradas diariamente alíquotas de cada unidade experimental, após a homogeneização do conteúdo para análise no microscópio. Com esses dados é possível calcular a taxa de desenvolvimento diário, que consiste na porcentagem diária observada para cada estágio de desenvolvimento (náuplios, copepoditos e adultos). Ao se detectar que a totalidade da população de um determinado tratamento tenha

atingido o estágio de adulto, todo o conteúdo deve ser concentrado e fixados em formalina 5%, para posterior contagem e determinação da sobrevivência final. Os machos de diversas espécies costumam ser menores que as fêmeas, podendo se desenvolver mais rapidamente (menor tempo de geração) e ter uma longevidade menor (BERGMANS, 1981; HICKS; COULL, 1983; DAHMS, 1987).

## **Fecundidade e taxa de eclosão**

Diversos fatores podem influenciar nas taxas de produção de ovos por fêmea, sendo a disponibilidade de alimentos e a temperatura os principais. Existe uma correlação positiva entre fecundidade e quantidade de alimento até um nível de saturação além do qual a taxa reprodutiva permanece inalterada (KIØRBOE et al. 1985),

As taxas de produção de ovos também aumentam com a temperatura até um máximo, mas depois diminuem com aumentos adicionais na temperatura. Assim, existe uma faixa ótima de temperatura para produção de ovos de uma espécie que, na prática, é menos limitante à produção de ovos do que os suprimentos de comida do ambiente.

Para se determinar o efeito da temperatura e da alimentação na produção de ovos do copépode devem ser estocados em cada unidade experimental indivíduos adultos, sendo machos e fêmeas mantidos dentro de uma proporção adequada para a espécie em estudo, separados manualmente com auxílio de microscópio.

As unidades experimentais podem ser compostas por dois recipientes sobrepostos (caso se identifique a presença de canibalismo na espécie estudada). A base do recipiente interno deve ser substituída por uma malha (geralmente entre 100 a 120  $\mu\text{m}$ ) que permita a retenção

dos adultos e passagem dos ovos, que se acumulam no fundo do recipiente externo.

Os ovos e náuplios produzidos diariamente em cada unidade experimental devem ser concentrados em peneira com malha de 45  $\mu\text{m}$  e separados em placas de Petri para a contagem com o auxílio de microscópio. Essa contagem deve ser utilizada para o cálculo da taxa de produção de ovos . fêmea . dia<sup>-1</sup>. ( $T_{P \text{ Fêmea}}$ ):

$$T_{P \text{ Fêmea}} = \frac{\text{N}^\circ \text{ total ovos}}{\text{N}^\circ \text{ total de fêmeas}}$$

Após a contagem, pode ser feita a separação de uma alíquota de ovos de cada repetição, os quais serão transferidos para um novo recipiente de incubação. Após um período pré-determinado (geralmente de 24 h), o conteúdo dos recipientes é concentrado e transferido para placas de Petri, para ser analisado sob o microscópio. O número observado de náuplios recém eclodidos e de ovos que não eclodiram serão utilizado para determinação da taxa de eclosão ( $T_{x \text{ Eclosão}}$ ), expressa pela seguinte fórmula:

$$T_{x \text{ Eclosão}} = \frac{(\text{N}^\circ \text{ ovos produzidos} - \text{N}^\circ \text{ ovos não eclodidos})}{\text{N}^\circ \text{ ovos produzidos}} \cdot 100$$

# CAPÍTULO 8

## SISTEMAS DE PRODUÇÃO



Os copépodes podem ser utilizados de diferentes formas, seja pela captura de indivíduos silvestres ou pela produção em viveiro. Embora a captura apresente menor custo e menor necessidade de mão de obra, oferece menos controle sobre a qualidade e composição nutricional, além de representar um risco como vetor na introdução de doenças e parasitas no cultivo dos peixes.

## 8.1. PRODUÇÃO EM VIVEIROS (MESOCOSMO)

A forma mais comum de utilização de copépodes na aquicultura têm sido através de coletas em viveiros (LIAO; SU; CHANG, 2001; STØTTRUP, 2003) ou no ambiente natural (TOLEDO et al., 1999; STØTTRUP, 2003). A produção extensiva é baseada na fertilização dos viveiros, gerando “blooms” de microalgas (CONCEIÇÃO et al., 2010) e muitas espécies de peixes já foram produzidas com base na criação extensiva de copépodes (TOLEDO et al., 1999; LIAO; SU; CHANG, 2001; STØTTRUP, 2003; OGLE et al., 2005; TOLEDO et al., 2005).

A produção ao ar livre em tanques é realizada na Europa e na Ásia para a cultura de espécies de peixes redondos, como o bacalhau e a garoupa, e de peixes chatos, como o linguado. A água do mar filtrada é geralmente usada nesses sistemas, com filtros de cerca de 20–40 µm, onde fitoplâncton natural pode ser transferido para as lagoas sem o zooplâncton que o acompanha ou potenciais predadores. Entre os copépodes cultivados nesse sistema temos diversas espécies, como, *Eurytemora affinis*, *Temora longicornis*, *Centropages hamatus*, *Acartia spp.*, *Calanus finmarchicus*, *Paracalanus parvus* e *Pseudocalanus elongatus*, *Oithona similis* e *Tisbe sp.* (Van der MEEREN; NAAS, 1997).

Este método de produção de copépodes é altamente dependente das condições climáticas e meteorológicas (KNUCKEY et al., 2005) e apresenta o risco de introdução de parasitas e patógenos na

larvicultura (SU et al., 2005; CONCEIÇÃO et al., 2010). De acordo com Su et al. (2005) já ocorreram mortalidades em massa na produção de garoupa devido a transmissão de vírus, como o VNN (Vírus da Necrose Neural), e de parasitas, entre eles o dinoflagelado *Amylodinium* sp., introduzidos na larvicultura junto com copépodes coletados. Além de representar grandes perdas na produção, a introdução desses organismos patogênicos é crítica para laboratórios de produção, pois muitos desses agentes, como as bactérias e vírus, se dispersam facilmente e são de difícil erradicação.

O sistema de produção extensiva, ou mesocosmo, é baseado na produção contínua de copépodes, a partir, de ciclos naturais, com picos de produção (Ohno; Okamura, 1988; Doi et al. 1994). A produção extensiva geralmente é realizada em tanques externos de 100 a 5000 m<sup>3</sup>. Nesse tipo de sistema geralmente se utiliza água marinha filtrada, com filtros mecânicos de 20-60 µm, para controlar a entrada de zooplâncton e de predadores potenciais. Após o enchimento do viveiro, é inoculado o fitoplâncton com a adição de nutrientes, fertilizantes agrícolas (NPK), para elevar a produção primária. O uso de silicato é feito quando se deseja que ocorra o desenvolvimento de diatomáceas. Em condições de elevadas concentrações de oxigênio e da não limitação de nitrato, o crescimento de diatomáceas é favorecido. Os copépodes podem ser introduzidos após um período do aumento da concentração de fitoplâncton, cerca de 2 a 5 dias.

Existem duas estratégias de manejo do sistema extensivo. Na primeira o zooplâncton é coletado, com uso de coletores e armadilhas específicos, e fornecido nos tanques de larvicultura. Outra forma de manejo é a introdução das larvas no próprio tanque de cultivo dos copépodes. Neste caso a mão-de-obra é reduzida, porém o controle da larvicultura também é menor e pode ter um resultado imprevisível.

O monitoramento e controle da densidade do zooplâncton é importante para o sucesso da larvicultura. No ambiente natural diferentes tipos de blooms planctônicos ocorrem, um após o outro, o que é denominado de sucessão ecológica. Inicialmente ocorre o bloom de nanoflagelados e dinoflagelados e posteriormente de ciliados e rotíferos. Depois aparecem os copépodes e somente depois que sua população está estabelecida é que as larvas devem ser introduzidas no tanque.

