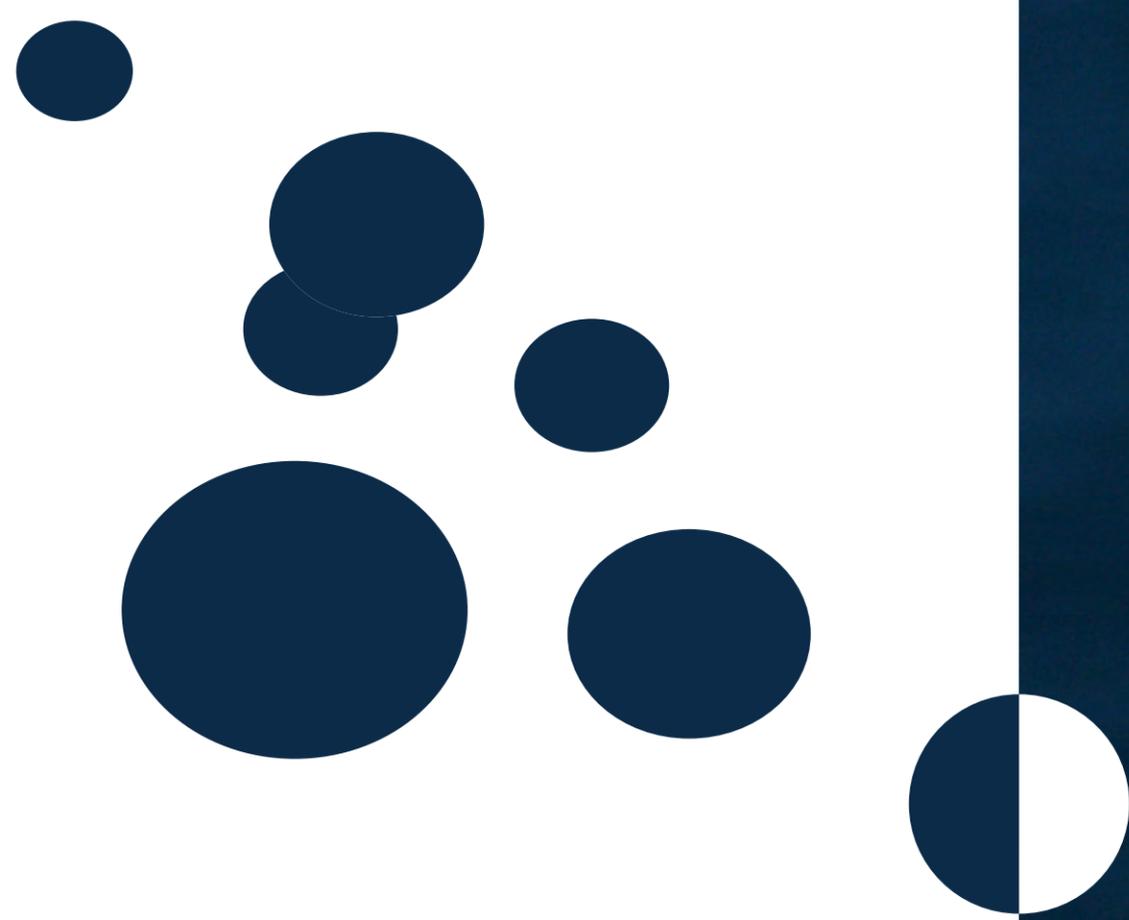




**Manual
de Anilhamento de
Aves Silvestres**





Presidente da República
JAIR MESSIAS BOLSONARO

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE

Ministro
RICARDO DE AQUINO SALLES

Secretário Executivo
LUÍS GUSTAVO BIAGIONI

Secretário de Biodiversidade
EDUARDO SERRA NEGRA CAMERINI

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE

Presidente
FERNANDO CESAR LORENCINI

Diretor de Pesquisa, Avaliação e Monitoramento da Biodiversidade
MARCOS AURÉLIO VENANCIO

Coordenador Geral de Estratégias para Conservação (Substituto)
DANIEL SANTANA LORENZO RAÍCES

Coordenadora do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves
Silvestres
PRISCILLA PRUDENTE DO AMARAL

MANUAL DE ANILHAMENTO DE AVES SILVESTRES

ORGANIZADORES

Antonio Emanuel Barreto Alves de Sousa
Patrícia Pereira Serafini

SUPERVISÃO TÉCNICA E REVISÃO FINAL

Priscilla Prudente do Amaral
Arlindo Gomes Filho
Vicente de Paula Nascimento Júnior

PROJETO GRÁFICO E EDITORAÇÃO

Marília Ferreira

CATALOGAÇÃO E NORMALIZAÇÃO BIBLIOGRÁFICA

Lúcia Lanari Ozolins

CAPA

Wagner da Costa Gomes

FOTO DA CAPA

Glauber Siqueira

ILUSTRAÇÕES

Cristiano Marcelo da Silva Nascimento

Catálogo na fonte: Biblioteca do ICMBio

M294m Manual de Anilhamento de Aves Silvestres / Organizadores: Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa e Patrícia Pereira Serafini. 3ª ed. rev. e ampl. Brasília: ICMBio, Cemave, 2020.

113 p. : il. color. ; 29,7 cm

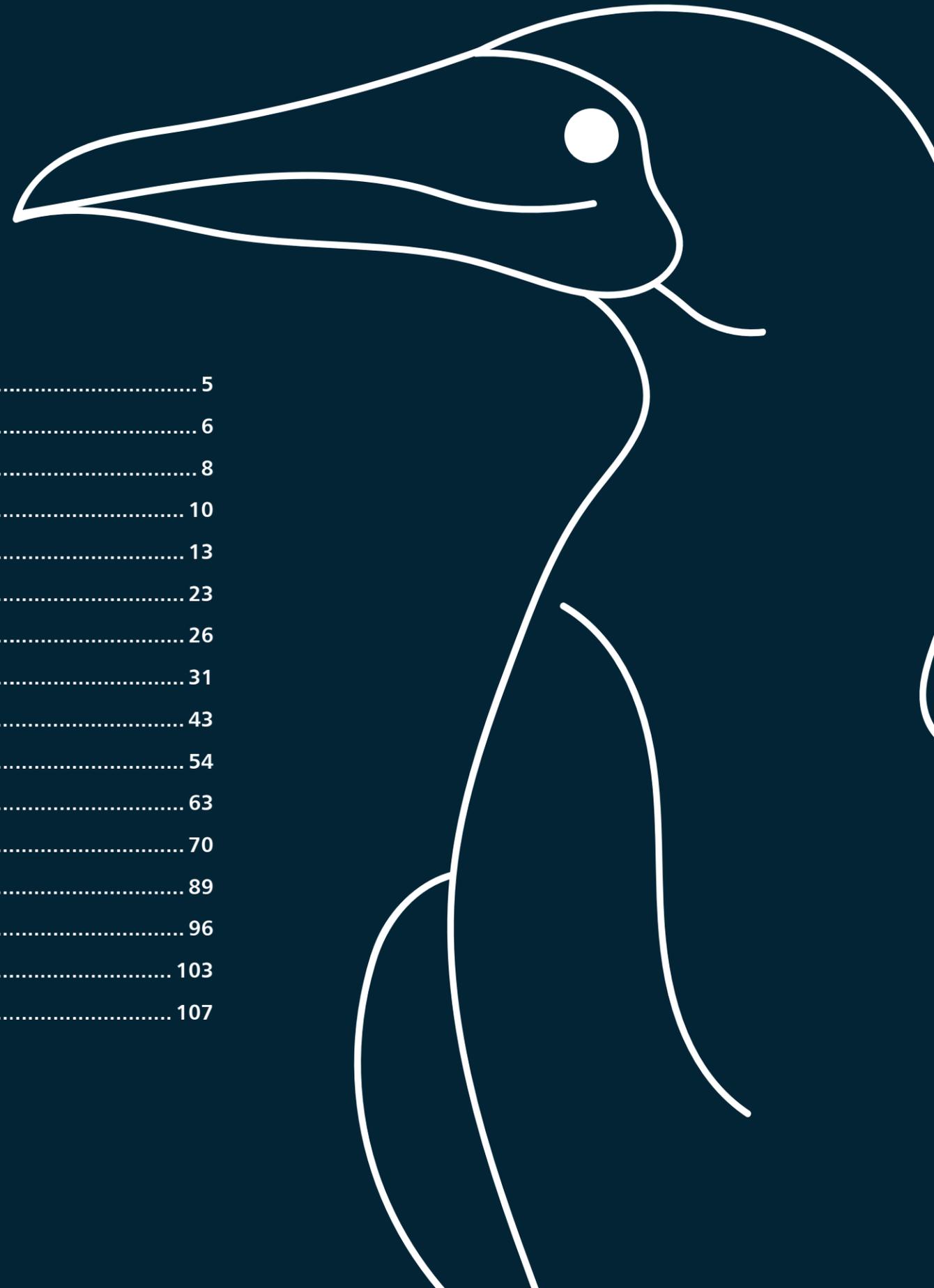
ISBN 978-85-61842-61-1 (versão online)

1. Ave silvestre. 2. Anilhamento. 3. Técnica de marcação. I. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. II. Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres.

CDU 598.2

Sumário

Apresentação	5
Breve histórico do anilhamento	6
Código de ética do anilhador.....	8
Conceitos, aplicações do anilhamento e noções de desenho amostral	10
Técnicas de captura de aves.....	13
Contenção e transporte de aves	23
Anilhamento.....	26
Coleta de dados	31
Análises demográficas baseadas em dados de captura-marcação-recaptura.....	43
Primeiros socorros em aves.....	54
Marcadores auxiliares	63
Determinação da idade de aves neotropicais com base no ciclo de mudas	70
Recomendações para captura, anilhamento e processamento de beija-flores.....	89
Técnicas de captura e anilhamento de aves de rapina.....	96
Captura, contenção, acondicionamento e anilhamento de aves marinhas	103
Técnicas de captura e marcação de aves limícolas	107





Apresentação

Com o objetivo de divulgar os procedimentos para o uso da técnica de anilhamento de aves silvestres, o CEMAVE organizou esta terceira edição do Manual de Anilhamento de Aves Silvestres, atualizando conceitos e aprimorando as orientações para a aplicação dessa técnica e de outros tipos de marcadores.

A marcação por anilhamento é uma técnica de campo fundamental em pesquisas de longa duração e no monitoramento de aves, sendo de grande importância para a conservação das espécies, pois fornece dados de distribuição, sobrevivência, sucesso reprodutivo, longevidade, dispersão, migração, comportamento e estrutura social, resposta ao manejo, dentre outras informações. O anilhamento permite, ainda, o reconhecimento e o acompanhamento de indivíduos por meio da coleta de dados e/ou de material biológico como peso, tamanho, sangue e ectoparasitas, gerando informações indispensáveis para entendermos como a demografia e distribuição de aves silvestres respondem às mudanças ambientais, contribuindo para o progresso científico e para as tomadas de decisão de manejo e conservação.

