

# Recomendações para aproveitamento científico de aves encontradas mortas em campo

ISSN 1981-8874



Marcelo Ferreira de Vasconcelos<sup>1</sup>,  
Paula Rodrigues Lopes Guimarães<sup>1</sup>,  
Leandro de Oliveira Marques<sup>1</sup>,  
Letícia Ferreira Pedrosa<sup>1</sup> &  
Filipe Vieira Aramuni<sup>1</sup>

Ultimamente, vários colegas ornitólogos que trabalham ativamente em campo reportaram-nos o encontro frequente de exemplares de aves mortas em rodovias, ao longo de linhas de transmissão, em áreas urbanas ou durante suas atividades de captura e anilhamento. A maioria destes espécimes foi perdida e/ou deixada no local devido a duas principais circunstâncias:

1) muitos colegas não possuem treinamento para a preparação de espécimes científicos (principalmente peles) em campo;

2) não há possibilidades de congelamento dos exemplares encontrados mortos em regiões remotas.

Dentre os relatos recebidos, cinco nos motivaram a escrever este artigo:

1) um gavião-real (*Harpia harpyja*) encontrado morto em Aripuanã, Mato Grosso, que foi enterrado (Eduardo Lima Sábatto 2004, com. pess.);

2) um gavião-pega-macaco (*Spizaetus tyrannus* – Figura 1) eletrocutado em Ferros, Minas Gerais, cujas garras e cabeça foram retiradas e todo o restante do exemplar deixado no local (Leandro Moraes Scoss & Fabiano Rodrigues de Melo 2015, com. pess.);

3) um papagaio-de-peito-roxo (*Amazona vinacea*), que morreu no seu ninho, dentro de uma árvore, em Dores de Guanhães, Minas Gerais, após a derrubada dela, e que foi abandonado no local (Diego Hoffmann 2008, com. pess.);

4) um filhote de murucutu-de-barriga-amarela (*Pulsatrix koeniswaldiana* – Figura 2) que caiu do ninho em Morro do Pilar, Minas Gerais, morreu e foi queimado na beira da estrada (Isabela Oliveira, Elisa Mesquita & Carlos Eduardo Ribas Tameirão Benfica 2011, com. pess.);

5) um pavó (*Pyroderus scutatus* – Figura 3) encontrado morto numa trilha da Reserva Particular do Patrimônio Natural Santuário do Caraça, Catas Altas, Minas Gerais, sendo escondido na mata para não ter seu “corpo molestado por outras pessoas”



Figura 1. Exemplar de gavião-pega-macaco (*Spizaetus tyrannus*) encontrado morto após eletrocussão em Ferros, Minas Gerais, cujas garras e cabeça foram retiradas e o restante do corpo deixado no local. Foto: Fabiano Rodrigues de Melo.

(Aryanne Clyvia Martins Moreira & Rafaela Vale dos Santos 2012, com. pess.).

Em todas estas ocasiões, os exemplares apresentavam perfeitas condições de serem aproveitados em coleções científicas (peles e/ou esqueletos), mas foram descartados porque os colegas não sabiam como prepará-los.

Diante da acelerada degradação ambiental em nosso país, há perdas catastróficas da biodiversidade, que são pouco documentadas por meio de exemplares científicos, que constituem a documentação mais apropriada para estudos de registros geográficos (Carlos *et al.* 2010), além de embasar importantes pesquisas em taxonomia, anatomia e diversas outras áreas do conhecimento, incluindo a conservação da biodiversidade (Ramsen 1995). Além disso, o aproveitamento de exemplares de espécies raras e/ou ameaçadas de extinção, encontrados mortos, torna-se imperativo, diante do fato que os espécimes vivos destes táxons não devem ser coletados ativamente para evitar ainda mais a redução de suas populações.

Assim, este artigo tem como objetivo apresentar algumas recomendações para aproveitamento científico de aves encontradas mortas em trabalhos de campo por colegas que não tenham treinamento para preparar espécimes ou condições de congelá-los para posterior doação a instituições de pesquisa. São detalhados alguns procedimentos posteriores à coleta, visando a pre-

paração dos exemplares assim obtidos. O material citado no presente estudo encontra-se depositado nas seguintes coleções ornitológicas: Departamento de Zoologia da Universidade Federal de Minas Gerais (DZUFMG), Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP) e Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (MCNA).

É recomendável que todo colega, independentemente de ser ou não taxidermista, sempre leve consigo um *kit* básico de material cirúrgico, composto por um cabo de bisturi com lâmina, uma tesoura, uma pinça, um par de luvas de procedimento cirúrgico, além de agulha, carretel de linha para pipa, uma seringa e, minimamente, 1 l de álcool 70%. Na falta de bisturi ou tesoura cirúrgica, uma lâmina de barbear descartável usada em antigos modelos de barbeadores e uma tesoura comum podem ter muita serventia.

Ao encontrar uma ave morta em campo, o ornitólogo sem condições de prepará-la ou congelá-la pode injetar álcool 70% pela cloaca do exemplar com a seringa, até que o líquido comece a vazar pelas narinas ou pela abertura bucal. Feito isto, a ave deve ser preferencialmente imersa no álcool, onde poderá ser mantida por alguns dias, meses ou até décadas para a conveniente preparação de sua pele e/ou esqueleto por profissionais habilitados ou em laboratório (ver exemplos abaixo).