A densidade inicial de estocagem das larvas varia de acordo com a espécie alvo e com a produtividade do viveiro. Svasand et al. (1998) estocaram cerca de 1,4 a 2,8 larvas de bacalhau/L, em viveiros com concentração de zooplâncton variando de 10 a 300 ind./L. Nestas condições os autores obtiveram entre o ano de 1986 a 1994 a produção 2 milhões de juvenis de bacalhau. Ohno e Okamura (1988) obtiveram a densidade média de 1.136 náuplios; 101 copepoditos e 94 adultos/L no cultivo de *Acartia tsuensis* em tanques externos de 24 m<sup>3</sup>. Ogle et al. (2002) utilizaram a estocagem inicial de 2 adultos e 20 náuplios/L em tanques de 70.000 L com colheita diária de 25% do volume total do tanque em telas de 23 µm. Segundo esses autores, utilizando-se 6 tanques de produção, é possível obter uma produção diária de até 20 milhões de náuplios de copépodes. Toledo et al. (1999) estocaram 5 larvas de garoupa L<sup>-1</sup> em tanques de 5 m<sup>3</sup>. Estes tanques foram inoculados com copepoditos de *Acartia tsuensis*, *Pseudodiaptomus spp.*, e *Oithona sp.* em densidades de 20 a 80 ind. . L<sup>-1</sup>, três dias antes da introdução das larvas.

Entre os fatores limitantes da produção de copépodes estão à presença de predadores nos tanques; a limitação da concentração de alimento; reduzidos níveis de oxigênio que podem chegar abaixo de 1 a 2 mg/L durante o período noturno, o que pode ser letal para algumas espécies de copépodes e a presença de sulfeto de hidrogênio no sedimento, que pode afetar a sobrevivência do zooplâncton.

Sistemas de pás e aeradores podem ser utilizados tanto para a aeração dos viveiros como para gerar um fluxo de água direcionado para redes e coletores de copépodes. A utilização de tamanhos de malha menores que 70  $\mu\text{m}$  rapidamente podem se entupir, enquanto tamanhos entre 70 e 100  $\mu\text{m}$  retem diversos organismos, como rotíferos. Telas acima de 120  $\mu\text{m}$  geralmente são suficientes para reter náuplios enquanto telas acima de 250  $\mu\text{m}$  são suficientes para reter copépodes adultos. No caso da produção de copépodes para fornecimento nos tanques de larvicultura, deve-se atentar em relação a diferença de salinidade entre o tanque de produção do alimento vivo e o tanque de produção das larvas, não devendo ser maior que 10%.

O sistema extensivo permite a produção de copépodes com reduzida mão de obra e de custos de manutenção. Porém como desvantagem desse sistema está à dificuldade de produção de copépodes em grandes tanques externos e a impossibilidade de controle sobre predadores, além do maior risco de contaminação com agentes patógenos.

## **8.2. PRODUÇÃO DE COPÉPODES EM AMBIENTE CONTROLADO**

A forma mais comum de utilização de copépodes na aquicultura têm sido através de coletas em viveiros (LIAO; SU; CHANG, 2001; STØTTRUP, 2003) ou no ambiente natural (TOLEDO et al., 1999; STØTTRUP, 2003). A produção extensiva é baseada na fertilização dos viveiros, gerando “blooms” de microalgas (CONCEIÇÃO et al., 2010) e muitas espécies de peixes já foram produzidas com base na criação extensiva de copépodes (TOLEDO et al., 1999; LIAO; SU; CHANG, 2001; STØTTRUP, 2003; OGLE et al., 2005; TOLEDO et al., 2005). Porém este método de produção de copépodes é altamente dependente das condições climáticas e meteorológicas (KNUCKEY et

al., 2005) e apresenta o risco de introdução de parasitas e patógenos na larvicultura (SU et al., 2005; CONCEIÇÃO et al., 2010).

Diversos estudos já demonstraram ser possível produzir copépodes em sistema intensivo, com ambiente controlado (PAYNE; RIPPINGALE, 2001; BUTTINO et al., 2012; KLINE; LAIDLEY, 2015). Apesar das vantagens do sistema de produção intensiva, como a maior biossegurança e controle da produção, um dos principais problemas ainda é a dificuldade de obtenção de elevadas densidades e a baixa produtividade de alguns copépodes calanoida (STØTTRUP, 2003; McKINNON et al, 2003).

## Sistema Intensivo

Sistemas de produção intensivos são caracterizados por elevadas densidades de cultivo e maior controle da produção. Porém os custos de implantação e de mão de obra são maiores se justificando apenas para produção de peixes e crustáceos de alto valor agregado. Os sistemas intensivos são geralmente realizados em ambientes fechados e com controle da temperatura da água. A escala da produção depende do tipo de peixe que se deseja produzir, de quais tipos de alimento vivo são consumidos pela larva e de qual a duração da larvicultura.

O cultivo em massa de copépodes já foi reportado inúmeras vezes para diversos ativos de sistemas e diversas espécies, apresentando resultados variados. Ao mesmo tempo, vários estudos já demonstraram ser possível produzir copépodes em sistema intensivo, com ambiente controlado. Payne e Rippingale (2001) produziram o copépode *Gladioferens imparipes* utilizando tanques de 500 e 1000 L em sistema semi-contínuo e sistema de recirculação, automatizado para o tratamento da água e coleta de náuplios, com produção média diária de 870 náuplios . L<sup>-1</sup> . dia<sup>-1</sup>. Buttino et a., 2012 produziram os copépodes

*Temora stylifera* e *Centropages typicus* em sistema de recirculação, em tanques de 500 L, com a produção máxima de 380 copépodes . L<sup>-1</sup>. Porém o estudo que apresentou maior produção de náuplios foi o de Kline e Laidley (2015), em que os autores produziram o copépode paracalanoida *Parvocalanus crassirostris* em tanques de 1.500 L, com sistema de recirculação, observando a produção média diária de 18 milhões de náuplios por tanque.

Apesar das vantagens do sistema de produção intensiva, como a maior biossegurança e controle da produção, um dos principais problemas ainda é a dificuldade de obtenção de elevadas densidades e a baixa produtividade dos copépodes calanoida (STØTTRUP, 2003; McKINNON et al, 2003). Segundo STØTTRUP (2003) um dos obstáculos para utilização de copépodes em escala comercial na aquicultura é a falta de protocolos que otimizem a produção em massa, o que implica na necessidade de se definir condições ambientais e nutricionais ótimas para a manutenção dos animais, ocorrendo no aumento da produção e diminuição dos custos. Segundo Morehead (2004) a identificação de condições ótimas para a produção de espécies com potencial aquícola é um fator chave para o sucesso da atividade e a adequação dos parâmetros ambientais não apenas influencia no aumento da produtividade, mas também possui um grande impacto econômico.

Parâmetros, como a temperatura e a salinidade, ainda podem ser utilizados como uma ferramenta para inibir o crescimento de agentes patogênicos e de organismos indesejáveis na produção (JEPSEN, 2014). Um terceiro parâmetro que também afeta o ciclo reprodutivo e migratório de copépodes marinhos (MAUCHLINE, 1998; NELSON et al., 2011), mas que ainda é pouco estudado, é o fotoperíodo. Alguns autores já demonstraram sua influência na taxa de produção de ovos (STEARNS et al., 1989; CERVETTO et al., 1993; CAMUS; ZENG 2008;

MILIOU, 1992) e no desenvolvimento naupliar (CAMUS; ZENG, 2008; PECK, 2008; FERREIDOUNI; MESKAR; ASIL, 2015).

