

**Roteiro para Levantamentos e Monitoramento de Peixes em grades e módulos RAPELD do PPBio.**

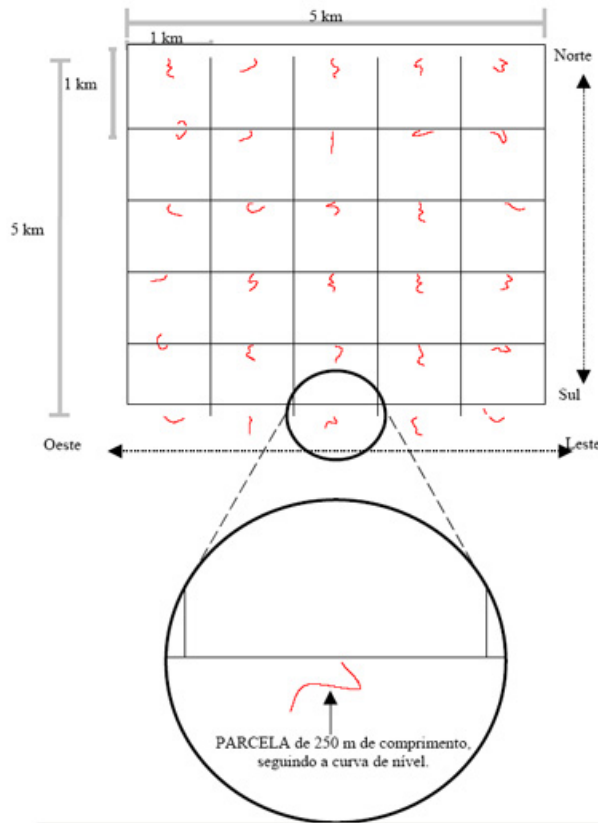
*(Modificado de: MENDONÇA, F. P., W. E. MAGNUSSON & J. ZUANON. 2005. Relationships between habitat characteristics and fish assemblages in small streams of Central Amazonia. Copeia, (4): 750–763.)*

**Por que monitorar Peixes?**

Os sistemas aquáticos são os mais impactados pelas ações humanas na maior parte do mundo, e peixes são sensíveis indicadores de efeitos de extração de madeira na Amazônia (Dias et al. 2010). Os riachos são integradores de impactos através da bacia hidrográfica, e devem ser monitorados com frequência. Invertebrados podem ser indicadores sensíveis, mas a identificação de estágios imaturos de insetos amazônicos é difícil, e a enorme diversidade de espécies dificulta a aplicação de protocolos ambientais por apenas um ou poucos pesquisadores/estudantes. Em contraste, peixes são relativamente fáceis de identificar (ao menos como morfoespécies), apresentam ciclos de vida longos o suficiente para permitir comparações temporais, apresentam relações ecológicas importantes com outros elementos da fauna e flora locais, e têm importância comercial como alimento ou como peixes ornamentais. Além disso, guias de identificação podem ser desenvolvidos a um baixo custo, especialmente em meio eletrônico, o que facilita o processo de identificação em campo e ajuda a minimizar o sacrifício de exemplares nas coletas (J. Zuanon, com. pess.).

**Como é a estrutura RAPELD?**

As Grades e Módulos RAPELD são sistemas de trilhas e parcelas permanentes padronizados. O mapa mostra uma grade e as linhas representam trilhas, que normalmente são de 5 km distanciadas 1 km entre si. (Fig.1).



As trilhas possuem marcação com um piquete a cada 50 metros com o nome da trilha e a distância ao longo da trilha (Fig 2).



Figura 2. Exemplo de uma trilha demarcada com piquete.

O piquete tem uma placa de metal que informa a trilha e a posição em metros (3000 m).

Imagens: Julio do Vale

O RAPELD possui vários tipos de parcelas permanentes, no entanto para os levantamentos de peixes utilizamos as parcelas aquáticas.