Cada exemplar deve receber etiqueta contendo diversos dados importantes, dentre eles: nome da localidade de coleta (com as coordenadas geográficas, preferencialmente em graus, minutos e segundos), município, estado/província ou departamento, país, data de coleta, nome do coletor, *habitat*, altitude, comprimento total, peso, coloração do bico, dos tarsos e dos olhos (veja Van Tyne 1952, Foster & Cannel 1990, Piacentini *et al.* 2010). É importante frisar que estes dados (especialmente de massa corporal) devem ser anotados antes da injeção de álcool no exemplar (Piacentini *et al.* 2010). A etiqueta deve ser de tecido de seda ou algodão (Figura 4) e as anotações na mesma devem ser feitas com tinta nanquim, nunca com pincel atômico, caneta para retroprojeter, esferográfica ou de qualquer outra tinta solúvel em álcool ou água. A etiqueta com dados incompletos reduz o valor científico do exemplar, que poderia fornecer inúmeras informações usadas em estudos sobre distribuição geográfica, ocorrência sazonal, padrões de muda, variação geográfica, dimorfismo sexual, alimentação, dentre outros (Corado 2005). É também muito importante preparar as etiquetas com letra legível para que nenhuma pessoa que estude o exemplar tenha dúvidas sobre



Figura 2. Filhote de murucututu-de-barriga-amarela (*Pulsatrix koeniswaldiana*) que caiu do ninho em Morro do Pilar, Minas Gerais, morreu e foi queimado na beira da estrada. Foto: Isabela Oliveira.



Figura 3. Exemplar de pavó (*Pyroderus scutatus*) encontrado morto na trilha da Cascatinha, Reserva Particular do Patrimônio Natural Santuário do Caraça, sendo posteriormente abandonado na mata. Foto: Rafaela Vale dos Santos.

qualquer desses dados. Alternativamente, podem-se confeccionar etiquetas de alumínio, feitas a partir do corte em tiras de latas de refrigerante ou etiquetas plásticas de rotuladores convencionais, usando-se uma numeração correspondente com anotações em uma caderneta de campo. As etiquetas metálicas e plásticas apresentam grande vantagem por resistirem aos processos de maceração durante a preparação de esqueletos. No entanto, caso se perca a caderneta de campo, perder-se-á toda a informação correspondente ao espécime. Assim, sugere-se o uso dos dois tipos de etiqueta, amarrando-as ao tarso ou ao pescoço do exemplar (Figura 4). É recomendável já levar ao



Figura 4. Exemplar em processo para maceração com etiquetas de coleta amarradas ao pescoço, incluindo uma de tecido (com anotações de dados completos) e uma de metal (numerada). Foto: Paula Rodrigues Lopes Guimarães.



Figura 5. Pele de chocha-do-nordeste (*Sakesphorus cristatus*) preparada após 20 dias de imersão em álcool 70%, sem sinal de desbotamento. Foto: Leticia Ferreira Pedroso.

campo as etiquetas metálicas ou plásticas preparadas e numeradas, junto com o material cirúrgico.

Boas orientações para a preparação de aves e aproveitamento do material para estudo científico estão disponíveis em diversas publicações (e.g., Huber 1930, Chapin 1946, Blake 1949, Van Tyne 1952, Norris 1961, Vanzolini & Papavero 1967, Budin 1976, Johnson *et al.* 1984, Olson *et al.* 1987, Longmore & Boles 1990, Alvarenga 1992, Winker 2000). No entanto, abaixo são fornecidas informações para a preparação de peles e esqueletos de exemplares mantidos em meio líquido, atividades que podem ser realizadas em laboratórios por profissionais devidamente treinados.

## Preparação de peles

Caso o objetivo da instituição e/ou do coletor seja a preparação de peles, a qualidade do espécime será tanto melhor quanto mais cedo se realize o processo de taxidermia. A taxidermia é um processo semelhante ao de se empalhar um animal, retirando sua pele e preenchendo-a com algodão ou outros materiais. Pela nossa experiência, exemplares mantidos em álcool por até um mês em temperaturas abaixo de 30°C, têm suas peles facilmente aproveitáveis sem qualquer perda aparente de coloração por desbotamento, fato já apontado por Budin (1976). Caso o exemplar tenha de ser mantido em meio líquido por período maior de tempo, é recomendável o uso de uma diluição de formol, fenoxietanol e sais (Weber *et al.* 1984), embora este seja um conservante mais difícil de se obter e alguns colegas tenham tido problemas com a dosagem correta dos reagentes, levando à putrefação do material e à impossibilidade de preparo das peles (Luís Fábio Silveira 2006, com. pess.). Além disso, o aspecto estético das peles não é muito satisfatório quando as aves são conservadas nesta solução (Winker 2000, Leonardo Esteves Lopes 2007, com. pess.). Piacentini *et al.* (2010: 346) apresentam, de maneira simples, a fórmula para a preparação desta diluição.