Existem inúmeros desenhos de sistemas de produção e diversos deles apresentam um ótimo resultado, sendo que o sistema deve ser adaptado para condições específicas do copépode cultivado e das particularidades do local de produção. Dentro deste contexto os sistemas de produção se diferenciam também para copépodas pelágicas, calanoida e cyclopoida e para copépodas bentônicas, harpacticoda, além de poderem ser projetados para coleta total dos copépodas do tanque ou apenas para a coleta dos náuplios, através do uso de coletores específicos.

### **8.3. PRODUÇÃO DE COPÉPODES PELÁGICOS**

Após a obtenção dos inóculos iniciais, os copépodas devem ser mantidos em recipientes de 250 mL a 2 L, com leve aeração, água marinha filtrada (5-40 $\mu$ m) e esterilizada. Um ponto importante é verificar os parâmetros ambientais do local de coleta do inóculo, pois diferentes populações de uma mesma espécie podem apresentar diferentes faixas de tolerância dos parâmetros físico-químicos da água.

Nesta fase deve-se utilizar preferencialmente microalgas, devido ao seu uso causar um menor declínio nos parâmetros de qualidade da água. A taxa de alimentação, assim como, a temperatura e salinidade devem ser adequadas de acordo com a espécie de copépode produzida, conforme a análise inicial no ponto de coleta. As baixas concentrações de copépodas podem resultar num acúmulo de sedimento no fundo do recipiente e caso não seja realizado o manejo adequado, com renovação parcial de água, esses sedimentos podem comprometer a qualidade da água.

Em cultivos intensivos, a presença de certos ciliados, como as espécies de Euplotes, são frequentemente um indicativo do excesso de alimentação, ou do acúmulo de detritos nos tanques. Neste caso, pode haver também uma proliferação de bactérias, e apesar de algumas bactérias serem benéficas como fonte de alimento para algumas espécies de copépodes, o seu excesso é prejudicial.

Existem algumas espécies de copépodes predam seus próprios náuplios. Esse comportamento de canibalismo geralmente pode ser observado em espécies de copépodes calanoida, principalmente quando mantidos em altas densidades. Os adultos podem consumir também seus próprios ovos que se acumulam no fundo do tanque, sendo que espécies como *A. tonsa* pode chegar a consumir até 20 ovos por hora, o que pode representar um grande impacto na produção Drillet (2012).

Para minimizar o canibalismo dentro do cultivo pode-se separa os náuplios dos adultos utilizando-se armadilhas luminosas, pois os náuplios apresentam forte fototaxia positiva, ou coletores de náuplios utilizando airlift. Outra alternativa possível é a de sifonar o fundo dos tanques diariamente para separar os ovos, que devem ser estocados em outro tanque ou recipiente. Durante a sifonagem, os ovos podem ser concentrados em uma peneira com malha 45  $\mu\text{m}$ , permitindo que a maior parte dos detritos e ciliados passem e sejam removidos da cultura. A retirada diária dos ovos minimiza a de náuplios por canibalismo da população adulta.

O período de crescimento de copépodes tropicais varia em média em torno de 10 a 14 dias e após esse período parte dos copépodes serão utilizados para re-inoculação dos recipientes e o restante transferidos para tanques de maior volume. Inicialmente o tanque é preenchido preferencialmente apenas com metade do seu



volume, em que o restante será completado ao longo dos dias para manter a qualidade de água.

O cultivo massivo é iniciado em tanques de maior litragem, em média de 100 a 1.000 L, figura 12. Se alimentação for feita com o uso de microalgas, deve-se preparar o tanque com a adição do fertilizante e fazer a inoculação da microalga, de 2 a 3 dias antes da introdução dos copépodes. O sistema de cultivo pode utilizar o sistema de esgotamento total, na qual são produzidos “lotes de copépodes” e se realiza a colheita de todo conteúdo do tanque para reiniciar todo o processo posteriormente; o sistema tipo “batch” na qual parte do conteúdo é removido periodicamente e se acrescenta água e alimento; além do sistema de recirculação, em que a colheita é realizada de modo contínuo.

Os sistemas estáticos, na qual existe a renovação total ou parcial da água do tanque, permitem uma maior facilidade de implementação e um menor custo inicial. Em contrapartida, o investimento em mão de obra pode ser maior. Esses sistemas permitem uma elevada produtividade, porém uma maior atenção deve ser dada conforme o cultivo evolui, em função do aumento da biomassa de estocagem e do acúmulo de sedimentos nos tanques de cultivo. Schipp et al. (1999) descrevem um sistema de cultivo semi-estático para a produção de *Acartia sp.*, demonstrando resultados consistentes em um ciclo de 8 dia, utilizando tanques de 1.000 litros, durante um período de 7 semanas. Os autores iniciaram com um inóculo de cerca de 50-100 adultos e 150-250 copepoditos por litro.



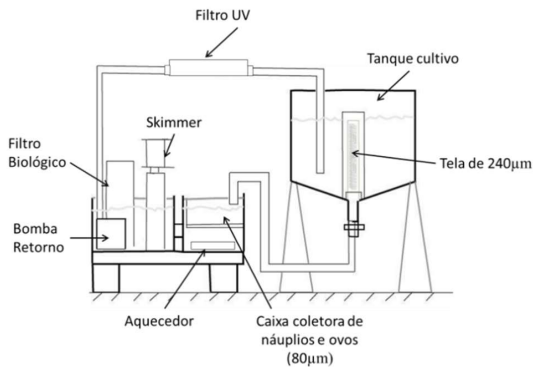
Figura 12 - Tanques de cultivo em sistema estático

Com a produção de densidades cada vez maiores ocorre o aumento da deterioração da água, surgindo a necessidade de sistemas que permitam a manutenção da qualidade da água. Essa manutenção pode ser mantida através de frequentes trocas de água ou de sistemas de recirculação com filtros que permitam a reciclagem da água (SCHIPP et al., 1999; PAYNE; RIPPINGALE, 2001). Com isso, diversos projetos de sistemas de recirculação surgiram e de modo simplificado esse sistema é basicamente composto pelo tanque de produção massivo, pelo sistema de coleta de ovos e náuplios e pelo sistema de filtragem, geralmente composto por filtro biológico, fracionador proteico e filtro ultravioleta, figura 13.

Além da manutenção da qualidade de água, outra vantagem do sistema de recirculação é a contínua separação de ovos e náuplios dos adultos. Conforme observado no cultivo e descrito por alguns autores (SCHIPP et al., 1999; STOTTRUP et al., 1996; OHNO et al., 1990) copepoditos de estágios mais avançados e adultos predam os náuplios, quando estes se encontram em densidades mais elevadas. Esse canibalismo pode ser um fator que contribui para o declínio da quantidade de náuplios, podendo comprometer a manutenção do cultivo e a disponibilidade de náuplios para o fornecimento as larvas

de peixes. Essa separação também é eficiente para o fornecimento mais uniforme de náuplios para as larvas, enquanto os copépodes adultos podem ser fornecidos para os peixes juvenis e para os reprodutores. Os náuplios coletados devem ser separados do cultivo massivo e podem ser fornecidos às larvas ou estocados em um novo tanque e realocados no tanque massivo quando se tornarem copepoditos ou adultos (cerca 4 a 6 dias após a eclosão).

Apesar das vantagens, o sistema de recirculação demanda elevado investimento de implantação e de capital operacional. Ele deve ser utilizado em condições específicas, como em caso de limitação de espaço, limitação de captação de água marinha, produção dentro ou em áreas próximas de centros urbanos e para produção de espécies de peixe com alto valor de mercado.