## **Amostragem**

### **1) Estabelecimento das parcelas aquáticas**

#### **Parcelas Aquáticas**

Cada parcela aquática corresponde a um trecho de 50m de comprimento medido acompanhando o leito do riacho. Essa medição deve ser realizada pela margem, no sentido foz-cabeceira (subindo o riacho), e acompanhar todas as curvas que o riacho realiza ao longo desse trecho de 50m. Quando trilhas de deslocamento (grade) cruzam os riachos, o estabelecimento da parcela deve ser feito em direção à nascente, de modo que a perturbação causada pelo trânsito de pessoas nas trilhas não altere as condições ambientais da parcela (modificando os ambientes aquáticos e/ou afugentando os peixes pelas perturbações freqüentes).

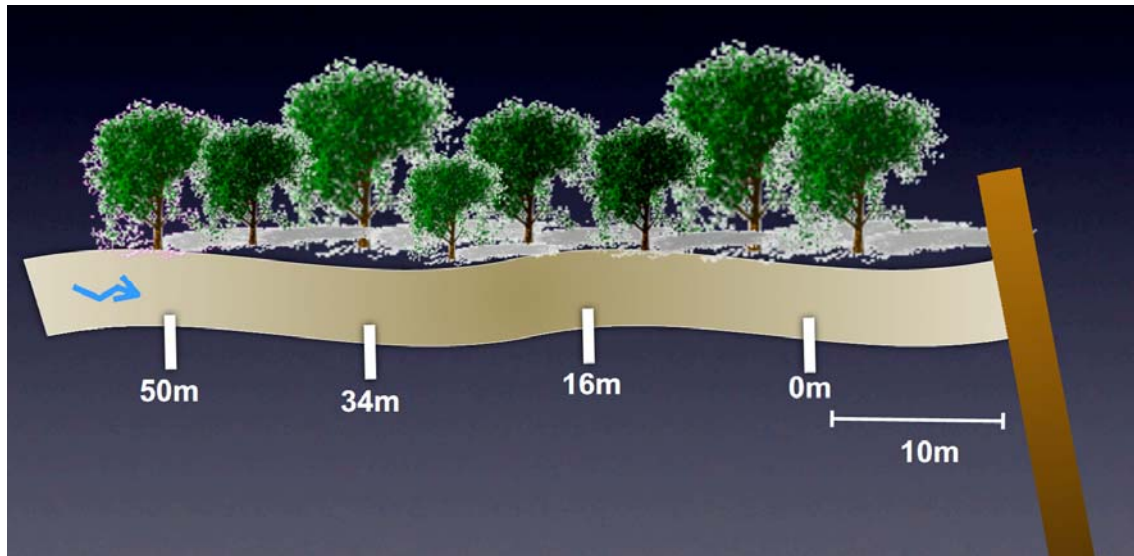
Caso não seja possível realizar medidas repetidas em cada parcela, é aconselhável realizar as amostragens em uma dada área (por exemplo, uma Unidade de Conservação) em um mesmo período sazonal (chuvas ou estiagem), buscando-se evitar que a variação temporal possa interferir nos resultados observados. Essa preocupação é especialmente importante em locais sob latitudes maiores, onde as estações sazonais são mais pronunciadas e os igarapés podem secar completamente durante o período de estiagem.

#### **Como instalar as parcelas aquáticas**

A marcação das parcelas é feita por no mínimo duas pessoas e o material de campo essencial é:

- Trena de 50 m;
- Canos de PVC de ½ polegada (100 cm de comprimento; 8 a 10 unidades);
- Fitas de plásticas coloridas (vermelho ou alguma cor que seja facilmente visualizada na vegetação).

Após a medição do trecho de 50m, a trena deve permanecer esticada para a marcação dos pontos 0m, 16m, 32m e 50m (Figura 1). Nesses quatro pontos devem ser enterrados canos e/ou devem ser amarradas as fitas em árvores de maneira que sejam facilmente encontrados/visualizados ao longo do monitoramento. Todas as medidas ambientais serão realizadas nesses quatro pontos do trecho de 50m em cada dia de amostragem.



**Figura 1 – Parcela aquática**

## **2) Realização de medidas ambientais e amostragem da ictiofauna**

Em cada trecho de 50 metros serão feitas inicialmente as medidas dos parâmetros ambientais (físicos e limnológicos), e logo em seguida a amostragem da ictiofauna.