Dados de anilhamento vêm subsidiando políticas públicas importantes no Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), como a avaliação do estado de conservação das aves brasileiras e a elaboração e implementação dos planos de ação para conservação de espécies ameaçadas. Juntamente com outros métodos, o uso da técnica de anilhamento tem sido recomendado para os projetos de monitoramento de aves em unidades de conservação, constando, inclusive, em protocolos padronizados adotados pelo Instituto.

O CEMAVE tem grande interesse em aumentar o número de aves anilhadas no Brasil, o número de recuperações e também o número de anilhadores, mas a preocupação principal

do Centro é a qualidade do anilhamento e a capacitação dos anilhadores. Nesse sentido, esta terceira edição será disponibilizada em formato eletrônico e de forma gratuita, facilitando o acesso à publicação e a maior divulgação de seu conteúdo.

Na presente edição, novos capítulos e tópicos foram adicionados e outros revisados e atualizados. Entre as novidades, destacam-se os tópicos sobre desenho amostral e análise de dados de anilhamento, o Código de Ética do Anilhador, primeiros socorros em aves durante trabalhos de captura e anilhamento, biossegurança e métodos para determinação de idade de aves neotropicais com base nos ciclos de vida e de mudas das aves. Além disso, a publicação apresenta orientações especiais para determinados grupos como beija-flores, aves limícolas, aves marinhas e rapinantes.

Lembramos que toda manipulação de animais em pesquisa científica, especialmente o uso de armadilhas e iscas vivas, deve considerar a ética e o bem-estar animal. Devemos ser cuidadosos na escolha e utilização das técnicas aqui propostas, considerando sempre a experiência de quem aplica, a espécie-alvo, as condições locais e as questões de biossegurança.

Desejamos aos anilhadores uma ótima leitura e que este Manual possa realmente contribuir para o aprimoramento da atividade de marcação de aves no Brasil.

PRISCILLA PRUDENTE DO AMARAL
Coordenadora do CEMAVE

Breve histórico do anilhamento

João Luiz Xavier do Nascimento

Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres
(CEMAVE) - ICMBio
Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
joao.nascimento@icmbio.gov.br

A marcação de aves por meio de anéis metálicos (anilhas) contendo números de identificação e endereço para comunicação em caso de encontro da ave marcada é uma técnica utilizada no mundo inteiro e indispensável no estudo de movimentações, sobrevivência e comportamento, contribuindo com dados fundamentais à conservação das espécies e dos ambientes por elas utilizados.

O anilhamento de aves tem sua origem associada ao estudo das migrações, fenômeno que desde os tempos mais remotos atrai a atenção do homem e caracteriza-se, via de regra, por movimentos de populações entre uma área utilizada para reprodução e outra(s) de alimentação e descanso.

Registros sobre migrações datam de cerca de 3.000 anos, dos tempos de Hesíodo, Homero, Aristóteles e outros. Na Bíblia há várias referências aos periódicos movimentos das aves, como no livro de Jó (39:26) onde é feita a pergunta: "Ou voa o gavião pela tua inteligência e estende as suas asas para o Sul?" e no livro de Jeremias (8:7): "Até as cegonhas conhecem a estação da migração. A rola, o grou e a andorinha, sabem quando devem migrar. Mas o meu povo não conhece a vontade do seu Senhor".

Aristóteles foi um dos primeiros a discutir sobre as migrações das aves. Ele observou grous voando das estepes da Cítia para as regiões pantanosas próximas ao Nilo, e pelicanos, gansos, cisnes, pombos e várias outras espécies voando

para regiões quentes a fim de passarem o inverno. Para explicar o aparecimento de espécies em determinados períodos e desaparecimento em outros, elaborou várias teorias. Uma delas afirmava que as aves, quando desapareciam, estavam hibernando e, por muitos séculos tal ideia foi aceita. Os seguidores de Aristóteles acreditavam que no outono as aves desapareciam porque passavam por um estado de torpor no qual elas permaneciam durante a estação fria, escondidas em ocos de árvores, cavernas ou na lama dos pântanos. É também de Aristóteles a teoria da *transmutação*, segundo a qual, a ausência de determinadas espécies, em períodos do ano, e presença de outras era explicada pela transformação de uma espécie em outra (Lincoln 1935).

Séculos se passaram até que em 1595, na França, um dos falcões peregrinos do Rei Henrique IV, marcado com um anel metálico com o objetivo de identificá-lo como de sua propriedade, foi encontrado no dia seguinte em Malta, a cerca de 1750 km de distância.

Esse fato, além de demonstrar a alta capacidade de deslocamento da ave, foi o primeiro registro de uma recuperação que se tem notícia.

Em 1699, Ferdinand Albert II, Duque de Brunswick-Lüneburg, colocou uma anilha de prata em uma garça-real. Essa mesma ave foi recuperada em 1728, quase 30 anos mais tarde, por seu neto, indicando sua longevidade.

Em 1899, com o desenvolvimento da capacidade de produção de lâminas de alumínio, metal barato e capaz de ser impresso, surgiu o anilhamento como até hoje é conhecido. Um professor dinamarquês, Hans Christian Cornelius Mortensen (Figura 1), fabricou anilhas numeradas sequencialmente, contendo o seu endereço para devolução. O retorno das primeiras anilhas mostrou que era um método altamente prático, de baixo custo e de grande aplicação. Mortensen foi o pioneiro no uso do anilhamento com fins científicos, trabalhando inicialmente com estorninhos (*Sturnus vulgaris*), mas também anilhou várias espécies de aves aquáticas. Em poucos anos, a técnica de Mortensen começou a ser aplicada em todos os países europeus e na América do Norte.

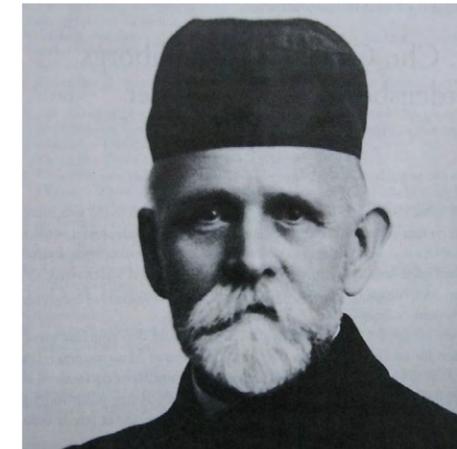


Figura 1: Hans Christian Cornelius Mortensen, pioneiro no uso do anilhamento de aves com fins científicos. (Foto disponível em http://en.wikipedia.org/wiki/Hans_Christian_Cornelius_Mortensen).

No início cada anilhador desenvolvia seus próprios códigos de anilhas. Com o aumento do uso da técnica e consequente crescimento no número de aves marcadas, veio a necessidade de uma coordenação para dar confiabilidade às informações. Surgiram **os primeiros centros de anilhamento**, inicialmente em unidades estaduais e posteriormente nacionais.

O Programa de anilhamento de aves dos Estados Unidos e Canadá é administrado conjuntamente, desde 1923, pelo *United States Geological Survey* e *Canadian Wildlife Service*. Seus respectivos centros de anilhamento têm funções e políticas semelhantes e utilizam as mesmas anilhas. A Europa possui centros nacionais de anilhamento, cada um com um sistema de códigos próprios, mas coordenados entre si pela *European Union for Bird Ringing* (Euring), no tocante à troca de informações e intercâmbio de experiências. Na África do Sul e países vizinhos o anilhamento é coordenado pelo *South African Bird Ringing Unit* (Safring) e na Austrália pelo *Australian Bird and Bat Banding Scheme* (ABBBS), este último coordenando o anilhamento de aves e morcegos ameaçados e migratórios.

No Brasil os primeiros registros de anilhamento de aves correspondem aos estudos de beija-flores realizados pelo pesquisador Augusto Ruschi nos anos de 1950, utilizando anilhas de cobre ou latão. Na década de 1960, o Instituto Adolfo Lutz iniciou os estudos sobre a dispersão de arboviroses por aves, em São Paulo, utilizando o anilhamento como técnica auxiliar

e, o Instituto Evandro Chagas, em Belém, em parceria com o pesquisador norte-americano Thomas Lovejoy, no projeto sobre a estrutura de comunidades de aves da floresta amazônica, também começou a utilizar a técnica. Nesse mesmo período iniciou-se um projeto de anilhamento de marrecas selvagens (especialmente irerês, *Dendrocygna viduata*) no Parque Zoológico de São Paulo.

Na década seguinte o Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal (IBDF) e a Secretaria de Agricultura do Estado do Rio Grande do Sul assinaram um convênio de cooperação técnica, visando à implantação de um programa de marcação de aves naquele estado. O ornitólogo William Belton passou a integrar o projeto e deu-se início ao primeiro sistema integrado de anilhamento de aves no país.

Em 1975, a *Food and Agriculture Organization* (FAO), o braço da ONU vinculado à área agrícola e ao uso de recursos naturais renováveis, sugeriu ao IBDF a criação de um centro nacional para coordenar e impulsionar um sistema de anilhamento de aves silvestres, de maneira a subsidiar as ações e políticas de conservação do órgão, com dados coletados a partir do uso da técnica de marcação de aves. Nesse período já se acumulavam recuperações de aves anilhadas na Europa e Estados Unidos, no Brasil, indicando a importância estratégica do país para as espécies migratórias do hemisfério Norte.

Como consequência, em janeiro de 1977, por intermédio de um convênio entre o IBDF e a Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza (FBCN), foi criado o **Centro de Estudos de Migrações de Aves (CEMAVE)**, para organizar, coordenar e impulsionar o sistema de anilhamento de aves no Brasil, bem como proporcionar a implementação de ações e políticas de conservação de aves silvestres e seus ambientes, apoiado em dados criteriosamente coletados e analisados. O foco inicial dos trabalhos de anilhamento a partir da criação do Centro foi voltado para o estudo das migrações das aves, mas, com o passar do tempo, as espécies residentes passaram a ser contempladas. Desde então, já foram anilhadas quase 1 milhão de aves com anilhas do CEMAVE no Brasil e Antártida.

Em abril de 1992, por ocasião do seu 15º aniversário, sua designação foi alterada para **Centro Nacional de Pesquisas para Conservação das Aves Silvestres** e, em 2009, para **Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres**, seu nome atual. Tais alterações ocorreram em virtude da ampliação do escopo do Centro, porém a sigla original **CEMAVE** foi mantida. Em 1989, passou a integrar a estrutura organizacional do Ibama e, desde 2007, está vinculado ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), compondo um conjunto de 14 Centros Nacionais de Pesquisa e Conservação no Instituto.

Referência bibliográfica

Lincoln, F. C. 1935. **Migration of Birds**. Circular 16. Revised by S.R. Peterson, 1979. Revised by J. L. Zimmerman, 1998. U. S. Fish and Wildlife Service. Division of Biology. Manhattan, KS: Kansas State University. 113p.

Código de ética do anilhador

Patrícia Pereira Serafini¹ & Diego Mendes Lima²

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
patricia.serafini@icmbio.gov.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio
Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
diego.lima@icmbio.gov.br

O anilhamento é uma técnica amplamente utilizada ao redor do mundo, sendo considerada uma ferramenta imprescindível para a pesquisa com aves. Seu uso, contudo, requer conhecimento, habilidade, responsabilidade e ética profissional. É uma técnica bastante segura e efetiva, desde que sejam utilizados equipamentos e materiais adequados, inclusive aqueles relacionados com a biossegurança. A experiência do anilhador também é um requisito importante para o bom uso da técnica e para a correta tomada de decisões em situações difíceis.

