

Problema

Esta investigação prende-se com o problema da motivação dos alunos do ensino secundário para a aprendizagem e a interpretação da Biologia no laboratório, bem como nos processos utilizados para ultrapassar obstáculos de natureza científica.

Hipótese

A proposta de trabalho no laboratório, com recurso ao aquário, apresentada nesta dissertação auxilia o professor na orientação do processo de aprendizagem dos alunos e no desenvolvimento de competências de trabalho em laboratório associadas a esquemas de pensamento que permitam ao aluno aplicar o método científico como ferramenta nas actividades lectivas e no dia-a-dia.

Introdução

Esta dissertação tem como por propósito apresentar um conjunto de orientações que permitam a qualquer professor usar o aquário da sala de aula para diversas actividades lectivas. A maioria dos docentes não tem conhecimentos na área da aquariofilia, o que não lhes permite explorar este recurso.

O aquário é sempre um factor atractivo para os alunos, que lhes capta a atenção e os motiva para o estudo de conteúdos que não parecem ser estimulantes.

Perguntas como: Qual a temperatura ideal para a reprodução de peixes da espécie *Danio rerio*? Esta espécie é de água quente ou fria? De que se alimenta? Com que frequência devem os peixes ser alimentados? Como medir os teores de amónia, nitratos e nitritos ou pH? O que fazer se os peixes morrem recorrentemente? Qual a temperatura ideal para provocar a reprodução de *Physa* spp? Onde e como estas espécies põem os ovos? Qual o tempo de incubação? E o musgo de Java? Qual a sua importância num aquário com estas características? Como cultivá-lo? Qual a importância desta planta como protecção dos juvenis (quer de peixes quer de gastrópodes)? Que microrganismos existem nas folhas do musgo de Java? Como filmar e fotografar estes seres vivos?

Estas são algumas das questões a que esta dissertação pretende dar resposta. Não é intuito deste trabalho entrar exaustivamente no mundo da aquariofilia dulceaquícola mas tão-somente listar um conjunto de normas e procedimentos que permitam colocar o aquário ao serviço da educação. Servirão de guia ao

professor para fomentar o trabalho investigativo dos alunos. Apresentam-se ainda algumas propostas de actividades que poderão servir de guia ao professor na preparação das suas actividades lectivas, mas que não pretendem descrever exhaustivamente cada passo que o aluno deve dar, muito pelo contrário.

As investigações ou actividades investigativas no ensino das ciências visam encontrar a resposta a uma questão-problema e são por isso conduzidas na perspectiva do trabalho científico (Martins, 2003). Estas actividades permitem obter resultados que ajudam à resolução do problema mas não são a solução do problema (Cachapuz *et al.* 2000b).

O docente deverá sempre ajustar o trabalho a realizar aos conteúdos programáticos e ao nível etário dos alunos e deve prestar atenção particular ao processo de aprendizagem e à evolução do aluno. Quase sempre a avaliação é centrada no produto final, o teste ou o relatório ou o trabalho escrito que mais facilmente permitem a quantificação do trabalho desenvolvido pelo aluno ao longo de determinado período de tempo. No entanto, nem todos os alunos seguem as mesmas premissas. O *background* de cada aluno é diferente, como são diferentes os olhos com que cada um olha, questiona e equaciona o mundo que o rodeia. Assim, alunos diferentes têm diferentes prestações e diferentes evoluções em determinados períodos de tempo. Vejamos o caso de dois atletas A e B. O atleta A demora quinze minutos para correr um quilómetro e o atleta B demora sessenta minutos para correr o mesmo quilómetro. Ambos treinam 1 hora todos os dias durante um ano. No final do ano fazem uma corrida e o atleta A gasta treze minutos e o atleta B gasta quinze minutos para percorrer o mesmo quilómetro. O atleta A teve um melhor produto final, mas o

atleta B uma melhor evolução. É esta evolução que a generalidade dos professores não contabiliza, ou contabiliza pouco. É necessário avaliar o todo, o processo ao longo do qual se faz a aprendizagem e como é feita essa aprendizagem. O aluno com classificação mais elevada no exame nem sempre corresponde às expectativas da sociedade civil. Já não é possível a escola e o professor virarem as costas ao que se passa fora das escolas, sob pena de estarem a formar indivíduos não competentes para a vida em sociedade, fomentando assim a desconstrução dessa mesma sociedade.

A Comissão Nacional da UNESCO (1999) reconheceu a importância de um ensino das ciências efectivo defendendo que as ciências devem estar ao serviço da humanidade como um todo e devem contribuir para dar a todos um conhecimento mais aprofundado da natureza e da sociedade, uma qualidade de vida melhor e um ambiente são e sustentável para as gerações actuais e futuras. A alfabetização científica tem sido uma preocupação de governantes e investigadores. Por exemplo, Ayala (1996) defende que ser cientificamente alfabetizado significa ter capacidade de reagir inteligentemente face às questões técnicas e científicas que se colocam constantemente nas nossas vidas quotidianas.

Por isto, as actividades que aqui são propostas têm por objectivo estimular os professores a adoptarem novas posturas, novas formas de interagir com o aluno. A mudança é sempre desconfortável, mas mudar nem sempre é para pior. Alunos motivados criam ambientes de aprendizagem favoráveis e descontraídos diminuindo o *stress*, a ansiedade e a criminalidade na comunidade escolar e na comunidade envolvente.

Outro ponto fundamental é a divulgação do trabalho e toda a componente ética subjacente a este processo. É fundamental que os alunos divulguem o seu trabalho e compreendam a importância da divulgação científica alicerçada em comportamentos éticos, não só no reconhecimento do mérito de outros investigadores, como também na postura vertical, honesta e humilde de encarar a Ciência e a investigação científica. Será por isto fundamental que o professor fomente a apresentação pública dos trabalhos, por exemplo: via internet, em palestras (na escola ou fora desta), em concursos ou outras actividades promovidas a nível nacional e internacional. É imperioso que os alunos percam “os medos”, sejam capazes de se expor e de criticar, o seu trabalho e o dos outros, e de usar as críticas como trampolim para melhorar as suas prestações, capacidades e competências. Os alunos devem ver o professor como um líder, um mestre, que por já ter trilhado os mesmos caminhos guia e orienta estimulando a curiosidade e premiando a perseverança e o esforço.

O produto final em si pode ser muito estimulante para o professor e para o aluno, até para os pais e amigos, mas não deve ser visto como um fim em si. É importante que os dirigentes, professores e pais mudem a sua postura. O que importa não é a quantidade de matéria que o aluno aprende, não que aprender matéria não seja importante, mas valorosa é a formação do aluno enquanto indivíduo completo, capaz de observar o que o rodeia, detectando os problemas, prevendo os obstáculos e equacionando modos de os ultrapassar. Esta competência em fazer e saber fazer só se aprende fazendo, errando, corrigindo o erro. O aluno não pode apenas estudar o método científico, tem que usá-lo uma vez e outra, até que o método científico seja não um método da

Ciência mas um modo de pensar e agir do aluno, e que este pensar e agir se espelhe em cada dia da vida de cada um.

Cachapuz *et al.* (2000b) defende que o professor ajuda mas não dirige, compreende as dificuldades mas não as resolve, ajuda os alunos a desenvolver estratégias e actividades de resposta possível às dificuldades estimulando os próprios alunos a repensar e reflectir sobre os seus próprios caminhos e fontes de trabalho. Não pode, por tudo isto, o professor substituir-se ao aluno na descoberta. Não pode o professor ser a “muleta” que ajuda e amparar em todos os momentos, que não deixa cair, que não deixa errar. O erro, a constatação do erro e a superação do erro são fundamentais em todo o processo de aprendizagem. É o erro que estimula o aluno na procura, na descoberta, tal como estimula o cientista na procura da explicação para a sua dúvida. Um cientista incapaz de superar o erro não é cientista. Cabe, por isto, ao professor estimular o aluno na sua procura, motivá-lo a ser persistente, mostrar-lhe que os progressos parciais são bem mais duros de ultrapassar que a apresentação do produto final. A investigação científica não é fácil, é uma tarefa árdua de tentativa e erro, mas os cientistas tiram prazer dela, ou não haveria cientistas nem ciência. Os alunos têm que ser educados assim! Para se ser cientista não basta saber história da Ciência e método científico. Para se ser cientista é preciso pensar-se naquilo que ninguém ainda pensou, agir-se como ninguém agiu, ver como ninguém viu; é necessário ser-se criativo e inovador para descobrir a solução ou as soluções por vezes tão evidentes e mas tão distantes. Nesta perspectiva, a grande finalidade da educação em ciências deixa de ser somente a aprendizagem de um corpo de conhecimentos ou de processos da ciência para ser também a garantia de que tais

aprendizagens se tornarão úteis e utilizáveis em cada dia da vida e que se traduzem no desenvolvimento de capacidades, competências e valores na perspectiva da ética da responsabilidade (Cachapuz *et al.* 2000a, 2000b, 2002). Ensinar assim não é mais custoso do que utilizando os métodos tradicionais, é só diferente.

Conteúdos a leccionar nos quais o aquário pode ser usado como recurso

No final do 3º Ciclo do ensino básico os alunos devem ser capazes de evidenciar dez competências gerais (Ministério da Educação, 2007). Isto é, os alunos no final do 9º ano devem ser capazes de:

1. Mobilizar saberes culturais, científicos e tecnológicos para compreender a realidade e para abordar situações e problemas do quotidiano.
2. Usar adequadamente linguagens das diferentes áreas do saber cultural.
3. Usar correctamente a língua portuguesa para comunicar de forma adequada e para estruturar pensamento próprio.
4. Usar línguas estrangeiras para comunicar adequadamente em situações do quotidiano e para apropriação de informação.
5. Adotar metodologias personalizadas de trabalho e de aprendizagem adequadas a objectivos visados.
6. Pesquisar, seleccionar e organizar informação para a transformar em conhecimento mobilizável.
7. Adotar estratégias adequadas à resolução de problemas e à tomada de decisões.
8. Realizar actividades de forma autónoma, responsável e criativa.
9. Cooperar com outros em tarefas e projectos comuns.
10. Relacionar harmoniosamente o corpo com o espaço, numa perspectiva pessoal e interpessoal promotora da saúde e da qualidade de vida.

Ao longo de todo o 3º ciclo as actividades com o aquário podem ser usadas para desenvolver algumas destas competências.

No 7º ano, os conteúdos favoráveis ao recurso ao aquário são os do sub tema “Terra - Um planeta com vida” devendo o aluno: reconhecer que a diversidade de materiais, seres vivos e fenómenos existentes na Terra são essenciais para a vida no planeta; compreender que os seres vivos estão integrados no sistema Terra, participando nos fluxos de energia e nas trocas de matéria; e compreender que, apesar da diversidade de seres vivos, existem unidades estruturais comuns a qualquer ser humano (Ministério da Educação, 2007).

O aquário permite realizar actividades experimentais criando a oportunidade de: observar um meio ambiente restrito, recolher e organizar material; usar diferentes instrumentos de observação e medida; e analisar e discutir evidências, situações problemáticas, que permitam adquirir conhecimento científico apropriado, de modo a interpretar e compreender leis e modelos científicos, reconhecendo as limitações da Ciência e da Tecnologia na resolução de problemas, pessoais, sociais e ambientais.

No 8º ano é possível utilizar o recurso aquário no tema Sustentabilidade na Terra, por exemplo no estudo dos conceitos: População; Espécie; Nicho ecológico; Factores bióticos; Factores abióticos; Biótopo; Habitat; Factor limitante; Mutualismo; Comensalismo; Predação; Predador; Presa; Mimetismo; Parasitismo; Parasita; Hospedeiro (Ministério da Educação, 2007).

Os conteúdos leccionados no 9ºano versam sobretudo sobre a reprodução humana. É possível estudar a reprodução de outros seres vivos, como por exemplo os existentes no aquário e comparar a reprodução destes com a humana. No 9º ano, os conteúdos favoráveis ao recurso ao aquário são: Transmissão da vida; bases fisiológicas da reprodução e noções básicas de hereditariedade (Ministério da Educação, 2007).

Ao longo do ensino secundário as actividades com o aquário podem ser usadas para abordar e desenvolver os seguintes conteúdos programáticos.

No 10º ano, o aquário pode ser usado na abordagem do tema “A vida e os seres vivos”: Unicelularidade e pluricelularidade; Ingestão, digestão e absorção. Seres autotróficos: fotossíntese; cloroplastos (Ministério da Educação, 2007).

No 11º ano o aquário pode ser usado em muitos conteúdos como: Crescimento e renovação celular e Mitose; Crescimento e regeneração de tecidos vs diferenciação celular; Reprodução assexuada (Estratégias de reprodução); Reprodução sexuada (Meiose e fecundação; variabilidade; Ciclos de vida: unidade e diversidade) Unicelularidade e multicelularidade. Sistemas de classificação: Diversidade de critérios; Taxonomia e Nomenclatura; Sistema de classificação de Whittaker modificado (Ministério da Educação, 2007).

No 12º ano a reprodução humana pode ser estudada por comparação com a reprodução de outros seres vivos. Também é possível utilizar os peixes zebra para cruzamentos e estudos genéticos (Ministério da Educação, 2007).

Objectivos

O objectivo principal desta dissertação é elaborar materiais que sirvam de suporte ao professor para apoio a trabalhos investigativos nas disciplinas de Área de Projecto, de Biologia ou de Ciências Naturais com recurso ao aquário.

Numa primeira fase são descritas algumas técnicas e conselhos práticos de montagem e manutenção de um aquário na sala de aula. Seguidamente são propostas diversas actividades a desenvolver durante o ano lectivo, para diferentes níveis de escolaridade.

Estas actividades permitirão:

- ◊ Conhecer ecossistemas dulceaquícolas;
- ◊ Facilitar a compreensão do desenvolvimento embrionário;
- ◊ Compreender a eutrofização;
- ◊ Manusear correctamente material e equipamentos de laboratório;
- ◊ Fomentar o respeito pelos os seres vivos;
- ◊ Fomentar o trabalho de grupo, equipa e o respeito por colegas, funcionários e professores;
- ◊ Desenvolver autonomia, criatividade, espírito crítico e capacidade de argumentação;
- ◊ Fomentar os comportamentos éticos e o rigor científico;
- ◊ Promover a discussão de questões de natureza bioética.

Material e Métodos

Todo o trabalho laboratorial foi desenvolvido no Laboratório de Biologia, da Escola Secundária de Gil Eanes, de Lagos. O laboratório é constituído: por uma sala de aulas com quatro bancadas (para alunos) com pontos de água e luz; uma bancada de apoio e arrumos grande (4m), com lava louça; uma Hotte; uma bancada de arrumos pequena; 2 estufas; um computador com impressora, ligação à Internet e projector de vídeo. Anexo à sala existe um gabinete e uma arrecadação. O Laboratório apresenta equipamento, material e condições necessárias e suficientes para a realização do trabalho subjacente ao estudo realizado nesta dissertação, em particular um aquário com uma capacidade de 60 litros, preparado para organismos de água doce aquecida.

Algumas das actividades propostas foram testadas e desenvolvidas no âmbito da disciplina de projecto do 12.º ano da área de Biologia, durante o actual ano lectivo, ou nas disciplinas de Biologia e Técnicas Laboratoriais de Biologia em anos lectivos anteriores, nomeadamente o desenvolvimento do musgo de Java e de algas filamentosas, de peixes *Danio rerio*, de gastrópodes *Physa* spp. e de vários microrganismos.

Foi ainda realizado um inquérito para inferir o grau de consecução de alguns dos objectivos propostos.

Para proceder às observações usaram-se lupas binoculares (CETI) e microscópios Leica DM LS (condensador UCL). Para registo de imagens usaram-se telemóveis com máquina fotográfica (Sony Ericsson W800i), máquina fotográfica digital (HP-740 Olympus) e câmara de filmar (Samsung Digital Cam VP-DC163) e flex câmara (videoflex by ken-a-vision) que permite filmar no microscópio e gravar em vídeo (formato VHS) e ver em televisão.

MONTAGEM DE UM AQUÁRIO DE ÁGUA DOCE QUENTE

Este capítulo engloba aspectos como a escolha do local onde colocar o aquário, a aquisição deste e finalmente o material necessário para a respectiva montagem. Note-se que alguns dos aspectos aqui referenciados são sugestões, as quais podem ser desenvolvidas de um modo diferente de acordo com a disponibilidade de material e objectivos pelos quais o professor opte.

1. Escolha do local

Deve ser escolhido um local bem firme e nivelado, sem correntes de ar frio nem luz solar directa. Deve evitar-se a proximidade de janelas pois o excesso de luz solar provoca aquecimento da água e crescimento de algas. Em volta do aquário deve haver espaço, uma bancada ou mesa de apoio, que permita os trabalhos de manutenção. O aquário tem que estar perto de uma tomada eléctrica com acesso fácil. Qualquer tipo de manutenção implica sempre desligar a ficha da corrente e nunca se deve deslocar um aquário cheio de água, por muito pouco que seja (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Keppler, 2000; Tetra, 2004).

2. Aquário construído ou comprado

O aquário pode ser construído pelos alunos mas este é um processo moroso. Se a opção for construir o aquário é necessário ter em conta a resistência do vidro. Este deve ter cerca de 4mm de espessura, para que não quebre depois de colocada a água. É necessário usar cola à base de silicone, específica para aquarofilia, que não seja tóxica para organismos aquáticos, em bisnaga. A cola

é aplicada com uma pistola própria que se vende nas casas da especialidade. Antes de efectuar a colagem todas as superfícies devem ser limpas com álcool ou acetona (Oliveira, 1992; Tetra, 2004).

Os aquários comprados são mais fáceis de montar e manter por principiantes. A verificação de preços do material de aquarofilia deve ser feita em vários locais, pois os preços dos produtos podem apresentar grandes variações e são normalmente menos dispendiosos nas casas da especialidade. Os aquários de grandes dimensões e o material de apoio são sempre mais caros que o material necessário para aquários de menores dimensões (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

Depois de montado o aquário este deve funcionar, no mínimo, durante 10 dias (15 dias é o ideal), antes de se colocar qualquer espécie de plantas ou animais. Este período permite verificar o correcto funcionamento de todos os aparelhos, fugas de água no aquário e o desenvolvimento e instalação de bactérias essenciais ao bom funcionamento do habitat. O aquário deve ter o maior tamanho possível, pois quanto mais água, maior a estabilidade do meio ambiente. Os aquários muito pequenos são susceptíveis de mudanças bruscas de, por exemplo, temperatura e pH, sendo por isso indicados para pessoas experientes. Outra vantagem dos aquários grandes é que permitem ter maior densidade de peixes (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Keppler, 2000; Tetra, 2004).

Após os quinze dias de funcionamento, as comunidades bacterianas ainda não estão completamente desenvolvidas e um grande número de peixes produz grandes quantidades de fezes, urina e eventuais restos de alimento, o que provoca grandes flutuações do teor de amónia. Por esta razão, só se devem

introduzir um máximo de quatro peixes, adicionando novos peixes cada semana que passa, e sempre em número não superior a quatro (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

3. Material necessário para o funcionamento do aquário

- 3.1. 1 aquário
- 3.2. 1 termóstato
- 3.3. 1 termómetro
- 3.4. 1 arejador (compressor e pedras difusoras)
- 3.5. 1 Lâmpada
- 3.6. 1 Lâmpada de U.V.
- 3.7. 1 filtro
- 3.8. 1 camaroeiro
- 3.9. 1 escova ou raspador magnético
- 3.10. 1 aspirador de fundo
- 3.11. 1 esponja, 1 mangueira, 1 escova, 1 coador, 1 prato pequeno,
1 balde
- 3.12. 1 tomada eléctrica com temporizador
- 3.13. Areão (de 3-6 mm lavado e fervido)
- 3.14. Rochas: xistos ou lava (lavados e fervidos).
- 3.15. Água
- 3.16. Alimento
- 3.17. Musgo de Java
- 3.18. Peixes

3.1. Capacidade do aquário.

É importante conhecer a capacidade do aquário para calcular o número de peixes ideal para as condições existentes. (Tetra, 1996; Keppler, 2000).

Para calcular a capacidade de um aquário realiza-se o seguinte cálculo:
Capacidade (volume) = comprimento (cm) x largura (cm) x altura (cm). Sugere-se um aquário de = 100cm x 40cm x 40cm = 160000 cm³ = 160 dm³ = 160 litros = 0,16 m³

Uma regra básica para a instalação de peixes é 1 litro de água por cada centímetro de comprimento de peixe (exemplo prático: um peixe com 5 cm equivale a 5 litros de água) (Tetra, 1994). Recorda-se que existem espécies territoriais que necessitam de mais espaço, por isto antes de se adquirirem os animais devem ser estudadas as suas exigências.

3.2. Termóstato

Os peixes são animais poiquilotérmicos (Gr. *pokilos*, variável, + térmicos), isto é, animais cuja temperatura varia de acordo com a temperatura do meio ambiente (Hickman *et al*, 1997; Purves *et al*, 2001). O termóstato permite regular a temperatura do meio ambiente de acordo com as necessidades específicas das espécies presentes no aquário. A água quente é menos densa de que a água fria o que provoca no aquário uma estratificação térmica do topo (mais quente) para a base (mais fria). Para contrariar este fenómeno o aquário deve ter uma boa circulação o que se consegue com o auxílio de pedras difusoras. A verificação do funcionamento do termóstato deve ser diária (Oliveira, 1992). Nunca colocar o termóstato em contacto com o areão ou outro material decorativo e mantê-lo sempre submerso.

3.3. Termómetro

A verificação da temperatura da água deve ser diária. O termómetro permite detectar facilmente o mau funcionamento do termóstato. Durante as trovoadas quando a corrente eléctrica sofre picos de corrente os termóstatos avariam com maior frequência (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997).

3.4. Arejador

A oxigenação resultante das trocas gasosas entre a superfície da água e o ar envolvente é insuficiente. Por isso é necessário provocar a oxigenação artificial da água usando arejadores. Para arejar utilizam-se pequenos compressores de ar que bombeiam o ar através de tubos de plástico até às pedras difusoras, que dividem o ar em pequenas bolhas e fomentam assim a oxigenação (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997). Por vezes observam-se excesso de bolhas no aquário, nos vidros, nas plantas, nas rochas e nos peixes. A presença de bolhas de ar na superfície da pele dos peixes pode provocar uma patologia conhecida como “doença da bolha”, que é causada pelo excesso de arejamento. As bolhas de ar introduzem-se por baixo das escamas podendo desencadear ulceração da pele do peixe. O modo de corrigir este problema é diminuir o arejamento (Speare, 1991).

Quando o aquário é montado em salas de aula pode apresentar um inconveniente no que diz respeito à bomba (compressor) do arejador. Estas bombas provocam um pouco de ruído que pode prejudicar o normal decurso da aula. Por esta razão deve ter-se em atenção o volume de ruído produzido aquando da compra do material e escolher um compressor silencioso. Quando este cuidado não é tido em conta e um compressor ruidoso é montado na sala

de aula há muitas vezes a tendência para desligá-lo durante o período de aulas. Esta prática não é de todo recomendável dado que dela decorre o esquecimento de voltar a ligar e obviamente o arejamento do aquário fica comprometido.

3.5. Lâmpada

A luz natural directa provoca geralmente um grande desenvolvimento de algas. É recomendável que o aquário seja colocado num local com fraca luz natural e que tenha luz proveniente de uma lâmpada fluorescente, para providenciar um fotoperíodo adequado às espécies em estudo. De um modo geral usa-se um intervalo de tempo compreendido entre dez e catorze horas (Tetra, 1994; Tetra, 2004). Esta periodicidade pode ser regulada com o auxílio de um temporizador.

3.6. Lâmpada de U.V.

Esta lâmpada impede o desenvolvimento de alguns agentes patogénicos (como por exemplo fungos) e por isso é de uso comum em laboratórios. A sua utilização é prescindível no desenvolvimento das actividades propostas dado que pode impedir o normal desenvolvimento dos microrganismos aquáticos ou dos peixes.

