

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

FACULDADE DE VETERINÁRIA

COMISSÃO DE ESTÁGIO

REPRODUÇÃO DE *Amphiprion* sp. (PEIXE PALHAÇO) EM CATIVEIRO

PORTO ALEGRE

2010/2

|

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA
COMISSÃO DE ESTÁGIO

REPRODUÇÃO DE *Amphiprion* sp. (PEIXE PALHAÇO) EM CATIVEIRO

Elaborado por: Helen Albrecht

Cartão: 00137103

**Orientador: Prof. Cláudio Estêvão
Farias da Cruz**

Monografia apresentada à Faculdade
de Veterinária como requisito parcial
para obtenção da Graduação em
Medicina Veterinária

PORTO ALEGRE

2010/2

|

A341r Albrecht, Helen

Reprodução de Amphiprion sp. (Peixe palhaço) em cativeiro /
Helen Albrecht - Porto Alegre: UFRGS, 2010/2.

26f. – Monografia (Graduação) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Veterinária, Comissão de Estágio, Porto Alegre, BR-RS, 2010/2. Cláudio Estevão Farias da Cruz, Orient.

1. Reprodução animal 2. Amphiprion sp. : Peixe-palhaço 3.
Reprodução em cativeiro I. Cruz, Cláudio Estêvão Farias da, Orient.
II. Título.

CDD 619

Catálogo na fonte
Preparada pela Biblioteca da Faculdade de
Veterinária da UFRGS

RESUMO

Os peixes do gênero *Amphiprion*, popularmente conhecidos por peixes-palhaço, possuem a peculiar capacidade de alternância do gênero sexual, conforme a necessidade do ambiente. Esse mecanismo é chamado de hermafroditismo protândrico. O atendimento das necessidades e o manejo de criação das larvas até a fase juvenil são fatores fundamentais para o sucesso na criação. O cultivo do alimento das larvas que inclui microalgas e rotíferos constitui a etapa mais delicada da cadeia alimentar a ser reproduzida experimentalmente. O adequado controle dos fatores que condicionam o microclima existente no ambiente é um fator indispensável na manutenção do tanque marinho. Adicionalmente, é importante que se conheçam as doenças mais comuns da fase juvenil, quando os maiores investimentos da criação de peixe-palhaço são feitos. A limitada publicação de material científico sobre o assunto redigidos em português restringe o desenvolvimento de projetos mais abrangentes para criação da espécie em países que utilizam tal linguagem.

ABSTRACT

Fish in the genus *Amphiprion*, also known as clownfish, have the peculiar ability of gender switching, as needed in the environment. This mechanism is called hermaphroditism protandric. The provision of their special needs and management during the larvae rearing to the juvenile phase are important factors for achieving success in creation. Cultivating microalgae and rotifers is the most important and limiting part of the creation process for being experimentally recreated. The management and control of the environmental microclimate dictates the success of the marine tank. In addition, knowing the most common diseases of juvenile clownfish, phase during which most investments are made, is essential for the success in the clownfish rearing process. The scarcity of Portuguese writing scientific material on the subject limits the development of broader projects of clownfish breeding and rearing processes in such countries.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	6
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
2.1	Reprodução do Peixe Palhaço em Cativeiro	7
2.1.1	Dimorfismo Sexual e Formação dos Casais	7
2.1.2	Estabilidade dos Pares	7
2.1.3	Condições Necessárias para a Desova.....	8
2.2	Cultura de Alimento	10
2.2.1	Microalgas	10
2.2.2	Rotíferos	12
2.3	Manejo De Ovos E Larvas	14
2.3.1	Transferência dos Ovos e larvas	14
2.3.2	Alimentação das Larvas.....	15
2.3.4	Período Crítico.....	15
2.4	Fase Juvenil	17
2.4.1	Afecções e Tratamentos.....	17
3	CONCLUSÕES	22
	REFERÊNCIAS	24

1 INTRODUÇÃO

Os peixes do gênero *Amphiprion* são conhecidos como peixes-palhaço e são encontrados na região oeste do oceano Indo - Pacífico. O arquipélago indo-australiano é o ambiente de maior abundância (EKMAN, 1953), de onde aproximadamente 10 espécies têm sido capazes de povoar (?) alcançar a maioria das ilhas do Pacífico tropical ocidental. No entanto, em áreas de mar aberto, como as Ilhas Marshal e Havaí, ou entre as ilhas Tuamotu e Páscoa, enquanto esses animais não conseguiram penetrar, outras espécies pelágicas de peixes têm obtido sucesso (RANDALL, 1955).

A procura por peixes e por invertebrados marinhos do mercado *pet* excede a oferta e tal demanda tende a aumentar nos próximos anos. Os peixes-palhaço estão entre as espécies mais procuradas de peixes tropicais marinhos; portanto, é prudente que medidas conservacionistas sejam desenvolvidas para assegurar sua oferta. Uma estimativa conservadora indica que, nos últimos 20 anos, oito a dez milhões de dólares foram gastos por investidores no cultivo de peixe-palhaço em cativeiro.