A responsabilidade primordial do anilhador é para com a ave, independentemente de sua experiência ou nível de conhecimento. Assim, em qualquer trabalho de campo, ele deve zelar sempre pela saúde e bem-estar das aves que está estudando. Nesse sentido, o anilhador deve procurar minimizar o estresse imposto às aves durante as atividades de captura, transporte, manuseio e anilhamento e estar aberto a novas sugestões e técnicas que possam reduzir as situações de risco.

O anilhador deve optar por métodos que garantam o menor tempo possível de manipulação das aves e os tipos de

dados a serem coletados não devem ser prejudiciais à saúde das mesmas.

O anilhador deve, sempre que necessário, simplificar os procedimentos em campo, especialmente quando há condições climáticas desfavoráveis ou visando reduzir o número acumulado de aves não processadas, no caso de captura simultânea de um número excessivo de animais. Nessas situações, o anilhador deve tomar providências imediatas para evitar mortes desnecessárias de aves capturadas, como, por exemplo, soltar as aves sem anilhar ou fechar temporariamente as redes de neblina.

A situação ideal em qualquer trabalho de anilhamento é que não haja mortalidade de aves. O anilhador não pode considerar que alguma mortalidade é inevitável ou aceitável. Portanto, se ocorrer algum ferimento ou óbito durante as atividades de captura e marcação, é necessário reavaliar toda a metodologia, ou mesmo redimensionar a equipe de trabalho ou esforço amostral, a fim de evitar a repetição dessas fatalidades.

O anilhador titular deve zelar pela segurança e qualidade do trabalho em todos os aspectos e, sempre que necessário, deve auxiliar e orientar os demais membros da equipe, visando manter um padrão elevado de trabalho. A Figura 1 apresenta os três pilares que devem nortear as pesquisas que envolvem a técnica de anilhamento de aves silvestres: a qualidade dos dados a serem coletados, a segurança de todos os membros da equipe e a segurança e bem-estar das aves capturadas. Os três pilares são de suma importância e o anilhador deve considerar a segurança e bem-estar das aves capturadas como sua prioridade.

Além de zelar pela saúde e bem-estar das aves, é crucial que os anilhadorees fomentem o Sistema Nacional de Anilhamento de Aves Silvestres (SNA), uma vez que dele dependerá o sucesso do maior objetivo do anilhamento: o aumento do conhecimento sobre as aves silvestres a partir do acúmulo das informações obtidas por meio da recuperação de aves anilhadas. Assim sendo, faz parte de uma conduta ética o repasse ao SNA de dados precisos sobre marcação e recuperação das aves. Quando esse repasse não é feito

adequadamente, criam-se lacunas no Sistema, gerando desperdício de recursos e perda de dados potencialmente relevantes ao estudo e conservação das aves.

Todo anilhador deve atender aos procedimentos e normas vigentes no país, para executar seu projeto de pesquisa dentro da legalidade. Portanto, deve obter previamente a Autorização de Anilhamento emitida pelo CEMAVE e a autorização de captura emitida pelo SISBio (projetos de pesquisa) ou pelo Ibama ou OEMA (projetos de monitoramento de empreendimentos). Além disso, deve obter as devidas autorizações quando a pesquisa for desenvolvida em unidades de conservação e, no caso de propriedade particular, deve obter a permissão do proprietário para executar o trabalho.

Em áreas onde há visitação pública, o anilhador tem responsabilidade científica e educacional de explicar cuidadosamente todas as operações de anilhamento, enfatizando a sua importância para a pesquisa e conservação das aves



Figura 1: Pilares que devem nortear as pesquisas envolvendo a técnica de anilhamento.

Anilhando com Ética

A) Anilhadores são responsáveis pela segurança e bem-estar das aves estudadas, portanto estresse e riscos de ferimento e óbito devem ser minimizados. Seguem abaixo algumas regras básicas para minimizar esses riscos:

- manuseie cada ave com cuidado, respeito, delicadeza, em silêncio e no menor tempo possível;
- capture e processe somente o número de aves que você tem condições de manipular com segurança;
- o excesso de tempo dispendido com um único indivíduo, além de ser prejudicial a ele, pode comprometer o tempo necessário para manipular os outros animais capturados;
- feche as armadilhas ou redes quando predadores estão próximos à área e o risco de predação for maior;
- não capture ou manipule aves em condições climáticas muito adversas, como chuva intensa, vento forte, calor ou frio excessivos;
- procure checar frequentemente as armadilhas e redes e, se necessário, repare-as rapidamente;
- procure checar as redes com a frequência que as condições ambientais demandarem;
- feche e recolha adequadamente todas as armadilhas e redes após o final do trabalho;
- nunca deixe armadilhas e redes armadas e abertas sem supervisão;
- utilize o tamanho de anilha e alicates adequados para efetuar o anilhamento de cada ave;
- trate cada ave ferida de maneira adequada e humanitária.

B) Avalie continuamente seu trabalho e da equipe para garantir sua qualidade:

- nunca anilhe uma ave se não tiver certeza da correta identificação da espécie;
- reavalie os métodos utilizados, se ocorrer ferimentos ou mortalidade;
- havendo óbito, encaminhe a pele para uma coleção científica, observando a legislação pertinente;
- peça e aceite críticas construtivas de outros anilhadores;
- publique inovações relativas às técnicas de anilhamento, captura e manuseio das aves.

C) Faça críticas construtivas e honestas sobre o trabalho de outros anilhadores, visando manter os padrões mais altos possíveis em relação às técnicas utilizadas no Brasil:

- propicie treinamento e supervisão adequados aos anilhadores iniciantes;
- quando estiver trabalhando com outro anilhador e perceber qualquer equívoco por parte deste na manipulação de aves, forneça as devidas orientações para um procedimento correto;
- se este anilhador não aceitar críticas construtivas e os erros metodológicos forem graves, denuncie ao CEMAVE.

D) Garanta que todos os dados obtidos em campo sejam acurados e completos e que sejam adequadamente repassados ao SNA.

E) Obtenha previamente a Autorização de Anilhamento junto ao CEMAVE, além da autorização para captura de aves (emitida pelo SISBio, Ibama ou OEMA - Órgãos Estaduais do Meio Ambiente) e da permissão do proprietário (se o trabalho for realizado em área particular).

Recomendamos ao anilhador imprimir esta página, colar em seu local de trabalho e fazer ampla divulgação.

Conceitos, aplicações do anilhamento e noções de desenho amostral

Alan Loures-Ribeiro¹ & Patrícia Pereira Serafini²

¹Laboratório de Ornitologia, Departamento de Sistemática e Ecologia/CCEN - Campus I
Universidade Federal da Paraíba – UFPB
Conj. Pres. Castelo Branco III
58033-455 João Pessoa, PB
loures@dse.ufpb.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio
Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
patricia.serafini@icmbio.gov.br

Introdução

No presente capítulo são apresentados alguns conceitos importantes e as principais aplicações da técnica de anilhamento em pesquisas com aves. Também são apresentadas noções de desenho amostral, tema relevante e que certamente auxiliará os anilhadores no bom planejamento de suas pesquisas.

Conceitos

É fundamental para o bom desempenho de suas atividades e para manutenção do fluxo de informações no Sistema Nacional de Anilhamento que o anilhador esteja familiarizado com algumas definições que constam na legislação vigente (Instrução Normativa Ibama n° 27/2002), a saber:

Anilhamento: técnica de marcação de aves silvestres para fins de pesquisa, manejo e conservação, mediante a utilização de anéis metálicos numerados individualmente, associados ou não a marcadores auxiliares.

Aves silvestres: aquelas pertencentes às espécies nativas, migratórias ou não, aquáticas ou terrestres, que tenham todo ou parte de seu ciclo de vida ocorrendo dentro dos limites do território brasileiro ou nas águas jurisdicionais brasileiras.

Anilhas padrão CEMAVE: anilhas confeccionadas em liga metálica e que possuem um código individual alfanumérico definido exclusivamente pelo CEMAVE, seguido do endereço eletrônico www.cemave.gov.br¹.

Marcação: uso de qualquer artefato legalmente autorizado que permita diferenciar um indivíduo de uma determinada espécie do restante da população.

Marcador auxiliar: artefato associado à anilha padrão CEMAVE que permite a identificação do indivíduo à distância ou da sua rota de deslocamento, como, por exemplo, anilhas coloridas, bandeirolas, etiquetas de asa, colares, transmissores de sinais de rádio ou de satélite, microchips e geolocalizadores.

Recuperação: refere-se ao encontro ou captura de ave anilhada por qualquer pessoa, inclusive o próprio anilhador, em ocasião (expedição de anilhamento ou temporada) ou local diferentes daqueles do anilhamento.

Recaptura: captura de uma ave anilhada no mesmo local e ocasião do seu anilhamento.

Avistamento: tipo de recuperação onde uma ave anilhada é vista à distância, sem que haja a necessidade de capturar o indivíduo, com auxílio de equipamento ótico de longo alcance, sendo possível a leitura do código da anilha metálica

¹ O endereço www.cemave.gov.br consta no novo modelo de anilhas do CEMAVE. No modelo antigo, ainda disponível, consta a frase "Avise Cemave" e o endereço físico: CP 34 Brasília DF.

ou do marcador auxiliar (código e cor da bandeirola ou sequência de cores de anilhas coloridas).

Recuperador: pessoa que relata ao CEMAVE o encontro de uma ave anilhada.

Aplicações

As aves correspondem, provavelmente, ao grupo de animais que são mais capturados, manipulados e marcados atualmente (Roos 2010). Considerado como um passatempo em alguns países e por diversas pessoas, o anilhamento torna-se de grande utilidade quando ligado a um projeto científico definido e desenvolvido continuamente. Caso contrário, os dados tornam-se bastante dispersos, não contribuindo muito para o avanço da ciência ou da gestão ambiental.

Informações consistentes podem ser obtidas por meio da técnica de anilhamento, desde que sejam coletadas de forma planejada, armazenadas em banco de dados unificado e organizado, e disponibilizadas/publicadas. As informações obtidas nesses casos respondem a várias questões relevantes não só para a biologia e ecologia, mas também para a conservação da biodiversidade. Entre os principais exemplos de possíveis aplicações do uso da técnica de anilhamento, destacam-se:

- conhecimento sobre movimentos migratórios e deslocamentos das aves;
- estabelecimento de rotas migratórias;
- determinação da abrangência geográfica e temporal de sítios de invernada e reprodução;
- determinação de expansões da distribuição geográfica e colonizações;
- conhecimento sobre dispersão entre populações;
- quantificação de troca gênica entre diferentes populações;
- estimativa de parâmetros demográficos (fertilidade, mortalidade e recrutamento);

- obtenção de dados de longevidade e de tempo geracional de espécies;
- obtenção de dados sobre distribuição etária e razão sexual;
- determinação de taxas de sobrevivência anual por faixa etária;
- determinação de taxas de sobrevivência para aves reabilitadas e devolvidas à natureza ou para aves translocadas;
- estimativa de tamanho de territórios e área de vida;
- estudos sobre seleção de *habitat*;
- monitoramento de populações e indivíduos, que pode ser especialmente importante para espécies ameaçadas de extinção, ao permitir a identificação de populações que estão sofrendo declínio;
- monitoramento ambiental, importante para avaliar o efeito de grandes empreendimentos sobre as aves.