Após retirar o exemplar mantido em álcool por poucos dias (até cerca de um mês), pode-se realizar o processo de taxidermia normalmente, com a ave ainda úmida, sem a necessidade de secagem das penas. Após a retirada da pele, esta deve ser imersa em água com poucas gotas de detergente para reidratação e eventual retirada da gordura remanescente, procedimento que melhora sua maneabilidade, facilitando seu preenchimento. O tempo adequado de permanência nesta solução pode variar bastante (de 1 a 24 h), dependendo do período em que o exemplar permaneceu imerso em álcool, assim como de seu tamanho corporal. Após este processo, a pele deve ser lavada em água corrente para a retirada do

detergente. Feito isto, procede-se à secagem dela, preenchendo com algodão hidrófilo todas as suas partes, incluindo a cavidade abdominal (sem costurá-la), as coxas, os olhos e a cavidade bucal, para evitar que haja desidratação das partes internas da pele durante o processo de secagem das penas com o uso de secador de cabelos. Para aves de pequeno porte (beija-flores e a maioria dos Passeriformes) ou que apresentam peles muito finas (bacurauas e surucuás), é recomendável proceder à secagem apenas com ar frio, a fim de se evitar a desidratação da pele, o que dificultará ou impedirá seu preenchimento final. Para aves de médio a grande porte, pode-se utilizar ar morno ou quente,

tomando-se o devido cuidado para evitar desidratação excessiva em determinadas partes da pele, mantendo-se o secador em constante movimento.

Na falta de um secador de cabelos, produtos farináceos, tais como fécula de batata, farinha de milho, aveia ou fubá podem atuar como substitutos na secagem das penas. Para isso, toda a plumagem deve ser impregnada com estes produtos, que retirarão sua umidade, substituindo-se os mesmos até que as penas se apresentem secas e soltas. Entretanto, este processo é bastante moroso, especialmente no caso de aves de maior porte.

Após a secagem externa da pele, retira-se toda a massa de algodão inserida antes em seu interior, tratando-a agora com bórax, alúmen e/ou sabão arsenical, procedendo-se ao preenchimento tradicional dela, desta vez usando-se nova massa de algodão, preferencialmente hidrófobo, seguindo-se qualquer uma das técnicas sugeridas por diversos autores (Chapin 1946, Blake 1949, Vanzolini & Papavero 1967, Budin 1976, Winker 2000). Após o preenchimento, as peles devem ser embaladas em lâminas de algodão ou papel e secas em estufas a temperaturas entre 45°C e 60°C ou ao sol, dentro de caixas de papelão, madeira ou mesmo no interior de veículos fechados. O tempo de secagem vai variar muito (de 2 a 72 h), dependendo do tamanho do exemplar.

Este processo, conforme foi mencionado, funciona muito bem para aves mantidas em álcool por até um mês. Após este período, geralmente a pele desidrata-se bastante e, especialmente no crânio e no pescoço, torna-se inflexível e muito aderida às camadas de tecidos subjacentes. Caso isto ocorra, recomenda-se tentar a técnica tradicional de esfolamento da taxidermia, mas, caso a cabeça não inverta, corta-se o pescoço da ave na altura da última vértebra cervical, ou na qual for possível inverter a pele. Então, retiram-se, através da cavidade bucal ou por uma abertura feita no occipital, os olhos, a massa cefálica e resíduos de músculos e pedaços do crânio, além das vértebras remanescentes, com cuidadoso uso de pinça e tesoura.

Exemplos de peles preparadas desta maneira são apresentados a seguir. No primeiro caso, uma choca-do-nordeste (*Sakesphorus cristatus* - DZUFMG-6679), coletada em Santo Antônio do Retiro, Minas Gerais, em janeiro de 2011, foi mantida imersa em álcool 70% por cerca de 20 dias, sendo possível inverter toda sua pele, incluindo o pescoço e a cabeça, sem nenhum sinal de desbotamento da coloração da plumagem (Figura 5). Um maxalalagá (*Micropygia schomburgkii* - MCNA-1458), coletado por Alvaro Negret em Brasília, Distrito Federal, em agosto de 1983, foi inserido em álcool (diluição desconhecida) por 28 anos, quando foi reidratado e se retirou a pele para o processo de taxidermia, mostrando um resultado bastante satisfatório, embora tenha ocorrido evidente desbotamento das penas pela longa permanência do exemplar em álcool (Figura 6).

Caso a ave tenha sido fixada e imersa em formol (não recomendável para o aproveitamento de peles e mais usado para estudos anatômicos - ver Berger 1955, Cannel *et al.* 1988), o mes-



Figura 6. Pele de maxalalagá (*Micropygia schomburgkii*) preparada após 28 anos de imersão em álcool, com evidente desbotamento. Neste caso, também foi mantida a etiqueta original do coletor, que estava junto do exemplar em meio líquido. Foto: Leticia Ferreira Pedroso.



Figura 7. Exemplo de armazenamento de colônia de dermestídeos, em ambiente com controle de temperatura e umidade. Foto: Filipe Vieira Aramuni.



**Figura 8.** Camada de algodão no fundo do recipiente da colônia de dermestídeos como substrato para empupamento de larvas, onde são colocados potes individuais com as carcaças. Foto: Filipe Vieira Aramuni.