### **2.1) Parâmetros ambientais**

#### **2.1.1) Parâmetros físicos do igarapé na parcela**

Para realizar as medidas de parâmetros físicos ambientais, é necessário ter em mãos os seguintes materiais:

- Trena de 50 m;
- Metro articulado de pedreiro (madeira, plástico ou alumínio);



## Protocolo para levantamentos de Peixes em módulos RAPELD do PPBio

- Caderno de campo ou planilhas impressas para anotação de dados ambientais; no caso de uso de planilhas, incluir prancheta plástica e saco plástico para abrigar o material da chuva;
- Caneta de tinta indelével ou nanquim, ponta fina (0,3 a 0,5), ou lápis preto e apontador;
- GPS de boa qualidade (capaz de captar o sinal dos satélites sob o dossel da floresta);
- Mapa com a grade de trilhas, posição da sede e outros pontos relevantes para localização das parcelas aquáticas (e da própria equipe de pesquisas);
- Densiômetro côncavo para medidas de abertura/cobertura do dossel sobre o canal do igarapé. Alternativa: máquina fotográfica digital, com lente grande angular (28 mm), para tomada de imagens do dossel e posterior análise em computador;
- Cronômetro (ou relógio digital com cronômetro) e disco de espuma injetada para tomada de medida de velocidade da correnteza (Alternativa 1: pequena bola de borracha semi-flutuante, de preferência de cor forte e contrastante – vermelha, azul, cores fluorescentes; Alternativa 2: fluxímetro digital ou analógico);

As seguintes medidas dos parâmetros ambientais são realizadas 4 (quatro) vezes em cada trecho de 50 m, nos pontos equivalentes ao início do trecho (0m, extremo jusante), em dois pontos intermediários (16m e 32m), e no final do trecho (50m, extremo montante)(Figura 2):

Largura do canal (m) - medida com trena ou metro de pedreiro, tendo como limites a linha d'água junto às margens.

Profundidade do canal (cm) - medida com metro de pedreiro ou bastão graduado, a partir de 9 (nove) sondagens equidistantes ao longo da largura do canal. Para isso, divide-se a largura do canal por 10 (dez) e o metro/bastão é inserido verticalmente até

o substrato em cada um dos nove pontos entre as margens, quando é feita a leitura da profundidade.

Composição do substrato – a determinação da composição é feita simultaneamente à tomada de medidas de profundidade. Em cada um dos nove pontos de medida, é anotado o tipo de substrato tocado pelo metro/bastão, o que gera nove registros de tipos de substrato para cada uma das quatro medidas de largura do canal. O tipo de substrato é classificado em categorias, e as mais comumente observadas são: areia, argila, tronco (madeiras com diâmetro acima de 10cm), liteira grossa (folhas e pequenos galhos), liteira fina (material particulado fino), raiz (emaranhado de raízes, geralmente finas, provenientes da vegetação marginal), e macrófita. Substratos rochosos (seixos, lajes, matacões etc) são raros na Amazônia central, mas podem ocorrer em outras regiões e devem ser registrados apropriadamente.

Velocidade da correnteza (m/s) – medida por meio do tempo despendido por um objeto flutuante ou semi-flutuante para percorrer uma distância de 1 m (um metro), em uma posição onde haja fluxo de água evidente e sem a ocorrência de obstáculos naturais (galhos, bancos de folhiço) que possam interromper a trajetória do flutuador. Normalmente são feitas três medidas em cada ponto, e a velocidade é expressa pela média dessas medidas. Alternativamente, pode ser utilizado um fluxímetro analógico ou digital, e a medida é feita um pouco abaixo do meio da coluna d'água.