O anilhamento também pode ser associado a outras pesquisas ou ao manejo de indivíduos ou populações, gerando informações sobre padrões e estratégias de muda de penas, interação dos indivíduos com parasitas, obtenção de dados sobre massa corpórea, estudos sobre toxicologia e seus efeitos sobre as aves, manejo em áreas de segurança aeroportuária visando minimizar o risco de colisões de aves com aeronaves, dentre outras.

Além de todas essas aplicações, o anilhamento também pode exercer importante papel educacional, sensibilizando a sociedade em relação à importância das aves e dos diferentes ecossistemas em que estão inseridas.

Desenho amostral

O desenho amostral é, sem dúvida, um dos mais importantes pontos de qualquer planejamento da pesquisa científica. Existem alguns bons livros voltados ao tema, em especial: Underwood (1997), Bibby *et al.* (2000), Gotelli & Ellison

(2004), Sutherland *et al.* (2004) e Sutherland (2006). Aqui serão enfatizados alguns passos fundamentais para o delineamento de um bom desenho amostral, direcionado à captura de aves. Outros métodos de amostragem da avifauna que não envolvem captura não são considerados diretamente nesse capítulo.

Entendendo os passos básicos

Todo pesquisador já ouviu, em algum momento, questionamentos do tipo “Qual é a sua pergunta?” ou “Qual é a sua questão científica de interesse?”. Responder adequadamente tais questões é o primeiro passo para se definir o seu desenho amostral, fase crucial para o bom desenvolvimento de qualquer pesquisa. Um bom desenho amostral poupa energia, recursos e, sobretudo, permite obter respostas consistentes às questões científicas investigadas. Portanto, antes de tudo, considere o seguinte:

- Quais são suas questões científicas de interesse? Que tipos de dados seriam necessários para respondê-las?
- Qual protocolo de captura de aves deve ser aplicado para a obtenção de dados que permitam efetivamente responder às perguntas centrais da pesquisa proposta?
- Os materiais e equipamentos disponíveis são adequados para a coleta dos dados? O tempo existente é suficiente?

Para o sucesso da pesquisa é fundamental que os itens supracitados sejam considerados na etapa de planejamento do trabalho. Em geral, estudos envolvendo a captura e a marcação de aves têm custo elevado. Um bom desenho amostral pode evitar que se utilize, em vão, uma estratégia de coleta de dados equivocada ou inconsistente. Um estudo piloto é recomendável, e até mesmo o acesso a dados coletados por outros pesquisadores poderá auxiliar nas decisões ligadas ao esforço amostral. Antes de se considerar a execução de um projeto envolvendo a captura e a marcação das aves, é necessário observar se a pesquisa proposta contempla ou se relaciona com algum dos tópicos a seguir:

- **Obtenção de dados populacionais:** necessidade de obter dados demográficos, tais como o tamanho da população de uma ou mais espécies, taxas de sobrevivência, probabilidade de extinção, produtividade e dinâmica populacional.
- **Movimentos das aves:** definir rotas migratórias, expansões, colonizações, dispersão das espécies, mecanismos de trocas gênicas e separações entre populações.
- **Pesquisa ecológica e comportamental:** definição de tamanho de território, seleção de *habitat*, hierarquia de dominância, estratégias de acasalamento, uso da área.
- **Patógenos e doenças:** coletar material biológico diverso, tais como ectoparasitos e endoparasitos, bactérias e vírus.
- **Estudos de taxonomia, sistemática e morfologia:** necessidade de coleta do animal para envio a coleções científicas ou mesmo para a determinação de parâmetros morfológicos utilizados em estudos fisiológicos (e.g. padrões de mudas), biomecânicos e ecomorfológicos.
- **Coleta de dados de dieta:** necessidade de obtenção de material regurgitado e/ou conteúdo fecal.
- **Fins educacionais:** utilização da ferramenta como meio de sensibilizar estudantes e a sociedade em geral sobre a importância da conservação das espécies e seus ambientes. Ainda, pode ser uma excelente ferramenta de aprendizagem para futuros jovens ornitólogos (e.g. acelera a curva de aprendizagem taxonômica).

Planejando o projeto de pesquisa

Após considerar os três passos básicos e se o objetivo do estudo está ligado a um ou mais tópicos acima, é hora de definir o desenho amostral. Os aspectos tratados aqui são parte de um conjunto de conhecimentos básicos de estatística. O uso de um bom livro da área (e.g. Fowler *et al.* 1998, Gotelli & Ellison 2004, Sokal & Rohlf 2012) poderá auxiliar no correto delineamento da coleta dos dados.

A obtenção de amostras representativas é um dos pontos centrais de um projeto de pesquisa. A escassez de amostras é um dos principais problemas encontrados quando se trata de responder a determinadas questões científicas. No intuito de entender, por exemplo, qual o tamanho populacional de uma ave na natureza, deve-se buscar a captura de um número adequado de indivíduos daquela espécie. Difícilmente haverá boas estimativas do tamanho populacional de uma espécie em particular se ela for pouco frequente em tais amostras. Para a produção dessa e de outros tipos de estimativas temos que considerar qual será o tamanho ideal da amostra.

Para tanto, é necessário definir o tamanho das unidades amostrais, a sua localização, a intensidade das coletas, bem como a frequência de sua execução. A definição do tamanho das unidades amostrais é algo relativo. É comum o uso pelos pesquisadores de transecções lineares ou quadrados para definir as suas unidades amostrais. Se em um trabalho de consultoria torna-se necessário amostrar e marcar aves em uma determinada localidade com dois ou mais tipos de *habitat*, então todos os *habitat* devem ser contemplados por unidades amostrais. Assim sendo, decisões sobre o tamanho da unidade amostral ou da intensidade com que ocorrerão as coletas de dados poderão ser tomadas com o auxílio da literatura especializada ou mesmo por meio da consulta a pesquisadores mais experientes.

Muitas vezes, unidades amostrais de tamanho menor são mais bem-sucedidas por diversas razões. A compactação das unidades amostrais permite excluir uma série de inconvenientes quando se trata de sua abrangência e a influência de efeitos marginais. Entre estes efeitos estão territórios contíguos de outras aves, tipos estranhos de *habitat*, efeitos de clareiras sobre dados de interior de florestas, dentre outros. A compactação das unidades amostrais reduz o número de tomada de decisões, algumas arbitrárias, nas análises de dados.

Primeiro, sugere-se considerar se os dados necessários têm a ver com a produção de listas de espécies ou se será necessário obter estimativas da representatividade de tais espécies na natureza. No caso de uma lista de espécies, é possível optar por instalar redes de neblina nos mais diferentes ambientes,

já que existem espécies que são exclusivas de alguns tipos de *habitat*. Por outro lado, se o objetivo for também obter alguma estimativa de abundância na natureza, então fatores tais como o esforço amostral devem ser bem controlados.

Do ponto de vista da localização das unidades amostrais, a decisão de realizar amostragens estratificadas pode eliminar a necessidade da realização de amostragens regulares. Por definição, uma amostragem estratificada é aquela que leva em conta subunidades de um conjunto maior, amostrando essas subunidades de modo aleatório. Assim, podemos voltar ao exemplo anterior onde existe mais de um tipo de *habitat* em uma localidade. Se as espécies de aves variam quanto à ocorrência e/ou em relação aos tamanhos de suas populações em cada tipo de *habitat*, então uma amostragem estratificada é necessária. Uma observação importante que surge é a seguinte: os estratos (*e.g.* *habitat* diferentes) nesse caso não são necessariamente contínuos. O importante é localizar onde os diferentes *habitat* estão e delinear a amostragem de cada um deles.

A intensidade das coletas pode ou não estar ligada à sazonalidade. Nem sempre tais dados são necessários, embora na maioria dos casos seja importante a inclusão de pelo menos um ciclo sazonal. Também deve-se considerar as limitações de tempo ou mesmo de recursos (o que inclui pessoal e material suficientes) necessários à realização da pesquisa.

Uma maneira de otimizar o esforço de amostragem, principalmente em estudos de ecologia, é utilizar a abordagem do desenho lógico amostral (Underwood 1997). Esse desenho permite ao investigador maximizar a replicação das unidades amostrais e investigar questões científicas por meio de experimentação em ambientes naturais. Para maiores detalhes dos problemas envolvendo experimentos pseudorreplificados e de análise de modelos hierárquicos recomenda-se a leitura de Hurlbert (1984) e Underwood (1997).

No caso de estudos envolvendo a captura de aves, o esforço amostral está relacionado às especificações do tamanho de rede, além do número de redes empregadas. A forma com que essas redes serão instaladas nos ambientes deve estar ligada aos objetivos do projeto de pesquisa. Assim, maior ou menor esforço

dependerá muito das suas questões científicas, da dinâmica local de captura (que pode variar enormemente de local para local). Em localidades onde as redes conseguem capturar muitas aves, é provável que as redes funcionem bem como método de amostragem. Por outro lado, em locais onde a taxa de captura é muito baixa, o esforço amostral pode ter que ser bem maior. Assim, novamente, o número de redes, a quantidade de horas que cada rede ficará aberta, o número de dias de amostragem, todos esses fatores são altamente variáveis de local para local.

Referências bibliográficas

- Bibby, C. J.; N. D. Burguess; D. A. Hill & S.H. Mustoe. 2000. **Bird Census Techniques**. 2ª ed. USA: Academic Press/Elsevier. 302p.
- Fowler, J.; L. Cohen & P. Jarvis. 1998. **Practical Statistics for Field Biology**. 2nd ed. West Sussex, UK: John Wiley & Sons. 259p.
- Gotelli, N. J. & A.M. Ellison. 2004. **A Primer of Ecological Statistics**. USA: Sinauer Associates Inc. 510p.
- Hurlbert, S. H. 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. **Ecological Monographs** 54(2): 187-211.
- Roos, A. L. 2010. Capturando aves, p.79-104. In: S. Von Matter; F. C. Straube; I. Accordi; V. Piacentini & J. F. Candido-Jr. **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books.
- Sokal, R. R. & F. J. Rohlf. 2012. **Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research**. 4 th ed. New York: W. H. Freeman and Co. 937p.
- Sutherland, W. J.; I. Newton & R. E. Green. 2004. **Bird Ecology and Conservation: A Handbook of Techniques**. USA: Oxford University Press. 386p.
- Sutherland, W.J. 2006. **Ecological Census Techniques**. 2nd ed. New York: USA: Cambridge University Press. 432p.
- Underwood, A. J. 1997. **Experiments in Ecology: their Logical Design and Interpretation Using Analysis of Variance**. New York: Cambridge University Press. 504p.