**Figura 9.** Detalhe de carcaça acondicionada em pote de plástico, colocada na camada de algodão do fundo da colônia. Foto: Filipe Vieira Aramuni.

mo processo de taxidermia pode ser efetuado, embora o tempo de permanência do exemplar em água com detergente deva ser mais prolongado e os resultados nem sempre sejam tão bons, já que a pele perde muito sua manevabilidade e as penas geralmente ficam eriçadas. No entanto, este processo é importante na preparação de exemplares raros ou que apresentam dificuldades de identificação em meio líquido.

### Preparação de esqueletos

Caso seja de interesse o aproveitamento do esqueleto (parcial ou completo) do exemplar, a imersão em álcool em nada prejudicará os processos de preparação mais comumente utilizados, tais como o uso de besouros da família Dermestidae, larvas de moscas necrófagas ou maceração em água (ver Berger 1955, Alvarenga 1992, Auricchio & Salomão 2002). O uso de besouros dermestídeos é o mais comum dos processos de prepa-

ração. A colônia de dermestídeos necessita de baixa umidade, de calor, abrigo de luz, ventilação e alimento constante para sua manutenção. As colônias devem ser armazenadas em caixas de vidro (aquário) ou plástico com tela de nylon (Figura 7) para evitar o ataque de aracnídeos e insetos que possam predá-los, além da dispersão das larvas (Alvarenga 1992, Auricchio & Salomão 2002). Os recipientes da colônia devem possuir uma camada de algodão de aproximadamente 6 a 7 cm para servir de substrato e local de empupamento das larvas (Figura 8). É importante ressaltar que a colônia deve se localizar distante das coleções zoológicas, já que a dispersão destes besouros pode destruir outros acervos como, por exemplo, coleções de peles (Auricchio & Salomão 2002).

A umidade relativa do ambiente deve variar entre 40% e 60%, não podendo exceder 70%, o que propicia a proliferação de fungos e/ou ácaros que atacam os besouros. A temperatura ideal varia entre 26°C e 28°C. Em geral, para a criação de uma nova colônia, é necessária a formação de uma matriz de cerca de 30 indivíduos em fase larval e adultos (Auricchio & Salomão 2002).

No caso do uso de dermestídeos para a preparação de esqueletos de aves, retirar-se-ão todas as penas e a pele do exemplar, além de suas vísceras e o máximo possível de sua massa muscular (Figura 4), especialmente a peitoral, com o devido cuidado de se evitar a danificação dos ossos subjacentes com os instrumentos cirúrgicos a serem utilizados neste processo. Os olhos, a traquéia e o hióide devem ser mantidos na carcaça. Feito isso, a carcaça deve ser amarrada, preferencialmente juntando-se os membros e o pescoço para ocupar menos espaço (Alvarenga 1992).

Posteriormente, as carcaças devem ser imersas em álcool 70%, por período de três a cinco dias, mas, dependendo do tamanho do animal, pode ser necessário mais tempo. Neste caso, quanto maior o espécime, geralmente o tempo de permanência no álcool também será maior. Após a desidratação em álcool, as carcaças devem ser colocadas em água morna (de 40°C a 45°C) por 1 h, para retirar qualquer resíduo de álcool. Em seguida, as mesmas devem ser secadas em estufa a 40°C, por 2 h. Alvarenga (1992) sugere a secagem ao sol.

Cada carcaça deve ser acondicionada em potes individuais (de plástico ou vidro), contendo as etiquetas de metal ou plástico, com o código de taxidermia ou número de coleta, pois os dermestídeos podem devorar etiquetas de papel contendo as informações. Posiciona-se o pote na camada de algodão do fundo da colônia levemente na diagonal, para facilitar a entrada das larvas até a carcaça (Figura 9). De acordo com o tamanho da carcaça (animais de pequeno porte), é necessária a introdução de novos

materiais a cada dois ou quatro dias, evitando, assim, a escassez de alimento para os dermestídeos.

O acompanhamento do processo é imprescindível, pois é necessário evitar a ingestão de algumas estruturas pelas larvas, especialmente de epífises dos ossos longos de animais jovens e de estruturas cartilaginosas. Para carcaças nessas condições, é necessário criar uma colônia constituída por larvas menores. Para selecionar as larvas, sugere-se a remoção de larvas de algumas carcaças e sua passagem por uma peneira, processo pelo qual somente larvas pequenas passarão pelas frestas. Em seguida, as larvas devem ser transferidas para um pote menor contendo algodão. É necessária a aplicação de água (com auxílio de um borrifador) duas vezes ao dia ou quando as carcaças estiverem ressecadas, mantendo a umidade e o amolecimento dos tecidos. Após a retirada do material dos recipientes, as larvas devem ser retiradas da carcaça com o auxílio de uma pinça, devolvendo-as à colônia. Em seguida, deve-se colocar o esqueleto dentro de um recipiente contendo álcool (comercial ou absoluto) por um período de 24 h. Este procedimento é extremamente necessário para matar as larvas que estiverem dentro das cavidades ósseas e que são difíceis de remover.