Esse trabalho reúne alguns conhecimentos básicos sobre criação e manejo do peixe-palhaço em cativeiro.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Reprodução do peixe-palhaço em cativeiro

2.1.1 Dimorfismo Sexual e Formação dos Casais

A hierarquia social dos peixes *Amphiprion* sp. determina que o exemplar dominante se desenvolva como fêmea e o segundo dominante, se torne macho; qualquer exemplar adicional se manterá sexualmente imaturo em forma juvenil. Isso se deve ao fato de que os peixes-palhaço não possuem cromossomos X e Y como os mamíferos (CREWS,1994). Um mecanismo de gatilho determina a mistura hormonal em uma das três opções indicadas acima. Sem o estímulo sensorial específico para o amadurecimento sexual, as formas juvenis permanecem pequenas e com comportamento submisso. Se houver necessidade de um macho no ambiente, os nervos sensoriais de um peixe juvenil estimulam seu hipotálamo a secretar hormônios que determinam o crescimento, o aumento da agressividade e o desenvolvimento em macho funcional. Esse peixe, uma vez convertido em macho, não retornará à forma imatura novamente, mas poderá se tornar uma fêmea, caso necessário. O mecanismo exato não está claro, mas é possível que sinais elétricos de nervos sensoriais iniciem a conversão de testosterona em estrógeno que determinaria maior desenvolvimento corporal, maior agressividade e o desenvolvimento dos ovários. O peixe convertido em fêmea funcional nunca se tornará um macho funcional. Se nesse momento, houver necessidade de um macho, outro exemplar juvenil formará um novo macho. Diante da perda de uma fêmea ou de um macho, a conversão de gênero pode estar completa em um mês ou menos e tal mecanismo sequencial é dito hermafroditismo protândrico (CREWS,1994).

2.1.2 Estabilidade dos Pares

Os peixes-palhaço aparentemente são monogâmicos, formam casais estáveis que terminam com o falecimento do indivíduo mais antigo, normalmente a fêmea (usualmente a mais antiga do par e a de maior desgaste energético). Quando a fêmea de um par morre, o macho se torna fêmea e um peixe reserva se torna um novo macho. Também há a possibilidade de que algumas espécies sejam poligâmicas. Moyer e Bell

(1976) observaram que populações de *Amphiprion clarkii* originárias do sul do Japão, algumas vezes, apresentam uniões de um macho e duas fêmeas. Segundo Allen (1991), casais de *Amphiprion* sp. se unem por toda a vida; em 14 pares observados por 2,5 a 8 anos, ocorreu monogamia em todos.

2.1.3 Condições necessárias para desova

A utilização e manipulação de uma combinação de fatores ambientais pode induzir a maturação gonadal e, conseqüentemente, a desova. Tais fatores incluem fonte luminosa (intensidade, fotoperíodo, comprimento de onda), temperatura, corrente de água (direção e velocidade), qualidade da água (concentrações de oxigênio, nitrogênio, fosfato, amônia, pH), alimentação (tipo, tamanho, cor, quantidade, consistência, valor nutricional) tamanho do tanque, aeração, habitat e muitos outros itens. O tipo de dieta é um fator muito importante para uma boa desova (número de ovos, taxa de eclosão e saúde de larvas). A qualidade da água é importante para a qualidade dos ovos e atividade espermática e o desequilíbrio entre tais fatores pode comprometer a qualidade de desova (HOFF, 1996). Após a aclimatação ao tanque, os peixes escolhem e defendem territórios, normalmente função da fêmea. É possível observar a transição de dois indivíduos em um par, quando estes passam a dividir o mesmo local durante a noite. A formação de um casal pode ser estimulada pela colocação de recipientes de cerâmica no tanque, onde possam encontrar abrigo. Os peixes estão mais aptos a aprovar objetos colocados no tanque para servirem como local de desova antes desta iniciar, pois se tornam relutantes em trocar o local escolhido depois deste momento. Os ovos poderão ser facilmente removidos para o tanque de crescimento se estiverem em um substrato móvel como o recipiente de cerâmica. Rochas não são adequadas como local de desova, pois sua superfície irregular não permite uma aeração homogênea dos ovos. Durante a desova, a fêmea expõe seu aparelho ovipositor, o qual se assemelha a um ducto de cerca de 6 mm, localizado anteriormente à nadadeira anal. A postura é feita sobre a superfície escolhida, seguida da aproximação do macho para a fertilização dos ovos. Aderidos firmemente ao substrato por uma substância adesiva, os ovos apresentam coloração amarela ou alaranjada e ocupam uma área de 40 a 100 mm de diâmetro. O embrião possui formato de “U” e é envolvido por uma fina cápsula. As posturas se repetem a cada 15 dias e cada uma inclui entre 400 e 1500 ovos. Após a

postura, o macho assume o papel principal no cuidado com os ovos, basicamente aeração e a fêmea mantém a função de proteção.

2.2 Cultura de alimento

2.2.1 Microalgas

Fitoplânctons são organismos unicelulares, chamados de microalgas, que contêm pigmento clorofila, responsável pela capacidade de realizar fotossíntese. A clorofila absorve a energia solar e converte dióxido de carbono e água em glicose simples (HOFF, 1987). As microalgas constituem o alimento adequado para os rotíferos, os quais constituem o alimento adequado das larvas e, portanto, consistem no item inicial da cadeia alimentar das larvas de peixe-palhaço. Os fatores de crescimento de microalgas são:

a). Nutrientes

Nitrogênio e fósforo, na proporção de 10:1, são os nutrientes primários das microalgas, mas também há necessidade de traços minerais de ferro, cobre, zinco, cobalto, manganês e molibdênio.

b) Densidade

Embora a maioria das culturas de microalgas cresça bem em uma ampla variação de salinidade, os rotíferos não toleram variações bruscas; portanto, é prudente manter a cultura, em densidade similar àquela do tanque de rotíferos, na faixa entre 1.014 e 1.017.