3.7. Filtros

O filtro tem como função remover do aquário restos de matéria orgânica e inorgânica em suspensão. Os filtros geralmente são compostos por uma parte mecânica (que realiza a filtração das partículas em suspensão) e uma parte biológica ou biofiltro (responsável pela degradação de compostos azotados

potencialmente tóxicos para os peixes). Os biofiltros permitem o desenvolvimento de bactérias no seu interior que decompõem a matéria orgânica disponibilizando assim matéria inorgânica que pode ser utilizada pelas plantas (Oliveira, 1992; Ward, 1997; Keppler, 2000; Tetra, 2004). No mercado é possível encontrar filtros externos e internos e a força motriz destes pode ser electricidade ou ar. Os filtros externos accionados por uma bomba são mais baratos e mais fáceis de limpar que os filtros interno (Mills, 1986; Mills, 1996; Tetra, 2004). A filtração biológica é eficiente devido ao desenvolvimento de colónias de bactérias, sendo particularmente eficaz na degradação da amónia e nitritos em compostos azotados não tóxicos (Mills, 1986; Mills, 1996; Ward, 1997; Keppler, 2000; Tetra, 2004).

3.8. Camaroeiro

O camaroeiro também conhecido por rede serve para apanhar os peixes sempre que necessário. É importante desenvolver uma técnica suave para apanhar os peixes e fazê-lo no mais curto espaço de tempo possível de modo a evitar o *stress* dos animais. O *stress* é um elemento imunossupressor que além de danos físicos, pode provocar a médio ou longo prazo a morte dos peixes (Schreck, 1996).

3.9. Escova ou raspador magnético

Uma escova ou raspador magnético são úteis para limpar as algas que se desenvolvem nos vidros do aquário. Os raspadores magnéticos são pouco dispendiosos e de fácil utilização, por isso muito usados. Muitos especialistas

deixam pequenas manchas de algas nas zonas do aquário menos visíveis para servirem de alimento aos peixes (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997).

3.10. Aspirador de fundo

Permite retirar o excesso de comida evitando assim lavagens recorrentes do aquário ou problemas com os filtros. É uma técnica simples mas eficaz (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

3.11. Esponja, mangueira, escova, coador, prato pequeno, balde

O material de limpeza do aquário deve servir exclusivamente para a sua função. Só assim é possível minimizar os riscos de introdução de parasitas no aquário (Oliveira, 1992). A mangueira e o balde servem para retirar a água do aquário antes da limpeza ou aquando da renovação de água (ver figura 1) (Mills, 1997).

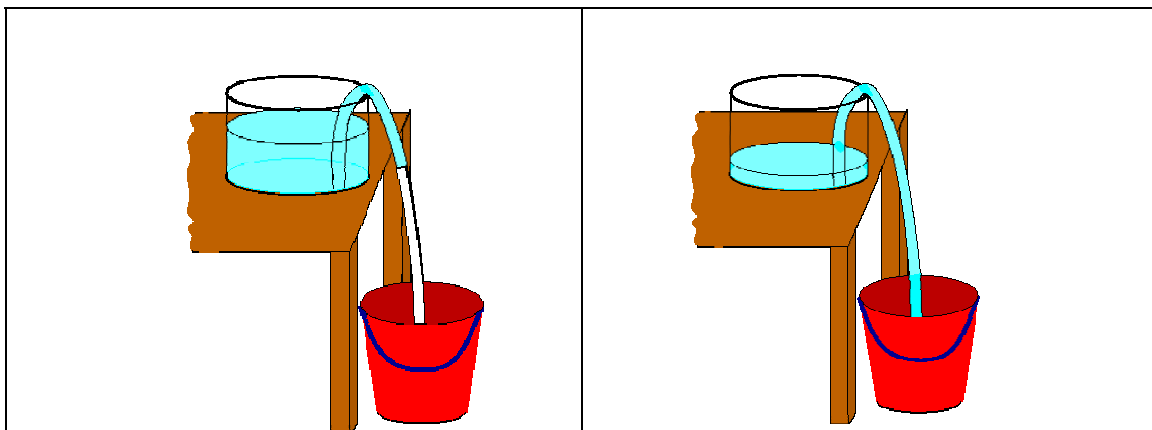


Figura 1: Vazar um aquário (Providencia, 2000).

A esponja e a escova servem para a limpeza dos vidros e plásticos, e o coador para lavar o areão e outro material decorativo. O prato deve ser utilizado para evitar perturbar o areão durante o enchimento do aquário (Mills, 1996).

3.12. Tomada eléctrica

A tomada é necessária para ligar à fonte de luz, o termóstato e o compressor de arejamento. Deve ficar suficientemente perto do aquário para evitar o aspecto pouco estético dos fios eléctricos espalhados mas deve ser cuidada a sua colocação para evitar situações de contacto entre a electricidade e a água.

3.13. Areão

O substrato serve de suporte para as raízes das plantas e como habitat para microrganismos essenciais ao equilíbrio biológico do aquário (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

O areão é o substrato habitualmente utilizado, e deve ser colocado sobre a placa de fundo (se estiver a usar placa de fundo), com uma espessura de 3 a 4 cm. A granulometria ideal é entre 3-6 mm, no entanto existem algumas espécies que gostam de sedimentos mais finos, entre 1-3 mm. O substrato pode ser adquirido nas casas da especialidade e deve ser bem lavado, sem detergentes, e fervido.

3.14. Rochas: xistos ou lava.

As rochas servem de abrigo para adultos e juvenis ou para a postura de ovos. A escolha prende-se geralmente com cuidados estéticos. Recomenda-se que o material seja sempre bem lavado e fervido. Não devem ser usadas rochas ou outro material carbonatado, como por exemplo conchas. O carbonato de cálcio dissolve-se lentamente e o carbonato em suspensão na água pode depositar-se nas brânquias dos peixes, dificultando a respiração e causando a morte.

Não se devem usar rochas que libertem metais pesados ou substâncias tóxicas para os peixes (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 1996; Tetra, 2004).

3.15. Água

A água do aquário é essencial para o bom funcionamento deste. As técnicas para colocar a água dentro do aquário e não estragar a decoração são várias. Há quem durante o enchimento do aquário verta a água sobre um prato colocado no fundo do mesmo evitando, assim, que o ímpeto do fluxo da água cause perturbação na decoração. Também é possível usar uma mangueira que verte para um saco de plástico e só deste para o aquário. Para encher o aquário é usada água da torneira à temperatura ambiente. Como as características da água da torneira são muito variáveis é necessário proceder a análises, usando um *kit* de análises e efectuar as necessárias correcções. Não deve usar-se água da chuva, de poços, fontes ou cisternas para o enchimento do aquário. Existem no mercado produtos para tratar a água da torneira e torná-la segura para os peixes e plantas (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 1996; Tetra, 2004).

O tratamento e renovação parcial da água são fundamentais para o bom funcionamento do aquário. Em situação normal, em que os parâmetros se encontrem dentro dos limites previstos, cerca de 30% do volume total de água do aquário deve ser renovado de 15 em 15 dias. Esta operação é crucial nos aquários novos, ou em aquários em que o filtro usado seja exclusivamente de fundo. Nestes casos os níveis de compostos azotados tóxicos podem variar muito rapidamente. Se os níveis de amónia e/ou nitritos se apresentarem

críticos para os peixes as renovações de água devem ser feitas de imediato. Nestes casos a renovação pode ser parcial (se os parâmetros não estiverem muito díspares) ou total. Ao contrário do que muitos julgam o aquário não deve ser muito frequentemente lavado, porque as lavagens impedem o desenvolvimento de comunidades bacterianas importantes na degradação dos produtos azotados necessária ao equilíbrio do ecossistema e de microrganismos que servem de alimento aos peixes e que contribuem para degradação da matéria orgânica (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Keppler, 2000; Tetra, 2004).

3.16. Alimento

O alimento deve ser adquirido conforme as características das espécies existentes. Existe alimento diferente para adultos e juvenis. Os alimentos para peixes podem ser vivos ou artificiais (chamados “*pellets*”). Relativamente ao alimento vivo temos por exemplo larvas de *Drosophila*, rotíferos, *dáfnias*, artêmias, larvas de mosquito, tubifex e copépodes, entre outros. No entanto é difícil adquirir alimento vivo em boas condições ou mesmo de criar alguns dos organismos, visto que exigem condições específicas, geralmente trabalhosas. Além disso, estes podem ser portadores de agentes patogênicos. Os alimentos secos são muito mais práticos e hoje é possível adquirir alimentos variados que permitem prescindir dos alimentos vivos. O alimento deve ser adequado ao tipo de aquário (água doce quente, água doce fria ou marinho) e às espécies existentes e idade dos indivíduos (juvenis ou adultos). O alimento deve ser fornecido em pequenas quantidades se possível duas a três vezes por dia. Primeiro devem ser alimentados os peixes adultos, para que permitam que os

juvenis se alimentem. A quantidade de alimento deve ser distribuída uniformemente sobre a superfície da água e ser ingerida pelos peixes num curto espaço de tempo. Considera-se alimentação excessiva se, passada uma hora, existe alimento no fundo do aquário. Uma vez por semana não se devem alimentar os peixes para que estes ganhem apetite (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 1996; Tetra, 2004).

O excesso de alimentação leva à acumulação de detritos que devem ser periodicamente removidos com um aspirador próprio ou por peixes-gato (alimentam-se dos restos dos alimentos existentes no fundo do aquário). A existência de gastrópodes do género *Physa* contribui para a limpeza do aquário já que se alimentam de restos de alimento e de algas (Sera, 2003). A alimentação dos peixes durante as férias escolares não constitui um problema. No mercado existem temporizadores que fornecem a quantidade de comida necessária nos intervalos de tempo programados. Usar um temporizador é sempre mais seguro do que pedir a alguém para alimentar os peixes, pois evitam-se os esquecimentos e o excesso ou deficiência de alimentação. Quando os períodos de férias não excedem os sete dias os peixes podem até não ser alimentados, pois na vida selvagem por vezes também passam períodos sem se alimentar (Ward, 1997; Sera, 2003). Os alimentadores automáticos apresentam algumas desvantagens, como por exemplo libertarem a comida apenas num ponto do aquário o que provoca uma má alimentação dos peixes hierarquicamente não dominantes.



Figura 2: *Vesicularia dubyana* ou Musgo de Java num aquário.

3.17. *Vesicularia dubyana* ou Musgo de Java

O Musgo de Java é uma planta originária da Indonésia (Java, Amboina; Bangka), da Península Malaia e das Filipinas. Se tiver condições ideais pode invadir o aquário e é necessário desbastá-lo periodicamente. No entanto, a presença desta planta é muito importante para a protecção dos juvenis e como suporte para microorganismos (Oliveira, 1981). A plantação de musgo de Java não requer cuidados especiais, basta apenas colocar a planta junto ao fundo do aquário e tapá-la parcialmente com areão. Se o aquário for novo é necessário colocar pastilhas fertilizantes que se compram nas casas da especialidade.

3.18. Peixes

Os peixes devem ser transportados em sacos de plástico com mais ar do que água. O transporte deve ser reduzido ao mínimo tempo possível. Os peixes podem ser sujeitos a choques térmicos, osmóticos, ou de pH se forem libertados imediatamente no aquário. Os sacos abertos, contendo os peixes

devem ficar a flutuar no aquário (com a luz apagada) durante 30 minutos. Durante 15 minutos deve adicionar-se água do aquário até o saco ficar praticamente cheio e ainda a flutuar. Passados 15 minutos devem retirar-se os peixes do saco, com a ajuda do camaroeiro, e colocá-los no aquário. A água do saco deve ser deitada fora. É recomendável apagar as luzes durante trinta minutos após a libertação dos peixes no aquário para evitar eventuais agressões (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 1996; Tetra, 2004).

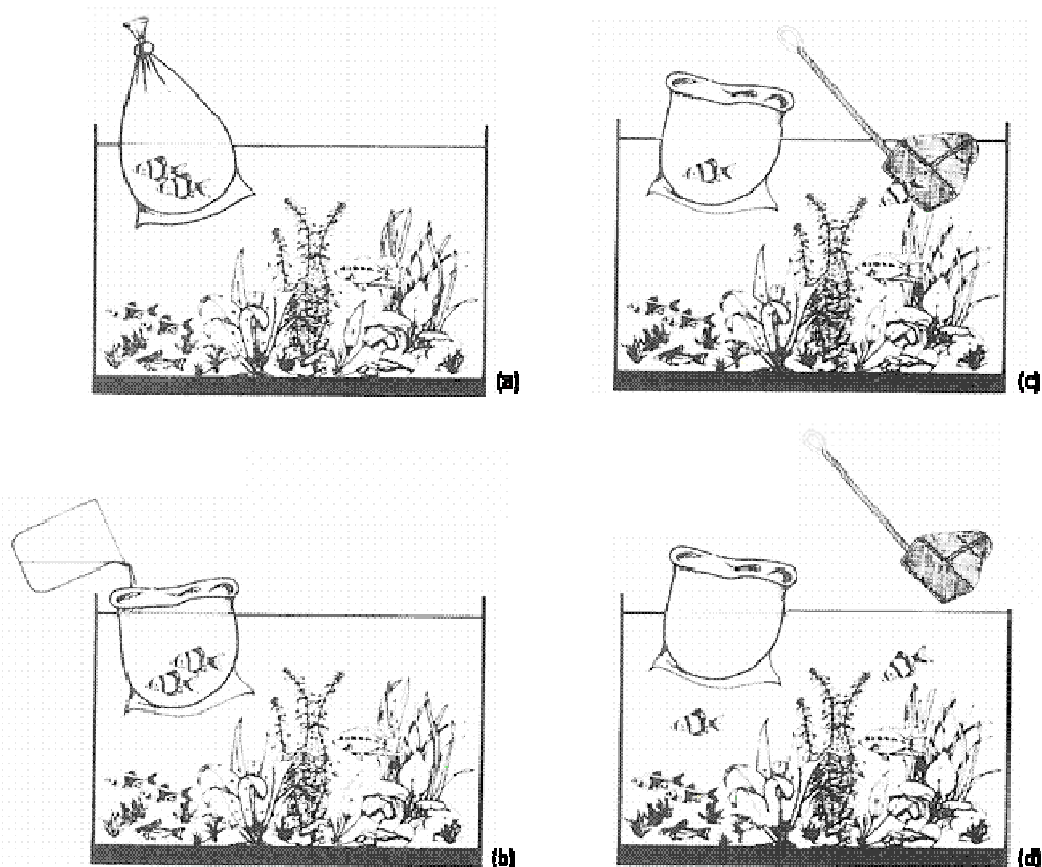


Figura 3: Processo para introdução de novos peixes no aquário (Sera, s.d.).

Quando se colocam várias espécies no mesmo aquário é necessário verificar se as espécies em estudo são compatíveis. Esta incompatibilidade pode ser de várias ordens: existência de uma relação predador-presa, ou uma das espécies

ser demasiado territorial, ou necessidade de diferentes condições ambientais. Existem, por exemplo, algumas espécies de peixes e moluscos que devoram as plantas existentes no aquário. Há bibliografia específica sobre esta questão que pode ser adquirida nas casas da especialidade ou consultada na internet. A primeira causa de insucesso em aquariofilia é o excesso de alimento a segunda é a densidade elevada de peixes (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 1996; Keppler, 2000; Tetra, 2004).

MANUTENÇÃO

Após a aquisição/montagem do aquário, a manutenção constitui um ponto de trabalho de extrema importância. A qualidade da água presente no aquário é uma prioridade, pelo que deve ter-se em atenção a monitorização dos factores bióticos e abióticos, assim como de parâmetros externos como a luminosidade (Oliveira, 1992; Mills, 1996) que é estabelecida pelo professor e controlada por este ou pelo técnico de laboratório (quando existir) ou por alunos incumbidos desta tarefa.

1. Patologia e saúde dos peixes

A saúde dos peixes depende de três factores importantes: ambiente, agente patogénico e hospedeiro (peixe) (Schreck, 1996); este conceito encontra-se ilustrado pelo diagrama epidemiológico de Snieszko de 1974 (Figura 4).

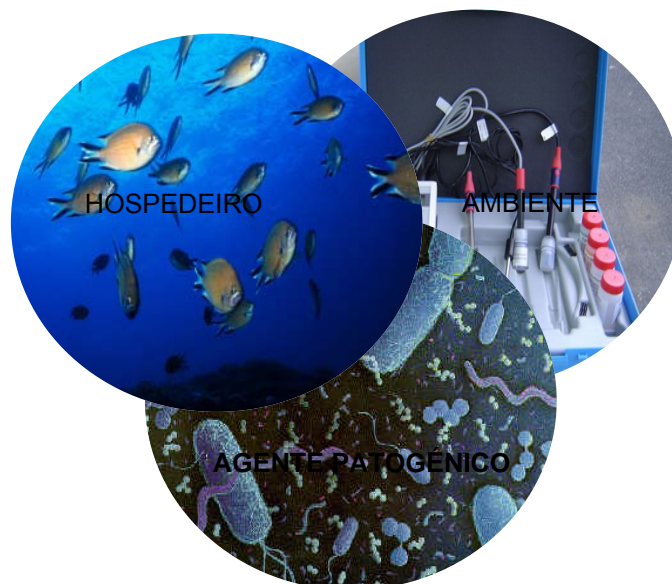


Figura 4: Diagrama epidemiológico (Snieszko, 1974)

Os factores que alteram os mecanismos de defesa dos peixes encontram-se esquematizados na figura 5. Deve-se portanto avaliar sempre cuidadosamente o comportamento dos peixes, pois muitas vezes obtêm-se informações cruciais sobre o bem-estar dos animais.

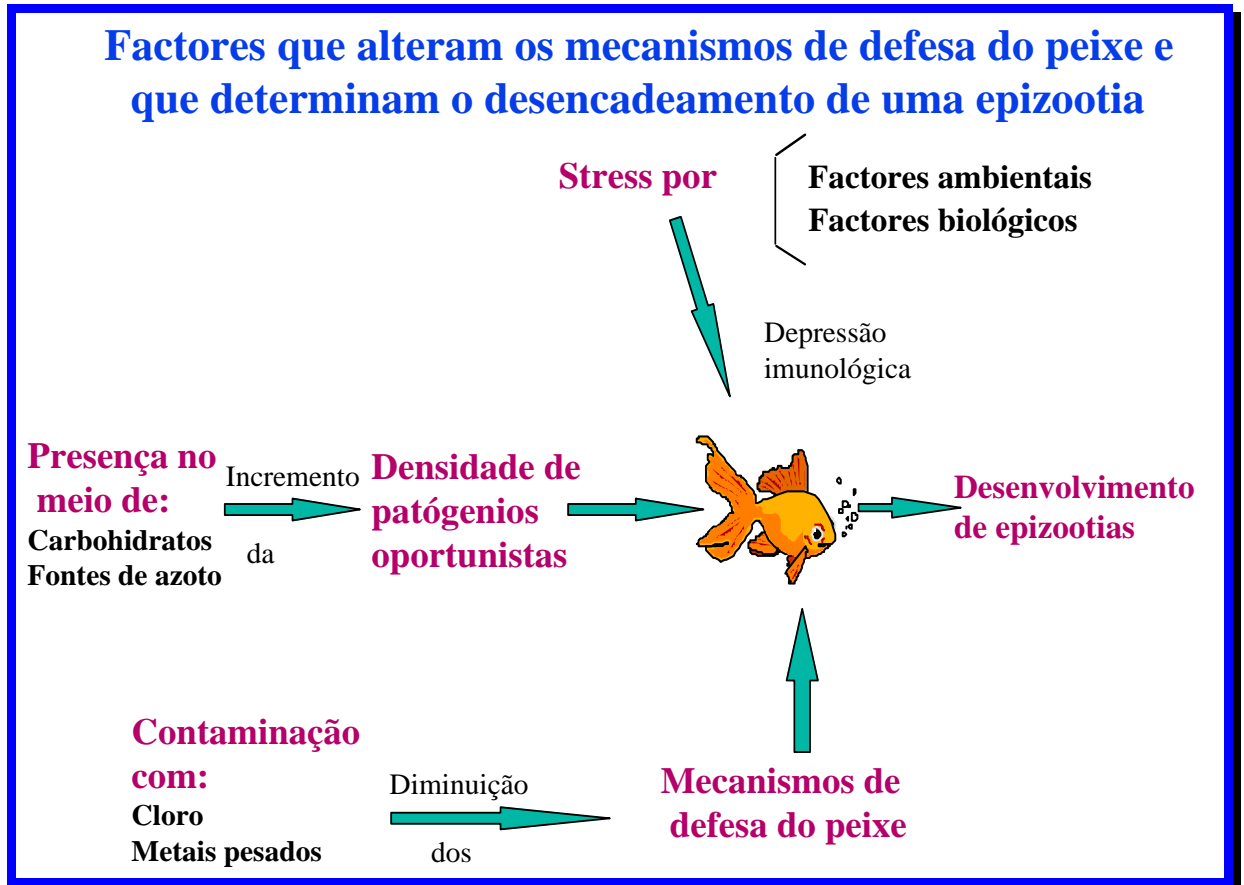


Figura 5: Conjugação de factores que provocam o desenvolvimento de epizootias em peixes.

Alguns dos sinais que se podem notar quando existe um problema envolvem escamas encrespadas, deslocação errática e/ou irregular, olhos protuberantes, barbatanas rasgadas, hemorragias, úlceras, aparência defeituosa, lesões várias, respiração muito rápida, permanência prolongada junto ao fundo do aquário ou junto à superfície e presença de bolhas de gás na superfície do corpo ou nas paredes do aquário

(<http://protist.biology.washington.edu/dparichy/SOP-Fishmaintenance>). Quando um peixe apresenta algum destes sintomas deve ser imediatamente isolado dos restantes – processo de quarentena (Mills, 1986; Mills, 1988). Para este isolamento deve existir um outro aquário, mais pequeno, sempre em funcionamento (mesmo quando não tem peixes) preparado para receber os animais com sinais de patologia. Nas escolas a aquisição de material é sempre um problema, por isso o peixe pode ser colocado num recipiente de vidro ou plástico (cuidado para o material não ser tóxico). O arejamento do recipiente pode ser realizado com o compressor do aquário geral, bastando para isso fazer uma ligação complementar com o auxílio de um “T”, para aquecer a água do recipiente é sempre necessário um termóstato.

2. Temperatura

Como referido no capítulo anterior, a temperatura num aquário de água quente é estabelecida por um termóstato e monitorizada por um termómetro. É de interesse saber qual é o intervalo de temperatura necessário ou exigido para os organismos aquáticos com que se trabalha. Sendo, muitas vezes, a temperatura um parâmetro limitante para a saúde dos organismos, deve-se proceder ao seu controlo e registo diariamente.

Em muitas escolas é possível controlar a temperatura nos gabinetes onde se encontram os aquários. É de todo o interesse manter a temperatura no recinto do aquário a 23°C. Em caso de falha do termóstato a temperatura do aquário não desce tão rapidamente.

3. pH

O pH é outro factor abiótico de extrema importância, interferindo com a permeabilidade das membranas, além de interferir com o comportamento químico de determinadas substâncias presentes na água que podem assumir um papel tóxico para os organismos. O pH ótimo para os organismos aquáticos de água doce varia geralmente entre 7-8 (Figura 6). Para monitorizar este parâmetro, pode-se recorrer às clássicas fitas de pH ou então realizar o teste com um *kit* (Figura 7). A medição do pH deve ser feita semanalmente, e registada numa tabela.