**Figura 13** - Sistema de recirculação para produção de copépodes pelágicos. (Ilustração e foto do autor)

## 8.4. PRODUÇÃO DE COPÉPODES BENTÔNICOS

Os copépodes harpacticoida são uma bastante interessantes do ponto de vista nutricional, sendo uma boa fonte de ácidos graxos essenciais ácido eicosapentaenóico (20:5n3) (STØTTRUP; JENSEN 1990; NORSKER, STØTTRUP 1994; STØTTRUP 2000). Diversos autores também já descreveram sua importância na alimentação na

dieta de peixes marinhos no ambiente natural (WATANABE et al., 1978; NÆSS et al. 1995; AARNIO, 2000; PRISCO et al. 2001).

Diversas espécies de harpacticoida já provaram ser muito promissoras, com cultivos bem sucedidos, entre elas *Tisbe* spp. (KAHAN et al. 1982; ZHANG; UHLIG 1993; STØTTRUP; NORSKER, 1997; NANTON; CASTELL, 1998), *Euterpina acutifrons* (KRAUL; 1990), *A. atopus* (SUN; FLEEGER 1995), *Tigriopus* spp. (FUKUSHO 1980; VOLK et al. 1984), *Schizopera elatensis* (KAHAN et al. 1982), e *Nitokra lacustris* (RHODES, 2003), alcançando elevadas densidades, com potencial para serem dimensionados para as necessidades da maricultura (STØTTRUP, 2003). Entre essas espécies, é possível observar que densidades variando de 1 a 115 mL foram alcançadas em condições de cultura em massa (STØTTRUP, 2000; RHODES 2003).

Entre as diversas vantagens harpacticoida podemos considerar os diversos mecanismos de alimentação e características do ciclo de vida que favorecem o crescimento rápido. Além disso, os copépodes harpacticoida geralmente possuem ampla tolerância a condições ambientais variáveis, e muitas espécies parecem tolerar resíduos.

Um dos fatores que acaba onerando a produção de copépodes está relacionado ao custo de cultivo de algas vivas para alimentá-los. Esta é uma grande vantagem dos harpacticoida, pois conseguem se alimentar de dietas inertes, ao mesmo tempo que mantem o elevado valor nutricional. O copépode *Nitokra lacustres*, por exemplo, consegue manter a taxa de crescimento populacional, tamanho adultos, ou composição de ácidos graxos quando alimentados com ração formulada em vez de algas vivas (RHODES, BOYD, 2005). Outras espécies s demonstraram uma adaptabilidade semelhante a dietas de algas e leveduras com baixos níveis ou nenhum EPA e DHA (WATANABE et al. 1978; MILIOU; MORAITOU-APOSTOLOPOULOU, 1991; NORSKER; STØTTRUP 1994; NANTON; CASTELL, 1998).

Uma das grandes particularidades desse grupo é o fato de serem bentônicas em na grande maioria dos seus estágios de desenvolvimento, o que gera a necessidade de adaptação de todas estrutura de cultivo e do manejo em função do desse hábito. Isso representa um desafio quando consideramos o manejo das unidades de cultivo, principalmente para a coleta dos animais e para a limpeza dos tanques.

Vários estudos já foram realizados para a avaliar diferentes substratos no cultivo de copépodes bentônicos, como para o *Tisbe* sp., *Nitokra* sp. e para *Pararobertsonia* sp. (RIBEIRO; SOUZA-SANTOS, 2011; ZALESHA, BRUSLA; 2012). Em grande parte deles, os autores perceberam que estatisticamente tanques com ou sem substrato não apresentavam diferenças significativas no desempenho do cultivo, e em alguns casos o uso de substrato apresentava efeitos negativos devido ao acúmulo de sedimentos e aumento de compostos nitrogenados (FLEEGER, 2005; RIBEIRO; SOUZA-SANTOS, 2011). Outro inconveniente do uso de substrato é o fato de dificultar muito a coleta de náuplios e adultos nos tanques de cultivo.

Ao consultar a literatura na área, é possível verificar que várias abordagens têm sido usadas para cultura em massa de copépodes harpacticoida (STØTTRUP, 2000). Kahan et al. (1982) utilizaram uma cesta suspensa revestida de tela dentro de um tanque maior, no qual as larvas peixes foram mantidos. Fukusho (1980) utilizou 10 tanques externos de 15 m, com uma lâmina d'água de 1,4 m. Uma forma comum de realizar os cultivos de copépodes harpacticoida é utilizando em bandejas plásticas, com volume média variando de 15 a 40L. Essas estruturas geralmente possuem uma pequena altura, 10 a 20 cm, o que proporciona uma maior área de colonização do fundo e das paredes das bandejas, além de proporcionar uma melhor difusão do oxigênio em função da maior área de superfície e pequena coluna

de água. Além disso o uso de bandejas individuais facilita o manejo de limpeza e de retirada dos copépodes.



## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar da tecnologia de produção de copépodes já ser empregada em várias regiões do mundo, várias dificuldades ainda vêm sendo encontradas na produção de copépodes. A otimização da produtividade dos copépodes é um dos pontos mais importantes para viabilidade de sua criação como alimento vivo na aquicultura. O entendimento de aspectos biológicos e fisiológicos, junto com a nutrição, são fundamentais para entender o comportamento e o desempenho dos animais em um ambiente confinado. Fatores abióticos também podem ser manipulados em favor de melhorar o desempenho zootécnico de copépodes cultivados. A determinação de valores ótimos desses fatores no desenvolvimento de copépodes é importante para aquicultura, pois o desenvolvimento mais rápido pode contribuir para o aumento da produtividade. Assim a manipulação da nutrição e dos parâmetros abióticos pode ser utilizada como uma importante ferramenta de controle e otimização da produção.

A realização de pesquisas e da adequação de protocolos de produção são de fundamental importância, para a otimização da produção e redução de custos, avaliando o modelo que melhor se ajuste as condições climáticas e as especificidades de produção de cada laboratório.



## REFERÊNCIAS

Allan, J.D., Kinsey, T.G.; James, M.C.. Abundances and production of copepods in the Rhode River subestuary of Chesapeake Bay. Chesapeake Science. 17-86-92. 1976

Anunciação, W.F.D.,. Cultivo do copépode, (*Acartia tonsa*), em sistema intensivo, alimentado com espirulina comercial liofilizada (*Arthrospira* sp.). Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2011.

Arashkevich, E.G. and Cahoon, L. . Feeding patterns of dominant species of Copepoda in Peruvian upwelling region. *Polskie Archiwum Hydrobiologii* 27, 457-469. 1980

Ohno, A. and Okamura, Y. . Propagation of the calanoid copepod, *Acartia tsuenxis*, in outdoor tanks. *Aquaculture* 70, 39-51. 1988

Atema, J. Chemoreception in the sea: adaptations of chemoreceptors and behaviour to aquatic stimulus conditions. Symposia of (he Society for Experimental Biology 39, 387-423. 1985

Ayukai, T. Fecal pellet production by two species of planktonic calanoid copepods fed on naturally occurring particles. *Bulletin of Plankton Society of Japan* 37, 167-169. 1990

Bainbridge, R. (1961). Migrations. In "The Physiology of Crustacea" (T.H. Waterman, ed.), Volume 11, 431-463. Academic Press, New York and London.

Barroso, M.V., C.V.A. de Carvalho, R. Antoniassi, V.R. Cerqueira.. Use of the copepod *Acartia tonsa* as the first live food for larvae of the fat snook *Centropomus parallelus*. *Aquaculture* 388-391, 153- 158. 2013.

BARROSO, Marcia Vanacor; BOOS, Breno Barroso; ANTONIASSI, Rosemar, FERNANDES, Luiz Fernando Loureiro. Use of the

copepod *Oithona* hebes as a bioencapsulator of essential fatty acids. *Braz. j. oceanogr.*[online]. 2015,vol.63, n.3, pp.331-336. 2015

Bell, J. G., McEvoy, L. A., Estevez, A., Shields, R. J., Sargent, J. R. Optimizing lipid nutrition in first feeding flatfish larvae. *Aquaculture* 227, 211-220. 2003.