Técnicas de captura de aves

Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa¹ & Patrícia Pereira Serafini²

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 – Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
patricia.serafini@icmbio.gov.br

Introdução

Existem diferentes métodos de captura de aves disponíveis atualmente para os ornitólogos em campo. O anilhador, ao escolher um dos métodos, deve considerar a(s) espécie(s)-alvo e os objetivos da pesquisa. Por exemplo, para capturar aves florestais insetívoras, provavelmente o método mais apropriado seja a utilização de redes ornitológicas. Se o objetivo é capturar aves que utilizam ambientes alagados, o uso de armadilhas teladas com ceva pode ser mais conveniente. Se, no entanto, a pesquisa prever o registro do peso corporal natural das aves, armadilhas com isca ou ceva podem interferir nos resultados (NABC 2001). De modo geral, as redes ornitológicas são o método mais indicado para a maior parte dos casos. Contudo, são menos seletivas, de forma que o conhecimento das diversas opções pode facilitar a escolha do método de captura ideal. A experiência do anilhador também deve ser considerada quanto ao tipo de armadilha a ser utilizado.

As armadilhas geralmente se baseiam em princípios simples, desenvolvidos a partir da observação do comportamento das espécies-alvo. Ao utilizar armadilhas, o anilhador deve fazê-lo

com todos os cuidados possíveis, para evitar causar danos às aves capturadas. A seguir são descritos os principais tipos de armadilhas empregados na captura de aves para anilhamento.

Armadilhas para captura

Rede ornitológica

A rede ornitológica também é conhecida por rede de neblina ou rede japonesa. É um tipo de armadilha conhecido no Japão há mais de trezentos anos e é possível que tenha sido introduzida naquele país pelos chineses (Austin 1947). Seu uso era destinado à captura de aves para alimentação humana e as redes eram confeccionadas com fios de seda. Austin (1947) descreve as redes ornitológicas japonesas e sua eficiência na captura de aves silvestres. Até aquele momento, os anilhadores só conheciam métodos de captura de aves no ninho ou com outros tipos de armadilhas. A introdução das redes ornitológicas em atividades de anilhamento representou uma revolução na ornitologia comparável, talvez, àquela produzida pelo desenvolvimento da técnica de marcação de aves silvestres (Ibama 1994).

A técnica rapidamente popularizou-se no meio científico e logo foram fabricados vários tamanhos de malhas e comprimentos de redes. Seu custo foi significativamente reduzido com o uso de fios de *nylon* ou poliéster, em substituição ao fio de seda. A sua cor básica é o preto, de maneira a ficar invisível contra a vegetação. Entretanto, em lugares abertos, durante o dia, as redes destacam-se de tal forma que deixam de ser eficientes. Já foram feitas tentativas de mudança de cor do fio para o verde, marrom ou branco, sem qualquer sucesso aparente no aumento das capturas (Ibama 1994). Atualmente muitos anilhadores trabalham exclusivamente com redes ornitológicas, as quais são bastante eficientes para capturar desde aves pequenas, como os beija-flores, até aves de grande porte. São de fácil montagem e podem ser utilizadas em diversos tipos de ambientes, como em áreas abertas ou em florestas (Figuras 1 e 2).

Seu uso, entretanto, exige bastante cuidado e habilidade por parte do anilhador. Em trabalhos com redes ornitológicas, o anilhador deve evitar o uso de roupas que possuam botões ou qualquer objeto que possa ficar preso na rede. Relógios, anéis e zíperes podem danificá-la durante sua manipulação.



Figura 1: Redes ornitológicas instaladas em área aberta. Foto: Acervo do CEMAVE.



Figura 2: Redes ornitológicas instaladas em área de caatinga, na Estação Ecológica do Raso da Catarina. Foto: Roberta Rodrigues.

As redes devem ser armadas nas hastes de sustentação na posição correta, com as alças seguindo a mesma sequência de cada lado e sem linhas cruzadas. As redes devem estar bem esticadas, portanto as hastes de sustentação devem ser amarradas com nós firmes, que não folguem. É de fundamental importância que, quando abertas, as malhas formem as bolsas onde as aves, ao bater na rede, caiam e fiquem presas (Figura 3).



Figura 3: *Eupsittula cactorum* capturada em rede ornitológica na Estação Ecológica do Raso da Catarina. Foto: Roberta Rodrigues.

Após o uso no campo, coloque as alças da rede em ordem e amarre-as com uma das alças externas ou pedaço de barbante. Repita o mesmo procedimento com a outra extremidade. Com a rede esticada, segure com a mão esquerda uma das extremidades com as alças reunidas e, com a direita apanhe a rede, juntando as guias horizontais em braçadas. Realize a operação até chegar ao outro extremo. Quando faltar somente uma braçada, retire a outra extremidade, dobre a rede com cuidado e guarde-a em um saco de pano ou de plástico. Para armá-la, realize a mesma operação, no sentido inverso. Esse método é bastante usado no Brasil e encontra-se detalhado no Quadro 1.

Outro método bastante prático para abrir e fechar as redes foi descrito por Blackshaw (1993) e é apresentado no Quadro 2. Consiste na retirada das redes utilizando sacolas de supermercado. Inicialmente as alças da rede são fechadas e as bolsas inferiores da rede são enroladas dentro da bolsa superior da rede. Em seguida passa-se uma das alças da sacola por dentro dos punhos de um dos lados da rede. A outra alça da sacola é colocada na outra mão do anilhador que, então, caminha no sentido da outra extremidade da rede. À medida que vai andando, vai colocando com as mãos a rede dobrada dentro da sacola, até chegar à outra extremidade. Então, o anilhador passa a segunda alça da sacola por dentro dos punhos da rede, que a essa altura já está totalmente dentro da sacola, e finalmente dá um nó nas alças da sacola plástica.

Feito isso, a rede já está pronta para ser guardada. Para abrir a rede, basta fazer o processo inverso.

Se a rede estiver molhada, o anilhador deve providenciar sua secagem antes de guardá-la, evitando-se, assim, o ataque de fungos. O anilhador deve ainda revisar periodicamente as redes e, constatado algum buraco, providenciar o seu remendo utilizando uma agulha de pescador. Deve-se utilizar

preferencialmente o mesmo tipo de fio utilizado na fabricação da rede. Para o remendo, a rede deve ser estendida em um local com pouco vento. Uma luz atrás da rede ou uma folha de papel branco colocada atrás da região a ser reparada, auxilia o trabalho (Ibama 1994). Para descarte de redes velhas e inutilizáveis, o anilhador deve queimá-las, evitando que pessoas sem autorização possam usá-las indevidamente.

Quadro 1: Método de desmontagem da rede em braçadas (Ibama 1994). Fotos: Diógenes Augusto Ramos Filho.





7- Dobrando a rede – braçada final



8- Enrolando a rede



9- Enrolando a rede



10- Colocando a rede no saco



11- Colocando a rede no saco



12- Rede pronta para guardar

Quando uma linha mestra (linha de suporte do painel) arrebenta, deve-se substituí-la. Muitas vezes, necessita-se utilizar a rede antes que se tenha material para o conserto. Para tanto, basta reunir as pontas da linha que partiu com um nó cego. A linha de substituição deve seguir a mesma trama da linha substituída. A vida útil de uma rede depende dos cuidados no seu uso e da quantidade de vezes que é utilizada, bem como das condições de seu armazenamento (Ibama 1994).

Atualmente existe uma grande variedade de redes ornitológicas no mercado, variando suas especificações, com diversos tamanhos de malha, comprimento e número de bolsas. O tamanho da malha é tomado esticando-se dois nós diagonais vizinhos e medindo a distância entre eles com régua ou paquímetro, podendo ser encontradas redes com malhas de 20 a 100 mm ou mais. A escolha do tamanho da malha depende do tamanho das espécies-alvo de captura. Para beija-flores e outras aves pequenas, deve-se utilizar redes com malhas de 24 a 30 mm, enquanto para a maioria dos Passeriformes as redes de 32 a 44 mm são as mais recomendadas. Para aves maiores, recomenda-se o uso de malhas acima de 60 mm. Quanto ao tamanho, também há uma grande variedade, tanto na altura, que pode ser de 1,0 a 4,0 m, como no comprimento, que vai de 2 a 21 m. Contudo, as redes mais utilizadas são aquelas de 12 x 2,5 m ou 12 x 3,0 m. O número de bolsas pode variar de 4 a 6 e o filamento de *nylon* ou poliéster que compõe a malha deve ser ultrafino, visando garantir a invisibilidade da rede contra um fundo escuro, devendo medir 0,1 mm ou menos de espessura e possuir resistência à radiação ultravioleta.

Existem no mercado redes de menor custo e de qualidade inferior, que não contêm amarração da malha pela linha mestra. Esse tipo de rede faz a malha escorregar pelas linhas mestras, especialmente em locais onde o vento é forte, fazendo com que a malha fique esticada de um lado e frouxa do outro, reduzindo consideravelmente sua eficiência na captura de aves, uma vez que no lado esticado não se formam as bolsas de captura. O CEMAVE recomenda fortemente a utilização de redes de melhor qualidade, uma vez que, embora mais caras, são mais eficientes e geralmente não causam danos às

aves capturadas. Essas redes vêm com numeração de série do fabricante, possuem alças reforçadas, sendo as das extremidades com cores diferenciadas e possuem linhas mestras duplas, para permitir a amarração das malhas e evitar que a rede escorregue.

Rede bandeira ou rede de dossel

São redes ornitológicas que ficam suspensas em dosséis florestais, ambientes geralmente pouco estudados, apesar de sua importância e riqueza biológica. Para a captura de aves que ocupam os estratos superiores da vegetação arbórea são necessárias adaptações na técnica de armação da rede ornitológica, para que a mesma possa ser instalada na altura desejada. A rede deve ser aberta entre duas varas que terão cordas amarradas em suas extremidades. Escolhidas duas árvores entre as quais a rede será armada, as cordas superiores são arremessadas nos galhos e puxadas para baixo, até que a

rede alcance a altura desejada. Em seguida as extremidades das cordas devem ser amarradas em arbustos ou árvores, de forma a manter a rede sempre bem esticada. Deve-se deixar corda extra para que se possa abaixá-la no momento de fechar ou retirar as aves capturadas (Ibama 1994).

Maiores detalhes e informações sobre o uso de redes de dossel estão disponíveis em Von Matter (2008).

Rede de canhão

Desenvolvida inicialmente para captura de gansos nos Estados Unidos (Dill & Thornsby 1950), a rede de canhão vem sendo largamente utilizada em diversos países, especialmente para captura de aves gregárias, como aves limícolas, aquáticas, columbídeos, dentre outras.

Quadro 2: Método de desmontagem de redes (Blackshaw 1993). Fotos: Diógenes Augusto Ramos Filho.