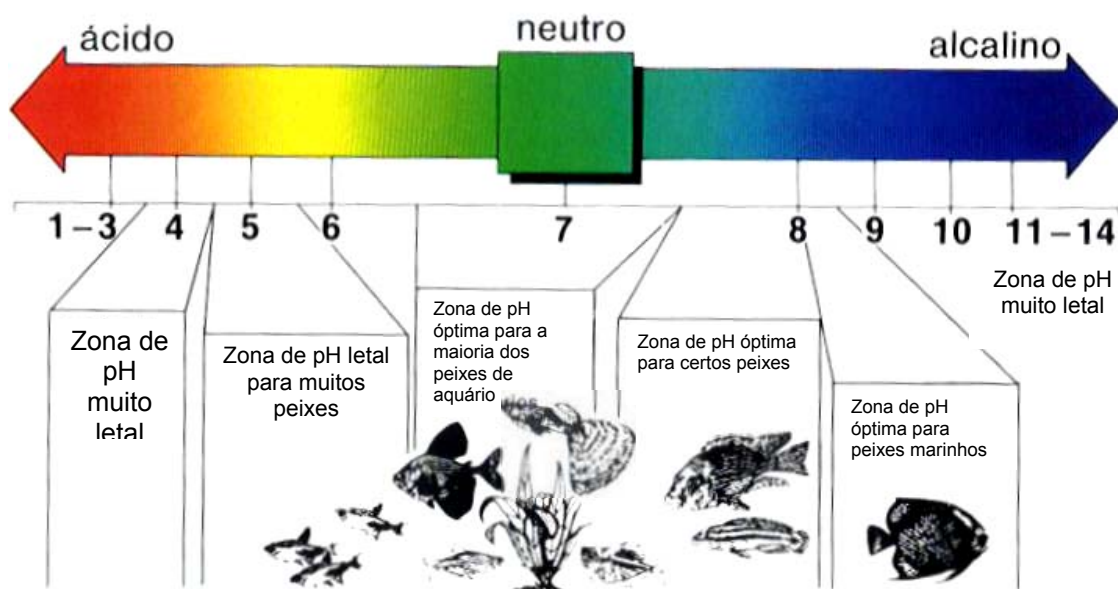


Figura 6: Escala de pH, onde é indicado o intervalo de pH para diferentes espécies (Adaptado de Keppler, s. d.)

4. Nitritos, amónia e nitratos (NO_2^- , NH_4^+ e NO_3^-)

Os nitritos, amónia e nitratos são componentes azotados que intervêm no ciclo do azoto. Estes compostos devem ser monitorizados pelo menos semanalmente, com o auxílio de *kits* comerciais.



Figura 7: Mala da Tetra para análise dos parâmetros do aquário (Tetra, 1994; Tetra, 1996; Tetra, 2004).

Existem no mercado várias marcas que comercializam estes produtos. Deve-se ler atentamente as instruções pois alguns compostos são irritantes/tóxicos quando em contacto com a pele. Deve-se sempre utilizar luvas durante o seu manuseamento e respeitar todas as regras de segurança.

Os valores muito elevados de amónia e nitritos (que são os compostos mais tóxicos para os peixes) são geralmente consequência da decomposição de alimento, de outros organismos mortos ou de excrementos. Estes restos necessitam de ser decompostos originando compostos azotados menos tóxicos. Por acção de bactérias do tipo *Nitrosomas* o amoníaco é decomposto em amónia e nitritos. Os nitritos (ainda é muito tóxicos) são decompostos em nitratos por bactérias do tipo *Nitrobacter* (Tetra, 2004). Sempre que os níveis de amoníaco, amónia ou nitritos sobem deve-se proceder imediatamente à renovação da água, dada a letalidade de concentrações elevadas destes compostos. Muitas vezes, nota-se alguma turbidez da água, o que é indicador de problemas a nível da qualidade desta. Problemas na turbidez podem alterar

o comportamento dos peixes originando por exemplo, natação errática, o que indica dificuldade respiratória (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

5. Oxigénio

O oxigénio é um factor muito importante num aquário de água quente, visto que, com o aumento da temperatura, a solubilidade do oxigénio na água tende a diminuir. Uma vez que este gás deve estar uniformemente espalhado na água, o auxílio de pedras difusoras ajuda a uma recirculação da água e à homogeneização de todos os elementos (ou seja, evita a estratificação). O controlo de oxigénio deve ser realizado pelo menos semanalmente, e pode para o efeito recorrer-se a *kits* comerciais (como o indicado na figura 7). Ter sempre em atenção as instruções do *kit*.

6. Dureza carbonatos e total (GH e KH)

GH representa a dureza total da água. A dureza total da água é determinada por diferentes sais (sais de cálcio e de magnésio). Quando a percentagem de sais é elevada a água qualifica-se como dura e quando a percentagem destes sais é reduzida a água qualifica-se como macia (Tetra, 1994; Keppler, 2000).

KH representa a dureza em carbonatos. Além de sais de cálcio e magnésio existe ainda na água do aquário bicarbonato. A dureza de carbonatos representa a soma de todos os sais de bicarbonato de cálcio e magnésio dissolvidos na água. Os bicarbonatos desempenham uma importante função tampão na água do aquário, pois impedem a descida do pH (Tetra, 1994). Há *kits* para a determinação destes parâmetros que indicam também quais os

intervalos de valores aconselháveis. No caso de se observar um desvio importante desse intervalo de valores pode-se substituir cerca de 30% da água. Se o desvio for muito grande a substituição pode ser de 50% de água. No entanto é sempre necessário controlar a temperatura aquando destas substituições para evitar choques térmicos. Pode ainda ser consultada bibliografia específica sobre o assunto.

7. Alimentação de peixes

Alguns peixes apresentam relações hierárquicas por isso devem ser alimentados primeiro os adultos e só depois os juvenis, para evitar conflitos. Outras espécies não apresentam estas relações hierárquicas e por isso este cuidado será menos importante. No entanto deve-se sempre distribuir o alimento uniformemente na superfície da água do aquário e verificar se todos os peixes se alimentaram convenientemente. É sempre preferível alimentar pouco e amiúde, ou seja, os especialistas defendem que a alimentação seja realizada duas a três vezes por dia (Oliveira, 1992; Mills, 1986; Mills, 1996; Ward, 1997; Tetra, 2004).

8. Nascimento

O controlo dos nascimentos deve ser feito diariamente. Geralmente os peixes grandes comem larvas de peixe e muitas vezes comem as larvas da sua própria espécie. Para proteger as larvas existem diversas técnicas: colocar as fêmeas na maternidade; separar as larvas dos progenitores usando redes, retirar os progenitores para outro aquário ou manter musgo de Java ou outras plantas que proporcionem esconderijos para as larvas e para os peixes juvenis.

(Mills, 1986) As larvas de peixe são por vezes muito frágeis, tornando problemático o seu manuseamento.

9. Eliminação de compostos orgânicos não-essenciais

As folhas mortas são potenciais veículos de agentes patogénicos. Ao serem detectadas devem ser retiradas do aquário. A acumulação de matéria orgânica morta nos aquários contribui para o aumento de produtos azotados e para a instabilidade deste frágil sistema. As plantas doentes também devem ser retiradas do aquário para evitar a contaminação de outras plantas. As algas filamentosas crescem geralmente sobre as outras plantas existentes no aquário. Se este crescimento for muito grande convém diminuir a luminosidade. Outra explicação para este elevado crescimento pode ser uma elevada concentração de produtos azotados (Oliveira, 1992; Mills, 1986; Ward, 1997; Tetra, 2004).

Uma maneira de evitar os restos de comida no aquário é dosear correctamente a quantidade de alimento necessária aos peixes. Sempre que a comida se acumular no fundo do aquário a dose deve ser drasticamente reduzida. Os peixes saudáveis podem sobreviver uma semana sem comer (desde que esta situação não seja recorrente). Assim, sempre que se verifique a existência de restos de comida no fundo do aquário deve-se: retirar os restos, não alimentar os peixes durante dois dias e posteriormente reduzir a dose de alimento (Oliveira, 1992; Mills, 1986; Ward, 1997; Tetra, 2004).

Quando se alimentam larvas há, por vezes, acumulação de uma película gordurosa na superfície da água do aquário. Esta película serve de suporte a microrganismos que geralmente não são prejudiciais às larvas. No entanto, no

caso das larvas dos peixes zebra esta película impede que o animal recolha ar à superfície o que é fundamental para o funcionamento de órgãos como a bexiga-natatória. Por isto é necessário retirar periodicamente esta película, o que pode ser feito facilmente, bastando para isso colocar um guardanapo de papel na superfície da água e retirá-lo posteriormente (Sera, 2005). A escolha de alimento menos rico em compostos lipídicos responsáveis pela formação desta película pode ser uma opção a levar em conta. Embora o correcto desenvolvimento das larvas requeira a presença de lípidos na alimentação, o excesso destes compostos pode ser prejudicial para o desenvolvimento de vários órgãos como por exemplo o fígado.

A limpeza do fundo do aquário é importante pois permite retirar muita da comida não ingerida e excrementos que contribuem para o aumento dos produtos azotados. A limpeza do fundo faz-se com um aspirador próprio. As escolas podem sempre recorrer a uma pipeta com a respectiva pompete (Figura 8).

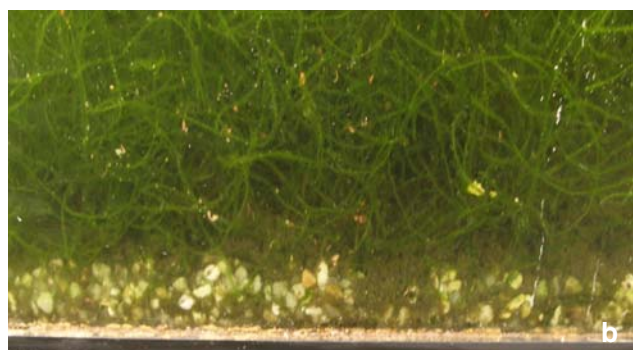


Figura 8: limpeza do fundo do aquário com o auxílio de pipeta e respectiva pompete.

10. Limpeza de vidros do aquário

A limpeza dos vidros interiores é importante pois permite uma mais fácil observação dos peixes. O crescimento de algas sobre os vidros não é prejudicial para os peixes, mas dificulta a detecção de sinais de patologia ou de restos de comida. Para realizar esta limpeza periodicamente não é necessário lavar o aquário basta usar o raspador magnético.

Os vidros exteriores devem ser periodicamente limpos para evitar a acumulação de calcário ou restos de comida. A acumulação de calcário não é prejudicial, mas é indicadora da falta de cuidado dos responsáveis pela manutenção. Por outro lado a acumulação de restos de comida é um foco de contaminação, já que permite o desenvolvimento de bactérias e fungos que podem depois contaminar o aquário. Deve haver um controlo e limpeza constante dos restos de comida quer no exterior, quer no interior do aquário.

11. Renovação e reposição de água

Como já referenciado anteriormente, deve-se proceder a mudanças parciais e/ou totais quando determinados parâmetros estão fora dos limites *standard*. Ver igualmente a descrição realizada no capítulo “Montagem de um aquário de água quente”. No entanto, numa situação normal, de 2 em 2 semanas deve-se renovar a água parcialmente (cerca de 30%) (Oliveira, 1992; Mills, 1986; Ward, 1997).

A reposição de água é geralmente muito esporádica. Se as perdas de água são muito grandes há a possibilidade de a evaporação ser excessiva. Deve por isso analisar-se o que está a provocar uma tão grande evaporação. Factores como:

má colocação da tampa de topo; temperaturas muito altas na sala onde se encontra o aquário ou fugas de água podem ser a explicação.

12. Limpeza do material, bancada de apoio e sala

O material de apoio ao aquário deve encontrar-se sempre limpo e seco. O material húmido permite o desenvolvimento de agentes patogénicos nos filmes de água e funciona como veículo transmissor de doenças. A limpeza do material deve ser da responsabilidade da pessoa que o usa.

A bancada ou mesa onde se encontra o aquário deve encontrar-se sempre limpa. Após cada actividade deve ser limpa com água e detergente e no final do dia deve ser limpa com etanol a 70% (<http://protist.biology.washington.edu/dparichy/SOP-Fishmaintenance>).

A sala onde se encontra o aquário deve encontrar-se sempre limpa. O pó, e a sujidade prejudicam o funcionamento dos aparelhos do aquário e podem agir como veículo de propagação de doenças.

13. Recolha do lixo

O lixo é um veículo de propagação de pragas. É fundamental que o aquário e toda a zona envolvente se encontrem limpos e que no final de cada dia, os vários recipientes sejam despejados. Também deve ser dada particular atenção à limpeza do contentor de lixo que deve encontrar-se sempre limpo.

LISTA DE VERIFICAÇÃO DE CUIDADOS A TER COM O AQUÁRIO
CALENDARIZAÇÃO DE TAREFAS AO LONGO DO MÊS

MÊS: _____

	Sempre que necessário	Semanal	De 15 em 15 dias	Mensal
Controlo da temperatura	X			
Controlo do pH		X		
Controlo do filtro	X			
Controlo da fonte de luz	X			
Controlo do termóstato	X			
Controlo da saúde dos peixes	X			
Controlo de nitritos NO ₂ ⁻		X		
Controlo de nitratos NO ₃ ⁻		X		
Controlo de amónia NH ₄ ⁺		X		
Controlo de KH dureza carbonatos		X		
Controlo de GH dureza total		X		
Controlo do Dióxido de carbono CO ₂		X		
Controlo do Oxigénio (O ₂)		X		
Controlo da temperatura da sala	X			
Controlo da lâmpada de UV (1)	X			
Alimentação de peixes	X			
Verificação de nascimentos	X			
Eliminação de folhas mortas	X			
Eliminação de restos de comida	X			
Limpeza do fundo (aspirador)			X	
Limpeza de vidros interiores				*
Limpeza de vidros exteriores	X			
Mudança de água				X
Reposição da água evaporada				*
Limpeza de material	X			
Limpeza da bancada de apoio	X			
Limpeza e arrumo da sala	X			
Recolha do lixo	X			

* Sempre que necessário

(1) Só está ligada à noite quando não existem pessoas nas instalações.

RELATÓRIO MENSAL DE OCORRÊNCIAS

MÊS: _____

	DIA	OCORRÊNCIA	CORRECCÃO
Controlo da temperatura			
Controlo do pH			
Controlo do filtro			
Controlo da fonte de luz			
Controlo do termóstato			
Controlo da saúde dos peixes			
Controlo de nitritos NO_2^-			
Controlo de nitratos NO_3^-			
Controlo de amónia NH_4^+			
Controlo de KH dureza carbonatos			
Controlo de GH dureza total			
Controlo do CO_2			
Controlo do oxigénio			
Controlo da temperatura da sala			
Controlo da lâmpada de UV			
Alimentação de peixes			
Verificação de nascimentos			
Eliminação de folhas mortas			
Eliminação de restos de comida			
Limpeza do fundo (aspirador)			
Limpeza de vidros interiores			
Limpeza de vidros exteriores			
Mudança de água			
Reposição da água evaporada			
Limpeza de material			
Limpeza da bancada de apoio			
Limpeza e arrumo da sala			
Recolha do lixo			

SIMBOLOGIA DAS MENSAGENS NÃO ESCRITAS COLOCADAS NO VIDRO
DO AQUÁRIO

Destinam-se a deixar recados (entre turmas) ao longo do dia.

COR DA ETIQUETA A COLOCAR NO VIDRO DO AQUÁRIO	SIGNIFICADO DA ETIQUETA
AZUL	COLOCAR ALIMENTO SÓ PARA ADULTOS
AMARELA	COLOCAR ALIMENTO SÓ PARA JUVENIS
VERMELHA	NÃO ALIMENTAR
VERDE	AUMENTAR A RAÇÃO

Adaptado de Parichy Lab (2005)

ACTIVIDADES PROPOSTAS

São várias propostas de actividades, no formato de fichas, que foram preparadas como um suporte de sugestões práticas, tendo em vista a orientação do professor, no sentido de deixar aos alunos a descoberta da resposta à questão problema.

ACTIVIDADE PROPOSTA 1

Proposta para o 7º ano de escolaridade - Tempo previsto: 1 bloco

Medição de objectos no microscópio

Qual o tamanho real dos seres vivos que observas no microscópio?

1. Calcular as ampliações usadas.

OCULAR	OBJECTIVA	AMPLIAÇÃO ocular x objectiva

2. Calcular o campo do microscópio

2.1. Cortar um pequeno quadrado de papel milimétrico (5 a 8 mm) e montá-lo entre lâmina e lamela, tendo o cuidado de colocar uma gota de água previamente na lâmina.

2.2. Sabendo que o valor de cada quadricula do papel milimétrico é 1mm medir o diâmetro do campo.

2.3. Calcular a área dessa superfície (área = $\pi \times r^2$ sendo $\pi = 3,14$ e r o raio).

Repetir a operação com as restantes objectivas.

OCULAR	OBJECTIVA	CAMPO DO MICROSCÓPIO DIÂMETRO	CAMPO DO MICROSCÓPIO ÁREA
			μm^2
			μm^2
			μm^2
			μm^2

$$\mu\text{m} = 10^{-6} \text{ m}$$

3.- Medição de microrganismos. Para a medição de microrganismos sugere-se a utilização de uma ocular de baixa ampliação e a utilização de uma escala improvisada com uma tira de papel milimétrico,

Exemplo do cálculo a efectuar:

O organismo apresentado na figura 1.1. apresenta cerca de 15% (ou 0,15) do diâmetro do campo do microscópio.

Multiplica-se o campo do microscópio em μm por 0,15 para estimar o tamanho do microrganismo.

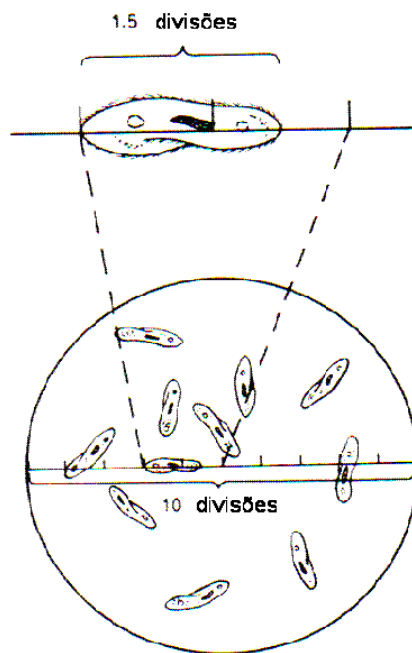


Figura 1.1: Organismo com cerca de 0.15 ou 15% do tamanho do campo de microscópio; para estimar o tamanho real do organismo, multiplica-se o tamanho actual do campo em μm por 0.15 (Adaptado de Eberhard, 1996).

4. Divulgar o trabalho (por exemplo: cartaz, apresentação oral, divulgação na internet).

ACTIVIDADE PROPOSTA 2

Proposta para o 7º ano de escolaridade - Tempo previsto: 2 blocos

Registo das observações feitas à morfologia geral de um peixe ósseo.

Como é o interior de um peixe?

1. Observar atentamente a morfologia externa de um peixe zebra^{*}.
2. Desenhar o exemplar.
3. Comparar com o desenho da figura.

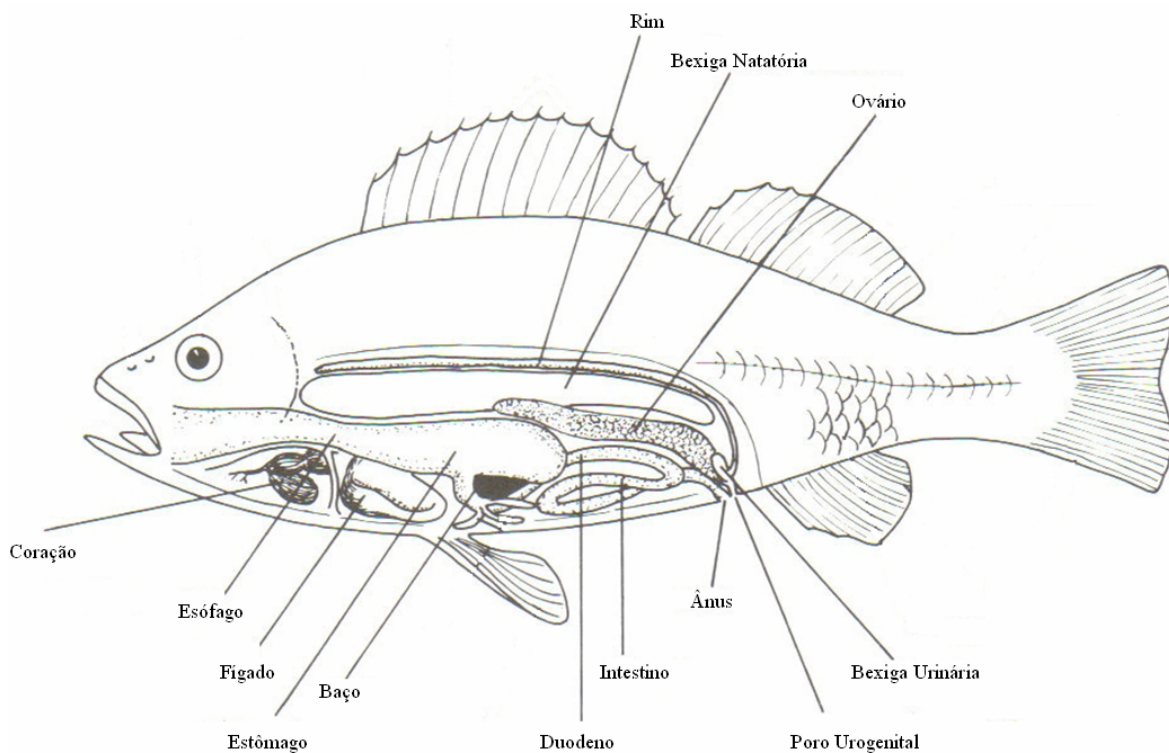


Figura 2.1: Morfologia interna de um peixe ósseo (Eberhard, 1996).

4. Dissecar o exemplar efectuando o corte como a figura evidencia.
5. Comparar com o desenho da figura.
6. Legendar o desenho com base na figura.
7. Comparar e discutir o trabalho com os colegas.

8. Detectar e listar aspectos a melhorar no trabalho.
9. Corrigir a representação.
10. Pesquisar bibliografia sobre peixes cartilagíneos e listar as diferenças entre peixes ósseos e cartilagíneos.
11. Divulgar o trabalho (por exemplo: cartaz, apresentação oral, divulgação na internet).

* No caso de ocorrer morte de peixes zebra, estes podem ser usados como suporte para a dissecação, no entanto existem limitações em função do tamanho do peixe. Sugere-se que aquando da realização desta actividade se observe como comparação um peixe ósseo de maiores dimensões.

ACTIVIDADE PROPOSTA 3

Proposta para o 8º ano de escolaridade - Tempo previsto: 6 semanas

Physa spp

Estudo dos factores limitantes - Variação do parâmetro temperatura.

Como se comporta o *Physa* spp quando a temperatura varia?

1. Verificar o comportamento de *Physa* spp em função da manipulação da temperatura.

Tabela I: Registo da variação do comportamento em função da temperatura

Semana	Temperatura (°C)	Observações do comportamento dos gastrópodes
1	22	
2	24	
3	26	
4	28	
5	30	

Em cada uma das experiências pode observar-se: Se os gastrópodes acasalam e põem ovos; se se aproximam ou afastam das fontes de luz ou termóstatos; qual a zona do aquário que preferem (fundo, meio ou superfície); se nadam na superfície da água (embora invertidos) em resumo se apresentam modificações do padrão geral de comportamento.

2. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.

3. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

Sugere-se que a experiência seja levada a cabo no Inverno para que a temperatura ambiente seja inferior a 20°C. Se a temperatura for superior a 20°C será necessário adicionar ao aquário água fria para provocar o abaixamento da temperatura. Sugere-se ainda que estas experiências sejam replicadas sempre que possível, isto é, que no estudo existam pelo menos três aquários sujeitos às mesmas condições. Os *Physa* spp podem ser adquiridos nas casas da especialidade ou na Internet.

No final desta dissertação existe um suporte teórico, em anexo, para as actividades com gastrópode *Physa* spp.

ACTIVIDADE PROPOSTA 4

Proposta para o 8º ano de escolaridade - Tempo previsto: ½ bloco

Physa spp

Estudo dos factores limitantes - Variação do comportamento dos gastrópodes em função da salinidade.

Como se comporta o *Physa* spp quando a salinidade varia?

1. Verificar o comportamento de *Physa* spp quando colocado em condições de salinidade marinha.

Usar três garrafas de água de plástico (33cl) cheias de água do mar (salinidade entre 34 a 37) (Munn, 2004). Deixar 2cm de ar entre o nível da água e a tampa. Furar a tampa fazendo pequenos orifícios que permitam as trocas gasosas mas não a fuga dos gastrópodes. Colocar quatro gastrópodes em cada garrafa.

Tabela I: Registo da variação do comportamento em meio salino em função da temperatura.

Tempo	Observações do comportamento dos gastrópodes
2 min	
4 min	
8 min	
10 min	
15 min	

Em cada uma das experiências pode observar-se: Se os gastrópodes acasalam e põem ovos; se preferem estar dentro de água ou se deslocam para

a zona de ar entre o nível da água e a tampa. Devem registrar-se todas as modificações do padrão geral de comportamento.

2. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.

3. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte de papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

Em anexo poderão ser consultados alguns pormenores sobre o ciclo de vida do gastrópode *Physa* spp e sobre a sua manutenção em aquário.

Podem ainda ser realizadas outras experiências para o estudo do comportamento de gastrópodes fazendo variar a concentração salina.

ACTIVIDADE PROPOSTA 5

Proposta para o 8º ano de escolaridade - Tempo previsto: 6 semanas

Physa spp

Estudo dos factores limitantes - Variação do parâmetro luminosidade

Como se comporta o *Physa* spp quando a luminosidade varia?

1. Verificação do comportamento de *Physa* spp quando sujeito a diferentes horas de luz. O aquário pode ser tapado com um pano preto (que impeça a entrada de luz natural) e a luz será fornecida por uma lâmpada com temporizador.

Tabela I: Registo do comportamento dos gastrópodes quando expostos a diferentes fotoperíodos em intervalos de tempo de uma semana e ao longo de cinco semanas.

Semana	Horas de luz	Observações do comportamento dos gastrópodes
1	4	
2	8	
3	12	
4	16	
5	24	

Em cada uma das experiências pode observar-se: Se os gastrópodes acasalam e põem ovos; se se aproximam ou afastam das fontes de luz; qual a zona do aquário que preferem (fundo, meio ou superfície); em resumo se apresentam modificações do padrão geral de comportamento

2. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.
3. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

O ideal seria realizar esta experiência com três aquários sujeitos às mesmas condições. Cada período de horas de luz deve ser mantido durante uma semana de modo a permitir a adaptação dos gastrópodes a esse período de luz. Devem ser feitas observações no início da semana, no meio e no final da semana, antes de se alterar o número de horas de luz.

Em anexo poderão ser consultados alguns pormenores sobre o ciclo de vida do gastrópode *Physa* spp. e sobre a sua manutenção em aquário.

ACTIVIDADE PROPOSTA 6

Proposta para o 8º ano de escolaridade - Tempo previsto: 8 semanas

Medição dos parâmetros do aquário

Tempo previsto: 8 semanas

Que parâmetros se devem controlar na água do aquário para evitar a morte dos peixes?

1. Medir diariamente (ajustar aos horários dos alunos) os seguintes parâmetros.

PARÂMETRO	VALORES PADRÃO	—/—	—/—	—/—	—/—	—/—
Temperatura						
pH						
Amónia NH_4^+						
Nitritos NO_2^-						
Nitratos NO_3^-						
Dureza total GH						
Dureza em carbonatos KH						
Dióxido de carbono CO_2						
Oxigénio O_2						

2. Determinar os valores padrão para o aquário tendo em conta as suas características (utilizar informação presente no *kit* de análises).

3. Elaborar gráficos representativos da evolução dos parâmetros.

4. Sempre que os parâmetros se desviem dos padrões normais (referidos nos *kits* de análise):

4.1. Identificar a causa do desvio.

4.2. Sugerir soluções para a normalização dos parâmetros.

4.3. Discutir as propostas com os colegas.

4.4. Planificar em conjunto com os colegas as alterações a fazer no aquário para corrigir os parâmetros que se afastem dos valores normais.

4.5. Seguir rigorosamente o plano delineado.

4.6. Discutir a validade do procedimento usado.

4.7. Medir com rigor e regularmente todos os parâmetros durante o procedimento.

4.8. Discutir a validade do procedimento usado.

5. Construir um esquema que lhe permita representar a circulação dos compostos azotados no aquário.

6. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestão: Sempre que possível deve iniciar-se esta actividade com a verificação e estudo das variações dos parâmetros do aquário durante os primeiros dias de funcionamento.

ACTIVIDADE PROPOSTA 7

Proposta para o 9º, 10º ou 11ºano de escolaridade - Tempo previsto: 4 blocos

Observação e desenho de microrganismos aquáticos

Que vida existe no aquário para além daquela que os "nossos olhos vêem"?

Para cada microrganismo:

1. Fotografar o microrganismo observado ao microscópio.
2. Indicar a ampliação utilizada.
3. Desenhar o microrganismo recorrendo a observação directa, a bibliografia específica e a fotografias.

Tabela I: Proposta para ficha organizadora do estudo realizado.

FOTOGRAFIA	DESENHO
	
Identificação _____ μm	Identificação _____ μm

4. Legendar o microrganismo recorrendo a bibliografia específica.
5. Identificar o microrganismo recorrendo a bibliografia ou consultando a Internet.
6. Discutir e comparar o trabalho com o dos colegas.
7. Detectar e listar aspectos a melhorar no trabalho.
8. Corrigir a representação.
9. Construir um guia virtual com todos os microrganismos estudados.
10. Repetir o procedimento com outros microrganismos.
11. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

As preparações devem ser realizadas usando água do aquário para evitar diferenças de temperatura. Os microrganismos tornam-se mais activos com o calor libertado pela lâmpada do microscópio, por isso é preferível observar as preparações 5 a 10 min após a sua colocação na platina.

Em anexo encontra-se uma compilação dos principais microrganismos encontrados num aquário de água doce.

ACTIVIDADE PROPOSTA 8

Proposta para o 9º, 10º ou 11º ano de escolaridade

Identificação e estudo de microrganismos de água doce no meio envolvente à escola.

Tempo previsto: 4 blocos

Os microrganismos existentes no meio ambiente envolvente à escola serão iguais ou diferentes dos existentes no aquário?

Esta actividade deve ser desenvolvida após a actividade de observação e desenho de microrganismos aquáticos.

12. Procurar no meio envolvente habitats de microrganismos aquáticos, como: aquários de outras escolas, de particulares ou de casas de animais; de lagos ou lagoas de água doce, barragens, ou poças de água. Recolher uma amostra de água e sedimento e guardar num recipiente.

13. Observar e comparar os microrganismos com os do aquário.

14. Fotografar e/ou filmar os microrganismos observados.

15. Desenhar observando directamente e recorrendo a fotografias e filmes.

16. Consultar bibliografia específica para classificação.

17. Comparar e discutir o trabalho com os colegas.

18. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.

19. Construir um guia virtual com todos os microrganismos estudados.

20. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

Em anexo encontra-se uma compilação dos principais microrganismos encontrados num aquário de água doce.

ACTIVIDADE PROPOSTA 9

Proposta para o 10º ano de escolaridade

Estudo do ciclo de vida de algas filamentosas

Tempo previsto: 2 blocos

Por que razão ficam os vidros e as rochas do aquário verdes (quando a intensidade luminosa é elevada)?

1. Observar ao microscópio fragmentos de algas.
2. Comparar esta alga observada com o musgo de Java e identificar semelhanças e diferenças.
3. Desenhar e legendar a alga observada.
4. Discutir com os colegas qual/quais o/os modo/s de reprodução desta espécie e formular hipóteses.
5. Planificar uma experiência que permita verificar a/as hipótese/s.
6. Desenhar, fotografar ou filmar a reprodução.
7. Discutir todos os dados com os colegas.
8. Tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.
9. Discutir com os colegas qual o processo usado pela planta para obtenção de energia e formular hipóteses.
10. Planificar e executar uma experiência que permita validar a/as hipótese/s.
11. Recolher imagens de todo o processo.
12. Recolher dados e se necessário elaborar tabelas.
13. Tratar os dados e construir gráficos.
14. Comparar e discutir o trabalho com os colegas.

18. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.

19. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

No final desta dissertação existe um suporte teórico, em anexo, para as actividades com a alga *Oedogonium*.

ACTIVIDADE PROPOSTA 10

Proposta para o 11º ano de escolaridade

Estudo do ciclo de vida do musgo de Java

Tempo previsto: 2 blocos

Como se reproduz o musgo de Java?

1. Observar à lupa binocular fragmentos de musgo de Java.
2. Comparar esta planta com outras espécies de musgos (podem ser colhidos no campo em zonas húmidas ou como recurso usar fotografias da Internet ou livros) e identificar semelhanças e diferenças.
3. Desenhar uma planta de musgo e identificar: esporófito (seta e cápsula), gametófito (filóides, rizóides e caulóides).
4. Isolar plantas com esporófitos e observar a maturação da cápsula e a libertação e germinação dos esporos.
5. Registrar cuidadosamente todas as observações.
6. Consultar bibliografia adequada e verificar se o ciclo de vida do musgo de Java segue o padrão de ciclos de vida de musgos conhecidos.
7. Estudar e tirar conclusões sobre o/os tipo/tipos de reprodução do musgo de Java.
8. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.
9. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

No final desta dissertação existe um suporte teórico, em anexo, para as actividades com o musgo de Java.

ACTIVIDADE PROPOSTA 11

Proposta para o 12ºano de escolaridade em Biologia ou Área de Projecto

Estudo da reprodução e desenvolvimento embrionário do gastrópode *Physa*

spp.

Tempo previsto: 1 bloco e observações de 15 min nas 10 aulas seguintes

Como se reproduz o *Physa* spp ?

Esta actividade deve ser desenvolvida após a proposta de actividade nº8 (observação e desenho de microrganismos aquáticos). Esta sugestão subentende uma continuidade lectiva na qual os conhecimentos anteriormente adquiridos servem de suporte à presente actividade.

4. Planificar o trabalho antes da postura dos ovos.
5. Observar atentamente os aquários e recolher cuidadosamente sacos de ovos de *Physa* spp.
6. Fazer uma montagem dos sacos de ovos em lâmina escavada. (A colocação da lamela deve ser feita com cuidado para não esmagar os ovos).
7. Observar ao microscópio e fotografar ou filmar.
8. Após as observações colocar a lâmina escavada dentro de uma caixa de Petri (encher a caixa com água do aquário) e colocar a caixa de petri dentro do aquário.
9. Elaborar uma sequência de fotografias, ou filmes representativa do desenvolvimento embrionário.
10. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.

11. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

O professor pode fomentar entre os alunos uma discussão sobre qual o melhor método para preservar os ovos e embriões vivos durante as observações. Devem fazer-se observações em várias lâminas, o que não é difícil pois durante a altura da reprodução os sacos de ovos são muito abundantes. Se as observações forem planificadas é possível a obtenção de imagens sequenciais do desenvolvimento embrionário deste gastrópode

No final desta dissertação existe um suporte teórico para as actividades com gastrópode *Physa* spp.

ACTIVIDADE PROPOSTA 12

Proposta para o 12º ano de escolaridade

Observação e estudo das fases do desenvolvimento embrionário de um peixe

Zebra ou *Danio rerio*

Tempo previsto: 8 blocos.

Como se desenvolve o *Danio rerio*?

1. Recolher os ovos de peixe zebra.
2. Identificar em que fases se encontram os embriões em estudo usando o microscópio e o apoio das seguintes imagens.

Deve ter-se em conta que o desenvolvimento embrionário destes peixes dura apenas três dias.
- 3.- Desenhar ou fotografar e registar todas as observações feitas identificando o estágio de desenvolvimento embrionário correspondente. Sugere-se que as observações sejam realizadas nos intervalos seguintes: 0h às 12h; 12h às 36h e 36h às 72 h, em que 0h corresponde ao início da fecundação.
4. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.
5. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

O professor pode fomentar entre os alunos uma discussão sobre qual o melhor método para recolher e conservar os ovos e embriões vivos durante as observações. Os peixes zebra têm tendência para comer a descendência, por isso é importante evitar a todo o custo o contacto entre progenitores e descendência. Existem várias técnicas para proteger os ovos e os embriões. Podem colocar-se duas ou três camadas de berlindes no fundo do aquário que protegerão os gâmetas, os ovos e os juvenis. É possível usar rede mosquiteira para separar os progenitores das crias. Os peixes zebra adultos saltam muito facilmente barreiras, por isto as vulgares maternidades não servem para criar esta espécie pois os progenitores saltam do aquário para a maternidade devorando rapidamente as crias. Em Anexo encontram-se as fotos número 38 e 39 que ilustra uma maternidade construída e testada com bons resultados. O ideal será a existência de diversos aquários o que nem sempre é viável. Os peixes zebra libertam os gâmetas geralmente ao amanhecer e as larvas são muito sensíveis, por isto nos primeiros 8 dias o aquário das crias não deve ser oxigenado, dado que a turbulência da água é prejudicial e aumenta a taxa de mortalidade.

Devem fazer-se observações a várias lâminas. Se as observações forem planificadas é possível a obtenção de imagens sequenciais do desenvolvimento embrionário deste peixe.

Em anexo poderão ser consultados alguns pormenores sobre o ciclo de vida do *Danio rerio* e sobre a sua manutenção e reprodução em aquário.

ACTIVIDADE PROPOSTA 13

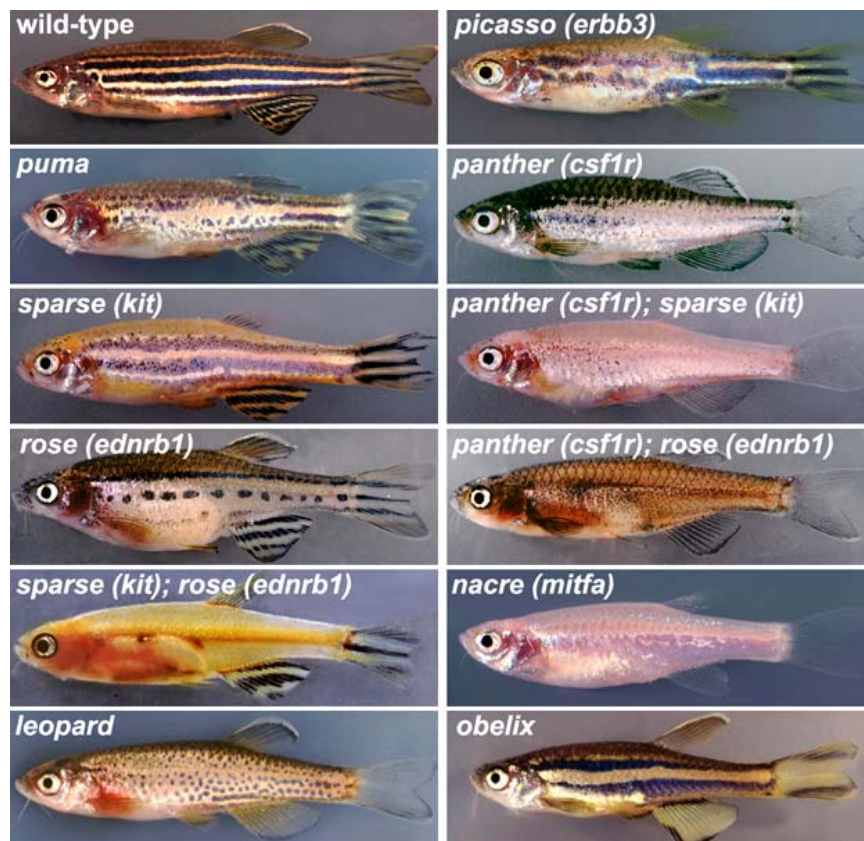
MUITO DIFÍCIL NO SECUNDÁRIO

Proposta para o 12º ano de escolaridade

Estudo da variabilidade genética dos peixes Zebra ou *Danio rerio*

Tempo previsto: ao longo do ano lectivo

O *Danio rerio* apresenta uma grande diversidade de fenótipos. A imagem seguinte apresenta vários tipos de pigmentação típica de *Danio rerio*. Ao lado do nome do mutante, entre parêntese e quando conhecido, encontra-se o gene mutado. Por exemplo: o fenótipo *picasso* resulta de uma mutação no *erbb3* (Lyons *et al*, 2005; EH Budi e DM Parichy, unpublished data).



http://www.nature.com/hdy/journal/v97/n3/fig_tab/6800867f5.html#figure-title

Estes são alguns dos indivíduos que podem ser adquiridos nas casas da especialidade. Os mais fáceis de encontrar são o selvagem, o *obelix* e o *leopardo*.

1. Seleccionar e adquirir os mutantes com que vai trabalhar e planificar um trabalho experimental que permita estudar como são transmitidas, à descendência, as características em estudo.
2. Analisar os dados, tirar conclusões, verificar tudo o que falhou, planificar e pôr em prática uma nova experiência que permita ultrapassar os obstáculos.
3. Divulgar o trabalho (por exemplo: elaboração de um guia em suporte papel ou virtual, cartaz, apresentação oral, participação em concursos, divulgação na internet).

Sugestões:

A realização desta actividade será difícil. O tema referente à transmissão do padrão das riscas é complexo, embora exista muita bibliografia disponível na Internet. Será interessante realizar um trabalho interdisciplinar com a disciplina de Matemática que possibilite um apoio específico no tratamento matemático da transmissão destes padrões.

OPINIÃO DOS ALUNOS

Foram realizados inquéritos aos alunos que participaram em projectos de cariz investigativo no sentido de detectar de que modo esta metodologia contribui para o desenvolvimento da sua literacia científica. Segue-se o resultado e análise dos inquéritos realizados a 12 alunos:

1.1. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é, face ao método tradicional de aulas expositivas, mais motivador:

Nunca: 0 Às vezes: 1 Não sei: 1 Quase sempre: 2 Sempre: 8

1.2. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é face ao método tradicional de aulas expositivas estimulador do desenvolvimento da minha autonomia:

Nunca: 0 Às vezes: 1 Não sei: 0 Quase sempre: 4 Sempre: 7

1.3. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é face ao método tradicional de aulas expositivas estimulador da minha autoconfiança.

Nunca: 0 Às vezes: 2 Não sei: 1 Quase sempre: 4 Sempre: 5

1.4. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é face ao método tradicional de aulas expositivas estimulador da capacidade criativa.

Nunca: 0 Às vezes: 0 Não sei: 0 Quase sempre: 5 Sempre: 7

1.5. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é face ao método tradicional de aulas expositivas estimulador da aquisição de novos conhecimentos.

Nunca: 0 Às vezes: 0 Não sei: 0 Quase sempre: 4 Sempre: 8

1.6. O método (investigativo) de trabalho usado nas aulas de área de projecto é face ao método tradicional de aulas expositivas estimulador do trabalho em equipa e da cooperação com os outros.

Nunca: 0 Às vezes: 1 Não sei: 0 Quase sempre: 5 Sempre: 6

2.1. Com este projecto aprendi a importância de planificar o trabalho.

Nunca: 0 Às vezes: 2 Não sei: 0 Quase sempre: 3 Sempre: 7

2.2. Com este projecto aprendi a importância de definir objectivos exequíveis.

Nunca: 0 Às vezes: 1 Não sei: 1 Quase sempre: 4 Sempre: 6

2.3. Com este projecto aprendi a importância de avaliar constantemente o “andamento” do projecto.

Nunca: 0 Às vezes: 2 Não sei: 1 Quase sempre: 1 Sempre: 8

2.4. Com este projecto aprendi a importância de reformular o projecto sempre que necessário.

Nunca: 0 Às vezes: 1 Não sei: 0 Quase sempre: 4 Sempre: 7

2.5. Com este projecto aprendi a importância de estabelecer contactos com entidades externas para recorrer a apoio especializado e logístico.

Nunca: 0 Às vezes: 3 Não sei: 1 Quase sempre: 5 Sempre: 3

2.6. Com este projecto aprendi a importância de cumprir prazos.

Nunca: 0 Às vezes: 2 Não sei: 1 Quase sempre: 2 Sempre: 7

2.7. Com este projecto aprendi a importância de apresentar produtos intercalares e finais à comunidade.

Nunca: 0 Às vezes: 2 Não sei: 1 Quase sempre: 2 Sempre: 7

3.- Gostarias de ter realizado um trabalho diferente? Se voltasses ao início do ano escolherias:

o mesmo projecto.

o mesmo projecto mas com algumas alterações

um projecto diferente mas com o mesmo tipo de abordagem.

um projecto teórico com recurso essencialmente a pesquisa bibliográfica e Internet.

Opção 1: 2

Opção 2: 5

Opção 3: 5

Opção 4: 0

4.1. Seria a tua aprendizagem mais eficaz se tivesses utilizado este método de trabalho nas aulas de Biologia.

Não concordo: 1

Concordo pouco: 4

Concordo: 7

Não sei: 0

4.2. Seria a tua aprendizagem mais eficaz se tivesses utilizado este método de trabalho não apenas no 12º ano mas ao longo de todo o secundário.

Não concordo: 0 Concordo pouco: 1 Concordo:11 Não sei: 0

5. “A Ciência é como as receitas para bolos se seguirmos com rigor o protocolo dá sempre certo!”

Não concordo: 10 Concordo: 2 Não sei: 0

Discussão

Ao analisar-se a questão 1 dos inquéritos realizados aos alunos da disciplina de projecto, pode inferir-se que estes consideraram, na generalidade, a metodologia investigativa preferível à metodologia expositiva por ser: mais motivadora; estimuladora do desenvolvimento da autoconfiança, da autonomia e criatividade; contribuindo para a aquisição de conhecimentos; fomentando o trabalho de equipa e a cooperação com os outros.

Ao analisar-se a questão 2 dos inquéritos pode inferir-se que a maioria dos alunos consideraram ter aprendido a importância de planificar, definir objectivos exequíveis, avaliar constantemente o andamento do projecto para proceder a reformulações sempre que necessário, cumprir prazos, e apresentar e divulgar na comunidade produtos intercalares e finais. Só quatro alunos consideraram importante recorrer sempre a entidades externas para apoio logístico ou especializado, enquanto que três alunos só às vezes consideraram ter usufruído do apoio das entidades externas.

As discrepâncias nas respostas podem ser explicadas pelo facto de alguns alunos terem realizado contactos que foram frutuossos e outros terem realizado contactos cujo resultado foi inconsequente. Outra possível explicação é o facto de todos os grupos trabalharem em equipa, onde cada grupo planificou e dividiu tarefas e os alunos escolheram actividades com as quais mais se identificaram e, por isto, nem todos os alunos desempenham as mesmas tarefas.

Ao analisar-se a questão 3 dos inquéritos pode inferir-se que dois dos alunos gostariam de repetir o mesmo projecto sem o alterar, cinco gostariam de repetir

o mesmo projecto mas com algumas alterações e cinco gostariam de tratar outro projecto mas utilizando a mesma metodologia de trabalho e nenhum aluno prefere um trabalho alicerçado na pesquisa bibliográfica ou Internet. Daqui se infere que a metodologia de trabalho investigativo foi bem aceite pelos alunos e é preferida face a uma abordagem mais tradicional.

Ao analisar-se a questão 4.1. dos inquéritos pode inferir-se que sete alunos consideraram que a eficácia da aprendizagem aumentaria se o mesmo método fosse aplicado nas aulas de Biologia, no entanto quatro alunos só concordam parcialmente com esta afirmação e um opõe-se. Já a questão 4.2. deixa poucas margens para dúvidas. Na generalidade os alunos consideraram que a sua aprendizagem seria mais eficaz se tivessem utilizado este método de trabalho não apenas no 12º ano mas ao longo de todo o secundário.

Ao analisar-se a questão 5 dos inquéritos pode inferir-se que os alunos consideraram, na generalidade, a Ciência dinâmica, que não se confina à repetição de protocolos. Os alunos têm consciência que o resultado obtido nem sempre é o esperado e esta consciência é o “passo” essencial para que o aluno se questione “porquê” e desenvolva novas linhas de investigação, com o sentido de procurar uma explicação para a divergência do padrão, ao invés de repetir a experiência até esta dar “certo”.

Apesar do reduzido número de alunos inquiridos, todos se manifestaram favoráveis à utilização de metodologias investigativas. Infelizmente não foi possível inquirir noutras disciplinas que não a do projecto a utilização do aquário como recurso educativo, apesar de ter sido utilizado noutros anos lectivos. Os inquéritos confirmam, no entanto, a impressão sentida após a

prática de vários anos de ensino recorrendo à utilização de metodologias investigativas.

A metodologia de trabalho investigativo permite uma relação muito próxima entre professor, técnico de laboratório e alunos, o que torna as aulas mais participativas e os alunos, mesmo os mais tímidos, ganham confiança. Verifica-se também um certo brio, por parte dos alunos, com as instalações laboratoriais, o uso de batas, o arrumo das bancadas e restantes regras de higiene e segurança. É usual, os alunos chegarem mais cedo à aula, ficarem na sala durante os intervalos ou deslocarem-se aos laboratórios fora das horas de aulas. Muitos destes alunos solicitam apoio logístico a pais e amigos que se deslocam à escola e participam nos projectos estreitando assim as relações entre a escola e a comunidade e aproximando os pais da escola.