Bengtson, D.A. Status of marine aquaculture in relation to live prey: past, present and future. In: **Live Feeds in Marine Aquaculture** (J.G. Strottrup e L.A. McEvoy ed.). Blackwell publishing, Oxford, p. 1-16, 2003.

Bergreen, U., Hansen, B., Kiorboe, T. Food-size spectra ingestion and growth of the copepod *Acartia tonsa*: implications for the determination of copepod production. **Mar Biol** 99, 341-352, 1988.

Bi, H. S., Peterson, W. T., Lamb, J., Casillas, E. Copepods and salmon: Characterizing the spatial distribution of juvenile salmon along the Washington and Oregon coast, USA, *Fish. Oceanogr*, 20(2), 125-138, 2011.

Björnberg, T.K.S.. Aspects of the appendages in development. *Sylogus* 58, 243-250. 11, 53-62. 51-66. 1986.

Boglino, A., Darias, M. J., Estevez, A., Andree, K. B., Gisbert, E. The effect of dietary arachidonic acid during the *Artemia* feeding period on larval growth and skeletogenesis in Senegalese sole, *Solea senegalensis*. **J. Appl. Ichthyol** 28, 411-418. 2012.

Buskey, E. J., Coulter, C., Strom, S. Locomotory patterns of microzooplankton: potential effects on food selectivity of larval fish. **Bull Mar Sci** 53(1), 29-43, 1993.

Cahu, C. and Infante, J.Z.. Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. *Aquaculture*, 200(1-2), pp.161-180.2001

Carotenuto, Y., Esposito, F., Pisano, F., Lauritano, C., Perna, M., Miralto, A. and Ianora, A. Multi-generation cultivation of the copepod *Calanus helgolandicus* in a re-circulating system. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 418, pp.46-58. 2012.

Castro-Longoria, E. Egg production and hatching success of four *Acartia* species under different temperature and salinity regimes. *J Crustacean Biol* 23(2), 289-299. 2003.

Cervetto, G., Gaudy, R., Pagano, M., Saint-Jean, L., Verriopoulos, G., Arfi, R., Leveau, M., Diel variations in *Acartia tonsa* feeding, respiration and egg production in a Mediterranean coastal lagoon. *J Plankton Res* 15(11), 1207-1228. 1993.

Chang, W.B. and Lei, C.H. Development and energy content of a brackish-water copepod, *Apocyclops royi* (Lindberg) reared in a laboratory. *Bull. Inst. Zool. Acad. Sin*, 32, pp.62-81. 1993.

Checkley, D. M., Dagg, M. J., Uye, S. I. Feeding, excretion and egg production by individuals and populations of the marine, planktonic copepods, *Acartia* spp. and *Centropages furcatus*. *J Plankton Res* 14(1), 71-96. 1992.

Chesney, E.J. Copepods as live prey: a review of factors that influence the feeding success of marine fish larvae. *Copepods in aquaculture*, pp.133-150. 2005.

Chinnery, F. E., Williams, J. A. The influence of temperature and salinity on *Acartia* (Copepoda: Calanoida) nauplii survival. *Marine Biology* 145, 733-738. 2004.

Conceicao, L. E., Yufera, M., Makridis, P., Morais, S., Dinis, M. T. Live feeds for early stages of fish rearing. ***Aquac Res*** 41, 613-640, 2010.

Cowles, T.J. and Strickler, J.R. Characterization of feeding activity patterns in the planktonic copepod *Centropages*

typicus Kroyer under various food conditions. *Limnology and Oceanography* 28, 106-115. 1983.

Dagg, M. Estimated, in situ, rates of egg production for the copepod *Centropages typicus* (Kroyer) in the New York Bight. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 34, 183-196. 1978.

Dahms, H.-U. Postembryonic development of *Drescheriella glacialis* Dahms & Dieckmann (Copepoda, Harpacticoida) reared in the laboratory. *Polar Biol.*, 8, 81-93. 1987.

Dahms, H.-U. Dormancy in the Copepoda - an overview. *Hydrobiologia* 306, 199-211. 1995

Doi, M., Toledo, J. D., Golez, M. S. N., Santos, M. D. L., Ohno, A. Preliminary investigation of feeding performance of larvae of early red-spotted grouper, *Epinephelus coioides*, reared with mixed zooplankton. *Hydrobiologia* 358, 259-263. 1997.

Donaghay, P.L. An experimental test of the relative significance of food quality and past feeding history to limitation of egg production of the estuarine copepod *Acartia tonsa*. *Archives Stir Hydrobiologie Beiheft ErgeOnisse Lirnnologie* 21, 235-245. 1985.

Drillet, G., Frouël, S., Sichlau, M. H., Jepsen, P. M., Højgaard, J. K., Joarder, A.K., Hansen, B. W. Status and recommendations on marine copepod cultivation for use as live feed *Aquaculture* 315, 155-166. 2011.

Dudley, P.L. and, P.L., *Marine Flora and Fauna of the Eastern United States: Copepoda, Cyclopoida: Archinotodelphyidae, Notodelphyidae, and Ascidicolidae* (Vol. 96). US Department of Commerce Illg, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service. 1991.

Dussart, B. H. and Defaye, D. Introduction to the Copepoda. In Dumont, H. J. (ed.), Guides to the Identification of the Macroinvertebrates of the Continental Waters of the World. 16. Backhuys, Leiden, p. 344. 2001.

Dutz, J., Peters, J. Importance and nutritional value of large ciliates for the reproduction of *Acartia clausi* during the post spring-bloom period in the North Sea. **Aqua Microb Ecol** 50(3), 261-277, 2008.

Dybdahl, M.F. Selection of life history traits across a wave exposure gradient in the tidepool copepod *Tigriopus californicus* (Baker). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 192:195-210. 1995.

Engell-Sørensen, K., Støttrup, J. G., Holmstrup, M. Rearing of flounder (*Platichthys flesus*) juveniles in semiextensive systems. **Aquaculture** 230(1), 475-491, 2004.

Evjemo, J. O., Reitan, K. I., Olsen, Y. Copepods as live food organisms in the larval rearing of halibut larvae (*Hippoglossus hippoglossus* L.) with special emphasis on the nutritional value. *Aquaculture* 227, 191-210. 2003.

Experimental cultivation of the Mediterranean calanoid copepod *Temora stylifera* and *Centropages typicus* in a pilot re-circulating system

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2010**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 2010.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2014**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 2014.

Fava, G. e Martini, E. Effect of inbreeding and salinity on quantitative characters and asymmetry of *Tisbe holothuriae* (Humes). *Hydrobiologia* 167/168:463-467. 1988.

Fereidouni, A. E., Meskar, S., Asil, S. M. Effects of photoperiod on offspring production, development and generation time,

survival, adult sex ratio and total life span of freshwater cyclopoid copepod, *Mesocyclops* sp.: comments on individual variations. **Aquac Res** 46, 163-172, 2015.

Fukami, K., Watanabe, A., Fujita, S., Yamaoka, K., Nishijima, K., Nishijima, T. Predation on naked protozoan microzooplankton by fish larvae. **Marine Ecol Progr Ser** 185, 285–291, 1999.

Gifford, D.J. Protozoa in the diets of *Neocalanus* spp. in the oceanic subarctic Pacific Ocean. *Progress in Oceanography* 32, 223-237. 1993.

Gill, C.W. and Poulet, S.A. Responses of copepods to dissolved free amino acids. *Marine Ecology Progress Series* 43, 269-276.1988.