c) Iluminação

A intensidade luminosa de 2500 a 5000 lux é ótima para o crescimento das microalgas. O sombreamento da luz por células de algas pode limitar seu crescimento com o aumento da densidade (HOFF e SNELL, 1987)

d) Aeração

Segundo Hoff e Snell (1987), a aeração mantém o pH da cultura estável assim como a uniformidade da temperatura e a distribuição das microalgas. Se a cultura não for adequadamente aerada, o dióxido de carbono é rapidamente consumido e o crescimento das microalgas cessa.

e) Temperatura

As espécies de microalgas de interesse para a produção de peixe-palhaço são de linhagens tropicais; portanto, têm boa resposta a temperaturas na faixa de 16 a 27°C, mas 24°C é uma temperatura ótima. Pequenas flutuações diárias não representam problemas sérios. Baixas temperaturas não matam as algas, mas diminuem drasticamente seu crescimento, assim como temperaturas acima de 35°C são capazes de eliminar a maioria das algas.

f) Oxigênio, carbono e pH

As taxas de oxigênio e de dióxido de carbono podem se limitar o crescimento de culturas grandes. Microalgas utilizam o dióxido de carbono e liberam oxigênio. Melhorar a circulação ou a adição criteriosa de dióxido de carbono ou de bicarbonato de sódio pode prolongar o crescimento exponencial. Dióxido de carbono e bicarbonato de sódio afetam o pH da cultura, por isso as condições ideais devem ser monitorados. O pH excessivamente alto ou baixo diminui o crescimento das algas. Se o nitrogênio é fornecido para as culturas como sal de amônio, a maioria das microalgas vai ter seletivamente o íon amônio, reduzindo assim o pH. Diferentes formas e tamanhos de recipientes podem ser usados para a cultura de microalgas, de tanques retangulares a baldes de plástico. No entanto, a forma do recipiente de cultura influencia muito os padrões de circulação e exposição à luz, por isso o ideal são garrafas de formato cilíndrico.

2.2.2 Rotíferos

O Filo Rotifera é composto por três classes, doze gêneros e aproximadamente duas mil espécies descritas. São animais aquáticos microscópicos, cujo tamanho pode variar de 100 a 2500 micras. O nome deriva do latim “roda” com referência à coroa de cílios que rodeiam a boca desses animais e que se movem rapidamente, para captar as partículas de alimento, parecem com uma roda a girar (FULKS, 1991).

Algumas larvas de peixes não possuem estômago funcional ou glândulas gástricas quando começam a se alimentar, o que torna difícil o processo de absorção dos nutrientes pela falta de enzimas necessárias para a digestão (DABROWSKI e CULVER, 1991). Alimento vivo, como o zooplâncton pode ser uma fonte externa dessas enzimas. Quando o zooplâncton é ingerido, suas enzimas (proteolíticas e outras) são liberadas no intestino das larvas e contribuem para a degradação do alimento e assimilação dos nutrientes (BARAGI e LOVELL, 1986). Além de fornecer nutrientes para as larvas, o zooplâncton contribui para seu crescimento ao facilitar a digestão. As larvas em fase inicial possuem intestino retilíneo e com pouca superfície de absorção, mas à medida que se completa a sua metamorfose, desenvolvem-se as convoluções e há aumento da capacidade absorptiva e do tempo de trânsito pelo trato intestinal. A qualidade do alimento deve ser alta para reduzir os resíduos de alimento não digerido. Segundo Houde e Schekter (1974), a taxa de sucesso na captura de rotíferos pelas larvas na primeira alimentação é fator crítico e determinante para sua sobrevivência e crescimento. Os Fatores de crescimento de rotíferos são:

a) Densidade

Rotíferos se reproduzem melhor em densidade de 1,007 a 1,014, mas podem tolerar variações na faixa 1,005-1,040. Sob tais variações, pode haver risco de sofrerem choque osmótico. Sob variações maiores que 0,007 unidades na densidade em um curto período de tempo, param de nadar, o que pode diminuir o interesse das larvas. Tal situação enfatiza o controle da densidade da água, quando da transferência dos rotíferos do seu local de cultura para o tanque de crescimento das larvas.

b) Nivel de Amônia

Amônia é tóxica aos rotíferos quando na forma não ionizada (NH₃) e é recomendável mantê-la em concentração menor de 1ppm. A temperatura influencia fortemente a taxa de reprodução e cada cepa de rotíferos possui uma temperatura ideal (HIRAYAMA, 1990). Diferentes linhagens variam níveis de temperatura ótima para crescimento (SNELL e CARRILLO, 1984). Os rotíferos sobrevivem tanto em altas como em baixas temperaturas; no entanto, baixas temperaturas resultam em redução da produção e altas temperaturas causam estresse térmico, além de depressão na produção. Algumas linhagens termofílicas foram identificadas com rendimentos máximos entre 30°C e 35°C (PASCUAL e YUFERA, 1983). No entanto, a estabilidade da cultura de massa é mais fácil de manter em temperaturas intermediárias. A intensidade luminosa deve estar entre 2000-5000 lux e obedecer a um fotoperíodo de 16 horas de luz e 8 horas de escuridão (HAGIWARA et AL., 1995)

c) Aeração e pH

Deve ser fornecida moderada a baixa aeração e o pH deve ser mantido entre 6,5 e 8. A concentração de amônia livre é baixa em pH baixo, por isso alguns aquaculturistas mantêm o pH baixo em culturas de rotíferos (YOSHIMURA et AL. 1995). Furukawa e Hidaca (1973) observaram altas densidades em pH de 7,3 a 7,8.