1- Rede com apenas a bolsa superior aberta



2- Enrolando a rede dentro da bolsa superior



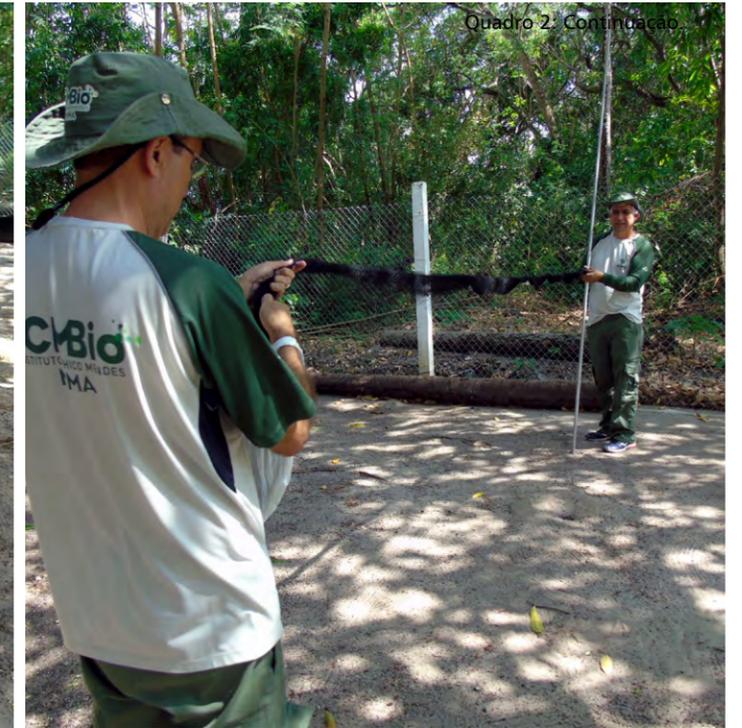
3- Passando a alça da sacola por dentro dos punhos



4 - Colocando as mãos nas alças da sacola



5- Colocando a rede dentro da sacola



6- Colocando a rede dentro da sacola



7- Colocando a rede dentro da sacola



8- Passando a segunda alça da sacola por dentro dos punhos



9- Fechando a sacola com um nó



10- Rede pronta para guardar

No Brasil a técnica foi utilizada pela primeira vez em 1981, para a captura de marrecas no Rio Grande do Sul. Posteriormente, foi utilizada com sucesso para captura de marrecas em São Paulo, de avoantes no Nordeste e de maçaricos no Maranhão e na Lagoa do Peixe, no Rio Grande do Sul.

Consiste em uma rede de *nylon* na qual são acoplados canhões, com carga explosiva, que disparam e lançam a rede ao serem acionados por um disparador manual. É um método que requer muita prudência por parte do anilhador, uma vez que envolve manipulação de material explosivo, para o qual é necessário treinamento específico. Não é recomendável seu uso por anilhadores sem experiência com o método, uma vez que pode resultar em risco para os mesmos e para as aves. Maiores detalhes sobre esse tipo de armadilha e sua operação encontram-se disponíveis no Capítulo 16.

Rede de elástico

A rede de elástico foi desenvolvida por Underhill & Underhill (1987) e seu princípio é semelhante ao da rede de canhão, porém a rede é disparada por elástico e não por carga explosiva, o que aumenta a segurança para o operador. Além disso, seu custo é bem menor que o da rede de canhão e é mais fácil de transportar. Também indicada para aves gregárias que descansam em bandos como marrecas e maçaricos. Para aumentar sua eficiência, as aves podem ser atraídas com uso de ceva, iscas ou chamas (manequins de madeira, borracha ou qualquer outro material).

A maior limitação do método é que só é eficiente para redes de pequenas dimensões (até 5 x 3 m), dada a menor impulsão proporcionada pelo elástico, quando comparada com o disparo de canhão (Underhill & Underhill 1987).

Para a tração, a rede necessita de duas tiras de elástico resistente ou câmara de borracha usada, tendo como medidas, em repouso, a mesma do comprimento da rede, sendo capaz de ser esticada até o dobro desse comprimento. A armação é feita com o auxílio de dois canos ou varas guias, angulados em 45°, em relação ao solo e para frente. Uma

argola amarrada à rede corre sobre a guia, travada por um pino ou prego atravessando a mesma. Cada trava é amarrada a um cordão que se funde em um único fio, alguns metros atrás, como um Y. Cada tira de elástico é amarrada a uma vara na parte frontal da rede e tensionada por um espeque situado frontal e lateralmente à rede. A distância do espeque até a rede corresponde ao dobro de seu comprimento. Após armada, a rede assemelha-se a um grande estilingue. Para o disparo, puxa-se o fio amarrado às travas, liberando-se simultaneamente as duas tiras, as quais tracionam a rede para frente. A parte inferior da rede permanece presa ao solo de maneira que ao atingir o comprimento total, ela cairá sobre o solo. Para evitar a fuga das aves nas laterais, sugere-se colocar pesos de chumbo pequenos usados para pesca, impossibilitando-as de levantar a rede (Ibama 1994).

Armadilha telada para captura de anatídeos e ralídeos

Esse tipo de armadilha foi descrito por C. C. Olrog, na Argentina, para captura de marrecas e outros anatídeos. Posteriormente modificado por F. Silva e S. Scherer, no Rio Grande do Sul, tem sido aplicado com sucesso especialmente para as famílias Anatidae, Rallidae e Threskiornithidae (Ibama 1994).

A armadilha deve ser instalada em local de água rasa, onde as aves costumam se alimentar. Para aumentar sua eficiência, deve-se colocar ceva de arroz ou milho por alguns dias. A armadilha é composta por um viveiro telado, com desenho hexagonal de dimensões variáveis (no mínimo de 2 x 3 m, com 1,5 m de altura - Figura 4). A parte superior pode ser coberta com uma rede de pesca de malha larga, a qual deve ficar bem fixada ao telado, para que as aves não escapem, nem se machuquem. Para tanto, o anilhador pode costurar a rede na tela ou prendê-la com elásticos. A armadilha possui duas entradas em forma de funil, dispostas em lados opostos do viveiro. O funil deve ser dimensionado de acordo com a espécie que se deseja capturar e não deve estar direcionado para o centro do viveiro, para não facilitar a fuga das aves.

Recomenda-se a instalação de desviadores (telas com até 1 m de altura, colocadas perpendicularmente à boca do funil e estendendo-se por até 10 m da armadilha) e chamas, imitando marrecas na água, para aumentar a eficiência da armadilha (Ibama 1994).

Para que as aves se acostumem com a estrutura, é importante deixar a armadilha com a lateral aberta nos primeiros dias. Quando elas estão bem acostumadas e já se alimentam no local, a lateral é fechada para que a armadilha comece a capturar. Depois que a primeira ave entra, as outras tendem a entrar também. As entradas em forma de funil dificultam a saída das aves da armadilha.



Figura 4: Armadilha telada utilizada na captura de anatídeos e ralídeos no Rio Grande do Sul. Foto: Acervo do CEMAVE.

Armadilhas de laço

Existem vários tipos de armadilhas que utilizam laços de *nylon* com nós corrediços para captura das aves pelos pés ou pescoço. Uma delas é a vara com laço, que tem sido eficiente na captura de aves de pequeno ou médio porte e, também, de ninhegos e jovens de aves aquáticas. Deve ser instalada em locais onde as aves costumam se agrupar.

Existe também o tapete de laços, indicado para espécies que utilizam o solo com frequência. Consiste em uma armação de arame ou madeira, na qual se prendem vários laços (Figura 5). A armação pode ser coberta com areia, para que fique oculta. O uso de ceva aumenta a eficiência desse método.

Um tipo de armadilha de laço muito utilizada para captura de gaviões e corujas é a armadilha Bal-Chatrri (Berger & Mueller 1959). Consiste na utilização de gaiolas de ferro cercadas de laços de *nylon*, nas quais se colocam iscas vivas (camundongos, pintinhos, aves exóticas etc.) em seu interior para atrair o predador. Ao tentar capturar a isca, a ave acaba por prender-se nos laços da gaiola. Maiores informações sobre esse tipo de armadilha encontram-se disponíveis no Capítulo 14.



Figura 5: *Vanellus chilensis* capturado em tapete de laços. Foto: Paulo Vinícius Davanço.

Armadilha para captura de urubus

É uma armadilha tipo covão, muito utilizada em trabalhos de manejo de fauna em aeroportos, visando reduzir riscos de colisões de aves com aeronaves, sendo o urubu-de-cabeça-preta (*Coragyps atratus*) uma das espécies que mais causam esse tipo de problema em aeroportos brasileiros (Serrano *et al.* 2005). Consiste em uma armadilha de tela que possui uma entrada em forma de funil e no seu interior se coloca carniça para atrair os urubus. Devido à entrada ser em funil, as aves entram para se alimentar e não conseguem sair. Maiores informações sobre esse tipo de armadilha são apresentadas no Capítulo 14.

Outros tipos de armadilhas

O anilhamento exige, em determinadas situações, a utilização de outros tipos de armadilhas para captura de aves, a exemplo de arapucas, alçapões, sangras, puçás, dentre

outras. A captura manual de filhotes no ninho também é um artifício bastante válido, desde que o anilhador tome todas as precauções para evitar o pisoteio e destruição de ninhos e realize o manuseio e anilhamento dos filhotes no menor tempo possível. A captura manual tem sido muito utilizada para o anilhamento de aves coloniais que fazem ninhos no solo.

Também é possível a captura manual de filhotes de aves que constroem o ninho em árvores, por meio de técnicas de escalada. Maiores informações sobre técnicas de captura de aves estão disponíveis em Bub (1995). Para capturar aves, nunca utilize visgo ou qualquer substância semelhante, pois trata-se de uma prática extremamente prejudicial às mesmas. Por melhor que seja a limpeza feita após a sua utilização, há sempre o perigo de sobras nos poleiros onde se aplicou o visgo, o que pode acarretar novas capturas e morte das aves, em virtude da falta de revisões. Outro fator negativo é que a retirada e limpeza das aves são demoradas, pois elas podem ter suas rêmiges ou retrizes coladas pelo visgo, podendo ocorrer mortes quando se prende um grande número de indivíduos (Ibama 1994).

Métodos de remoção de aves em armadilhas

Recomendações gerais

A remoção de aves capturadas em armadilhas deve ser feita com o máximo de cuidado, para não lhes causar nenhum dano, e no menor tempo possível. Seja qual for o tipo de armadilha utilizado, o anilhador deve evitar que as aves capturadas fiquem presas por um longo tempo, pois isso atrapalha as atividades normais da ave (alimentação, incubação, defesa de território), aumenta o risco de predação e de problemas relacionados ao estresse. Além disso, as aves capturadas podem se ferir ao tentar se desvencilhar das armadilhas. Portanto, é fundamental que cada armadilha seja revisada em curtos intervalos de tempo.

É muito importante o uso de equipamentos de proteção individual nos trabalhos de captura e anilhamento, tanto para

segurança humana, como da ave. O anilhador deve utilizar tais equipamentos durante todo o processamento da ave, desde a sua retirada da armadilha, no transporte, anilhamento e coleta de dados.

Outro aspecto importante é que o anilhador deve estar familiarizado com o tipo de armadilha a ser utilizado. Se não estiver, deve buscar capacitação, especialmente para o uso de armadilhas de maior complexidade, como é o caso das redes ornitológicas e das redes de canhão.

A seguir serão enfatizados os métodos de retirada de aves capturadas em redes ornitológicas, uma vez que é o tipo de armadilha mais utilizado pelos ornitólogos atualmente.