Grice, G.D. and Marcus, N.H. Dormant eggs of marine copepods. *Oceanography and Marine Biology: an Annual Review* 19, 125-140. 1981.

Hansen, B., Hansen, P.J. and Nielsen, T.G. Effects of large nongrazable particles on clearance and swimming behaviour of zooplankton. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 152, 257-269.1991.

Harris, R.P. and Malej, A. Diel patterns of ammonium excretion and grazing rhythms in *Calanus helgolandicus* in surface stratified waters. *Marine Ecology Progress Series* 31, 75-85. 1986.

Hicks, G.R.F. & Coull, B.C. The ecology of marine meiobenthic harpacticoid copepods. *Oceanogr. Mar. Biol. Annu. Rev.*, 21, 67–175.  
Bergmans, M. (1981) A demographic study of the life cycle of *Tisbe furcata* (Baird, 1937) (Copepoda:Harpacticoida). *J. Mar. Biol. Assoc. UK*, 61, 691–705. 1983.

Holt, G. J., Holt, S. A. Vertical distribution and the role of physical processes in the feeding dynamics of two larval sciaenids *Sciaenops ocellatus* and *Cynoscion nebulosis*. *Mar Ecol Prog Ser*193, 181-190. 2000.

Humes, A.G. How many copepods? *Hydrobiologia* 292/293, 1-7. 1994

Huntley, M. E. Chemically-mediated rejection of dinoflagellate prey by the copepods *Calanus pacificus* and *Paracalanus parvus*: mechanism, occurrence and significance. **Mar Ecol Prog Ser** 28, 105-120, 1986.

Huntley, M., Sykes, P., Rohan, S. and Marin, V. Chemically-mediated rejection of dinoflagellate prey by the copepods *Calanus pacificus* and *Paracalanus parvus*: mechanism, occurrence and significance. *Marine Ecology Progress Series*, 28 105-120. 1986.

Huys, R.; Boxshall, G.A. (eds) Copepod Evolution. Ray Society, London. 1991

Ianora, A., Poulet, S.A. and Miralto, A. A comparative study of the inhibitory effect of diatoms on the reproductive biology of the copepod *Temora stylifera*. *Marine Biology* 121, 533-539 . 1995.

Isari, S., Zervoudaki, S., Calbet, A., Saiz, E., Ptacnikova, R., Nejstgaard, J. C., Ptacnik, R. Light-induced changes on the feeding behaviour of the calanoid copepod *Clausocalanus furcatus* (Brady, 1883): evidence from a mesocosm study. *J Plankton Res* 36(5), 1233-1246. 2014.

James, C.M. and Al-Khars, A.M. Studies on the production of planktonic copepods for aquaculture. *Syllogeus*, 58, pp.333-340. 1986.

Jepsen, P. M. **Copepods as live feed - optimisation and use in aquaculture**. 194 p. Tese de doutorado. Department of Environmental, Social and Spatial Changes, Roskilde University, Denmark Januar, 2014.

Jonasdottir, S.H.. Effects of food quality on the reproductive success of *Acartia tonsa* and *Acartia hudsonica*: laboratory observations. *Marine Biology* 121, 67-81. 1994.

Kahan, D., Uhlig, G., Schwenzer, D. & Horowitz, L. A simple method for cultivating harpacticoid copepods and offering them to fish larvae. *Aquaculture*, 26, 303-310. 1982.

Kaminski, S. M., Bersano, J. G., Amaral, W. J. A. Efeitos da salinidade e dieta alimentar sobre os copépodes *Pseudodiaptomus richardi* e *Notodiaptomus incompositus* em estudos de laboratório. Brazil J of Aquatic Sci Tech 13.(1), 25-36. 2009.

Katona, S.K. Growth characteristics of the copepods *Euryremora affinis* and *E. herdrnani* in laboratory cultures. Ifelgolander wissenschaftliche Meeresunter- siichungen 20, 373-384. 1970.

Kinne, O. The effects of temperature and salinity on marine and brackish water animals: II. Salinity and temperature salinity combinations. Oceanography and Marine Biology: Annual Review 2:281-339. 1964.

Kleppel, G. S., Hazzard, S. E. The significance of zooplankton nutrition in the aquatic sciences. Outcomes of an international workshop on zooplankton nutrition. University of South Carolina, Columbia. 2002.

Kline, M. D., Laidley, C. W. Development of intensive copepod culture technology for *Parvocalanus crassirostris*: Optimizing adult density. Aquaculture 435, 128-136. 2015.

Kolkovski, S. Digestive enzymes in fish larvae and juveniles: implications and applications to formulated diets. **Aquaculture** 200(1), 81-201, 2001.

Laabir M., Poulet S.A., Ianora A., Miralto A., Cueff A. Reproductive response of *Calanus helgolandicus*. II. In situ inhibition of embryonic development. Marine Ecology Progress Series 129, 97-105. 1995.

Lampert, W. and Sommer, U. Limnoecology.; 382 S. Lampert, W., Sommer, U. Limnology: the ecology of lakes and streams. New York: Oxford University. 1997.

Landry, M. R. The relationship between temperature and the development of life stages of the marine copepod *Acartia clausi* Giesbr. Limnol Oceanogr 20 (5), 854-857. 1975.



Lavens, P., Sorgeloos, P. Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Technical Papers 361. FAO, Rome, Italy, 295pp. 1996.

Lee, H. W., Ban, S., Ikeda, T., & Matsuishi, T. Effect of temperature on development, growth and reproduction in the marine copepod *Pseudocalanus newmani* at satiating food condition. *Journal of Plankton Research*, 25(3), 261-271. 2003.

Legier-Visser, M.F., Mitchell, J.G., Okubo, A. and Fuhrman, J.A. Mechanoreception in calanoid copepods: a mechanism for prey detection. *Marine Biology*, 90, pp.529-535. 1986.

Liao, I. C., Su, H. M., Chang, E. Y. Techniques in finfish larviculture in Taiwan. **Aquaculture** 200, 1-31, 2001.

Lubzens, E., Minkoff, G., Barr, Y., Zmora, O. Mariculture in Israel – past achievements and future directions in raising rotifers as food for marine fish larvae. **Hydrobiologia** 358, 13-20, 1997.

Mayzaud, P. Digestive enzymes and their relation to nutrition. In “The Biological Chemistry of Marine Copepods” (E.D.S. Corner and S.C.M. O’Hara, eds), pp. 165-225. Clarendon Press, Oxford. 1986.

McEvoy, L. A., Naess, T., Bell, J. G., Lie, Ø. Lipid and fatty acid composition of normal and malpigmented Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) fed enriched *Artemia*: a comparison with fry fed wild copepods. **Aquaculture** 163(3), 237-250, 1998.

Mckinnon, A. D., Klumpp, D. W. Mangrove zooplankton of north Queensland, Australia. *Hydrobiologia* 362(13), 145-160. 1997.

Miliou, H. & Moraïtou-Apostolopoulou, M. Effects of seven diets on the population dynamics of laboratory cultured *Tisbe holothuria* Humes (Copepoda, Harpacticoida). *Helgoländ. Meeresunters.*, 45, 345–356. 1991.

Miliou, H. Effects of light (photoperiod, spectral composition) on the population dynamics of *Tisbe holothuriae* Humes (Copepods, Harpacticoida). *Hydrobiologia* 232(3), 201-209. 1992.

Morehead, D. Copepod culture workshop in Hawaii. *Austasia Aquaculture* 18, 46-49. 2004.

Naess, T., Germain-Henry, M. & Nass, K.E. First feeding of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) using different combinations of *Artemia* and wild zooplankton. *Aquaculture*, 130, 235-250. 1995.