d) Alimentação

A quantidade e a qualidade da alimentação têm papel importante no crescimento dos rotíferos. A alga marinha *Nannochloropsis* é considerada o melhor alimento para rotíferos com objetivo de criação de larvas *Amphiprion* sp. (MARUYAMA, et AL. 1986). Em condições ótimas, um único rotífero pode consumir mais de 200 células de *Nannochloropsis* por minuto. A taxa de alimentação dos rotíferos é influenciada por condições ambientais como temperatura, salinidade, bem como quantidade e qualidade do alimento disponível (HIRAYAMA e OGAWA, 1972).

2.3 Manejo De Ovos E Larvas

O tamanho ideal para o tanque é de 10 galões (38 litros), pois oferecerá às larvas uma boa densidade de alimento e menor deterioração da qualidade da água. O tanque de crescimento das larvas não deve possuir defeitos em sua superfície, para evitar acidentes com as larvas e deve estar localizado próximo ao tanque dos reprodutores a fim de facilitar a transferência dos ovos ou larvas. Durante os seis primeiros dias de vida das larvas, os lados do tanque podem ser cobertos com material escuro para não atrapalhar a visão das larvas quando à procura de alimento, pois as larvas são fototróficas (atraídas por fontes luminosas). A colocação de uma capa opaca em cima do tanque com um orifício central e fonte de luz dirigida pode ajudar a manter as larvas afastadas dos lados (ERLICH, 1989). Após seis dias, esta cobertura pode ser removida, pois os olhos das larvas já se desenvolveram e não se confundem mais com fontes de luz. A qualidade da água é um fator muito importante no que se refere ao desenvolvimento larval. Segundo Frakes e Hoff (1982), o efeito de altas concentrações de nitrato (acima de 5mg NO₃/L) causa efeito tóxico no desenvolvimento dos ovos, larvas e juvenis. Os efeitos do nitrato elevado são mais pronunciados em larvas (KINCHELOE et AL., 1979). Segundo Spotte (1992), a metamorfose é retardada em 97% dos peixes expostos ao nitrato elevado, mas apenas em 40% em níveis mais baixos de nitrato. Amônia, nitrito e pH são fatores importantes e que provavelmente têm efeitos mais pronunciados na metamorfose do que o nitrato (KINCHELOE et AL, 1979). Há indicativos de que o pH em níveis acima de 8.2 pode ter efeitos negativos sobre as larvas. A manutenção do cálcio em níveis entre 300 a 400 ppm pode ser vantajosa. Nitritos são provavelmente mais letais do que amônia ou nitrato na água salgada e, quando em níveis elevados, indicam falência do filtro biológico em converter a amônia em nitrato.

2.3.1 Transferência dos ovos e larvas

Os ovos podem ser transferidos do tanque de postura para o tanque de crescimento algumas horas antes do momento previsto para a eclosão. Pontos prateados (olhos bem desenvolvidos) nos ovos indicam a proximidade do momento da eclosão. Os ovos não devem ser removidos do substrato em que se encontram aderidos e sim

transportados conjuntamente com aquele. Quando não é feita a transferência dos ovos do tanque dos reprodutores, pode-se transferir as larvas, logo após a eclosão. Para isso, é recomendado que no tanque de destino seja colocado em torno de 3 galões (11,4 litros) da mesma água do tanque de origem. A transferência das larvas pode ser feita através de atração por foco luminoso e coleta em vasilhas (porcelana) lisas, de modo a evitar lesões, pois são muito delicadas.

2.3.2 Período crítico

Durante as primeiras horas de vida, as larvas são nutridas pelos sacos amnióticos; no entanto, a reserva é reduzida. Após 72 horas da eclosão, as larvas devem começar a buscar alimento e desenvolver um comportamento predatório para se manterem vivas. Estes três primeiros dias são chamados de período crítico. Se não alimentadas apropriadamente, a mortalidade tende a ser significativamente alta. Coughlin (1993) estudou o padrão de caça das larvas de *Amphiprion* sp. ao se alimentar de rotíferos. Comparadas com outras larvas de peixes zooplantívoros, os peixes-palhaço têm excelente acuidade visual desde a primeira alimentação. Ao contrário de outros peixes, esta espécie possui visão binocular, o que lhe permite a sobreposição dos campos visuais e lhes permite a localização de presas em muitas posições, incluindo aquelas localizadas diretamente em frente. Para conseguirem se alimentar, as larvas devem visualizar e reconhecer rotíferos como comestíveis e desenvolver técnica razoavelmente eficaz para capturá-los em quantidade suficiente para se sustentar. As larvas devem efetuar estas ações como rotina no prazo de 3 dias de vida, quando o saco amniótico deixa de ser seu meio de sustento.