Esta metodologia está assim de acordo com o Currículo Nacional do Ensino Básico, que alerta para a necessidade de realizar trabalhos práticos que permitam o desenvolvimento de competências nos domínios do conhecimento, raciocínio, comunicação e atitudes. Galvão (2001) considera o desenvolvimento destas competências essenciais para a literacia científica do cidadão. Deve-se ao longo de todo o ensino secundário estimular e desenvolver as competências adquiridas no ensino básico com o sentido de formar integralmente o cidadão.

Alguns dos projectos desenvolvidos neste âmbito caracterizam-se pela criatividade e inovação. Quando assim acontece os alunos são estimulados a participar em concursos nacionais e internacionais, como foi o caso do projecto “Microferas”, que versava sobre o estudo de microrganismos aquáticos,

desenvolvido por alunos da Escola Secundária de Gil Eanes de Lagos, e que representou Portugal no X Concurso para Jovens Cientistas Europeus realizado em 1998.

Nas aulas de introdução à microscopia os professores usam geralmente como recurso a observação de células de cebola, no entanto também é possível usar o musgo de Java como recurso para estas aulas. O musgo de Java contém na sua superfície, geralmente, microrganismos. A presença destes microrganismos acaba por estimular a curiosidade dos alunos levando-os, logo no início do estudo da microscopia, a questionar e tentar realizar novas observações “sobre a descoberta deste novo mundo”. A curiosidade destes alunos desperta muito cedo (7ºano) para a Biologia o que os torna mais predispostos para o estudo desta ciência.

Numa reunião intercalar do Conselho de Turma (constituído por todos os professores que leccionam na turma, um representante dos encarregados de educação e o representante dos alunos) da turma onde foram realizados os inquéritos, o representante dos alunos fez saber que a disciplina de área de projectos é considerada importante, interessante, divertida e estimuladora da aprendizagem por toda a turma. A mesma representante afirmou que o trabalho de projecto permite ao aluno “sentir-se como um verdadeiro cientista a fazer investigações à séria”. Lamentou o facto de esta disciplina não ser leccionada nos 10º e 11º ano.

Os mesmos alunos demonstraram alguma preocupação com o futuro do seu projecto. Isto é, durante as aulas questionam frequentemente quem continuará o projecto? Como a escola realiza todos os anos um “Dia aberto” no qual as várias disciplinas expõem os trabalhos realizados ao longo do ano, os alunos

desta turma aproveitaram esse dia para apresentar os seus projectos e aliciar colegas mais jovens de modo a assegurar a continuidade dos seus projectos.

Para o sucesso das actividades propostas neste trabalho é fundamental a postura do professor na orientação das actividades lectivas. Já Agostinho da Silva (2000) defendia que era importante habituar o espírito a uma atitude crítica e pô-lo em contacto franco e inteligente com os problemas da vida, por isto, deve o objectivo da educação não se limitar ao ensino das técnicas e à fabricação em série de indivíduos resignados. Deseja este autor que a cultura deixe de ser o simples saber e a cega obediência intelectual para assentar no espírito crítico, tolerância, coragem perante as dificuldades, calma, cooperação com todos para a procura das soluções inteligentes.

As investigações e o trabalho experimental inserem-se na perspectiva do ensino por pesquisa, em que o trabalho experimental surge por necessidade de encontrar resposta para uma questão-problema com a qual os alunos se debatem. Cachapuz *et al* (2000a) defende que esta necessidade, de encontrar a resposta para o problema, é o principal instrumento para desenvolver a literacia científica.

Nada de novo há assim na metodologia que se aplicou, quando se tem por princípio que o objectivo de toda a educação não deve limitar-se ao ensino das técnicas e dos conceitos. Lecionar recorrendo à metodologia investigativa subentende árdua preparação prévia, capacidade de acautelar e lidar com situações inesperadas, a consciência de orientar a aprendizagem do aluno sem lhe dar a solução do problema, a humildade de procurar aprender todos os dias coisas novas. No seguimento deste modo de pensar e de agir seria impensável

aqui sugerir protocolos. O leitor deve encarar as propostas de actividades apresentadas nesta dissertação como pontos de partida para a organização das suas aulas, usando-as como sugestões.

Limitação

Embora existam muitos livros sobre aquarioria e muitas sejam as escolas que possuem aquários, o que é um facto é que estes têm quase sempre fins lúdicos ou estéticos. Raramente são usados para leccionar conteúdos ou desenvolver competências. Na generalidade das escolas o aquário está montado numa zona de passagem para que possa ser apreciado por toda a comunidade escolar.

Teria sido interessante enveredar por outra linha de acção, testar estas propostas de trabalho com muitos alunos, utilizando métodos de aferição das respectivas competências dos mesmos no início e no término da experiência. Tal não foi realizado porque não houve possibilidade de, no início do ano lectivo, solicitar na escola a atribuição de uma turma para desenvolver este trabalho especificamente, nem houve a possibilidade de leccionar todos os anos lectivos para os quais se sugerem actividades, ou de solicitar aos professores desses vários anos lectivos que experimentassem utilizar algumas das actividades propostas durante a leccionação das suas aulas.

Sugere-se, para futuras investigações, trabalhar com um maior número de alunos, com o intuito de obter resultados mais abrangentes e, de preferência, realizar a investigação durante um período de tempo mais alargado.

Sugere-se ainda que os aquários funcionem durante pelo menos um ano lectivo antes de começar qualquer tipo de trabalho, pois é necessário tempo para que os microrganismos se reproduzam e se ambientem.

Considerações finais

A realização deste trabalho proporcionou-me muito prazer e permitiu-me alargar horizontes na área da Biologia e em particular em Microbiologia. Espero que a minha valorização pessoal, nesta área, possa contribuir para uma melhor formação dos meus alunos e gostaria ainda que o material produzido venha a constituir uma ferramenta de trabalho para os professores dos vários graus de ensino.

À medida que fui desenvolvendo o trabalho compreendi que esta dissertação não se esgota no trabalho aqui apresentado, por isso comecei a encarar a dissertação não como um fim em si mas como uma plataforma para futuros trabalhos.

Referências bibliográficas

Aquário Vasco da Gama.

<http://aquariovgama.marinha.pt/NR/rdonlyres/82401850-FE07-485D-8BF2-2AD3F1B2E5FA/0/brachydaniorerio.pdf> (Acedido em 20 de Março 2007)

Ayala, F. J. (1996). La culture scientifique de base. *In: UNESCO Raport mondial sur la science*. Éditions UNESCO, Paris. 1-6 pp.

Bellmann, H.; Hausmann, K.; Janke, K.; Kremer, B. P.; Schneider, H.; Steinbach, G. (1994). *Guias de Natureza: Invertebrados y Organismos Unicelulares*. Naturart, S.A. Barcelona. 322 p.

Brusca e Brusca, R. C.; Brusca e Brusca, G. J. (2003). *Invertebrates*. Sinauer Associates, Inc. 2ª ed. 936 p.

Cachapuz, A.; Praia, J.; Jorge, M. (2000a). *Perspectivas de Ensino das Ciências*. *In: Cachapuz, A. (org.). Perspectivas de Ensino – Formação de Professores – Ciências – Textos de apoio n.º1*. Centro de Estudos de Educação em Ciências. Porto. 79 p.

Cachapuz, A.; Praia, J.; Jorge, M. (2000b). Reflexão em Torno de Perspectivas de Ensino das Ciências: Contributos Para uma Nova Orientação Curricular – Ensino por Pesquisa. *Revista de Educação*, IX (1): 69-78 pp.

Cachapuz, A.; Praia, J.; Jorge, M. (2002). *Ciência, Educação em Ciência e Ensino das Ciências*. Temas de Investigação, 26. Ministério da Educação. Lisboa. 353 p.

Delaney, M.; Follet, C.; Ryan, N.; Hanney, N.; Lusk-yablick,; J. Gerlach, G. (2002). Social Interaction and Distribution of Female Zebrafish (*Danio rerio*) in a Large Aquarium The Biological Bulletin. 203: 240-241pp.

Eberhard, C. (1996), SAUNDERS General Biology Laboratory Manual, Saunders College Publishing. 584 p.

EMBL. (2005). European Learning Laboratory for the life Sciences (ELLS) – “From egg to embryo: lessons from fish. Heidelberg.

Fitter, R.; Manuel, R. (1995). Collins Photo Guide – Lakes, rivers, streams & ponds of Britain & North-West Europe. Harper Collins Publishers. 382p.

Galvão, C.; Neves, A.; Freire, A.M.; Lopes, A.M.; Macedo, G.; Neves, I.; Encarnação, L.; Matos, M.; Pinho, M.; Pereira, M.; Oliveira, M.T. (2001). Competências específicas das Ciências Físicas e Naturais. *In*: Abrantes P. (coord. geral). Currículo Nacional do Ensino Básico – Competências Essenciais. Departamento da Educação Básica – Ministério da Educação. Lisboa. 124-146 pp.

Gilbert, S. F. (2000). Developmental Biology – 6^a ed. Sinauer Associates, Inc., Publishers. 751 p.

Hickman, C. P.; Roberts, L. S.; Larson, A. (1997) Integrated principles of Zoology. 10^oed, McGraw-Hill Publishers. 901p.

Holt, Rinehart and Winston (sem data).

http://sps.k12.ar.us/massengale/algae_fungal_protist_notes_b1.htm (Acedido em 03 de Abril de 2007).

Keppler, R. (2000). Quoi-Comment-pourquoi? Installation d'un Aquarium - Conseiles Utiles Pour Débutants. JBL Gmb. Neuhofen. Deutschland.

Keppler, R. (s.d.). Qué?-Cómo?- Por qué?. Aguas de Acuarios. Cuaderno 2. JBL Gmb. Neuhofen. Deutschland.

Kükenthal, W.; Mathes, E.; Renner, M. (1986). Guia de trabalhos Práticos de Zoologia. Livraria Almedina. Coimbra. 539 p.

Martins, I. P. (2003). O trabalho científico no ensino básico. Extraído do Relatório da Disciplina de Didáctica das Ciências no Ensino Básico, apresentado para Provas de Agregação em Educação, Universidade de Aveiro. Aveiro. 19 p.

Meyer, A.; Biermann, C. H.; Orti, G. (1993) The Phylogenetic Position of the Zebrafish (*Danio rerio*), a Model System in Developmental Biology: An Invitation to the Comparative Method. Proceedings of the. Royal. Society. London, No. 1335, pp. 231-236

Ministério da educação (2007). Currículo, Organização Curricular e Programas Escolares. Disponível em <http://www.dgidc.min-edu.pt/programs/programas.asp> (Acedido a 10 de Abri de 2007).

Mills, D.(1986). You and Your Aquarium. Dorling Kindersley Publishers. 288p.

Mills, D. (1996). Peixes de Aquário. Editora civilização. 66p.

Mills, D.; Sands, D.; Scott, P. W. (1988). Guia dos Peixes Tropicais. Editorial Presença. 280 p.

Moore, R.; Clark, W. D.; Vodopich, D. S. (1995) Botany – 2ª ed, McGraw-Hill Publishers. 794 p.

Munn, C. B. (2004) Marine Microbiology Ecology and Applications. Bios Scientific Publishers. London and New York. 312 p.

Oliveira, P. (1981). Plantas de Aquário. Editorial Presença. 278 p.

Oliveira, P. (1992). O Aquário de Água Doce – 7ª ed. Editorial Presença. 280 p

Ojeda, I. (2006) Department of Botany, University of British Columbia, <http://www.botany.ubc.ca/bryophyte/stanleypark/basics.htm> (Acedido em 18 de Abril de 2007).

Providencia, C. (2000). Laboratório de Instrumentação e Física Experimental de Partículas (LIP).

Parichy Lab. (2005) <http://protist.biology.washington.edu/dparichy/sop-fishmaintenance070323.pdf> (Acedido em 2 de Abril de 2007)

Purves, W. K.; Sadava, D.; Orians, G. H.; Heller, H. C. (2001) Life: the Science of Biology – 6ª ed. Sinauer Associates, Inc., Publishers. 1044 p

Salas, J. Garrido, C. (2006) http://atlas.drpez.org/Physa_accuta (Acedido em 18 de Abril de 2007).

Schreck, C. B. (1996). Immunomodulation: Endogenous Factors. In: Iwama, G.; Nakanishi, T. (Eds.). The Fish Immune System: Organism, Pathogen, and Environment. Academic Press. 311-327 pp.

Sera. (2003). Como Alimentar Os Seus Peixes Tropicais Seguindo o Exemplo da Natureza. Heinsberg. Germany. 25 p.

Sera. (2005). Sera News. Heinsberg. Germany.

Sera. (s. d.) A Manutenção Natural de um Aquário e a Filtragem da Água. Heinsberg. Germany. 27 p.

Snieszko, S. F. (1974). The Effects of Environmental Stress on Outbreaks of Infectious Diseases of Fishes. *Journal of Fisheries Biology* 6, 197-208 pp.

Silva, A. (2000). *Textos Pedagógicos I*. Âncora Editora. Lisboa. 176 p.

Speare, D. J. (1991). Endothelial Lesions Associated With Gas Bubble Disease in Fish. *Journal of Comparative Pathology*. Vol.104. nº3. 327-335 pp.

Tetra. (1994). *Tudo Para o Aquarófilo – O Caminho Fácil Para Um “Hobby” Agradável*. TetraWerke Melle. Alemanha.

Tetra. (1996). *O Aquário: Um Mundo Subaquático Fascinante. Tudo Sobre a Instalação de um Aquário*. TetraWerke Melle. Alemanha.

Tetra. (2004). *O fascínio dos aquários*. TetraWerke Melle. Alemanha.

UNESCO. (1999). *Ciência para o Século XXI: Um Novo Compromisso* Budapeste. Declaração sobre Ciência e o Uso do Conhecimento Científico. <http://ftp.mct.gov.br/temas/budapeste/default.asp> (Acedido em 30 de Abril de 2007).

Ward, B. (1997) *Guia do Aquário*. Editorial Estampa. 176 p.

ANEXO

Micro e macrorganismos mais usuais no aquário

Índice:

Reino Protocista ou (Protista)

Filo Chlorophyta, *Oedogonium*

Filo Rhizopoda, Amibas

Filo Actinopoda, Heliozoários

Filo Ciliophora, Subclasse Peritricha, Género *Vorticella*

Filo Ciliophora, Classe Polyhymenophora, Género *Stentor*

Filo Ciliophora, Género *Stylonychia*

Filo Ciliophora, Subclasse Hymenostomata, Género *Paramecium*

Reino Plantae

Divisão Briófitas, *Vesicularia dubyana*

Reino Animalia

Filo Gastrotricha

Filo Rotifera

Filo Nematoda

Filo Mollusca, Classe Gastrópoda, Família Physidae, Género *Physa*

Filo Annelida, Subclasse Oligochaeta, Género *Aelosoma*

Filo Arthropoda, Subclasse Ostracoda

Filo Cordata, *Danio rerio*

Reino Protocista

Filo Chlorophyta, Género *Oedogonium*

É uma alga verde filamentosa (ver figura 1) geralmente formada por células cilíndricas dispostas topo a topo. Os filamentos podem ser livres ou encontrar-se fixos a um substrato. Estes filamentos não apresentam ramificações e podem ter cerca de 50µm de comprimento. As células são muito mais longas do que largas e cada uma apresenta um único plastídeo difuso. Por vezes a parede celular destas células é formada por vários anéis numa das extremidades. É comum em águas doces e forma frequentemente massas flutuantes (Fitter e Manuel, 1995; Moore, 1998).

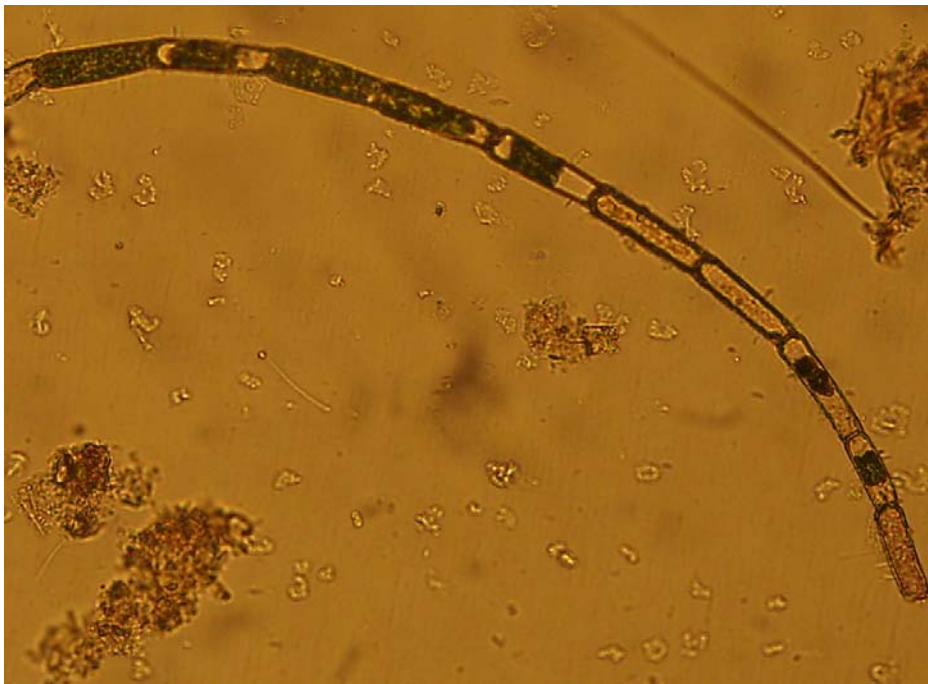


Figura 1: Filamento de alga *Oedogonium*.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x20.

Nos filamentos oogâmicos do *Oedogonium* (ver figura 2) o zigoto forma-se numa zona alargada designada oogonium. O zigoto resulta da fusão de dois zoósporos (+) e (-). Os zoósporos que apresentam cerca de trinta flagelos nadam, aos pares, até determinadas células “caixa” onde se fundem originando o zigoto. A meiose é zigótica. (Fitter e Manuel, 1995; Moore, 1998).

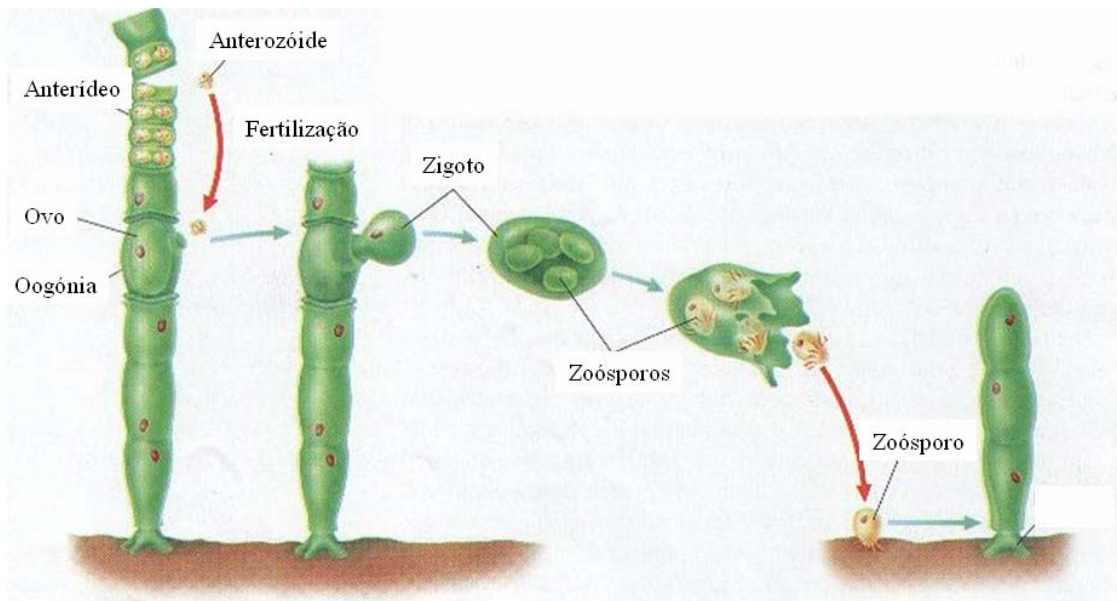


Figura 2: Ciclo de vida do *Oedogonium* (Holt, Rinehart and Winston, s.d.)

Filo Rhizopoda, Amibas

Os indivíduos deste filo são na sua maioria de vida livre podendo alguns ser endossimbióticos ou até parasitas. São unicelulares e apresentam membrana celular. Deslocam-se através de expansões temporárias de citoplasma designadas por pseudópodes (falsos pés) (ver figura 3). Dividem-se sexuadamente por divisão binária e múltipla. Não está confirmada a existência de reprodução sexuada (Brusca e Brusca, 2003).

Apresentam um núcleo, vacúolos digestivos, retículo endoplasmático, mitocôndrias e vacúolo contrátil (Hickman *et al.*, 1997).



Figura 3: Três imagens sequenciais de uma Amiba em deslocação. Observado ao microscópio com a ampliação 10x20.

Filo Actinopoda, Heliozoários

O Filo Actinopoda no passado foi designado por Sarcomastigophora e é constituído por cerca de 4240 espécies descritas (Brusca e Brusca, 2003). Este filo é constituído por indivíduos não flagelados, e sem locomoção do tipo das amibas. Estes protozoários são esféricos (ver figura 4) com um esqueleto intracelular feito de sílica, responsável pela sua forma bem definida e característica, apresentam pseudópodes compridos e finos, dispostos radialmente no corpo circular (ver figura 4) daí a designação Heliozoários (Grego *helios*, “sol”, e *radio*, “raio”) (Fitter e Manuel, 1995; Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).



Figura 4: Heliozoário. Observado ao microscópio com a ampliação 20x40.

Os heliozoários ocorrem predominantemente em água doce e muitas vezes fixam-se a substratos com o auxílio de um pedúnculo. Como podem ser mantidos em culturas laboratoriais são muito usados para estudos de locomoção, alimentação e bioquímica (Brusca e Brusca, 2003).

Filo Ciliophora, Subclasse Peritricha

Os organismos do filo Ciliophora (Latim *cilium*, “cilios”; Grego *phora*, “exibir”) são também designados ciliados (Hickman *et al.*, 1997). Estão descritas cerca de 12000 espécies de ciliados, que podem ser encontrados em água doce,

marinha ou salobra e em solos lamacentos. Podem ser sésseis ou de vida livre, endo ou ectosimbiontes e alguns podem ser parasitas. (Brusca e Brusca, 2003). Todos possuem cílios que batem coordenadamente, no entanto, o arranjo dos cílios varia muito podendo até desaparecer nos adultos. Os ciliados reproduzem-se por divisão binária, gemulação e divisão múltipla, conjugação, autogamia e citogamia (Hickman *et al.*, 1997).

Género *Vorticella*

A designação *Vorticella* deriva do latim *Vortex* (Hickman *et al.*, 1997). Estes ciliados (ver figura 5) são indivíduos solitários que podem também organizar-se em grandes grupos (Fitter e Manuel, 1995). Cada exemplar tem cerca de 100 µm de comprimento e uma forma longa, espiralada e contráctil que se assemelha a um cálice de pé alto (Fitter e Manuel, 1995). É possível observar a divisão binária (ver figura 6) das *Vorticella* ao microscópio (Brusca e Brusca, 2003).

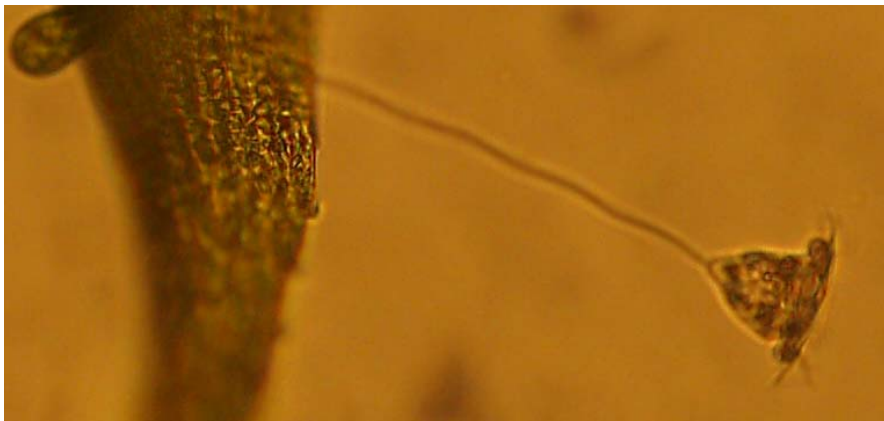


Figura 5: *Vorticella*. Observado ao microscópio com a ampliação 10x40.