Esses esqueletos, então, devem ser colocados em potes individuais (Figura 10) que permanecerão em congelador por, pelo menos, uma semana, para garantir que não haja mais nenhuma larva de dermestídeo viva nos esqueletos. Após este período no congelador, retira-se o pote e, já em temperatura ambiente, coloca-se nele uma solução de  $\frac{1}{3}$  de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) 30vv diluído em  $\frac{2}{3}$  de água para que haja a remoção de quaisquer resquícios de partes moles que não tenham sido devoradas pelas larvas, possibilitando facilmente a desarticulação dos esqueletos (Figura 11). O peróxido de hidrogênio clareia o esqueleto e pode desgastar os ossos (Silveira *et al.* 2008). Por isso, a imersão do esqueleto nesta solução não deve exceder o tempo de 24 h, especialmente no caso de aves de pequeno a médio porte. No caso de aves maiores, entretanto, a imersão na solução de peróxido de hidrogênio por 48 h pode dar melhor resultado.

Depois de desarticulados, os esqueletos e suas respectivas etiquetas de metal são deixados em cima de um papel absorvente (Figura 12), até que estejam completamente secos. Durante este processo, é imprescindível que o ambiente não apresente corrente de ar ou qualquer risco de movimentação do papel para evitar a mistura ou perda de peças. Após secarem, os esqueletos devem ser guardados individualmente em caixas de papelão de



Figura 10. Esqueletos em potes de plástico após o processo de maceração por larvas de besouros dermestídeos. Foto: Leticia Ferreira Pedroso.



Figura 11. Esqueletos imersos em peróxido de hidrogênio após maceração, mostrando carapaças de larvas de besouros dermestídeos (sobrenadantes). Foto: Paula Rodrigues Lopes Guimarães.



Figura 12. Esqueleto desarticulado secando sobre papel absorvente, após tratamento em peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). Foto: Leticia Ferreira Pedroso.

tamanho apropriado, sempre acompanhados de suas etiquetas originais (Figura 13). Nesta etapa, os mesmos já estarão prontos para receber um número de tombo da coleção e ser incorporados ao acervo. A inserção de uma pedra de naftalina em cada caixa é recomendável para evitar o ataque por fungos ou insetos. Vale ressaltar que alguns preparadores e curadores não imergem os esqueletos em peróxido de hidrogênio após a maceração, nem desarticulam os mesmos.



Figura 13. Esqueletos tombados e incorporados ao acervo. Foto: Paula Rodrigues Lopes Guimarães.



Figura 14. Pele de gavião-pega-macaco (*Spizaetus tyrannus*) entregue sem dados de procedência no Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais e preparado anos após. Como não havia nome de coletores anotado junto ao espécime congelado, não foi possível rastrear sua origem e o exemplar não apresenta valor científico, o que representa um enorme prejuízo para a ciência. Foto: Leticia Ferreira Pedroso.

Embora a manutenção de uma colônia de dermestídeos não seja tão simples, necessitando-se de espaço apropriado e, preferencialmente, com umidade e temperatura controladas, o preparo de esqueletos a partir de espécimes conservados em álcool também pode ser satisfatoriamente realizado com o uso de larvas de moscas necrófilas. Neste caso, procede-se às mesmas etapas de retirada da pele, penas, vísceras e principais músculos do exemplar. A carcaça deve ser lavada em água corrente por cerca de 2 h e fervida por 1 h, mantendo-a, posteriormente, em água corrente por mais 1 h. A eferescência da água, além de facilitar a retirada manual de mais alguns músculos, com auxílio de instrumental cirúrgico, ajuda a retirar o álcool dos tecidos. Após este procedimento, insere-se a carcaça em um recipiente de vidro com, no máximo, 0,5 cm de altura de água no fundo. Este recipiente deve permanecer em local protegido e sombreado, nas imediações de ambientes naturais onde possa haver espécies de moscas necrófilas, em cômodo com aberturas (pelo telhado ou janelas) onde possa haver a entrada destes insetos que farão a oviposição na carcaça. Deve-se acompanhar diariamente a carcaça até que larvas sejam observadas em atividade. Assim que o processo iniciar, deve-se tampar o recipiente com duas camadas de gaze

fina, presas à boca do mesmo por elástico, e deixar até que toda a atividade das larvas se dê por encerrada. A partir deste momento, pode-se preencher o recipiente, através da gaze, com a mesma diluição de peróxido de hidrogênio acima mencionada, que interromperá a atividade bacteriana que possa existir. Esta substância poderá permanecer no recipiente por até 24 h, esvaziando-se o mesmo posteriormente, ao virá-lo de cabeça para baixo, quando todas as partes do esqueleto prender-se-ão à gaze. Posteriormente, retira-se a cobertura de gaze e catam-se, manualmente ou com auxílio de pinças, todas as partes do esqueleto, geralmente já desarticuladas. Feito isso, as peças são postas a secar sobre papel absorvente e armazenadas em caixas de papelão com suas respectivas etiquetas.