2.3.3 Alimentação das larvas

A densidade de larvas no tanque e a quantidade de alimento oferecida estão diretamente relacionadas ao crescimento uniforme das larvas. É comum que na população larval existam indivíduos que não se desenvolvem muito rápido e outros sim. Algumas dessas diferenças podem ser atribuídas à genética ou a doenças, mas a maioria dos casos está associada ao manejo alimentar inadequado. Fatores tais como tanque muito grande para a população de larvas, alimento não balanceado nutricionalmente,

alimento mal distribuído, quantidade insuficiente de alimento e dominância de indivíduos maiores podem estar envolvidos em baixa eficiência de alimentação de larvas. Alimentos vivos, principalmente rotíferos, perdem seu valor nutricional em poucas horas após ingerirem as microalgas, por este motivo, é melhor oferecer rotíferos recém eclodidos e alimentados por várias vezes ao dia e em quantidade que não exceda a capacidade de consumo da população. Ração seca pode representar outro risco em tanques grandes com um número limitado de larvas, pois para estimular o contato larva-alimento, é necessário administrar mais ração do que o necessário para alimentá-las, o que pode causar deterioração da qualidade da água. Problema adicional é o desenvolvimento de dominância entre os indivíduos. Segundo Hunter, (1980), em tanques maiores, indivíduos dominantes (maiores e mais agressivos) se alimentam mais e impedem os menores de se alimentarem, pois demarcam territórios e agredem os que penetram em sua área, o que resulta em indivíduos fracos e pouco desenvolvidos. Quando confinados em espaços menores, não há territórios a demarcar. As larvas dispõem considerável energia para nadar e se alimentar. Larvas que não se alimentam adequadamente por mais de um dia, frequentemente morrem. Por outro lado, oferta excessiva de rotíferos parece reduzir a taxa de alimentação das larvas, que se tornam letárgicas e não se desenvolvem. A administração periódica e controlada de alimento vivo torna os peixes mais alertas, agressivos, ativos e apresentam crescimento mais rápido (ERIKSEN 1991). Superalimentação ou alimentação muito frequente não representa nenhuma vantagem, pois não ocorre absorção de todo o alimento ingerido, ocorrendo apenas seu trânsito pelo trato digestório (LASKER et AL., 1970).

2.4. Fase Juvenil

Nesta fase, a frequência de alimentação deve ser de, no mínimo, 3 vezes ao dia para obter uma taxa de crescimento rápido. O tamanho da partícula de alimento deve ser compatível com o tamanho da boca do animal e deve haver uma fase de transição, entre a dieta das larvas e a dos juvenis (BRYANT e MATTY, 1980). Esses peixes são de superfície e se alimentam no alto da coluna de água, quando forçados a se alimentar na parte inferior, podem se tornar preguiçosos. Portanto, para obter uma alimentação eficiente, deve-se manter os alimentos suspensos na superfície ou na coluna de água o maior tempo possível. Isso pode ser feito através da utilização de alimentos flutuantes, aumento da corrente de água no tanque, ou suspensão do alimento em aparelhos de alimentação. A super alimentação não resulta em alta taxa de crescimento, mesmo quando os peixes são vorazes, pois causa degradação da qualidade da água do tanque pela falência do filtro biológico em converter amônia em nitrato. Peixes menores consomem maior percentagem do seu peso corporal por dia em comparação com peixes maiores. O peixe-palhaço juvenil pode consumir de 3 a 4% do seu peso corporal por dia até atingir a fase subadulta (7 a 9 meses). A alimentação cairá para cerca de 2 a 3%, quando se aproximam da idade adulta (MASSER Et AL, 1992). Segundo Masser (1992), o balanço ideal do total de alimento oferecido inclui 96% consumido, 72% digerido e 68% convertido em energia metabolizável, da qual 40% é utilizada para o crescimento e 28% para a manutenção. A dieta principal nessa fase é constituída por uma mistura (patê) a base de gelatina. O requerimento de gorduras é de 15% e o de proteínas é de 50% na fase inicial; conforme os peixes crescem, esses níveis devem ser reduzidos para 3 a 5% de gorduras e 30 a 40% de proteínas (HOFF, 1996).

2.4.1 Doenças e tratamentos

Durante a fase juvenil, são feitos os maiores investimentos da criação de peixes-palhaço. Portanto, é importante que se conheçam as doenças mais comuns que afetam os peixes nessa fase, para não colocar em risco todo o trabalho de criação. A ocorrência de doenças está intimamente associada à má qualidade da água, tanques sujos, filtros biológicos sobrecarregados, além de alimentos inadequadamente armazenados. A maioria dos organismos patogênicos está presente em todos os

momentos e o estresse prolongado pode desencadear as doenças. A exposição à carga subletal de patógenos é muito importante para que o peixe desenvolva sistema imunológico competente (FRANCIS-FLOYD, 1991). Em um sistema fechado de recirculação deve haver muito cuidado no uso de agentes terapêuticos. Hawke (1991) fez uma revisão sobre os tratamentos mais comuns e seus efeitos sobre a nitrificação em sistemas de recirculação. A falência do filtro biológico é mais grave e prejudicial do que muitas doenças a serem tratadas. Os efeitos, em longo prazo, de determinados agentes terapêuticos na oxidação da amônia foram notados, após trocas de água em tanques tratados com azul de metileno e sulfato de cobre, quando monitorados por mais de 21 dias após tratamento. Dos compostos testados por Bower e Turner (1982), somente neomicina e sulfato de cobre causaram aumento significativo de nitrito. O impacto da eritromicina em bactérias oxidantes de amônia e seus efeitos sobre as bactérias nitrificantes é significativo, mesmo após 24 dias do tratamento (COLLINS et AL, 1976).

a) *Oodinium* sp.