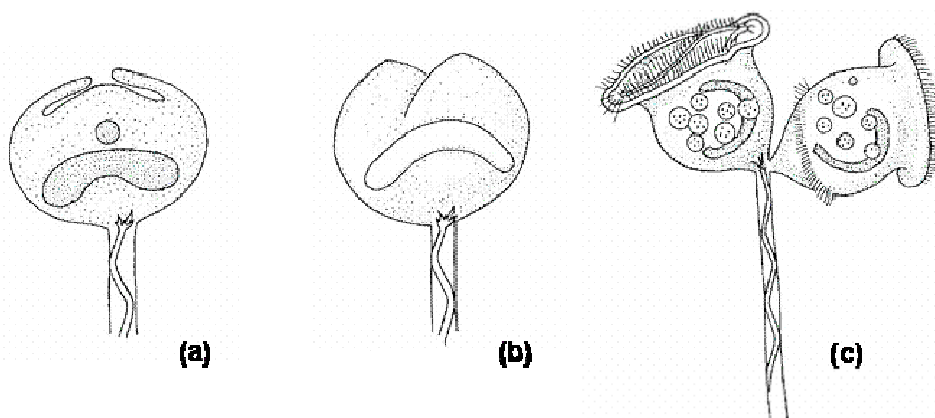


Figura 6: *Vorticella* em divisão binária (Brusca e Brusca, 2003).

As *Vorticella* também realizam reprodução sexuada (ver figura 7). Por vezes é possível observar este fenómeno.

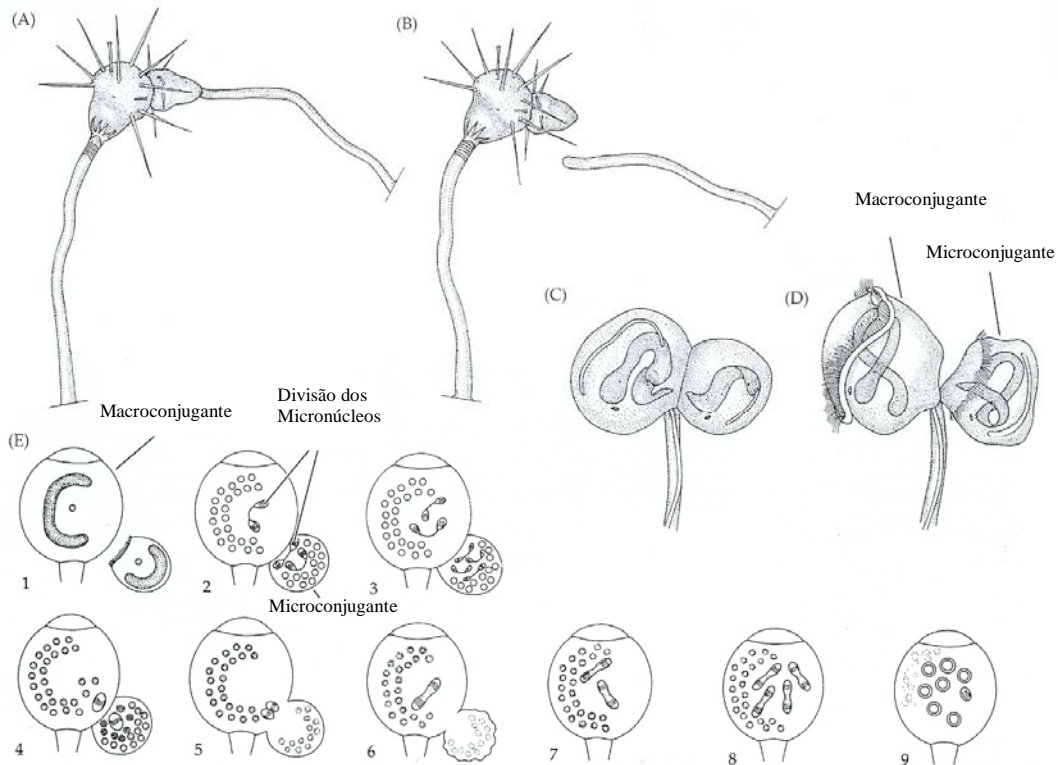


Figura 7: *Vorticella* reprodução sexuada (Brusca e Brusca, 2003).

Filo Ciliophora, Classe Polyhymenophora

Os ciliados pertencentes a esta classe, com tamanho até 2 mm (Bellman *et al.*, 1984), são nadadores altamente especializados em termos de estruturas ciliadas, organizadas em organelos ciliares, razão pela qual, frequentemente, os cílios usuais estejam ausentes. Na região do peristoma existe sempre uma fiada de membranelas tipicamente espiraladas. A maioria dos géneros apresenta cílios no corpo (Fitter e Manuel, 1995).

Género *Stentor*

São sésseis ou semi-sésseis, com forma típica de uma trompeta (ver figura 8) quando fixos a um substrato, mas ficam com forma oval quando nadam livremente (Fitter e Manuel, 1995).



Figura 8: *Stentor* fixo e *Stentor* a nadar (apresentando uma forma circular). Observado ao microscópio com a ampliação 10x20.

Algumas espécies não apresentam coloração, no entanto podem apresentar coloração verde ou verde-azulada em função da presença de pigmentos. Existem indivíduos de determinadas espécies que podem chegar aos 2mm (Fitter e Manuel, 1995). Na figura 9 é observável a organização da morfologia interna de um *Stentor*.

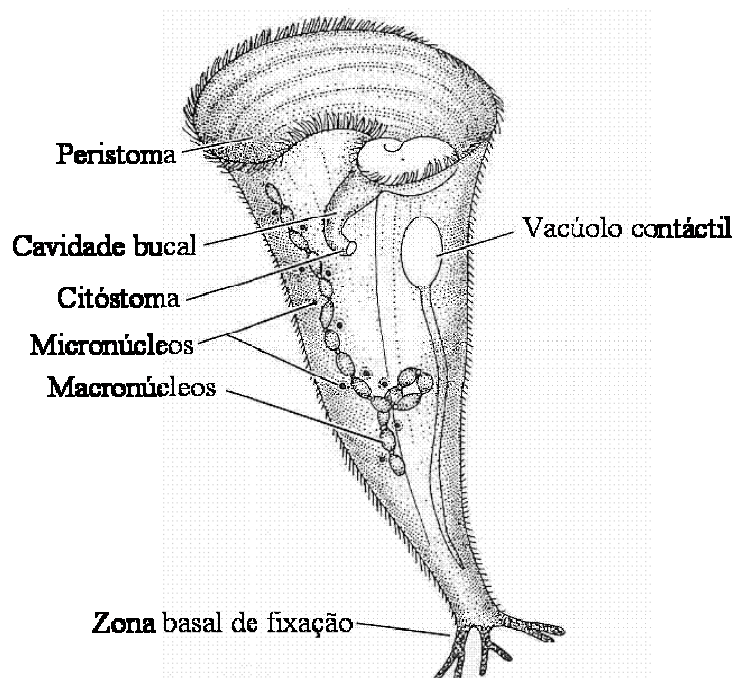


Figura 9: Morfologia interna de um *Stentor* (Brusca e Brusca, 2003).

Filo Ciliophora, Género *Stylonychia*

São ciliados ligeiramente achatados (ver figuras 10 e 11), com cerca de 150 μ m de comprimento. Apresentam uma fiada de cílios disposta ao longo de cada um dos lados e uma fiada mais larga disposta na face ventral. Têm vida livre e são normalmente observados em diversos substratos (Fitter e Manuel, 1995).

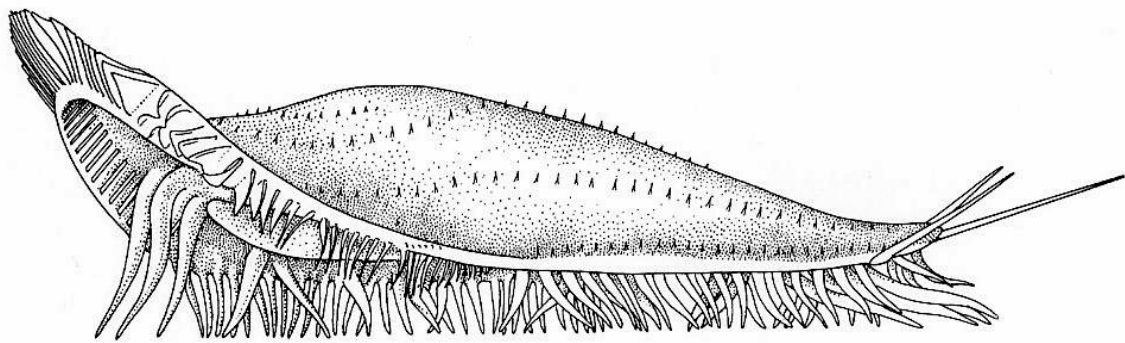


Figura 10: *Stylonychia* (Brusca e Brusca, 2003).

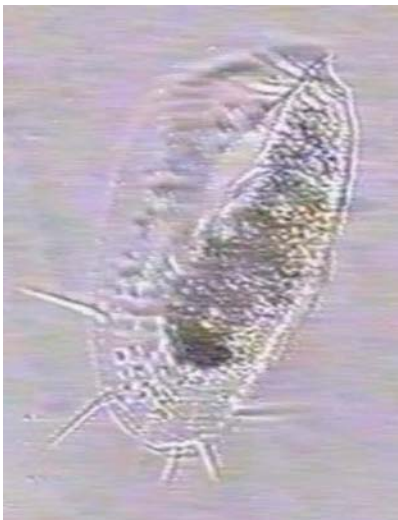


Figura 11: *Stylonychia*.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x60.

Filo Ciliophora, Subclasse Hymenostomata

Ciliados nadadores ou parasitas com cílios normais em todo o corpo e com uma membrana e três membranelas ondulatórias na cavidade bucal nem sempre facilmente observáveis (Fitter e Manuel, 1995).

Gênero *Paramecium*

As paramécias (ver figura 12) conjuntamente com as amibas são os organismos unicelulares melhor conhecidos (Bellmann *et al.*, 1994).

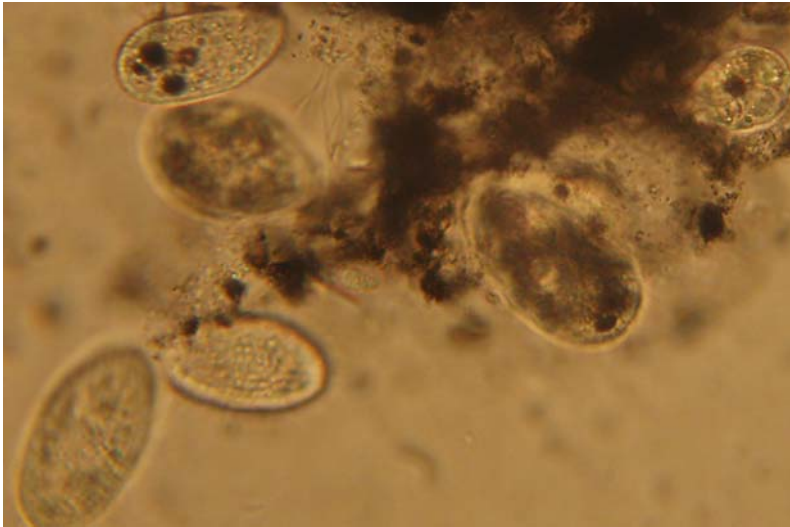


Figura 12: Paramécias.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x60.

As paramécias têm forma de “palmilha” (ver figura 13) e uma dimensão entre 150 e 300 μ m de comprimento. O organismo tem uma aparência assimétrica devido ao sulco oral situado na parte ventral (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003). São também bem visíveis ao microscópio os cílios, que lhe cobrem o corpo todo (Bellmann *et al.*, 1994), e dois vacúolos contrácteis (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).

As paramécias reproduzem-se assexuadamente por divisão binária (ver figura 14). Neste tipo de reprodução o micronúcleo divide-se em dois que se deslocam para cada uma das extremidades do organismo. Os outros organelos

duplicam-se e a célula separa-se em duas (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).

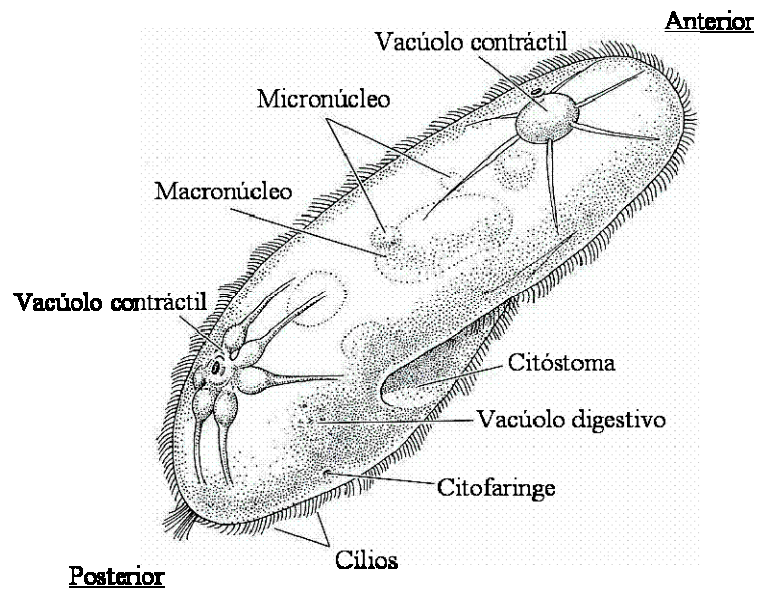


Figura 13: Morfologia interna de uma Paramecia (Brusca e Brusca, 2003).

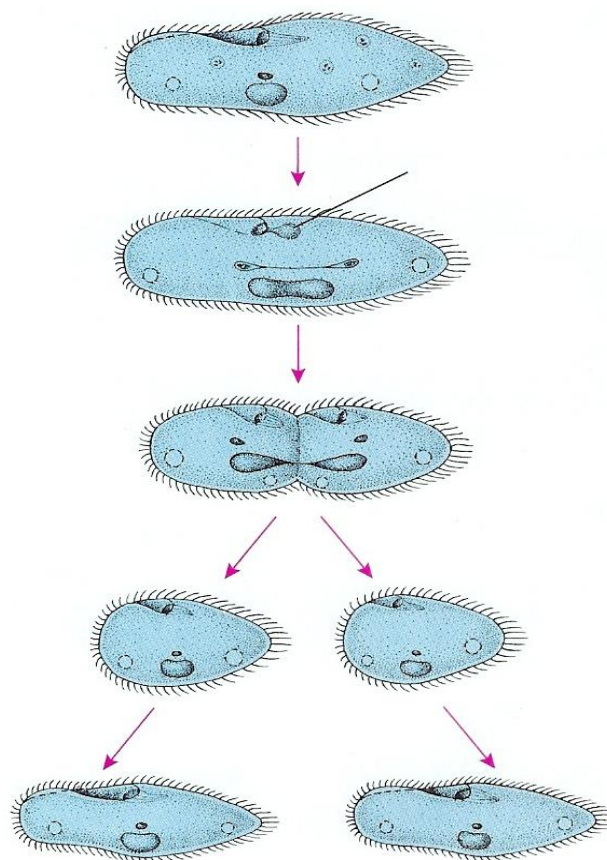


Figura 14: Divisão binária de uma paramecia (Hickman *et al.*, 1997).

A conjugação (ver figura 15) é uma união temporária de dois indivíduos que trocam núcleos entre si. Durante a união, o macronúcleo desintegra-se e os micronúcleos de ambas as células sofrem meiose, originando quatro micronúcleos haploides dos quais três degeneram. Os micronúcleos que ficam dividem-se em dois pronúcleos e cada conjugante troca um deles. Em cada organismos dá-se a fusão dos dois pronúcleos (um próprio e outro proveniente do parceiro) e restabelece-se a diploidia (Hickman *et al.*, 1997).

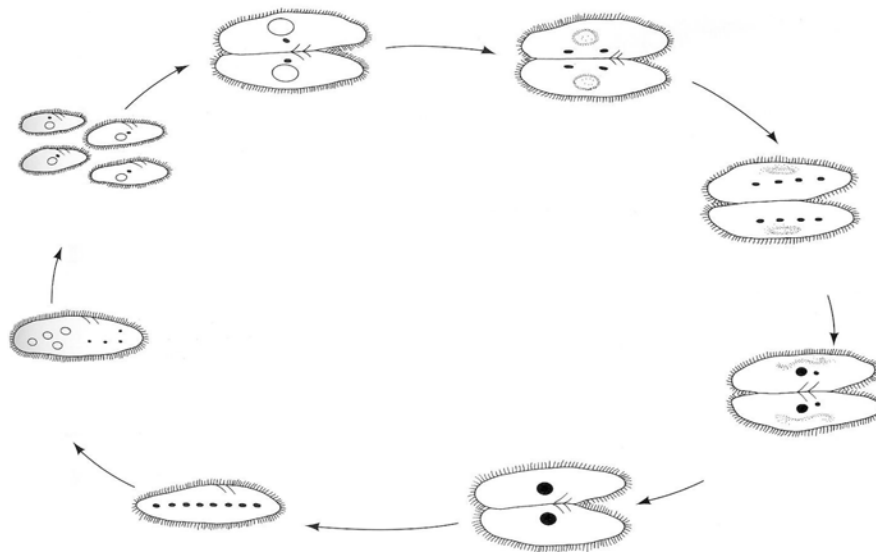


Figura 15: Conjugação em paramécias (Brusca e Brusca, 2003).

A autogamia é um processo de auto fertilização similar à conjugação excepto no facto de não haver troca de núcleos (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).

As paramécias apresentam um movimento típico semelhante ao representado na figura 16.

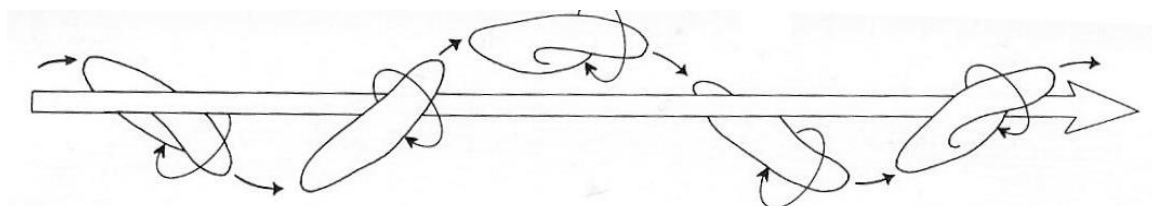


Figura16: Locomoção de uma paramécia (Brusca e Brusca, 2003).

Reino Plantae

Divisão Briófitas

Vesicularia dubyana

O Musgo de Java (ver figuras 17 e 18) é uma planta originária da Indonésia (Java, Amboina; Bangka), Península Malaia e Filipinas (Oliveira 1981). Os caulóides são ramificados irregularmente e apresentam duas fiadas de filóides lanceolados com 10 a 15 milímetros de comprimento e 4 a 7 milímetros de largura. Formam tufos que aderem ao substrato através de rizóides. A coloração é geralmente verde-escuro, com caules ramificados irregularmente. O crescimento ótimo verifica-se com: iluminação fraca a moderada; temperatura a variar entre 13°-28°C; água pouco mineralizada, embora não seja uma espécie exigente o que a torna particularmente adequada para o trabalho em aquários de escolas.

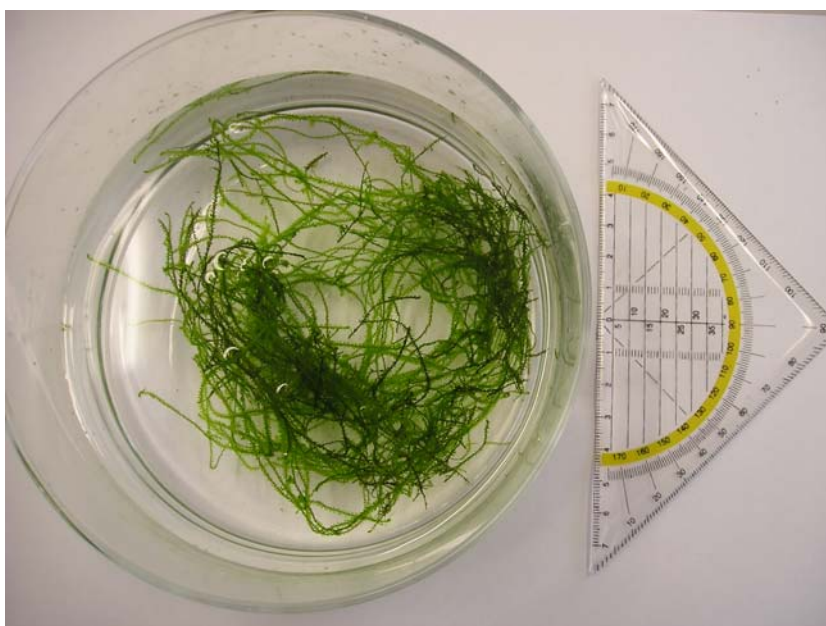


Figura 17: Musgo de Java.

O Musgo de Java é muito popular entre os aquaristas que o usam na decoração e como substrato para reprodução de várias espécies assim como para refúgio para dos alevins (Oliveira, 1992; Mills, 1996; Ward, 1997). A forma mais simples de propagação é através da fragmentação vegetativa. A

reprodução sexuada pode ser estudada e observada nas plantas do aquário (Oliveira 1981).

REPRODUÇÃO ASSEXUADA DA *Vesicularia dubyana*

O Musgo de Java reproduz-se assexuadamente por fragmentação. Aliás, este é o método de propagação mais indicado para ser usado aquando da plantação do musgo em aquário. Basta retirar da planta mãe um fragmento de cerca de 10 cm de comprimento e enterrá-lo sob o areão. Se o aquário for novo pode usar-se uma pastilha de fertilizante por cada fragmento, se o aquário já funcionar há mais de um ano e tiver um substrato bem desenvolvido as pastilhas são dispensáveis. O uso desta planta para o estudo da reprodução assexuada apresenta inúmeras vantagens face a qualquer planta terrestre. Por exemplo, reproduzir por estaca plantas vasculares exige vasos, terra e muito espaço para colocá-los. A reprodução vegetativa do Musgo de Java pode ser realizada em tubos de ensaio. A temperatura entre 23-27°C permite um crescimento mais rápido, mas também se obtêm bons resultados com temperaturas a partir dos 14°C. O musgo de Java permite ainda boas observações em microscopia (figura 19).



Figura 18: Musgo de Java.

Observado ao microscópio com a ampliação 4x10.

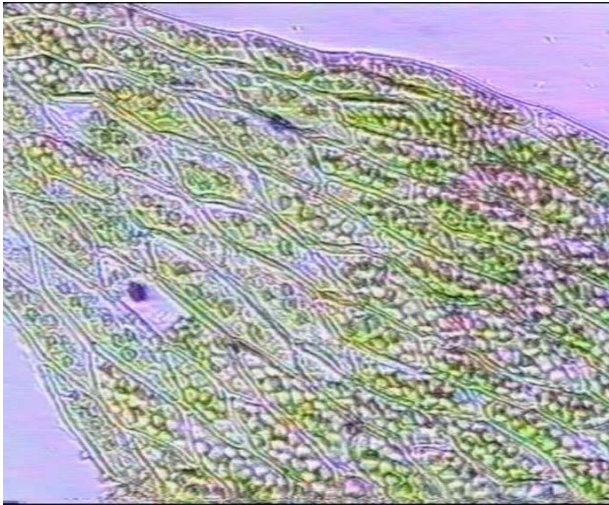


Figura 19: Musgo de Java.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x40.