**(Observação.** As informações sobre velocidade da correnteza e o perfil de profundidade do igarapé em cada ponto de amostragem na parcela são utilizadas para calcular a VAZÃO. A vazão média ( $m^3/s$ ) pode ser obtida relacionando-se velocidade média, largura e profundidade, pela fórmula:  $Q = A \cdot V_m$  onde, Q = vazão;  $V_m$  = velocidade média da corrente; A = área média na secção transversal do curso de água. Para isso, é calculada a média da área seccional dos quatro pontos de amostragem em cada trecho estudado, pela fórmula:  $A_t = \frac{1}{n} \sum A_n$ , onde,

$A_t$  = área do transecto, dada pela somatória de  $[(Z_1+Z_2)/2].l + [(Z_2+Z_3)/2].l + \dots + [(Z_n+Z_{n+1})/2].l$ , e onde,  $Z_n$  = profundidade medida em cada segmento;  $l$  = largura de cada segmento (equivalente a 1/10 da largura do canal).

Abertura do dossel (%) - calculada em percentagem, utilizando um densiômetro côncavo (Robert E. Lemmon Forest Densiometer, modelo C). A determinação da abertura do dossel é feita a partir da média das leituras realizadas em cada um dos quatro pontos de medidas ao longo da parcela, mantendo-se o densiômetro nivelado e posicionado na altura da cintura do observador. Em cada ponto são realizadas 4 (quatro) leituras, direcionadas para os pontos cardeais norte, sul, leste e oeste.

### **2.1.2) Parâmetros limnológicos básicos**

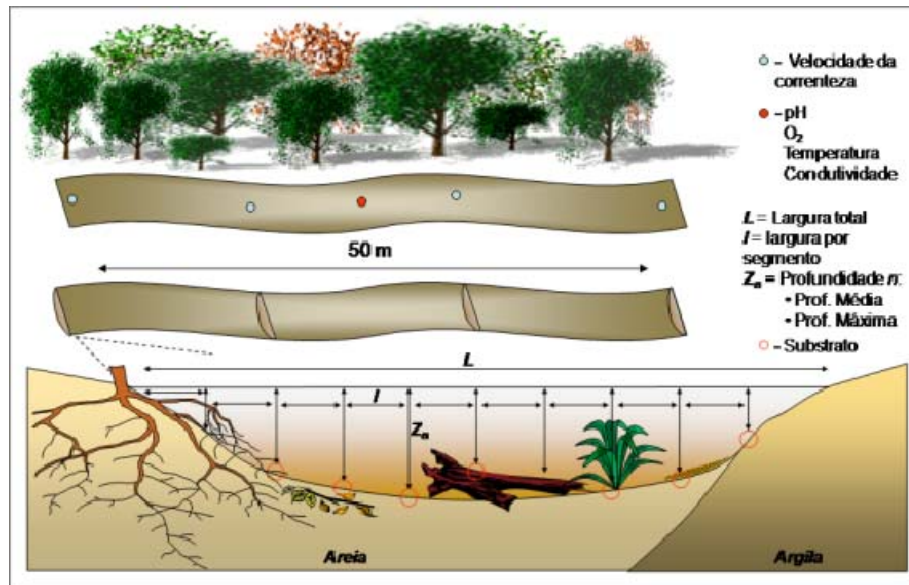
Materiais necessários:

- Equipamentos eletrônicos portáteis para tomada de dados limnológicos: Oxigênio dissolvido, pH, Condutividade elétrica da água, temperatura, turbidez.
- Garrafas plásticas (capacidade 0,5 litro, com tampa de fechamento hermético) para coleta e transporte de amostras de água para análises em laboratório (por exemplo, Sólidos Dissolvidos Totais, Nitrogênio e compostos nitrogenados, fósforo, diversos tipos de contaminantes químicos etc. NOTA: para essas análises há protocolos específicos de coleta e fixação das amostras em campo, bem como a necessidade de acondicionamento adequado).

Em cada parcela, são medidos pelo menos quatro parâmetros básicos: potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica da água (em  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ), oxigênio dissolvido (mg/L e % de saturação), e temperatura da água ( $^{\circ}\text{C}$ ). A temperatura do ar também pode ser registrada (Figura 2). A tomada dessas medidas geralmente é realizada com aparelhos eletrônicos portáteis e adequados para uso em campo (resistentes à alta umidade e temperatura elevada, típicas da Amazônia). Alternativamente, as medidas de oxigênio dissolvido, pH e condutividade podem ser feitas em laboratório, a partir de amostras de água fixadas quimicamente em campo e



acondicionadas adequadamente para transporte. Amostras de água para outras análises químicas (compostos húmicos, concentrações de Nitrogênio e Fósforo, poluentes etc) e físicas (total de sólidos em suspensão, por exemplo) também podem ser recolhidas nesse momento, segundo os protocolos específicos para cada parâmetro a ser analisado.