Esses organismos causam uma enfermidade comumente conhecida como doença de veludo. *Oodinium ocellatum* causa severo problema de padrão cíclico caracterizado por manchas brancas na pele ou nadadeiras. *Oodinium* sp. é geralmente sazonal e mais prevalente em meses quentes. É um protozoário dinoflagelado unicelular que não libera substâncias tóxicas, mas ataca as membranas branquiais em número tal que perturba a transferência normal de oxigênio e trocas iônicas. O ciclo de vida do *O. ocellatum* consiste em três estágios: fase trofozoíta, fase reprodutiva e fase de dinosporo (vida livre). O exame das membranas branquiais revela pequenas estruturas em forma de pêra associadas aos filamentos branquiais. Peixes muito contaminados podem ter de 200 a 500 trofozoítos anexados a um único filamento branquial. Os trofozoítos amadurecem em 3 a 7 dias, se destacam das brânquias e se instalam no fundo do tanque, onde adquirem a forma encistada. Os cistos sofrem esporulação e originam até 256 dinosporos. O desenvolvimento leva de 3 a 5 dias, em temperaturas que variam entre 22°C e 25°C. Quando encontram um peixe hospedeiro, os dinosporos se transformam em trofozoítos e iniciam novo ciclo. Teoricamente, um único *Oodinium* sp. pode originar mais de um bilhão de novos indivíduos em menos de um mês (BOWER, 1987).

A detecção precoce é difícil, uma vez que as brânquias são atacadas primeiro. A pele assume aspecto poeirento, com manchas irregulares, ou aspecto de veludo. A camada de muco pode parecer rosada. O peixe infectado procura a superfície, esfrega-se contra rochas ou paredes do tanque, pode estar agitado, abatido, ou nadar irregularmente. Com o avanço da doença, pode permanecer no fundo do tanque por longos períodos. O período de infestação pode ser tão rápido quanto 3 ou 4 dias, ou mais lento devido à eficiência da filtração, temperatura e população do tanque (Moe, 1982). O quinino e seus similares químicos sintéticos como atrabine, quinacrina, chlorquine, primaquina têm sido usados para remover formas parasitas fixadas nos peixes. O sulfato de quinina, administrado em 250mg/38 litros, força os parasitos a encistarem, quando abandonam o hospedeiro em 2 a 3 horas. No entanto, isso não os elimina. O tratamento com sulfato de cobre na dose de 0,3 a 0,5 mg/L por 10 a 14 dias é necessário. A remoção de quinino pode ser feita pela passagem de água através de carbono (FRANKS, 1986). Peixes muito infestados podem ser removidos do tanque e tratados com banho de imersão, por 2 a 3 minutos, em água doce e, então, colocados em um outro tanque. O pH da água do banho de imersão deve estar em torno de 8.0 e a temperatura deve ser a mesma do tanque. Isso deve remover os parasitas, mas não garante que não haja reinfestação. Os parasitas podem sobreviver mais do que 6 semanas em água doce e retomar a reprodução, quando retornam à água salgada (BOWER, 1987). Durante o tratamento, a aeração deve ser intensa e a qualidade da água mantida com trocas de água e novamente tratada para manter os íons de cobre no nível adequado. O cobre pode alterar a eficiência do filtro biológico, por isso adições diárias de *Nitrossomonas* sp. ou *Nitrobacter* sp. auxiliam na manutenção da qualidade da água (KAISER, 1983).

b) Cryptocariose

Essa doença é popularmente chamada de mancha branca e parece ser desencadeada por variações de temperatura sazonal, que ocorrem geralmente nos meses de primavera e outono. Não é um problema comum no verão, quando a temperatura está acima de 29°C, situação em que a reprodução do patógeno é reduzida ou ausente. A cryptocariose é causada pelo protozoário ciliado *Cryptocaryon irritans*, cuja fase trofozoíta se encontra incorporada na pele, guelras e olhos dos peixes (SPOTTE, 1992). O tempo médio de parasitismo é de 4 dias, mas varia conforme a temperatura. A

temperatura ótima para a reprodução é entre 21°C e 24°C. Entre 21°C e 27°C, o tempo de parasitismo reduz para 2 dias e a 15°C, permanecem como parasitas por 14 dias. Durante esse período, os parasitas migram através da pele, ingerindo tecidos e fluidos corporais. A detecção é relativamente fácil nas primeiras horas do dia, quando os parasitas estão mais evidentes nas nadadeiras peitorais, dorsais e caudais. Durante o dia, os parasitas deixam o hospedeiro e a infestação não é evidente. Alta frequência respiratória e o ato de se esfregar contra superfícies são sinais comuns. Sinais de infestação avançada incluem olhos opacos e excesso de muco. Perda desuniforme da cor e pigmentação pode ocorrer, conforme o progresso da doença. Cegueira pode ocorrer, se os olhos forem severamente infestados. *Cryptocaryons irritans* é suscetível a salinidades menores de 16ppt (densidade menor que 1,011) ou maiores de 55 ppt (densidade maior que 1,042). Em temperaturas entre 30°C e 32°C, a reprodução cessa. Os peixes-palhaço podem tolerar facilmente baixas salinidades e altas temperaturas, mas não toleram altas salinidades. Um banho de imersão de 5 minutos inativa os parasitas, mas pode ser letal para o hospedeiro (SPOTTE, 1992). Segundo Moe (1982), banhos de imersão de formalina por 30 minutos, em uma dose de 1ml/3,75L diariamente pode trazer resultados positivos. A água do tanque pode ser tratada com 0,4mg/L de cobre (SPOTTE, 1982).