A maceração em água corrente consiste em deixar a carcaça, também desprovida da pele, vísceras e grande parte dos músculos, em recipientes tampados com tela plástica fina, submersos em tanques com água corrente por alguns dias. No entanto, esta técnica ocasiona alto consumo de água e nossa experiência em realizá-la com águas do sistema de abastecimento, tratadas com cloro e flúor, deteriora bastante os esqueletos, não sendo a mais recomendável para aves (Victor González 2015, com. pess.). Alvarenga (1992) sugere outros processos de maceração em água parada, que deve ser trocada periodicamente, mas alerta para sua ineficácia no caso de carcaças muito engorduradas.

Independente do processo de preparação de esqueletos é imprescindível manter as etiquetas metálicas ou plásticas, anteriormente mencionadas, sempre bem amarradas às carcaças.

Vale ressaltar que as coleções osteológicas de aves são muito pouco representativas, já que os métodos tradicionais de preservação deste grupo estiveram historicamente relacionados ao aproveitamento exclusivo de peles (Schulze-Hagen *et al.* 2003), de modo que o material osteológico é escasso ou inexistente para a maioria dos estudos que envolvam anatomia, taxonomia, sistemática, paleontologia e até técnicas forenses aplicadas à identificação de espécies animais que sofrem pressão de tráfico (Alvarenga 1992, Olson 2003, Victor González 2015, com. pess.). Assim, mesmo no caso de aves atropeladas e com partes do esqueleto danificadas, os exemplares podem ser parcialmente aproveitados, a exemplo de crânios, asas, esternos, sinsacros e outros.

No entanto, salienta-se que se deve evitar a preparação de esqueletos de aves não identificadas. Isto porque várias espécies, geralmente de um mesmo gênero, apresentam esqueletos morfológicamente indistinguíveis (Luís Fábio Silveira & Herculano Alvarenga 2001, com. pess.). Nestas situações, todo o esforço deve ser direcionado à preparação de peles, mesmo que estejam imersas em líquido por muitos anos.



Figura 15. Exemplares de tesourinha-da-mata (*Phibalura flavirostris*) recolhidos pela equipe da Reserva Particular do Patrimônio Natural Santuário do Caraça, após terem se chocado contra vidraças, e doados às coleções ornitológicas do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (A) e do Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (B). Fotos: Luís Fábio Silveira (A) e Marcelo Ferreira de Vasconcelos (B).

### Aspectos legais, destinação e considerações finais

É importante frisar que, mesmo sem licença específica para coleta científica, animais encontrados mortos podem ser levados para doação a instituições de pesquisa, estando esta atividade amparada pela Legislação. A Instrução Normativa Nº. 3, de 1º de setembro de 2014 (ICMBio, 2014), estabelece, em seu Art. 25, que:

“Prescinde de autorização o recolhimento e o transporte de animais encontrados mortos, para aproveitamento científico ou didático, desde que os animais sejam destinados à instituição científica.

§ 1º O cidadão deverá obter, sempre que possível, boletim de ocorrência junto à autoridade policial para efeito de eventual fiscalização.

§ 2º A instituição científica deverá manter registro da entrega do animal.

§ 3º Para projetos de pesquisa científica que envolvam a coleta de dados sistemáticos ou material biológico de animais encontrados mortos, é estimulada a solicitação de autorização por meio do SISBio.”

De acordo com a legislação acima, é fortemente recomendado obter o boletim de ocorrência policial para a destinação final do material. Os exemplares encontrados mortos podem ser transportados para coleções científicas, congelados ou em meio líquido, dentro de recipientes apropriados. Especialmente no caso de aviação civil, não é permitido despachar material biológico, tampouco recipientes contendo líquidos inflamáveis. Neste caso, pode-se retirar as aves do meio líquido e envolvê-las em gaze, tecido ou em fraldas descartáveis umedecidas com álcool 70%. As peças podem ser inseridas dentro de sacos plásticos bem vedados que serão acondicionados em recipiente bem lacrado e no qual deve ser colada, em sua parte externa, uma cópia do boletim de ocorrência. Estes volumes podem ser despachados em empresas transportadoras aéreas e não se deterioram caso o tempo de entrega na instituição não exceder, em média, uma semana.

Vale lembrar que uma ave nunca deve ser entregue em instituição científica sem sua etiqueta com dados completos sobre procedência. Geralmente, um exemplar pode aguardar anos até ser preparado e tombado. Aqueles coletores que pensam que se lembrarão de todos os dados de procedência poderão se esquecer (ou morrer) até que a ave seja preparada e tombada, nunca mais sendo as informações resgatadas pelos

curadores, com a irreversível perda de valor científico de espécimes, muitas vezes representantes de espécies raras e de alta importância para a pesquisa (Figura 14). Embora possa parecer raro, a entrega de material sem dados de procedência é recorrente nas instituições - e feita até por muitos pesquisadores renomados - o que leva ao não aproveitamento da maioria dos exemplares e constitui um enorme prejuízo para o conhecimento científico.