Watanabe, T., Arakawa, T., Kitajima, C., Fukusho, K. & Fujita, S. Nutritional quality of living feed from the viewpoint of essential fatty acids for fish. *Bull. Jpn. Soc. Scient. Fish.*, 44,1223-1227.1978.

Nagano, N., Iwatsuki, Y., Kamiyama, T., Nakata, H. Effects of marine ciliates on survivability of the first-feeding larval surgeonfish, *Paracanthurus hepatus*: laboratory rearing experiments. **Hydrobiologia** 432, 149-157, 2000.

Nakagawa, Y., Kurata, M., Sawada, Y., Sakamoto, W., Miyashita, S. Enhancement of survival rate of Pacific bluefin tuna (*Thunnus orientalis*) larvae by aeration control in rearing tank. **Aquatic Living Resources** 24(04), 403-410, 2011.

Nanton, D. A., Castell, J. D. The effects of temperature and dietary fatty acids on the fatty acid composition of harpacticoid copepods, for use as live food for marine fish larvae. **Aquaculture** 175, 167-18, 1999.

Navarro, J. C., Henderson, R. J., McEvoy L. A., Bell, M. V., Amat, F. Lipid conversions during enrichment of *Artemia*. **Aquaculture**174, 155-166, 1999.

Nellen, W., Quantz, G., Witt, U., Kuhlmann, D., & Koske, P. H.. Marine fish rearing on the base of an artificial food chain. **Eur Maric Soc Spec Publ**, 6, 133-147, 1981.

Niehoff, B. Life history strategies in zooplankton communities: The significance of female gonad morphology and maturation types for the reproductive biology of marine calanoid copepods. *Progress in Oceanography*, 74(1), pp.1-47. 2007.

Ogle, J. T., Lemus, J. T., Nicholson, L. C., Barnes, D. N., Lotz, J. M. Characterization of an extensive zooplankton culture system coupled with intensive larval rearing of red snapper *Lutjanus campechanus*. In: **Copepods in aquaculture** (Lee C-S, O'Bryen PJ, Marcus N. H. ed.). Blackwell, Oxford, p. 225-244, 2005.

Ohno, A., Takahashi, T. and Taki, Y. Dynamics of exploited populations of the calanoid copepod, *Acartia tsuensis*. *Aquaculture* **84**, 27-39. 1990.

Ohs, C. L., A. L. Rhyne, S. W. Grabe, M. A. DiMaggio, Stenn E. Effects of salinity on reproduction and survival of the calanoid copepod *Pseudodiaptomous pelagicus*. *Aquaculture* 307, 219-224. 2010.

ØIE et al., Øie, G., Galloway, T., Sørøy, M., Holmvaag Hansen, M., Norheim, I. A., Halseth, C. K., ... & Attramadal, K. (2015). Effect of cultivated copepods (*Acartia tonsa*) in first-feeding of Atlantic cod (*Gadus morhua*) and ballan wrasse (*Labrus bergylta*) larvae. *Aquaculture Nutrition*.2015.

Olivotto, I., Tokle, N. E., Nozzi, V., Cossignani, L., Carnevali, O. Preserved copepods as a new technology for the marine ornamental fish aquaculture: A feeding study. *Aquaculture* 308(3), 124-131, 2010.

Olsen, R.E. & Bøe, B. Initial feeding of wolf fish (*Anarhichas lupus* L.) fry. *Aquaculture*, 62, 33-43..1987.

Osborn, T. The role of turbulent diffusion for copepods with feeding currents. *Journal of Plankton Research* 18, 185-195. 1996.

Paffenhofer, G.-A. Feeding, growth, and food conversion of the marine planktonic copepod *Calanus helgolandicus*. *Limnology and Oceanography* 21, 39-50. 1976.

Park, T. The biology of a calanoid copepod *Epilabidocera amphitrites* McMurrich. *La Cellule* **66**, 129-251. 1966.

Pauly, D., Christensen, V. Primary production required to sustain global fisheries. *Nature* 374 (6519), 255-257, 1995.

Pavlova, E.V. Diel changes in copepod respiration rates. *Hydrobiologia* 292,333-339. 1994.

Payne, M. F., Ripplingale, R. J. Intensive cultivation of the calanoid copepod *Gladioferens imparipes*. *Aquaculture* 201, 329-342. 2001.

Powell, M.D. and Berry, A.J. Ingestion and regurgitation of living and inert materials by the estuarine copepod *Eurytemora affinis* (Pope) and the influence of salinity. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **31**, 763-773. 1990.

Price, H.J. and Paffenhofer, G.-A. Effects of concentration on the feeding of a marine copepod in algal monocultures and mixtures. *Journal of Plankton Research* **8**, 119-128. 1986.

Qin J. G. In: **Larval Fish Aquaculture**. (J. G. Qin ed.) Nova Science Publishers, New York.p. 230, 2013.

Rainuzzo, J. R., Reitan, K. I., Olsen, Y. The significance of lipids at early stages of marine fish: a review. *Aquaculture* 155,105-118, 1997.

Rajkumar, M., Vasagam, K. Suitability of the copepod, *Acartia clausi* as a live feed for Seabass larvae (*Lates calcarifer* Bloch): compared to traditional live-food organisms with special emphasis on the nutritional value. *Aquaculture* 261,649-658, 2006.

Rhodes, M. A., Phelps, R. P. Evaluation of the ciliated protozoa, *Fabrea salina* as a first food for larval red snapper, *Lutjanus campechanus* in a large scale rearing experiment. *J Appl Aquacult* 20(2), 120-133. 2008.

Rhyne, A. L., Ohs, C. L., Stenn, E. Effects of temperature on reproduction and survival of the calanoid copepod *Pseudodiaptomus pelagicus*. *Aquaculture* 292(1), 53-59. 2009.

Ribeiro, A.C.;Souza-Santos, L.P. Mass culture and offspring production of marine harpacticoid copepod *Tisbe biminiensis*. *Aquaculture*, 321(3-4), pp.280-288. 2011.

Rieper, M. Bacteria as a food source for marine harpacticoid copepods. *Mar. Biol.*, 45, 337-345. Ringø, E., 1978.

Riley, C.M., G., Holt, J. Gut contents of larval fishes from light trap and plankton net collections at Enmedio Reef near Veracruz, Mexico. **Revista de Biologia Tropical** 41(1), 53-57, 1993.

Rønnestad, I., Conceição, L. E. Aspects of protein and amino acids digestion and utilization by marine fish larvae. **Phys Ecol Adap Feed Vert**, 389-416, 2005.

Saiz, E.; Kiørboe, T. Predatory and suspension-feeding of the copepod *Acartia tonsa* in turbulent environments. *Marine Ecology Progress Series*, 122:147-158. 1995.

Sakakura, Y., Shiotani, S., Chuda, H., & Hagiwara, A. Improvement of the survival in the seven-band grouper *Epinephelus septemfasciatus* larvae by optimizing aeration and water inlet in the mass-scale rearing tank. *Fisher Sci* 72(5), 939-947, 2006.

Sampley, A., McKinnon, A. D., Meekan, M. G., McCormick, M. I. Glimpse into guts: overview of the feeding of larvae of tropical shorefishes. **Mar Ecol Prog Ser** 339, 243-257, 2007.

Santos, F.M. Efeito da densidade de estocagem no cultivo do copépode *Acartia tonsa* e avaliação do seu potencial como alimento vivo na larvicultura do robalo-peva *Centropomus parallelus*. 2005. 57p. Dissertação (mestrado). Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 2005

Saravanan, R., Vijayanand, P., Vagelli, A. A., Murugan, A., Shanker, S., Rajagopal, S., Balasubramanian, T. Breeding and rearing of the two striped cardinalfish, *Apogon quadrifasciatus* (Cuvier, 1828) in captive condition. *Animal Reprod Sci* 137(3), 237-244. 2013.