c) Infecções bacterianas

Essas infecções são normalmente secundárias e resultam de estresse ou injúria. A maioria das doenças bacterianas em peixes marinhos é causada por bactérias Gram negativas e reforçada por temperaturas elevadas e baixa qualidade da água. A água do tanque pode passar de cristalina a leitosa se a densidade bacteriana for alta. Altos níveis de bactéria podem estar associados a altos níveis de amônia. Normalmente, a mortalidade começa a ocorrer em torno de duas semanas. Os peixes infectados apresentam barbatanas peitorais e caudais desfiadas com pontos hemorrágicos. Feridas abertas com bordos hemorrágicos e que não cicatrizam são sugestivos de infecção bacteriana. Estes sinais são acompanhados por frequência respiratória alta, além de opacidade dos olhos e manchas hemorrágicas na base das barbatanas. O muco ao redor da cabeça e na linha lateral pode estar bem visível. A aparência da pele tem aspecto seco. Moe (1982) sugere uma série de drogas como neomicina a 250mg/3,75 L (

66ppm), cloranfenicol a 50 mg/3,75L(13ppm), eritromicina a 50mg/3,75L(11 a 13ppm) ou tetraciclina a 50mg/3,75L (13ppm). Resultados positivos são observados em 3 a 4 dias. O uso de antibacterianos traz efeitos adversos para o filtro biológico e a qualidade da água deve ser observada. Adições diárias de *Nitrossomonas* sp. e *Nitrobacter* sp. podem ser benéficas. O melhor tratamento inclui a manutenção adequada do tanque e alta qualidade de água, antibióticos devem ser utilizados como último recurso. Segundo Honn (1976), o uso de lâmpadas UV e ozônio pode reduzir os níveis de bactéria.

d) Tuberculose

Doença causada por bactérias Gram positivas *Mycobacterium* sp. A prevalência pode ser mais alta que 15% em algumas populações (PARISOT t e Wood, 1970). Há relatos da infecção em mais de 150 espécies de peixes representantes de 40 famílias diferentes (NIGRELLI E VOGEL, 1963). Manipuladores de peixe cru podem ser infectados nas mãos e braços, o que caracteriza a “doença dos manipuladores de peixe”. Micobacteriose é caracterizada por doença sistêmica que afeta diversos órgãos, pode haver formação de granulomas em vísceras nos estágios mais avançados (LANSDELL, et AL. 1993). O fígado é o sítio primário da infecção, que ocorre a partir da ingestão de partículas de comida contaminadas pela urina de peixes portadores. O desenvolvimento da tuberculose em peixes é lento assim como na tuberculose humana. Os peixes infectados adquirem um estado letárgico, procuram se esconder, perdem apetite e apresentam alta frequência respiratória. Os peixes jovens, quando infectados, podem apresentar crescimento lento e desenvolvem uma concavidade na região estomacal. Perda de escamas, despigmentação ou hiperpigmentação são comuns (NOGA et AL. 1990). Conforme a doença avança, os olhos se tornam opacos e pode ocorrer exoftalmia. A pele pode apresentar manchas ou áreas pálidas, as escamas podem estar levantadas em algumas áreas e o peixe definha lentamente até a morte. Micobacteriose tem difícil erradicação em ambientes aquáticos. A remoção rotineira de restos de comida e fezes é indispensável para a prevenção da doença. Acredita-se que a alimentação a base de peixe cru e mariscos pode ser a fonte do problema e deve, portanto ser considerada. O uso de filtração orgânica em más condições de higiene é considerado o foco para a incubação do *Mycobacterium* sp. Os peixes infectados devem ser descartados e o tanque esterilizado com cloro. Peixes com infecção ativa transmitem

a doença para outros peixes, por isto devem ser descartados. O tratamento com isoniazida ou estreptomicina a 40mg/3,75L na água do tanque pode ser feito. A troca da água, a cada três dias e a remediação pelo período de 10 dias pode trazer resultados positivos (MOE, 1982).

3 CONCLUSÕES

Existem mais peixes no mundo tanto em número de espécies como de indivíduos do que animais vertebrados de qualquer outro grupo. O número total de indivíduos de peixes supera a soma de todos os indivíduos de todas as espécies vertebradas reunidas. Atualmente, a grande maioria dos animais comercializados à prática do aquarismo marinho é proveniente de captura predatória. Para reverter este quadro, é preciso que o mercado seja abastecido por peixes criados em cativeiro, o que por sua vez, necessita a completa compreensão sobre a fisiologia da reprodução desses animais. Neste contexto, os peixes do gênero *Amphiprion* merecem destaque, pois ocupam destacada importância econômica e ecológica, além de se tratarem de peixes que, sob determinadas condições, são adequados à manutenção em tanques devido a seu estilo de vida em espaços limitados (basicamente em anêmonas) em vida livre.

A montagem do tanque marinho de baixo custo é possível e pode, de forma simples, transformar essa modalidade de aquarismo num recurso didático muito importante. É uma atividade prática e pode servir como motivação a alunos em diversas fases do ensino, além de despertar a curiosidade e desenvolver a responsabilidade. No entanto, além do envolvimento de pessoas, o manejo dependerá do empenho do aquarista ou realizador do projeto, pois requer, muitas vezes, equipamentos feitos à mão. A criação de peixes e invertebrados marinhos no Brasil tem se desenvolvido nos últimos anos em decorrência do grande avanço que tem sido obtido em outros países, mas ainda é pouco estudada e difundida. Além disso, são escassas as publicações e os trabalhos brasileiros realizados com metodologia científica.