**Figura 2 – Esquema ilustrando a tomada de medidas de parâmetros ambientais nos igarapés.**

OBSERVAÇÃO. Em certas situações onde há impactos ambientais de origem antrópica, é importante registrar de forma acurada as condições gerais do ambiente do igarapé e de seu entorno (quantitativa e qualitativamente). Para isso, há protocolos específicos de avaliação de impactos ambientais, alguns deles adaptados para a região amazônica, que permitem uma avaliação confiável e rápida do estado geral de conservação do igarapé.

## 2.2) Amostragem da ictiofauna

### 2.2.1) Coleta de amostras de peixes

A coleta de amostras de peixes pode ser feita utilizando-se diferentes aparelhos e metodologias (Figura 3). Caso seja possível retornar às parcelas com facilidade, é



possível combinar métodos passivos e ativos de coleta, o que minimiza os efeitos da seletividade de captura de cada um deles sobre os resultados da amostragem.

Os materiais recomendados para coleta são:

- Puçás de malha fina (1 mm), largos (sugestão: 40 x 30 cm), com cabo curto ou longo (preferência do coletor);
- Rede de arrasto pequena (cerca de 3,0 x 1,5 m), de malha fina (1,0 a 5,0 mm entre nós opostos), com bóias na parte superior e chumbada leve na inferior;
- Redes de bloqueio para cercar trechos de igarapés: pelo menos 3 redes, medindo aprox. 3,0 x 1,5 m, de malha fina (1,0 a 5,0 mm entre nós opostos), com bóias na parte superior e chumbada leve na inferior;
- Estacas plásticas para camping, para fixação das redes de bloqueio no substrato do canal do igarapé.
- Aparelhos de coleta opcionais/complementares: pequenos covos plásticos (confeccionados com garrafas PET; armadilhas colapsáveis do tipo fyke-net (covos feitos com tela/rede, contendo iscas e faixa direcionadora de movimento dos peixes; detectores de peixes elétricos; outros aparelhos, definidos em função das características dos ambientes estudados.

Sob condições logísticas favoráveis, podem ser instaladas armadilhas do tipo covo e/ou *fykenet* em cada ponto amostral, logo após a tomada das medidas de parâmetros ambientais. Geralmente se procede da seguinte maneira: é feito o deslocamento até a parcela no início da tarde, quando são feitas as medidas ambientais. Após isso, são instaladas as armadilhas (e, eventualmente, redes de espera de malhas variadas, em corpos d'água maiores), que são deixadas no local até a manhã seguinte, quando o trecho de 50 m de igarapé é bloqueado nas extremidades com redes de malha fina e é feita a captura ativa com outros aparelhos de coleta.

Após a fase de armadilhamento e bloqueio do trecho, a coleta ativa de peixes geralmente é feita com puçás, peneiras e pequenas redes de cerco, por duas a três pessoas, durante um período de tempo pré-determinado (de uma a duas horas, dependendo das dimensões e da complexidade estrutural do ambiente amostrado na

parcela). Uma terceira rede pode ser utilizada para reduzir as áreas de coleta e facilitar as capturas. A captura deve ser feita inicialmente com uma varredura no sentido foz-cabeceira, com sucessivas passagens pelo trecho, visando retirar todos os peixes presentes (o que dificilmente é conseguido). Bancos de folhiço, tufos de raízes submersas e troncos devem ser revolvidos visando coletar espécies que vivem abrigadas em meio à serapilheira submersa, ou mesmo enterradas no substrato. Quando disponíveis, detectores de peixes elétricos (ituís, sarapós, tuviras, poraquês) podem ser utilizados para facilitar a localização e captura desses peixes (Gymnotiformes).