Sargent, J., McEvoy, L., Estevez, A., Bell, G., Bell, M., Henderson, J., Tocher, D. Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions. **Aquaculture**, 179(1), 217-229, 1999.

Schipp, G. R., Bosmans, J. M., Marshall, A. J. A method for hatchery culture of tropical calanoid copepods, *Acartia* spp. *Aquaculture*, 174(1), 81-88. 1999.

Schipp, G. The use of Calanoid copepods in semiintensive, tropical marine fish larviculture. En: Editores: Cruz Suárez LE, Marie DR, Salazar MT, Nieto López MG, Villarreal Cavazos DA, Ortega AG. Avances en Nutrición Acuicola VIII. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. 15-17 November. Universidad Autónoma de Nuevo León, México, p. 84-94. 2006.

Shields, R. J., Bell, J. G., Luizi, F. S., Gara, B., Bromage, N. R., Sargent, J. R. Natural copepods are superior to enriched *Artemia* nauplii as feed for halibut larvae (*Hippoglossus hippoglossus*) in terms of survival, pigmentation and retinal morphology: relation to dietary essential fatty acids. **J Nut** 129(6), 1186-1194, 1999.

Smith, S.L. Copepods in Fram Strait in summer: distribution, feeding and metabolism. *Journal of Marine Research* 46, 145-181. 1988.

Sorgeloos, P., Dhert, P., Candreva, P. Use of the brine shrimp, *Artemia* spp., in marine fish larviculture. **Aquaculture** 200(1), 147-159, 2001.

Souza-Santos, L. P., Pastor, J. M., Ferreira, N. G., Costa, W. M., Araújo-Castro, C., Santos, P. J. Developing the harpacticoid copepod *Tisbe biminiensis* culture: testing for salinity tolerance, ration levels, presence

of sediment and density dependent analyses. **Aquac Res** 37(15), 1516-1523, 2006.

Stearns, D. E., Tester, P., Walker, R. L. Diel changes in the egg production rate of *Acartia tonsa* (Copepoda, Calanoida) and relation to environmental factors in two estuaries. *Mar Ecol Prog Ser* 52, 7-16. 1989.

Stoecker, D.K. and Capuzzo, J.M. Predation on Protozoa: its importance to zooplankton. *Journal of Plankton Research* 12, 891-908. 1990.

Støttrup, J. G. Production and nutritional value of copepods. In: **Live feeds in marine aquaculture** (Støttrup J. G., McEvoy L. A. ed.). Blackwell, Oxford, p. 318, 2003.

Støttrup, J. G., Norsker, N. H., 1997. Production and use of copepods in marine fish larviculture. *Aquaculture* 155(1), 231-247. 1997.

Su, H.M., Su, M.S. & Liao, C.I. Collection and culture of live foods for aquaculture in Taiwan. *Hydrobiologia*, 358, 37-40. 1997.

Sun, B. and Fleeger, J.W. Sustained mass culture of *Amphiascoides atopus* a marine harpacticoid copepod in a recirculating system. *Aquaculture*, 136(3-4), pp.313-321. 1995.

Svåsand, T., Skilbrei, O.T., Van Der Meer, G.I. and Holm, M. Review of morphological and behavioural differences between reared and wild individuals: Implications for sea-ranching of Atlantic salmon, *Salmo salar* L., Atlantic cod, *Gadus morhua* L., and European lobster, *Homarus gammarus* L. *Fisheries Management and Ecology*, 5(6), pp.473-490.1998.

Tester, P.A.; Turner, J.T. How long does it take copepods to make eggs? *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 141(2-3), pp.169-182. 1990.

## ÍNDICE REMISSIVO

- Ácido graxo: 15  
Água doce: 18  
Aldeído: 34  
Alimento vivo: 10  
Aminoácido: 15  
Amônia: 59  
*Apocyclops*: 18, 31, 37, 38  
Artêmia: 14  
Atum: 14  
Bactéria: 35  
Cérebro: 26  
Ciliados: 8, 17  
Coração: 26  
Detrito: 17  
DHA: 9, 38, 15, 38, 76  
Dieta formulada: 36  
Dietas inertes: 10  
Endoesqueleto: 23  
Enriquecimento nutricional: 10  
Enzima: 24  
*Eurytremora*: 16, 48  
*Euterpina*: 16, 18  
Fitoplâncton: 14  
Fotoperíodo: 12, 46, 49, 50, 51, 59, 71  
Garoupa: 14  
Herbívoro: 17, 29  
Ingestão: 10, 31, 47, 60, 61  
Intestino: 24  
*Isochrysis*: 33, 34  
Laboratório: 4, 12, 17, 23, 40, 44, 56, 58, 78  
Larvas: 9, 15, 40  
Larvicultura: 8, 10  
Linguado: 14  
Locomoção: 9, 15, 16, 23  
Maricultura: 9  
Maxíla: 22  
Metassomo: 21, 23, 40  
Microalgas: 33  
Náuplio: 12, 37, 41, 43



Wesley Freitas da Anunciação

*Nitokra*: 18, 37, 38

Valor nutricional: 14, 15, 17, 34,  
38, 76

*Oithona*: 18

Olhos: 23

Oócito: 40, 41

Oxigênio: 25

Partícula alimentar: 29, 30

*Parvocalanus*: 16

Pelágico: 17

pH: 59

Piscicultura marinha: 8, 9

*Pseudocalanus*: 16, 47

Quimiosensores: 32

Reprodução: 4, 29, 37, 40

Rotífero: 14

Salinidade: 12 42, 46, 51, 52, 53, 59,  
71

Sangue: 26

Sistema intensivo: 12

Temperatura: 12, 25, 42, 44, 46, 47,  
48, 52, 56

*Tisbe*: 18, 37, 38

Urossomo: 21, 23, 40

## **SOBRE O AUTOR**

Graduado em Zootecnia pela Universidade Federal de Viçosa (2009), mestre e doutor pela Universidade Federal de Santa Catarina (2016). Possui também especialização em design de produtos digitais pela UNOPAR (2023). Atualmente atua como gerente de produção na iniciativa privada em cultivos de plâncton marinho, além de atuar na área de design de produto e marketing digital. Entusiasta de sistemas agroflorestais e fascinado pela vida marinha, já trabalha com aquicultura desde 2005, com ênfase na produção de plâncton marinho, com experiência de 12 anos com cultivo de copépodes. Possui artigos e capítulos de livro sobre o tema.

# ASPECTOS BIOLÓGICOS E PRODUTIVOS DE COPÉPODES MARINHOS UTILIZADOS NA AQUICULTURA

A aquicultura é a área com maior crescimento em nível mundial para produção de proteína animal, sendo que a piscicultura marinha é responsável por cerca de 9% da produção gerada pela maricultura. Porém, os alimentos vivos tradicionalmente utilizados na larvicultura de peixes marinhos, os rotíferos e artêmia, não são capazes de suportar o desenvolvimento adequado de larvas de diversas espécies de peixes, limitando assim a atividade. Esta obra foi elaborada para trazer ao leitor um apanhado de informações técnicas, reunindo fatores nutricionais e biológicos, junto com protocolos de cultivo em laboratório e o levantamento dos principais sistemas de produção, a fim de se criar um conjunto de informações agrupados em um único local, que permita construir uma ideia geral dos aspectos envolvidos e necessários para o cultivo de copépodes marinhos

RFB Editora

Home Page: [www.rfbeditora.com](http://www.rfbeditora.com)

Email: [adm@rfbeditora.com](mailto:adm@rfbeditora.com)

WhatsApp: 91 98885-7730

CNPJ: 39.242.488/0001-07

Av. Governador José Malcher, n° 153, Sala 12,  
Nazaré, Belém-PA, CEP 66035065