Dada a capacidade reprodutiva do Musgo de Java e a facilidade com que esta planta se dissemina no nosso meio ambiente é de todo o interesse evitar contribuir para a sua propagação. Devem, assim, os alunos ser instruídos para recolher todos os fragmentos excedentários de planta evitando que estes sejam lançados no sistema de esgotos. Os restos de musgo devem ser fervidos durante 10 minutos antes de serem lançados no lixo.

REPRODUÇÃO SEXUADA DA *Vesicularia dubyana*

A *Vesicularia dubyana* como qualquer outro musgo reproduz-se sexuadamente e assexuadamente. O ciclo de vida dos musgos tem sido estudado em muitas aulas de Biologia. No entanto, nem sempre é fácil recolher musgo, nos campos, na altura em que é necessário leccionar este conteúdo. Por esta razão o professor recorre frequentemente a imagens que explora numa aula de carácter expositivo. O Musgo de Java, presente no aquário, contorna esta situação, sendo possível realizar o seu estudo em qualquer altura do ano lectivo. O professor pode mesmo desenvolver um trabalho

continuado de modo a que seja possível observar a sequência de todas as estruturas do ciclo de vida. Na impossibilidade de encontrar um ciclo de vida representativo da *Vesicularia dubyana* apresenta-se na figura 20 um ciclo de vida representativo de um musgo terrestre.

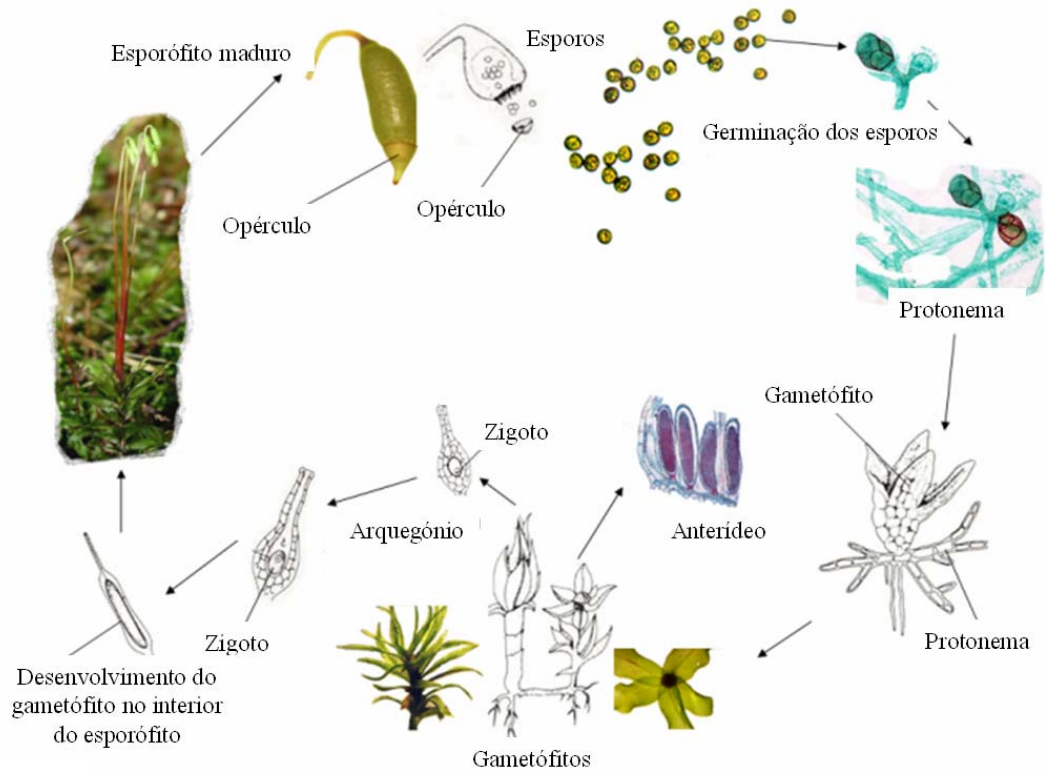


Figura 20: Ciclo de vida de um musgo (Ojeda, 2006).

Reino Animalia

Filo Gastrotricha

O Filo Gastrotricha (Grego *gasteros*, “estômago”; *trichos*, cabelo) é constituído por cerca de 450 espécies marinhas, salobras ou de água doce. A maioria dos indivíduos apresenta dimensões de 250 µm, raramente excedendo os 500 µm (Fitter e Manuel, 1995), no entanto, alguns podem atingir 3 mm (Brusca e Brusca, 2003). Vivem geralmente em plantas aquáticas, superfície de lamas ou entre as partículas de sedimentos arenoso (Fitter e Manuel, 1995). Os gastrotrichas de grandes dimensões são muitas vezes confundidos com rotíferos ou ciliados (Brusca e Brusca, 2003). O corpo dos gastrotrichas é arredondado, flexível, com a face ventral achatada e coberto por cílios sensitivos (figuras 21a e 21b) que são responsáveis pela locomoção (Fitter e Manuel, 1995). O animal pode dividir-se em cabeça e tronco, embora alguns possam apresentar uma cauda alongada como sucede com os *Urodasys* (Brusca e Brusca, 2003). O corpo destes animais apresenta numerosas glândulas que produzem substâncias adesivas ou libertadoras e que permitem ao indivíduo fixar-se temporariamente a diversos substratos do meio ambiente (Brusca e Brusca, 2003).

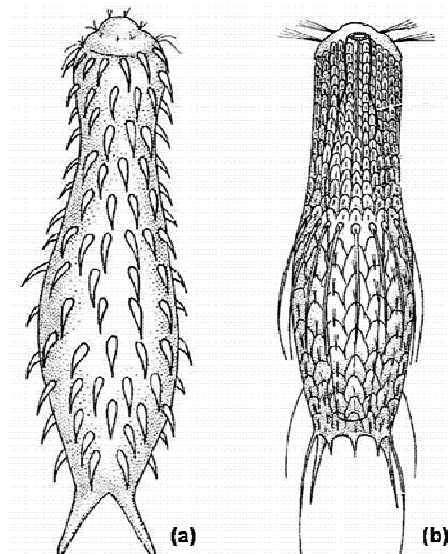


Figura 21a e 21b : Representações de gastrotricha (Brusca e Brusca, 2003).

Estes animais apresentam uma cutícula exterior que varia de espessura e que é responsável pela forma do indivíduo. Esta cutícula ajuda ao suporte dos órgãos internos que não se encontram alojados por qualquer cavidade. O tracto digestivo é complexo e a digestão e absorção são bastante rápidas. Os órgãos excretores são constituídos por protonefrídeos. Não há estruturas específicas para as trocas gasosas que se fazem por difusão simples. Alguns gastrotrícos são capazes de respiração anaeróbia. Na região cerebral há um gânglio relativamente grande e dois cordões nervosos (figura 22) que se estendem ao longo do corpo do animal. Algumas espécies apresentam ocelos pigmentados na região cefálica. Não se conhece que realizem reprodução assexuada e a maioria das espécies são hermafroditas ou fêmeas partenogénicas e o género *Turbanella* demonstrou capacidade regenerativa (Brusca e Brusca, 2003).

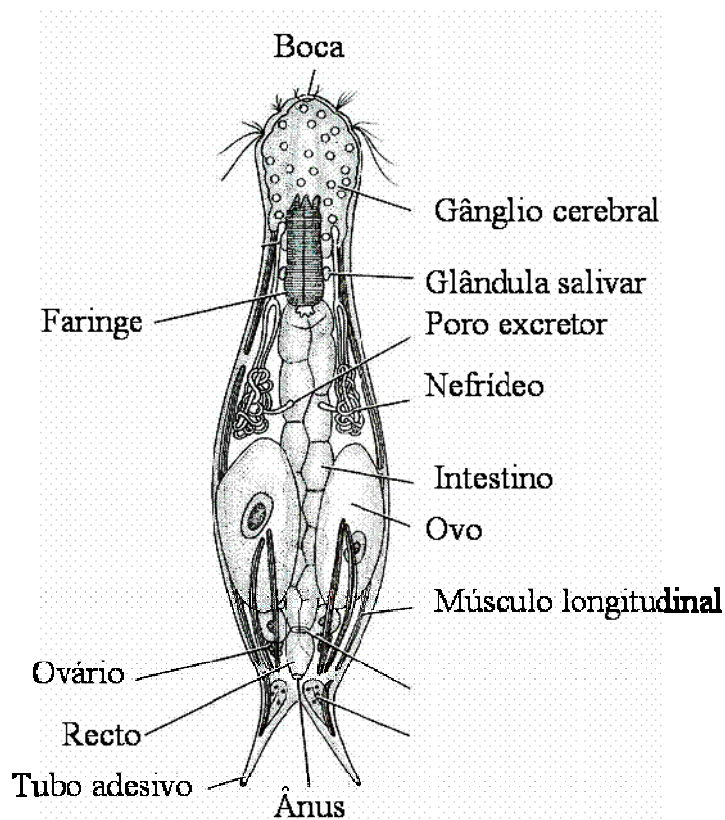


Figura 22: Órgãos internos de gastrotríca (Brusca e Brusca, 2003).

Filo Rotifera

O Filo dos rotíferos (Latim *rota*, “roda”; *fera*, “possuir”) alberga mais de 1800 espécies descritas (Brusca e Brusca, 2003). São animais semelhantes a protozoários ciliados por apresentarem cílios dispostos em estruturas circulares. Nos rotíferos os cílios (ver figura 23) situam-se apenas na região da cabeça (Fitter e Manuel, 1995).



Figura 23: Rotífero.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x40.

Algumas espécies podem chegar aos 2-3 mm mas a maioria tem menos de 1mm. Apesar da pequena dimensão os rotíferos apresentam complexificação considerável e grande diversidade de formas (Brusca e Brusca, 2003).

Muitos rotíferos são solitários e algumas formas são semi-sésseis ou sésseis. Quando sésseis vivem geralmente dentro de tubos e podem formar densos agregados. São comuns em água doce e algumas espécies são marinhas podendo também ser encontrados na superfície da lama, rochas, nos filmes de água dos musgos e líquenes ou ser epizóicos em crustáceos e insectos (Fitter e Manuel, 1995).

Em condições de seca estes animais podem viver, em estado latente, até dez anos. Os rotíferos têm um corpo contráctil geralmente dividido em três, raramente em quatro, zonas distintas (ver figura 24): cabeça; (pescoço), tronco e pé. Na extremidade anterior apresentam um órgão ciliar, a corona. Quando activo este órgão assemelha-se geralmente a um par de rodas a girar (Brusca e Brusca, 2003) muitas espécies apresentam duas pequenas manchas oculares (Fitter e Manuel, 1995). A faringe é modificada originando um órgão designado mastax (Brusca e Brusca, 2003).

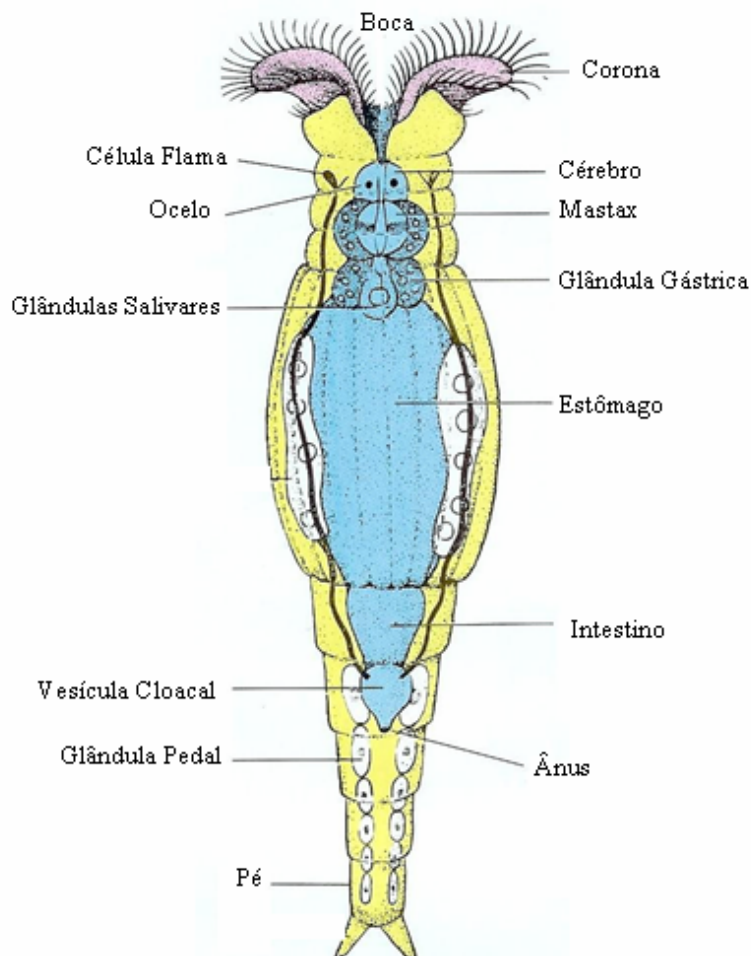


Figura 24: Morfologia interna de um rotífero (Hickman *et al.*, 1997).

O revestimento externo ou cutícula é transparente e flexível o que permite observar os órgãos internos. Algumas espécies apresentam na região do tronco uma zona rígida, couraçada, por vezes protegida por espículas, designada por lórica (Fitter e Manuel, 1995).

A morfologia externa dos rotíferos é muito variável, dada a sua diversidade e capacidade de ora viverem livremente ora ou fixos ao substrato. Na figura 25 apresentam-se alguns exemplos de rotíferos.

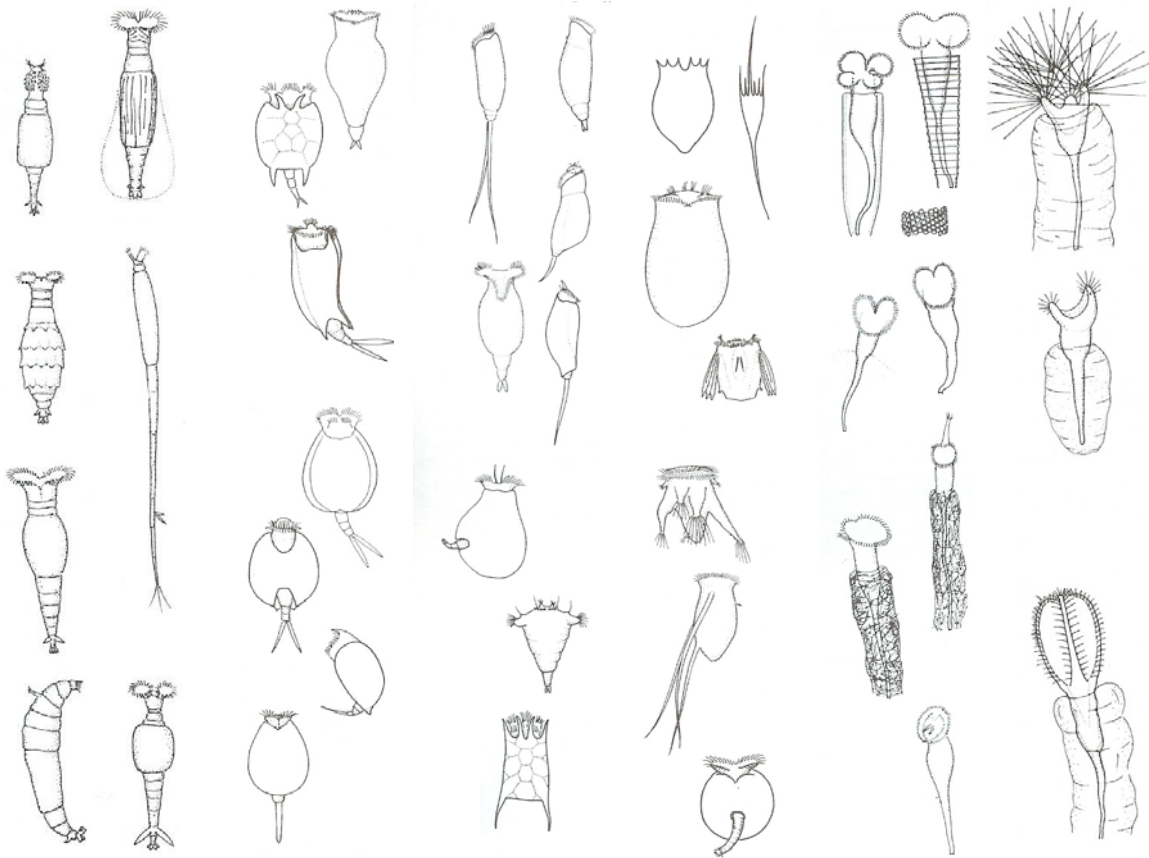


Figura 25: Exemplos da morfologia externa de diferentes rotíferos (Fitter e Manuel, 1995).

Filo Nematoda

Os nemátodes (Grego: *nematos*, “linha”) são seres parasitas ou de vida livre, vivem em água doce, salgada ou no solo e distribuem-se desde as regiões polares até aos trópicos (Hickman *et al.*, 1997). São seres não segmentados, cilíndricos (ver figuras 26), com uma extremidade posterior tipicamente afilada, não pigmentados, transparentes e geralmente esbranquiçados (Fitter e Manuel, 1995).

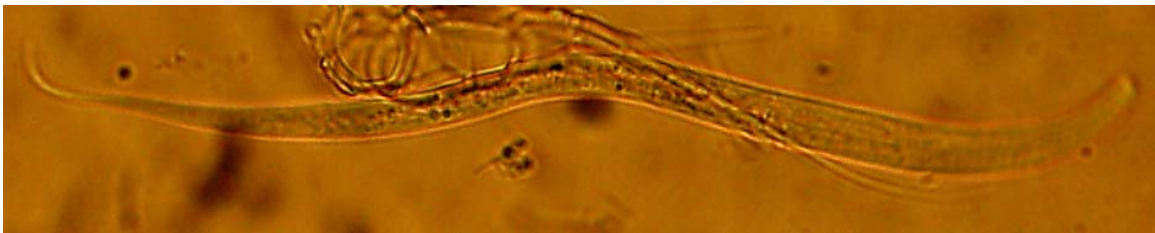


Figura 26: Nemátode.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x40.

O corpo encontra-se coberto por uma cutícula, segregada pela epiderme, que lhes confere protecção em ambientes hostis (Brusca e Brusca, 2003).

Os nemátodes aquáticos de vida livre alimentam-se de bactérias, fungos e algas. Alguns podem ser predadores e alimentar-se de rotíferos, tardígrados, pequenos anelídeos e outros nemátodes. (Hickman *et al.*, 1997).

A musculatura distribui-se longitudinalmente no corpo e não existe musculatura circular. Por esta razão, são incapazes de realizar o movimento de locomoção semelhante aos anelídeos. A locomoção característica dos nemátodes (ver figura 27) resulta apenas das contracções e relaxamentos da musculatura longitudinal (Brusca e Brusca, 2003).

Os sexos são separados e nalgumas espécies as fêmeas produzem ovos dos quais eclodem indivíduos perfeitamente formados, ou seja, não passam por estádios larvares. Noutras espécies o desenvolvimento embrionário ocorre no interior do corpo. Nalgumas espécies os machos são raros ou desconhecidos e as fêmeas reproduzem-se por partenogénese.

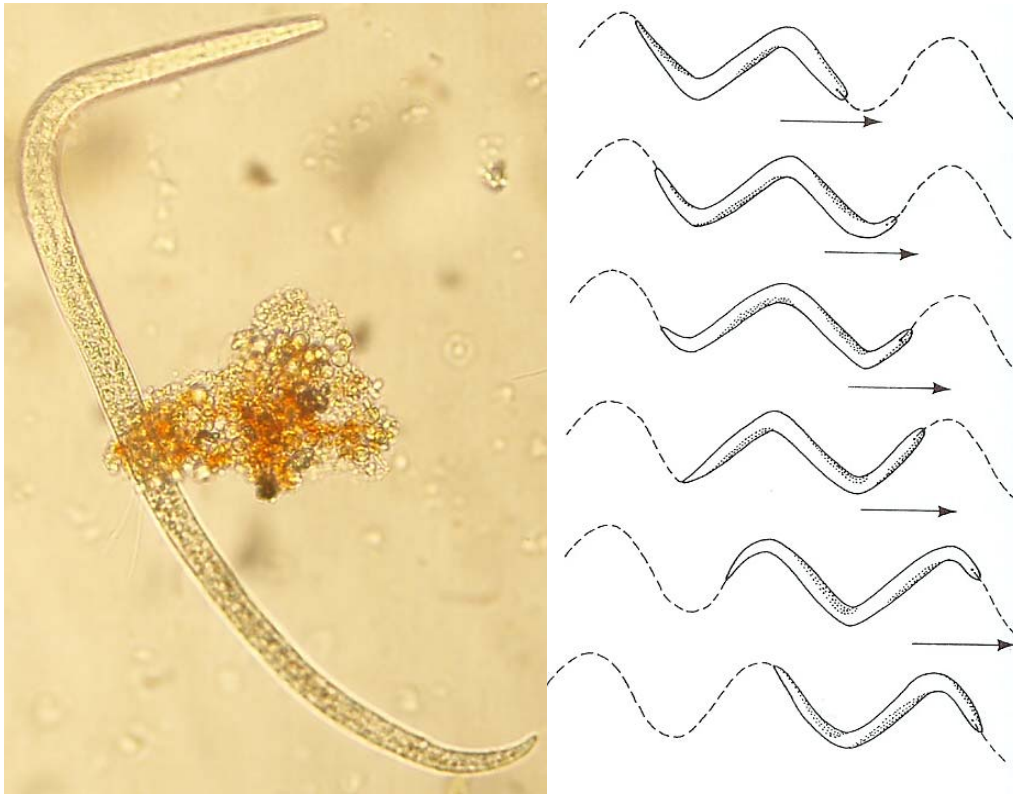


Figura 27: Nemátode.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x60 (à esquerda).

Esquema representativo da locomoção de um nemátode (Brusca e Brusca, 2003) (à direita).

Filo Mollusca, Classe Gastrópoda

A Classe Gastrópoda (Grego *gaster*, “estômago”; *pous, podos*, “pés”) caracteriza-se por incluir animais de corpo assimétrico devido a torção da massa visceral, geralmente com uma concha que é sempre única, embora esta possa estar ausente em certas espécies. Os gastrópodes apresentam a cabeça bem desenvolvida, possuem rádula, um pé grande e achatado e o manto é bem desenvolvido. Podem apresentar brânquias ou pulmões (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).

Família Physidae, Género *Physa*

Concha fina, um pouco opaca e delicada, com uma espiral relativamente elevada que pode atingir os 16 mm (ver figura 28) (Fitter e Manuel, 1995).



Figura 28: Exemplo de *Physa* spp à vista desarmada.

A concha dos *Physa* pode ter manchas mais ou menos visíveis (ver figura 29), sendo geralmente castanha com manchas claras de maior ou menor tamanho. A semelhança das manchas torna difícil a distinção entre os *Physa acuta* e os *P. marmorata* (Salas e Garrido, 2006). Os gastrópodes desta família apresentam enrolamento da concha sinistra (virado para a esquerda) com a abertura corporal e pulmonar à esquerda.



Figura 29: *Physa* spp.

Alimentam-se à base de algas e de restos de comida que se acumulam no fundo do aquário. São benéficos para as plantas pois limpam-nas do excesso de algas. São pacíficos e passam a maioria do tempo limpando as algas dos vidros do aquário ou (Salas e Garrido, 2006) “surfando” invertidos na superfície da água do aquário.

Os *Physa* são pulmonados (Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003) o que os impede de se manterem submersos por longos períodos (Salas e Garrido, 2006).

Estes indivíduos são hermafroditas, põem ovos, protegidos num casulo gelatinoso, sobre plantas, rochas, vidros do aquário, superfícies dos filtros ou termóstatos. Estes gastrópodes reproduzem-se anualmente e são muito prolíficos, no entanto participam na limpeza do aquário e não são prejudiciais para as plantas. Um excesso de população destes animais denota sempre um excesso de alimentação podendo por isso ser um aviso para a necessidade de verificar a manutenção do aquário (Salas e Garrido, 2006). A reprodução ocorre geralmente entre Abril e Maio.