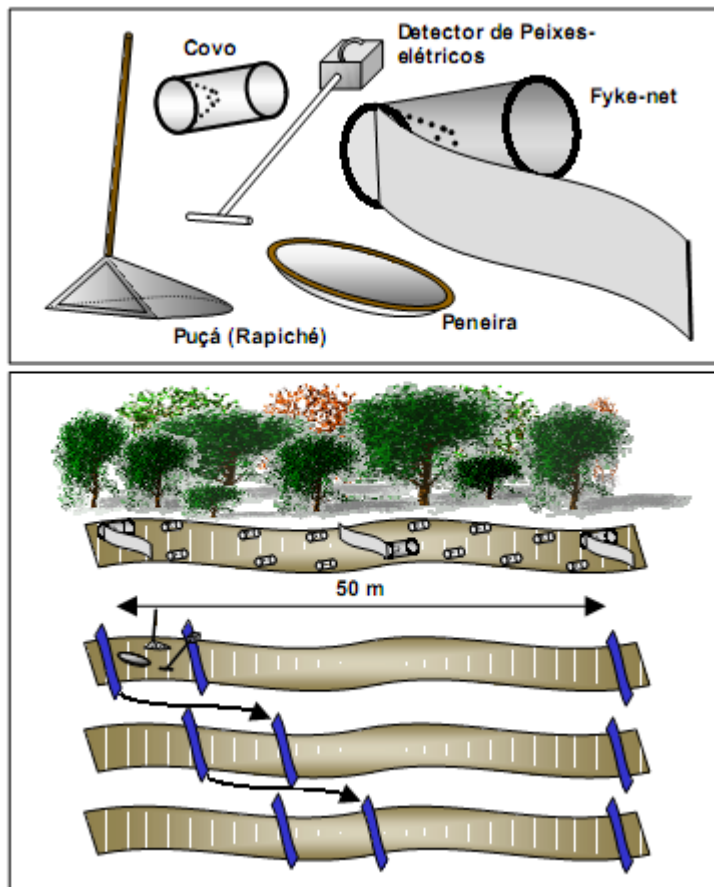


Figura 3 – Equipamentos utilizados para amostragem da ictiofauna.

### 2.2.2) Preservação e destino das amostras coletadas

Os materiais utilizados para preservação dos peixes coletados são:



## Protocolo para levantamentos de Peixes em módulos RAPELD do PPBio

- Formol 37% (1 litro rende 1º litros de solução de formalina a 10%: 1 parte de formol para 9 partes de água);
- Álcool 96 GL (para eventual preservação de amostras de peixes ou tecidos, para posterior análise genética);
- Eugenol (óleo de cravo) (para sacrificar os peixes com dose letal de anestésico, antes da preservação em formalina);
- Etiquetas de papel vegetal 90g (tamanho aproximado: 10 x 7 cm) para confecção de etiquetas de identificação das amostras;
- Caneta de tinta indelével ou nanquim, ponta fina (0,3 a 0,5), ou lápis preto e apontador
- Sacos plásticos resistentes e de tamanhos diversos (mais comumente utilizado: capacidade de aprox. 2 kg, ou 35 x 20 cm); alguns sacos plásticos maiores e resistentes para o eventual transporte de peixes grandes.
- Ligas de borracha (elásticos) para fechar os sacos contendo as amostras preservadas;
- Seringas plásticas descartáveis de 10 e 20 ml;
- Agulhas hipodérmicas descartáveis, de calibre médio e grande;
- Bombonas plásticas de boca larga, tampa de rosca, resistente, com alças resistentes (de preferência, tipo “leiteira”), capacidades diversas (5 a 20 litros).

Os exemplares coletados devem ser sacrificados com uma dose letal de anestésico, antes de serem imersos em solução de formalina para preservação. Esse procedimento visa a evitar o sofrimento desnecessário dos animais sacrificados, o que tem sido exigido com ênfase crescente por órgãos de fiscalização ambiental, sociedades científicas, comitês de ética animal, e por editores de revistas científicas. Em geral, tem sido utilizado como anestésico o óleo de cravo (Eugenol), produto eficiente, de baixo custo, e com baixo risco ambiental quando comparado com outros produtos químicos utilizados para o mesmo fim. Duas gotas de eugenol por litro de água geralmente são suficientes para sacrificar a maior parte dos peixes de pequeno porte

presentes nos igarapés. A dissolução do eugenol (um óleo) em uma pequena quantidade de álcool facilita a sua diluição na água e acelera o processo.