Removendo a ave da rede ornitológica

A retirada de aves capturadas em rede ornitológica nem sempre é um procedimento simples, requerendo habilidade e experiência por parte do anilhador e, em determinadas situações, certa dose de paciência. O primeiro passo para a retirada ter sucesso é identificar o lado da rede pelo qual a ave entrou. A partir daí, inicia-se a operação de retirada da ave e a inversão dos movimentos que ela fez quando se prendeu. Descrevemos a seguir as principais técnicas utilizadas para remover aves das redes ornitológicas:

A) Método de retirar primeiro as pernas (*Feet First Method*) (Ralph *et al.* 1993, Ibama 1994) – é o método mais utilizado pelos anilhadores brasileiros e envolve as seguintes etapas:

- identifique o lado da rede em que a ave entrou e posicione-se desse lado para proceder à retirada da ave;
- abra então a “bolsa” em que a ave se encontra e procure ter acesso ao ventre da ave;
- usando uma das mãos, segure ambas as tíbias, bem próximo ao abdômen;

- retire, com a mão livre, as malhas que estão prendendo as pernas e os pés, certificando-se de que todas as malhas ficaram abaixo do fêmur e da tíbia (algumas malhas prendem-se junto da articulação da tíbia com o fêmur e ficam escondidas pelas penas);
- livre os dedos da ave, que muitas vezes ficam emaranhados na rede, puxando gentilmente para baixo as malhas e, então, puxe gentilmente a ave para cima e para fora da rede;
- livre a cauda e retire a rede do encontro das asas, puxando cuidadosamente as malhas, a partir da face interna (essa operação deve ser feita com cuidado para não danificar as penas ou ferir a ave);
- libere então as rêmiges e retire as malhas do pescoço e da cabeça, trabalhando de trás para frente;
- toda a operação pode ser auxiliada com uso de um lápis, palito ou uma agulha de crochê.

B) Método de retirar girando (*Rollover Method*) (Lowe 1989, Ralph *et al.* 1993) – consiste numa adaptação do método anterior, na qual a ave é retirada como se a estivesse girando, o que deve ser feito da seguinte forma: desemaranhar da rede os membros de um dos lados da ave, iniciando pela perna e depois pela asa. Em seguida liberar da rede o pescoço e a cabeça e os membros do outro lado da ave, iniciando pela asa e terminando pela perna.

C) Método de retirar agarrando o corpo (*Body Grasp Method*) (Ralph *et al.* 1993, NABC 2001, Ralph 2005) – trata-se de um método que vem ganhando a preferência de muitos anilhadores em todo o mundo, devido principalmente à rapidez com que a ave é retirada da rede. Para utilizar esse método, o anilhador deve seguir as seguintes etapas:

- Após determinar o lado da entrada da ave na rede, segure-a pelo dorso, mantendo o pescoço entre o dedo indicador e o médio. Com o polegar segure uma das asas e os outros dedos devem ficar ao redor do corpo e na outra asa. Esse procedimento praticamente imobiliza a ave, evitando que ela se enrosque ainda mais do que já está;

- Afaste um pouco a ave da rede, trazendo-a em sua direção e procure manter os dedos entre a rede e o corpo da ave. Isso vai facilitar a retirada das malhas do corpo da ave com a outra mão. A retirada dos fios pode ser iniciada pelas asas, depois pelo pescoço e cabeça, em um movimento semelhante à retirada de uma camisa pelo pescoço. Por fim libere as pernas e dedos da ave.
- Muitas vezes a ave está pouco emaranhada na rede e o simples fato de agarrá-la e puxá-la da rede, como explicado acima, já é suficiente para sua remoção.
- Se a ave estiver muito emaranhada na rede, esse método pode não ser o mais recomendável.

Casos complicados

Se um anilhador enfrenta uma situação de grande dificuldade ao tentar retirar uma ave da rede, deve, sempre que possível, solicitar ajuda a outro anilhador. Esse é um procedimento importante e que geralmente contribui com a diminuição do tempo de retirada da ave da rede, reduzindo o risco de óbito. O anilhador nunca deve esquecer que a segurança e o bem-estar da ave são prioridades em trabalhos de captura e anilhamento.

Há situações em que a ave fica tão emaranhada na rede, que é necessário utilizar mais de um dos métodos acima descritos. Por exemplo, é comum a ave se emaranhar em mais de uma bolsa da rede. Tal situação exige paciência e experiência por parte do anilhador, o qual deve retirar primeiro a parte do corpo que está emaranhada nas malhas da primeira bolsa (a mais externa), o que nem sempre é um procedimento fácil, para então desemaranhar o restante do corpo da outra bolsa (pela qual a ave entrou na rede).

Outra situação complicada é quando a ave se prende pela língua. Algumas famílias possuem o par de extensões laterais no hioide, na base da língua, bem desenvolvido. Se por acaso a ave, ao tentar se liberar, passar uma das malhas no bico, pode prendê-la na língua. Para liberar a língua, nunca puxe

a malha para fora. Isso certamente causará danos. Ao invés disso, com o auxílio de um palito ou agulha de crochê, empurre a malha para trás da língua, depois para cima e então para fora do bico (Ibama 1994). O anilhador deve ser muito cuidadoso ao abrir o bico da ave, especialmente com aves pequenas, lembrando que as mandíbulas não devem ser abertas mais do que o necessário para expor a língua.

A retirada das retrizes e rêmiges da rede exige um grande cuidado do anilhador, pela importância que essas penas possuem para a ave. O movimento de retirada das malhas deve iniciar-se da base da pena e avançar para sua extremidade, evitando dobrá-la, prevenindo-se a quebra da raque, para não comprometer a capacidade de voo. Em algumas ocasiões, a articulação do carpo com o rádio e a ulna (o “encontro”) fica de tal forma emaranhada que deve ser a primeira região a ser liberada por exigir a utilização das duas mãos (Ibama 1994).

Raras vezes, para se retirar uma ave muito emaranhada, torna-se necessário cortar a rede. Tal decisão é pessoal e a extensão da área cortada depende da habilidade do anilhador.

Maiores informações sobre métodos de remoção de aves de redes de neblina encontram-se disponíveis em Lowe (1989), Ralph *et al.* (1993), NABC (2001), De Beer *et al.* (2001), Ralph (2005) e Roos (2010).

Condições climáticas e predadores

Não é recomendável o uso de armadilhas sob condições climáticas adversas, como tempo chuvoso, muito frio ou sol forte, pois nessas circunstâncias aves presas podem vir a óbito por hipotermia ou hipertermia. Situações de ventos fortes também devem ser evitadas, pois podem ocasionar ferimentos nas aves capturadas, especialmente em redes ornitológicas, que podem ficar bastante tensionadas pelo vento. É recomendável que o anilhador disponha de um anemômetro digital em campo ou utilize a escala Beaufort (disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Escala_de_Beaufort) para medir a velocidade do vento. Como regra geral, o anilhador deve ficar muito atento quando houver vento constante acima de

4,5 m/s ou rajadas ocasionais acima de 6,5 m/s e observar com cuidado seu efeito sobre as aves capturadas, devendo as redes ser fechadas se constatados ferimentos nas aves ou risco de óbito (Ralph *et al.* 1993).

É sempre bom lembrar que aves presas em armadilhas estão mais vulneráveis a predadores. O anilhador deve estar sempre atento à presença de predadores na área e, se necessário, deve fechar temporariamente as redes, mudá-las de local ou aumentar a frequência de revisões. Aves de rapina, tucanos e gralhas, por exemplo, costumam preda aves capturadas em redes e, em algumas situações, podem acabar ficando presas também (Figura 6). Alguns mamíferos silvestres como primatas, felinos, canídeos, mustelídeos, procionídeos e marsupiais, além de animais domésticos, especialmente cães e gatos, são sempre uma ameaça às aves capturadas em redes. Aves capturadas próximo ao solo podem ser predadas por insetos, especialmente formigas.



Figura 6: *Rupornis magnirostris* preso em rede ornitológica no Parque Nacional de Catimbau, Pernambuco. Foto: Antonio Eduardo Araújo Barbosa.

Animais domésticos como caprinos, ovinos, equinos e bovinos podem danificar seriamente as redes ornitológicas durante suas movimentações, sendo recomendável evitar o uso de redes em locais de passagem desses animais.

Morcegos e insetos

Redes ornitológicas também podem capturar morcegos e grandes insetos, os quais podem danificá-las se não forem retirados rapidamente. É preciso ter muito cuidado ao se retirar morcegos da rede, sendo recomendado o uso de luvas de couro, para evitar suas mordidas e o risco de infecção pelo vírus da raiva.

A série de espículas e espaços entre as placas de um grande besouro podem se emaranhar de tal forma na rede que sua retirada se torna muito difícil. Insetos com ferrão, como é o caso dos mangangás (abelhas do gênero *Bombus*) e grandes vespas devem ser retirados com todo cuidado. Uma luva de couro pode ser útil para evitar ferroadas.

Horários e frequência de revisão

É recomendável abrir as redes ornitológicas durante os períodos de maior atividade das aves e mantê-las fechadas durante os horários mais quentes do dia. Tal recomendação é importante para garantir o bem-estar das aves capturadas, além de aumentar a eficiência de captura. Geralmente as redes ornitológicas são abertas até 15 minutos após o nascer do sol. Contudo, o anilhador pode optar por abri-las antes do nascer do sol, ainda no escuro. Tal situação tem a vantagem de possibilitar a captura de algumas aves noturnas, como baturaus, mas pode também capturar morcegos. Em ambientes florestais e condições de temperatura amena, as redes podem ficar abertas durante todo o dia. Já em áreas mais abertas, como na Caatinga por exemplo, o anilhador não deve manter as redes abertas nos horários mais quentes, entre 10:00 e 15:00 h. As redes devem ser fechadas cerca de 30 minutos antes de escurecer.

Em condições normais, as redes devem ser revisadas com frequência pelo anilhador, geralmente a cada 30 minutos. Se as condições climáticas forem favoráveis, como por exemplo em locais sombreados e com clima ameno e a taxa de captura estiver baixa, a revisão poderá ser ampliada para intervalos

de 45 minutos. Sob condições climáticas desfavoráveis ou havendo presença de predadores deve-se revisar as redes a cada 15-20 minutos ou fechá-las, se necessário.

Número de redes e esforço amostral

Ralph *et al.* (1993) recomendam como equipe mínima dois anilhadores para cada conjunto de 8 a 12 redes. Contudo, em situações de captura excessiva, pode ser necessária uma equipe ainda maior, visando garantir que as aves sejam retiradas rapidamente, evitando óbitos desnecessários. Em tais circunstâncias, não sendo possível ampliar a equipe, fechar algumas redes pode ser uma medida bastante útil. Para segurança não apenas das aves, mas do próprio anilhador, nunca é recomendável ir a campo sozinho. Um bom planejamento da pesquisa deve se basear em uma boa estimativa da quantidade de aves a serem capturadas e, a partir desse cálculo, o anilhador titular do projeto terá condições de dimensionar adequadamente a sua equipe, bem como o número de redes a serem utilizadas. O conhecimento prévio da área de estudo e da sua avifauna pode ajudar na estimativa.