Filo Annelida, Subclasse Oligochaeta, Género *Aelosoma*

O filo Annelida (Grego, *annultus*, “anelado”) inclui cerca de 16500 espécies e é constituída por espécies terrestres, de água doce e algumas marinhas (Brusca e Brusca, 2003). A Subclasse Oligochaeta (Grego, *oligos*, “poucos”; *chaité*, “cerdas compridas”) apresenta uma segmentação conspícua e um número variável de segmentos, sem parápodes, com cerdas. Possuem cavidade celómica grande geralmente dividida por septos intersegmentários. São hermafroditas, com desenvolvimento directo (Hickman *et al.*, 1997).

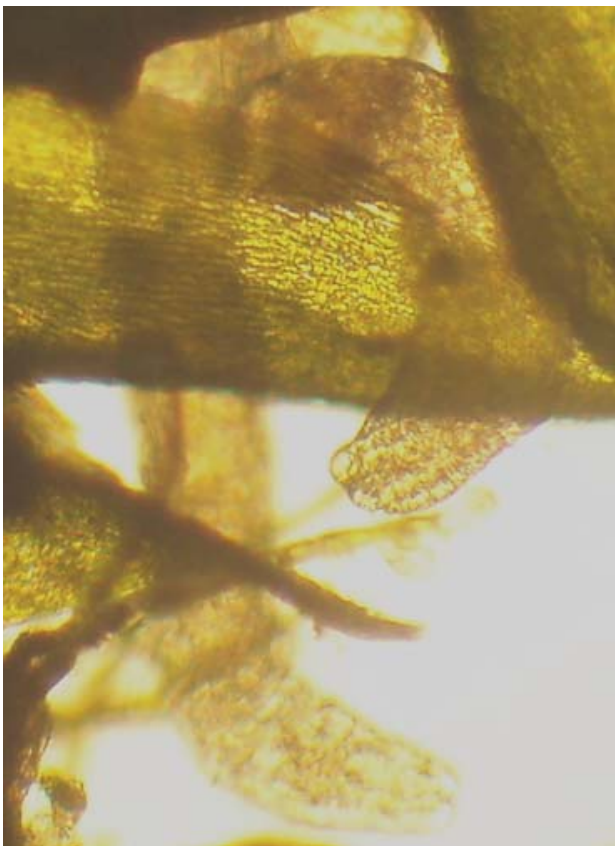


Figura 30: *Aelosoma num folíolo de musgo de Java*.
Observado ao microscópio com a ampliação 10x20.

O género *Aelosoma* (Grego *aiolos*, “movimento rápido”; *soma*, “corpo”), é constituído por pequenos indivíduos, geralmente de comprimento entre 1-5 mm de comprimento, mas podem atingir 10 mm. Apresentam o corpo normalmente coberto por cerdas e transparente (ver figuras 30 e 31), excepto em pontuações imediatamente por baixo da pele que podem assumir coloração

vermelha, azul, verde ou não apresentarem cor. As cerdas estão presentes quer na face ventral quer na face dorsal. A reprodução assexuada por gemulação é usual. O corpo é contráctil, mas não contribui para a movimentação do animal, que é da responsabilidade das cerdas. As cerdas também são responsáveis por reunir a matéria que servirá de alimento (Fitter e Manuel, 1995).

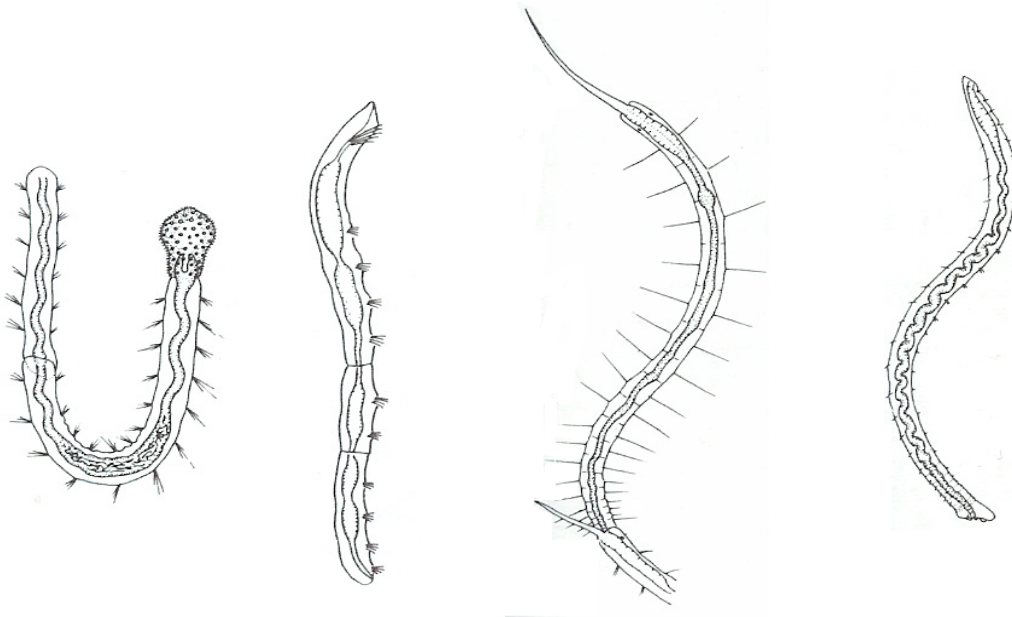


Figura 31: Exemplos de anelídeos oligoquetas do género *Aelosoma* (Fitter e Manuel, 1995).

Filo Arthropoda, Subclasse Ostracoda

A subclasse Ostracoda é constituída por mais de 13000 espécies descritas (Brusca e Brusca, 2003). Os ostrácodos (Grego: *ostrakodes*, “têm concha”) (Hickman *et al.*, 1997) possuem uma carapaça (ver figura 32) com uma forma entre o oval e a forma de um feijão, podendo apresentar-se esculpida com diversos padrões (Fitter e Manuel, 1995). O facto de a carapaça apresentar semelhanças com as duas valvas dos bivalves pode, inicialmente, induzir a erros de identificação e classificação. Podem ser marinhos, de água doce

(geralmente encontram-se nos fundos e poucos são pelágicos) e alguns habitam no húmus da floresta (Kükenthal *et al.*, 1986). Apresentam desenvolvimento indirecto (Hickman *et al.*, 1997).

Os ostrácodos apresentam comprimentos que variam geralmente entre os 0.1 e 2 mm, no entanto, certos géneros (e.g., *Gigantocypris*) podem atingir 32 mm (Brusca e Brusca, 2003). Já Hickman (1997) defende que a maioria das espécies europeias de água doce apresenta tamanho variável entre 0,5 e 3 mm podendo certas espécies atingir dimensões maiores.



Figura 32: Ostrácodo.

Observado ao microscópio com a ampliação 10x20.

Internamente o corpo forma uma massa central com segmentação muito reduzida e pouco discernível, com um tronco (ver figura 33) dividido em tórax e abdómen e do qual emergem entre seis e oito apêndices (incluindo o órgão copulador). Os primeiros dois pares são antenas, geralmente grandes e ramificadas que terminam num aglomerado de cerdas; a mandíbula e maxila e o 5º membro têm funções associadas à alimentação e os dois últimos pares associadas à locomoção e limpeza (ver figura 34) (Fitter e Manuel, 1995; Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003). Na região terminal do corpo é ainda identificável a cauda ou furca (Fitter e Manuel, 1995; Hickman *et al.*, 1997; Brusca e Brusca, 2003).

É normal encontrarem-se a nadar em torno de vegetação os sobre os sedimentos (Fitter e Manuel, 1995) e têm hábitos alimentares diversificado,

podendo ser herbívoros, necrófagos ou predadores (Hickman *et al.*, 1997). Existe mesmo uma espécie *Sheina orri* parasita das guelras de peixes (Brusca e Brusca, 2003).

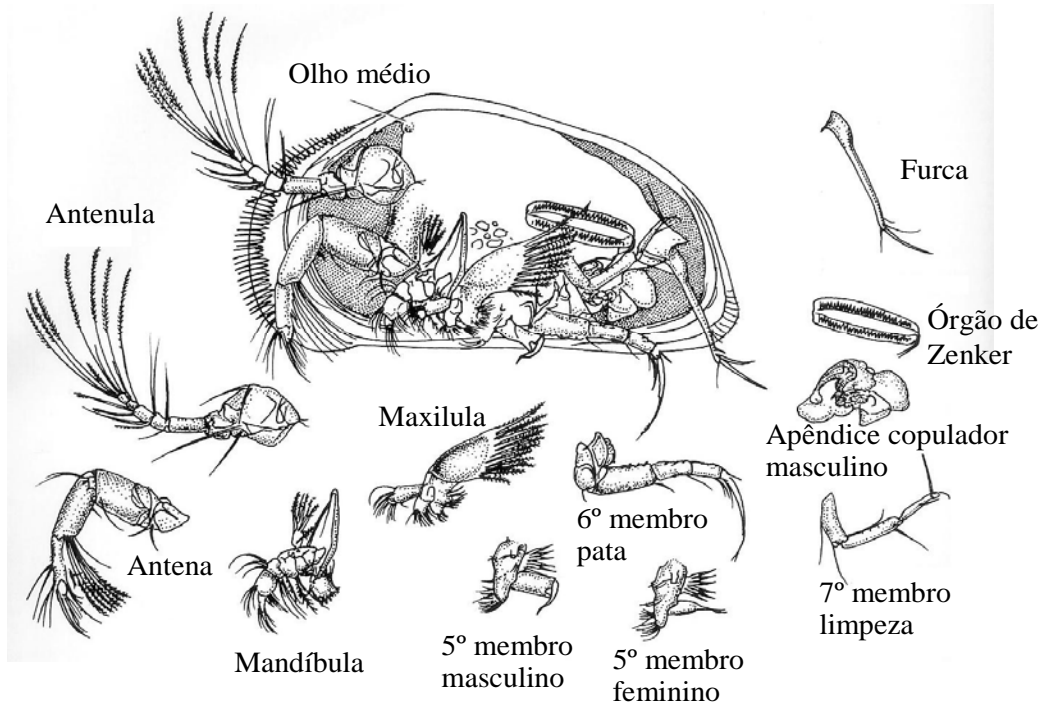


Figura 33: Apêndices dos ostrácodos (Brusca e Brusca, 2003).

Os ostrácodos são um dos grupos de maior sucesso dos crustáceos. São também o melhor registro fóssil de todos os artrópodes e existem desde o Ordovício. Estão descritas cerca de 65000 espécies fósseis de ostrácodos (Brusca e Brusca, 2003).

Filo Cordata

Danio rerio

O *Danio rerio* (Hamilton, 1822) é também conhecido por peixe zebra (ver figura 34). A bibliografia antiga refere-se aos peixes zebra como *Brachydanio rerio*, *Cyprinus rerios* e *Perilampus striatus* (por exemplo, no Aquário Vasco da Gama também são assim designados). A designação *Danio rerio* só foi definida em 1993 (Meyer *et al*, 1993). O nome vulgar zebra é explicado pelas características listas de cores entre o azul e púrpura dispostas ao longo do corpo destes peixes. Os *Danio rerio* são nativos dos rios e canais de arrozais da costa oriental da Índia, do Bangladesh e do Sri Lanka (Delaney *et al*, 2002). Apresentam comprimentos entre os 120 mm e os 450 mm. São muito irrequietos e activos e parecem gostar mais dos níveis superiores do aquário. Vivem geralmente cinco anos, em cardumes, e são pacíficos mas difíceis de capturar (Mills *et al*, 1988; Mills 1996).

Os *Danio rerio* não são exigentes em termos ambientais sendo as condições óptimas para o seu desenvolvimento e reprodução: Amónia = 0 mg/l; Nitritos = 0 mg/l; Nitratos < 15 mg/l; pH entre 6.0 e 7.5; GH - até 12 dH; KH - até 8 dH; Temperatura entre: 18-24°C durante o desenvolvimento normal 26°C a 27°C durante a reprodução (Oliveira, 1992; Tetra, 1994; Sera, s.d.).

A alimentação destes peixes consiste em comida seca para peixes de água quente, que pode ser adquirida nas casas da especialidade. Podem ainda ingerir: larvas de *Drosophila* e outros insectos, pequenos crustáceos e ocasionalmente algas.



Figura 34: Peixes zebra ou *Danio rerio*.

Os machos são geralmente um pouco menores e mais delgados que as fêmeas e geralmente com cores mais vivas, no entanto a sua distinção pode ser difícil (Mills *et al*, 1988).

Os *Danio rerio* tornaram-se um dos seres vivos favoritos para o estudo do desenvolvimento dos vertebrados por apresentarem as seguintes características: elevado número de descendentes, reprodução durante todo o ano, fáceis de tratar e resistentes a alterações no meio ambiente e a doenças. Os embriões são transparentes (ver figura 35), e desenvolvem-se fora do corpo materno, com um desenvolvimento embrionário rápido, visto que 24 horas após a fertilização têm formados a maioria dos tecidos e órgãos primordiais (Gilbert, 2000).

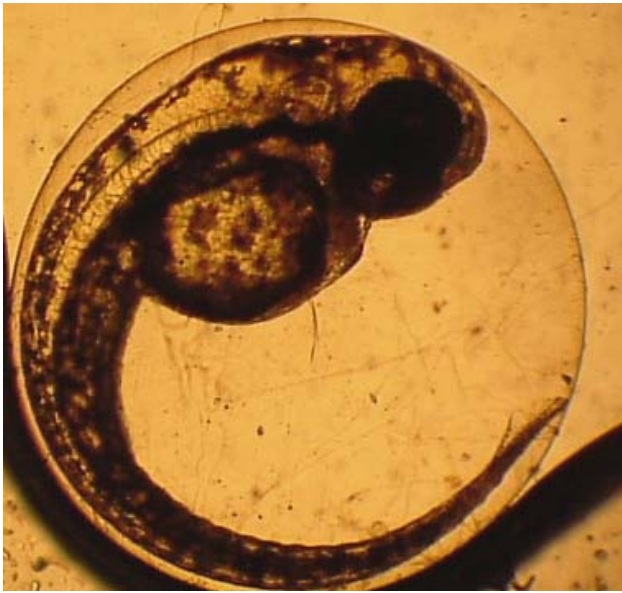


Figura 35: Ovo com embrião de *Danio rerio*.
Observado ao microscópio com a ampliação 5x10.

O *Danio rerio* tem fecundação externa e é possível observar o desenvolvimento embrionário num período de 72 horas (ver figuras 36 e 37).

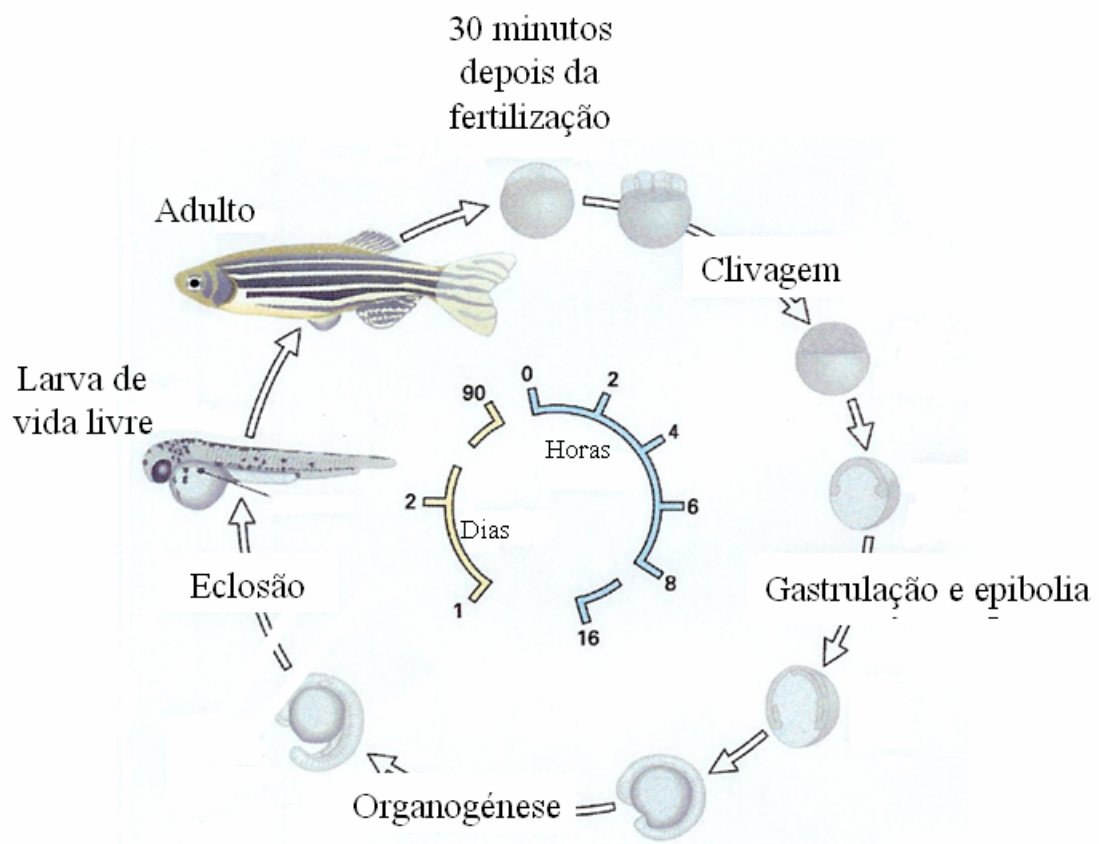


Figura 36: Ciclo de vida do *Danio rerio* (EMBL, 2005).

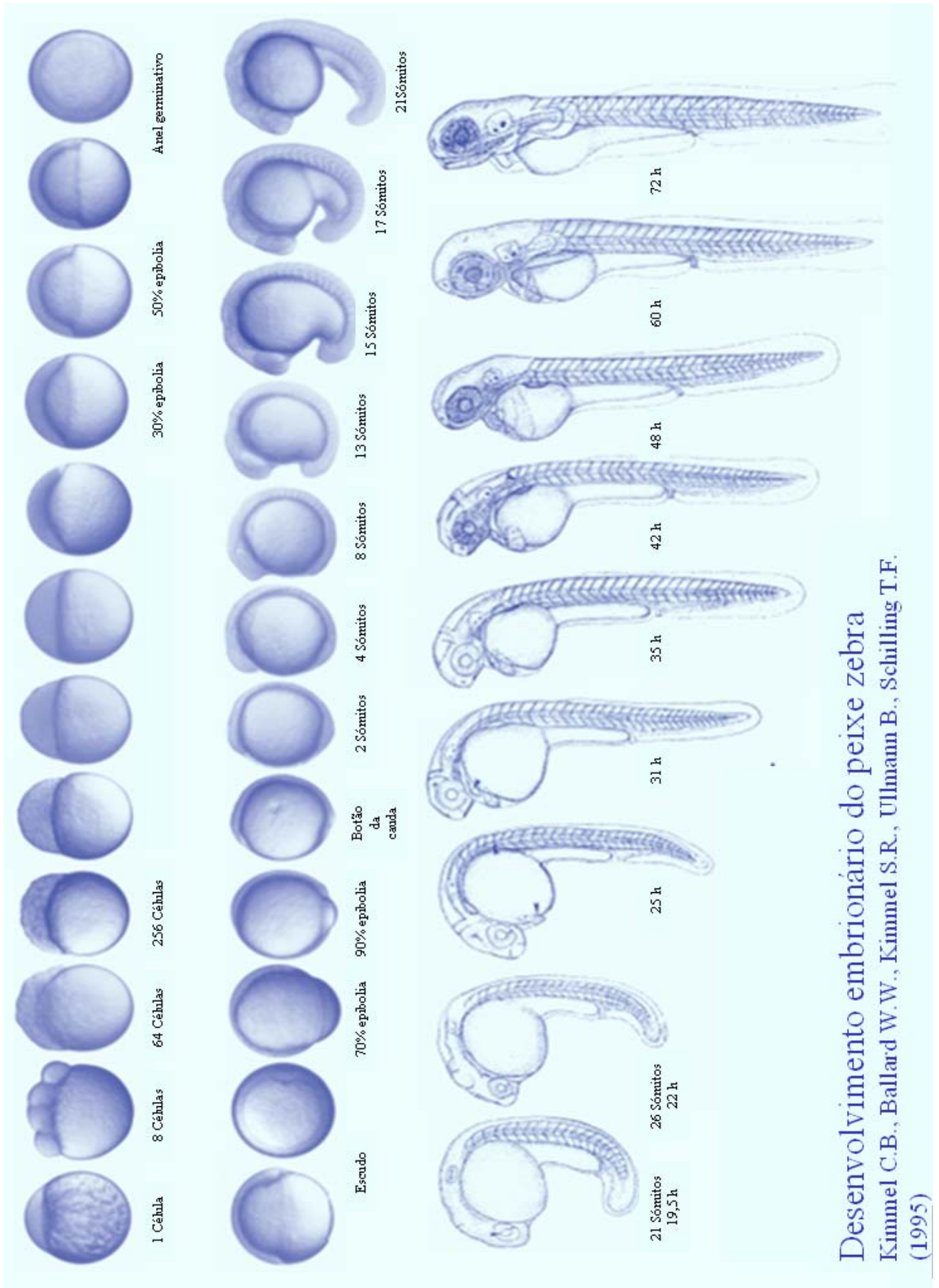


Figura 37: Desenvolvimento embrionário do *Danio rerio*.

A liberação dos gametas ocorre geralmente de manhã cedo. Os progenitores têm tendência a comer os ovos e as larvas, por isto é conveniente forrar o fundo do aquário com berlindes ou utilizar uma rede que separe os pais dos ovos ou larvas. Os peixes zebra são exímios saltadores e saltam frequentemente para as divisórias criadas no aquário para separar os juvenis. Devido às dificuldades de manuseamento dos peixes pelos alunos no que concerne à estimulação dos peixes para a liberação dos gametas, sugere-se que após a junção dos casal de peixes na caixa, para criação, se verifique todas as manhãs a existência de ovos. Quando estes forem detectados os progenitores devem ser retirados da caixa e no topo desta deve ser colocada uma rede mosquiteira (ver figuras 38 e 39), dado que como já se disse os peixes adultos tendem a saltar para dentro destas caixas para comer os juvenis.



Figura 38: Aquário com separadores para criação de peixes zebra.

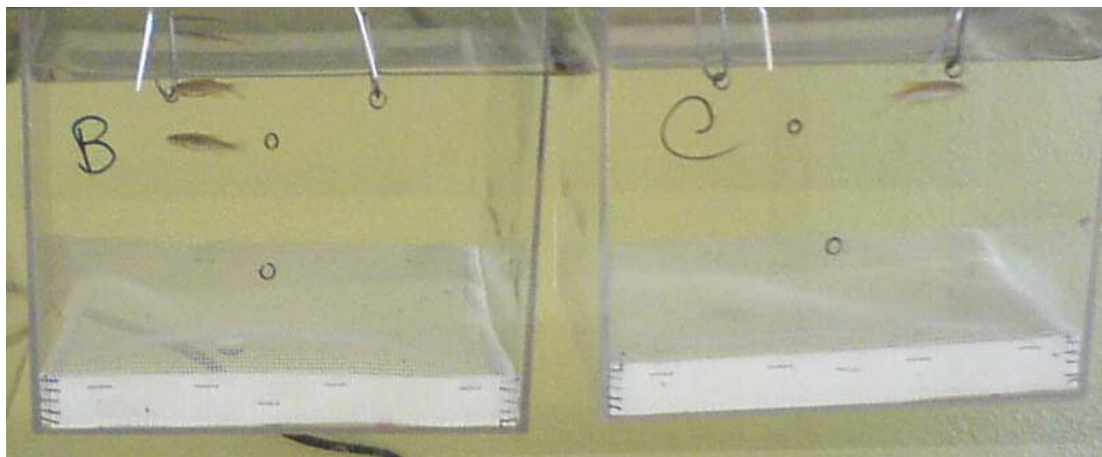


Figura 39: Separadores colocados no interior do aquário para criação de peixes zebra feitos com caixas de telemóvel, rede mosquiteira, agrafos e clips. As caixas apresentam orifícios para circulação da água. Depois de tirados os progenitores estes orifícios devem ser tapados com parafilme.

As larvas de peixe zebra nos primeiros dias de vida são muito sensíveis, por isso, o local onde se encontram não deve sofrer arejamento para que não exista turbulência da água.