REFERÊNCIAS

ALLEN, G.R.. **Anemonefishes of the World: Species, Care and Breeding.** Aquarium Systems: Mentor, OH, 1980.

BARAGI, V. & R.T. Lovell.. **Digestive enzyme activities in striped bass from first feeding through larva development.** Trans. Am. Fish. Soc. 115:478-484, 1986..

BRYANT, P.L. & MATTY, A.J.. **Optimisation of Artemia feeding rate for carp (Cyprinus carpio L.) larvae.** Aquaculture 21:203-212, 1980..

CREWS, David. 1994. **Animal sexuality.** Scientific American. 270(1):108.

COUGHLIN, D.J.. **Prey location by clownfish (Amphiprion perideraion) larvae feeding on rotifers (Brachionus plicatilis).** Jour. Plankton Research: Vol 15 #2:117-123, 1993.

DABROWSKI, K.. **The feeding of fish larvae. Present state of the art and perspectives.** Reprod. Nutr. Develop: 24:807-833, 1984a.

ERIKESSEN, B.F.. **The right touch for efficiency in feeding.** Fish Farming International. May issue, pp38-39, 1991.

EKMAN, S.. **Zoogeography of the Sea.** London, Sidwick e Jackson, Ltd., 417p, 1953..

FAHEY, W.E.. **A temperature controlled salt water circulating apparatus for developing fisheseggs and larvae.** J. Cons: 28:364-384, 1964.

FRAKES, T. & F. Hoff. **Effect of high nitrate-N on the growth and survival of juvenile and larval anemonefish, Amphiprion ocellaris.** Aquaculture: 29:155-158, 1982.

FRANCIS-Floyd, R. **Stress-its role in fish disease. Florida Coop. Extension Ser. Inst of Food and Ag.** Univ. of FL, Circular 919, 1991.

FULKS, W and MAIN K.L.. **Rotifer and Microalgae Culture Systems. Proceeding of U.S. Asia workshop.** Oceanic Institute, Honolulu, HI, 1991.

HAWKE, J.P.. **Potential Effects of Therapeutic Agents on Biological Filtration in Closed Aquaculture Systems. Design of High Density Recirculating Aquaculture Systems.** WorkshopProc., Louisiana Sea Grant, Baton Rouge. pp 56-60 1991.

HOHN, K.V. & CHAWI, **Utility of ozone treatment in the maintenance of water quality in a closed marine system.** Marine Bioi. 34:201-209, 1976.

HOUDE, E.D.. **Effects of temperature and delayed feeding on growth and survival of larvae of three species of subtropical fishes.** Marine Biology 26:271-285, 1974.

HUNTER, J.R..**The feeding behavior and ecology of marine fish larvae.** In: **Fish Behavior and its Use in the Capture and Culture of Fishes.** BARDACH, J.E, J.J, 1980..

KINCHELOE, J.W., WEDEMEYER.& KOCH, D.L. Koch.. **Tolerance of developing salmonid eggs and fry to nitrate exposure.** Bull. Environ. Contamination. Toxicology, 23:575-578, 1979.

KAISER, G.E. & WHEATON, F.W.. **Nitrification filters for aquatic culture systems: state of the art.** J. World Mariculture Soc. 14:302-324 1983.

LANSDALL, W., B. DIXON, N. Smith, & BENJAMIN. **Isolation of several Mycobacterium species from fish.** Journal of Aquatic Animal Health. 5:73-76, 1993.

LASKER, R, H.M. Feder, THEILACKER, G.H. & RC. May, **Feeding, growth**

and survival of *Engraulis mordax* larvae reared in the laboratory. Marine Biology. 5(4):345-353, 1970.

MASSER, M.P, J. Rakocy & T.M. Losordo. **Recirculating aquaculture tank production systems management of recirculating systems.** N.C Coop Ext Ser. SRAC Pub. No 452, 1992.

MOE, A.M. 1982. **Marine Aquarium Handbook, Beginner to Breeder.** Green Turtle Publactions. 319p, 1982.

MOYER, J.T. & BELL, L.J.. **Reproductive behavior of the anemonefish *Amphiprion clarkii* at Miyake-jima, Japan.** Japan Jour. Ichthyol. 23(1):23-32, 1976.

NIGRELLI, RF., & VOGEL Vogel.. **Spontaneous tuberculosis in fishes and in other cold-blooded vertebrates with special reference to *Mycobacterium fortuitum*. Cruz from fish and human lesions.** Zoologica (New York) 48:131-144, 1963.

NOGA, E.J., M.J. Dykstra & WRIGHT , J.F.. **Chronic inflammatory cells with epithelial characteristics in teleost fishes.** Veterinary Pathology 26:429-437, 1989.

PARISOT, T.J. & WOOD, J .N.. **Fish mycobacteriosis (tuberculosis).** U.s. Fish and Wildlife Service Fish Disease Leaflet 1970.

SPOTTE, S.. **Captive Seawater Fishes, Science and Technology.** Wiley-Interscience, John Wiley & Sons Inc. 942 p, 1982.

TURNER, D.T. & BOWER, C.E.. **Removal of ammonia by bacteriological nitrification during the simulated transport of marine fishes.** Can. Jour. Fish. Aquat. Sci. 1992.