A parceria de museus com instituições públicas ou privadas que possam recolher animais encontrados mortos é também de grande importância. Como exemplo, a Reserva Particular do Patrimônio Natural Santuário do Caraça, em Minas Gerais, possui uma equipe treinada para recolher animais encontrados mortos na rodovia de acesso e, principalmente, de aves que morrem após se chocarem contra vidraças das construções existentes dentro da reserva. Este material é congelado e periodicamente recolhido por diversos pesquisadores vinculados a instituições científicas. No caso particular das aves, a coleta deste material resultou em uma importante pesquisa sobre padrões de mortalidade (Santos 2013) e desempenhou um papel fundamental para o aproveitamento de peles e esqueletos de muitas espécies, algumas das quais são raras ou ameaçadas de extinção, que nunca seriam coletadas ativamente por pesquisadores, mas que seriam perdidas para a pesquisa científica caso não houvesse esta parceria. Um exemplo é o da tesourinha-da-mata (*Phibalura flavirostris*), espécie rara e ameaçada de extinção no estado de Minas Gerais na categoria de vulnerável (Copam 2010, Peixoto *et al.* 2013), da qual dois indivíduos foram encontrados mortos, em momentos distintos, sendo doados às coleções ornitológicas do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP-88683 – Figura 15A) e do Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais (MCNA-4783 – Figura 15B). Este tipo de parceria pode ser incentivado em locais onde existam hotéis, pousadas e restaurantes, geralmente com amplas janelas de vidro, e localizados próximo a áreas de vegetação nativa, onde a ocorrência destas fatalidades é frequente. Cita-se, como exemplo, a região da Serra da Mantiqueira, na divisa dos estados de São Paulo, Rio de Janeiro e Minas Gerais, onde este estilo de construção é comum, sendo observada a morte por colisão de aves representantes de espécies raras, mas pouco representadas em coleções científicas (Vasconcelos & D’Angelo-Neto 2009).

Por fim, nota-se que muitos ornitólogos (de estudantes a pesquisadores e profissionais liberais) têm grande resistência



em aprender a preparar exemplares, pensando que estas atividades devam ser executadas exclusivamente por técnicos ou artistas. Em várias instituições do Brasil, existem congeladores abarrotados de aves que aguardam sua preparação para serem incorporadas às coleções, o que muitas vezes não ocorre, sendo o material descartado periodicamente. Numa era de destruição dos *habitat* naturais, com a perda irreparável de nossa biodiversidade (ver Winker 2004), este é o momento em que os ornitólogos brasileiros devem largar a preguiça e o orgulho de lado e lembrar que a maioria dos grandes ornitólogos taxidermizavam humildemente espécimes, entre estes pessoas notáveis, a exemplo de Charles Darwin (Steinheimer 2004) e Theodore Roosevelt, expedicionário e ex-presidente dos EUA (Vasconcelos *et al.* 2014). Por estes motivos, deixar de aproveitar cientificamente qualquer ave encontrada morta, é desperdiçar uma ótima oportunidade de contribuir para o conhecimento e para a conservação da biodiversidade. Por outro lado, o esforço visando o aproveitamento científico torna-se conduta ética e instrutiva no exercício profissional do biólogo.

### Agradecimentos

Somos gratos ao Museu de Ciências Naturais da Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, em especial ao Prof. Bonifácio José Teixeira, por todo o apoio logístico e o entusiasmo com os trabalhos de preparação e preservação de espécimes científicos nessa instituição. Aos seguintes colegas que forneceram importantes informações ou fotografias de exemplares encontrados mortos: Eduardo Lima Sábató, Leandro Moraes Scoss, Fabiano Rodrigues de Melo, Diego Hoffmann, Luís Fábio Silveira, Isabela Oliveira, Elisa Mesquita, Carlos Eduardo Ribas Tameirão Benfica, Aryanne Clyvia Martins Moreira e Rafaela Vale dos Santos. Aos amigos Pe. Lauro Palú, Lia Nahomi Kajiki, Luiz Fernando Figueiredo e um revisor anônimo que fizeram importantes revisões do texto. À equipe da Reserva Particular do Patrimônio Natural Santuário do Caraça que contribuiu com o recolhimento de diversas aves encontradas mortas nessa localidade.

### Referências bibliográficas

Alvarenga, H.M.F. (1992) Coleções osteológicas: perspectivas para a Ornitologia no Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Zoologia** 8(1): 247-257.

Auricchio, P. & M.G. Salomão (2002) **Técnicas de coleta e preparação de vertebrados para fins científicos e didáticos**. São Paulo: Instituto Pau Brasil de História Natural.

Berger, A.J. (1955) Suggestions regarding alcoholic specimens and skeletons of birds. **The Auk** 72(3): 300-303.

Blake, E.R. (1949) Preserving birds for study. **Fieldiana: Technique** 7: 1-38.

Budin, O.A. (1976) **Taxidermia y captura de aves**. Tucumán: Fundación Miguel Lillo.

Cannel, P.F., M.R. Bakst & C.S. Asa (1988) Suggestions regarding alcoholic bird collections. **The Condor** 90(2): 500-503.

Carlos, C.J., F.C. Straube & J.F. Pacheco (2010) Conceitos e definições sobre documentação de registros ornitológicos e críticos para a elaboração de listas de aves para os estados brasileiros. **Revista Brasileira de Ornitologia** 18(4): 355-361.

Chapin, J.P. (1946) **The preparation of birds for study**. New York: American Museum of Natural History. Science Guide No. 58.