Após sacrificar os peixes, os exemplares devem ser preservados em formalina 10% (uma parte de formol 37% e nove partes de água). Peixes pequenos (até 5 ou 7 cm) podem ser simplesmente imersos em formalina; peixes maiores precisam ser injetados com a solução, que não penetra eficientemente por difusão em animais com massas musculares maiores. Os exemplares preservados devem ser acondicionados em sacos plásticos resistente contendo formalina suficiente para cobrir completamente todos os peixes (o volume de peixes deve corresponder à metade do volume de formalina). Uma etiqueta de papel vegetal resistente, contendo as informações sobre a amostra (local, data, horário, parcela, método de coleta, tipo de solução preservativa, nomes dos coletores, e outros dados úteis para o estudo) deve ser incluída com a amostra, dentro do saco plástico. O conjunto de sacos plásticos contendo as amostras obtidas nos diferentes locais deve ser acomodado em bombonas plásticas resistentes e com tampa à prova de vazamentos, com espaço suficiente para que os exemplares não sejam amassados ou danificados de qualquer outra forma.

Em laboratório, e transcorrido um período mínimo de três dias de imersão em formalina 10%, as amostras podem ser rapidamente lavadas em água corrente e transferidas para frascos com álcool 70%. A identificação taxonômica deverá ser realizada com uso de chaves de classificação específicas e/ou com auxílio de pesquisadores taxonomistas experientes. As amostras de peixes (exemplares-testemunho) deverão ser depositadas em uma Coleção de Referência (coleções zoológicas, museus) em instituição pública devidamente credenciada como fiel depositária pelo IBAMA.

**OBSERVAÇÃO.** Em áreas ambientalmente frágeis, em Unidades de Conservação, ou durante a realização de estudos com amostragens repetidas nas parcelas, a retirada dos peixes para preservação pode não ser conveniente, seja pelas características ou status de conservação da área, seja pela possibilidade de interferência nas amostragens subseqüentes. Nesses casos, é recomendável que os peixes coletados

sejam mantidos vivos em recipientes adequados até o final da amostragem na parcela, sendo identificados, contados e soltos novamente no igarapé. Isso só é possível se a ictiofauna local for bem conhecida, e pode ser realizado com uso de guias fotográficos de campo.

#### Registro fotográfico das espécies capturadas

A identificação de exemplares de peixes vivos e sua devolução ao ambiente natural, sem a necessidade de sacrificar animais e sem gerar perturbações ambientais extras, é especialmente adequada em Unidades de Conservação e em áreas de estudos submetidas a coletas repetidas (periódicas). Nesses casos, a elaboração de guias de campo ilustrados com fotos de exemplares vivos ou recentemente preservados é extremamente útil. O registro fotográfico de peixes vivos pode ser feito em campo, após as coletas diárias, com poucos equipamentos:

- Aquário pequeno de vidro (25 cm Comp x 15 cm Alt x 10 cm Larg); uma placa de vidro um pouco mais estreita do que o aquário serve para reduzir o espaço e facilitar o enfoque.
- Máquina fotográfica digital de boa qualidade (pelo menos 5 Mp, com função ou lente Macro). O ideal é uma máquina com capacidade de captar imagens de objetos em movimento acelerado (1/125s). O uso de flash externo, conectado à câmera por um cabo de extensão, facilita bastante o registro fotográfico dos peixes, pois o flash frontal existente na maioria das câmeras amadoras gera reflexos no vidro do aquário.

**Parabéns!** Você agora coletou dados úteis para avaliar mudanças no seu sítio, ou fazer comparações com outros sítios. No entanto, não se esqueça de depositar os dados num banco de dados públicos. A inclusão das informações em um banco de dados público valoriza muito os esforços de coleta feitos por você e as disponibiliza para um público significativamente maior.