Copam – Conselho Estadual de Política Ambiental. 2010. **Deliberação Normativa Copam Nº 147, de 30 de abril de 2010. Aprova a lista de espécies ameaçadas de extinção da fauna do estado de Minas Gerais**. Publicação - Diário do Executivo - “Minas Gerais” - 04/05/2010. Disponível em: <<http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?idNorma=13192>>. Acesso em 1 de março de 2014.

Corado, R. (2005) The importance of information on specimen labels. **Ornitologia Neotropical** 16(2): 277-278.

Foster, M.S. & P.F. Cannel (1990) Bird specimens and documentation: critical data for a critical resource. **The Condor** 92(2): 277-283.

Huber, W. (1930) A method of salting and preparing water bird skins. **The Auk** 47(3): 409-411.

ICMBio – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. 2014. **Instrução Normativa Nº 3, de 1º de setembro de 2014**. Publicação - Diário Oficial da União - 02/09/2014. Disponível em: <[http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/o-que-somos/IN\\_03\\_2014.pdf](http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/o-que-somos/IN_03_2014.pdf)>. Acesso em: 12 de fevereiro de 2016.

Johnson, N.K., R.M. Zink, G.F. Barrowclough & J.A. Marten (1984) Suggested techniques for modern avian systematics. **The Wilson Bulletin** 96(4): 543-560.

Longmore, N.W. & W.E. Boles (1990) A method of combined skin-fluid specimen preparation. **The Auk** 107(4): 788-789.

Norris, R.A. (1961) A new method of preserving bird specimens. **The Auk** 78(3): 436-440.

Olson, S.L. (2003) Development and uses of avian skeleton collections. **Bulletin of the British Ornithologists' Club** 123(A): 26-34.

Olson, S.L., J.P. Angle, F.V. Grady & H.F. James (1987) A technique for salvaging anatomical material from study skins of rare or extinct birds. **The Auk** 104(3): 510-512.

Peixoto, H.J.C., G.B. Malacco, M.F. Vasconcelos, L.G. Mazzoni, A. Perillo, K.K. Santos & B. Garzon (2013) New records of *Phibalura flavirostris* Vieillot, 1816 (Aves: Cotingidae) in Minas Gerais, southeastern Brazil, with notes on its natural history and a review of its historical occurrence. **Check List** 9(4): 870-875.

Piacentini, V.Q., L.F. Silveira & F.C. Straube (2010) A coleta de aves e a sua preservação em coleções científicas, p. 329-346. *In*: Von Matter, S., F.C. Straube, I.A. Accordi, V.Q. Piacentini & J.F. Cândido-Jr. (eds.). **Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books.

Remsen, J.V., Jr. (1995) The importance of continued collecting of bird specimens to ornithology and bird conservation. **Bird Conservation International** 5(2-3): 145-180.

Santos, L.P.S. (2013) **Influência da dependência florestal e da capacidade de voo na mortalidade de aves por fatores antrópicos em uma área protegida do sudeste do Brasil**. Trabalho de conclusão de curso. Belo Horizonte: Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais.

Schulze-Hagen, K., F. Steinheimer, R. Kinzelbach & C. Gasser (2003) Avian taxidermy in Europe from the Middle Ages to the Renaissance. **Journal für Ornithologie** 144(4): 459-478.

Silveira, M.J., G.M. Teixeira & E.F. Oliveira (2008) Análise de processos alternativos na preparação de esqueletos para uso didático. **Acta Scientiarum. Biological Sciences** 30(4): 465-472.

Steinheimer, F.D. (2004) Charles Darwin's bird collection and ornithological knowledge during the voyage of H.M.S. “Beagle”, 1831-1836. **Journal für Ornithologie** 145(4): 300-320.

Van Tyne, J. (1952) Principles and practices in collecting and taxonomic work. **The Auk** 69(1): 27-33.

Vanzolini, P.E. & N. Papavero (1967) **Manual de coleta e preparação de animais terrestres e de água doce**. São Paulo: Secretaria da Agricultura do estado de São Paulo.

Vasconcelos, M.F. & S. D'Angelo-Neto (2009) First assessment of the avifauna of *Araucaria* forests and other habitats from extreme southern Minas Gerais, Serra da Mantiqueira, Brazil, with notes on biogeography and conservation. **Papéis Avulsos de Zoologia** 49(3): 49-71.

Vasconcelos, M.F., F.A. Valério, J.F. Pacheco & H.B. Gomes (2014) Centenário da Expedição Roosevelt-Rondon e suas contribuições à Ornitologia Brasileira. **Atualidades Ornitológicas** 180: 38-50.

Weber, C., T. Jaccoud & A. De Chambrier (1984) A temporary field fixing and preserving solution for ornithological collecting. **Curator** 27(4): 281-286.

Winker, K. (2000) Obtaining, preserving, and preparing bird specimens. **Journal of Field Ornithology** 71(2): 250-297.

Winker, K. (2004) Natural History museums in a postbiodiversity era. **BioScience** 54(5): 455-459.

**1º Museu de Ciências Naturais, Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Avenida Dom José Gaspar, 290, Coração Eucarístico, 30535-901. Belo Horizonte, MG, Brasil. E-mail: [mvasconcelos@gmail.com](mailto:mvasconcelos@gmail.com)**