O anilhador deve considerar também que a taxa de captura com redes ornitológicas cai consideravelmente após o segundo dia, uma vez que as aves aprendem a identificar os locais onde as redes estão instaladas e passam a evitá-los. Portanto, para manter uma boa eficiência de captura, é necessário mudar frequentemente as redes de local.

Se todas as redes utilizadas tiverem as mesmas dimensões (altura, comprimento e tamanho de malha), o esforço amostral pode ser dado em horas-rede. Para tanto, basta multiplicar o tempo total de operação das redes pelo número de redes (Low 1957). É importante, portanto, que o anilhador anote em sua ficha de campo o número de redes utilizadas e o tempo de operação, ou seja, o tempo em que elas permaneceram abertas.

Se o anilhador estiver utilizando redes de diferentes dimensões, o esforço amostral deve ser calculado pela fórmula $h.a$, onde h corresponde ao número de horas em que as redes permaneceram abertas e a corresponde ao somatório das áreas das redes utilizadas, em metros quadrados (Straube & Bianconi 2002). O resultado é dado em $h.m^2$. Assim, além do tempo de operação das redes, o anilhador deve calcular a área de cada rede utilizada, multiplicando sua altura pelo seu comprimento e essas informações devem ser anotadas nas fichas de campo.

Referências bibliográficas

- Austin-Jr., L. 1947. **Mist Netting for Birds in Japan**. SCAP. Report GHQ nº 88, , Tokyo: Natural Resources Section. 24p.
- Blackshaw, S. R. 1993. An improved method of net handling and storage. **North American Bird Bander** 18(2): 49-50.
- Berger, D. D. & H. C. Mueller. 1959. The Bal-Chatrri: a trap for birds of prey. **Bird Banding** 30: 18-26.
- Bub, H. 1995. **Bird Trapping and Bird Banding: a Handbook for Trapping Methods all over the World**. New York: Cornell University Press. 330p.
- De Beer, S. J.; G. M. Lockwood; J. H. F. A. Raijmakers; J. M. H Raijmakers; W. A. Scott; H. D. Oschadleus & L. G. Underhill. 2001. **SAFRING Bird Ringing Manual**. ADU Guide 5. Cape Town: Avian Demography Unit. University of Cape Town. 102p.
- Dill, H. H. & W. H. Thornsbury. 1950. A cannon projected net trap for capturing waterfowl. **Journal of Wildlife Management** 14(2): 132-137.
- Ibama (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). 1994. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. 2ª ed. Brasília: Ibama. 146p.
- Low, S. H. 1957. Banding with mist nets. **Bird Banding** 28(3): 115-128.
- Lowe, K. W. 1989. **The Australian Bird Bander's Manual**. Australian Bird and Bat Schemes. Australian National Parks and Wildlife Service. 145p.
- NABC (North American Banding Council). 2001. **The North American Bander's Study Guide**. The North American Banding Council, California. Disponível em <<http://www.nabanding.net/wp-content/uploads/2012/04/STUDYGUIDE1.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

Ralph, C. J. 2005. The body grasp technique: a rapid method of removing birds from mist nets. **North American Bird Bander** 30(2): 65-70.

Ralph, C. J.; G. R. Geupel; P. Pyle; T. E. Martin & D. F. Desante. 1993. **Handbook of Field Methods for Monitoring Landbirds**. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-144. Southwest Research Station, U. S. Forest Service. Albany: Pacific Department of Agriculture. 41p.

Roos, A. L. 2010. Capturando aves. p.77-104. *In*: Von Matter, S.; F. C. Straube; I. Accordi; V. Piacentini & J. F. Cândido-Jr. (Orgs.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books.

Serrano, I. L.; A. Schulz-Neto; V. S. Alves; M. Maia; M. A. Efe; W. R. Telino-Junior & M. F. Amaral. 2005. Diagnóstico da situação nacional de colisões de aves com aeronaves. **Ornithologia** 1(1): 93-104.

Straube, F. C. & G. V. Bianconi. 2002. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. **Chiroptera Neotropical** 8(1-2): 150-152.

Underhill, L. G. & G. O Underhill. 1987. The 3 ap net: an elastic propelled variation of the cannon net. **Safring News** 16(1): 21-24.

Von Matter, S. 2008. Amostragem com rede de neblina em dosséis florestais. **Ornithologia** 3(1): 47-63.

Contenção e transporte de aves

Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa

Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBioFloresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

Introdução

Após remover a ave da armadilha, é necessário que o anilhador faça a sua contenção física, segurando-a corretamente, sem que haja risco de estrangulá-la por apertá-la demasiadamente. É importante sempre lembrar que as aves não possuem diafragma e, portanto, a expansão de sua cavidade abdominal é responsável pelo movimento respiratório ativo, que preenche os sacos aéreos e, posteriormente, faz com que o ar chegue aos pulmões. Dessa maneira, a compressão dessa cavidade durante a contenção física pode causar o sufocamento da ave. Se o anilhador, por outro lado, segurar a ave deixando-a muito frouxa na mão, a mesma poderá ferir-se ao se debater ou mesmo fugir. Nunca se deve segurar uma ave somente por uma perna ou asa, nem pelas rêmiges ou retrizes, para evitar fraturas e ferimentos ou perda de penas importantes para o voo. Vale ressaltar que o manuseio de aves durante o período de reprodução deve ser ainda mais cuidadoso, principalmente com a região abdominal. O anilhador, ao conter uma ave, deve manter distância segura dos olhos, pois uma bicada pode causar-lhe ferimento e, em casos mais graves, a perda da visão. Uma vez contida, a ave deve ser transportada até a estação de anilhamento, de forma adequada, considerando inclusive aspectos de biossegurança, conforme Capítulo 10.

Técnicas de contenção

Contenção do anilhador

Consiste em conter uma ave mantendo seu pescoço próximo à base do intervalo entre os dedos indicador e médio do anilhador. Com esses dois dedos juntos e ao redor do pescoço da ave, as asas podem ser contidas junto à palma de sua mão. Os dedos restantes são mantidos então ao redor do corpo da ave, formando um tipo de “gaiola”. O polegar e o indicador podem ainda segurar a perna na junção do tarso com a tíbia. Para espécies muito pequenas ou com o tarso muito curto, usa-se o polegar e o anular para segurá-las na articulação do tarso-metatarso com as falanges. A contenção do tarso deve ser feita cuidadosamente. Essa forma de contenção permite que as pernas da ave permaneçam livres para o anilhamento. Existe também a contenção do anilhador invertida (Ibama 1994), onde a ave é segurada de cabeça para baixo, sendo o pescoço contido pelos dedos anular e mínimo, as asas ficam contidas junto à palma da mão e a perna é segurada pelo polegar e indicador, na junção do tarso com a tíbia. Na Figura 1 podem ser visualizadas as diferentes variações da contenção do anilhador.

A maior parte dos Passeriformes se mantém temporariamente imóvel sob essa contenção, sem procurar debater-se ou fugir. Contudo, algumas espécies como o pitiguari (*Cyclarhis gujanensis*) e o trinca-ferro (*Saltator similis*) podem tentar bicar e fazem-no com bastante força. Esteja preparado para lidar com essas situações segurando a ave ao mesmo tempo com firmeza e delicadeza, mantendo-a firmemente contida, mas sem causar-lhe dano. É possível evitar as bicadas segurando o bico superior entre o indicador e médio, mantendo o polegar abaixo da mandíbula, o que deve ser feito com o devido cuidado para não machucar a ave.

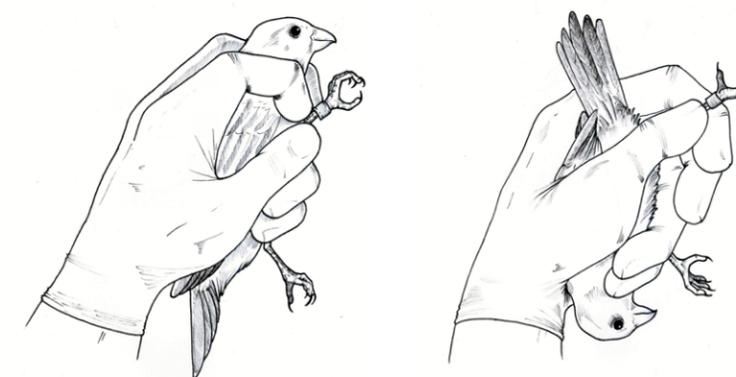


Figura 1: Diferentes formas de contenção física da ave: normal (a) e invertida (b). Ilustração: Cristiano Nascimento.

Contenção do fotógrafo

Normalmente, em trabalhos de anilhamento é feito o registro fotográfico de cada ave capturada. A melhor forma para fazer esse registro é segurando a ave na contenção do fotógrafo (NABC 2001). Para tanto, o anilhador deve segurar as duas tíbias da ave bem próximas ao ventre e isso pode ser feito com os dedos indicador e médio. Os dois tarsos são contidos entre o polegar e o indicador, ficando livre o restante do corpo da ave (Figura 2).



Figura 2: Ave (*Ramphocelus carbo*) mantida na contenção do fotógrafo. Foto: Fernanda Fontoura.

Contenção de aves grandes

Para contenção de aves de grande porte é recomendável a participação de mais de um anilhador. Quando se contém uma ave muito grande, sem auxílio de outra pessoa, ela deve ser colocada no colo do anilhador, segurando as asas contra o corpo (Figura 3). Coloca-se então um pano escuro sobre a ave, para mantê-la calma, deixando somente as pernas livres. No caso de aves marinhas, o anilhador deve conter também o bico, uma vez que suas bicadas podem ocasionar ferimentos (Figura 3). A contenção pelo bico, contudo, não é recomendada para espécies cujas narinas abrem-se no interior do bico, como é o caso dos atobás (*Sula* sp.).



Figura 3: Contenção de uma ave de grande porte. Ilustração: Cristiano Nascimento.

Para a contenção de psitacídeos, especialmente os de grande porte, deve-se utilizar luvas grossas, visando proteger o anilhador de suas potentes bicadas, bem como de suas garras (Figura 4).



Figura 4: Contenção de *Anodorhynchus leari* com utilização de luvas de couro. Foto: Adriano Paiva.

Nas aves de rapina, a maior atenção deve ser dada às garras. Recomenda-se segurá-las pelas coxas, como mostrado na Figura 5. Geralmente, a colocação de um pequeno galho ou qualquer outro objeto entre os dedos faz com que a ave feche as garras sobre ele, diminuindo consideravelmente o risco de acidentes.



Figura 5: Forma segura de contenção de uma ave de rapina. Ilustração: Cristiano Nascimento.

Transporte das aves

Após a remoção e contenção da ave, a mesma deve ser transportada até a estação de anilhamento, uma vez que processar e anilhar aves em local muito próximo às redes ou armadilhas faz com que as taxas de captura diminuam. Para tanto, geralmente os anilhadores acondicionam aves em sacos de contenção ou caixas de transporte. Esse procedimento pode contribuir também para que as aves se acalmem um pouco após a captura e retirada da rede e possibilita o transporte simultâneo de muitas aves.

Sacos de contenção para aves são fabricados geralmente de tecido de algodão fino e macio, com dimensões variadas, dependendo do tamanho das aves a serem capturadas. Geralmente são utilizados sacos de 20 x 30 cm para aves pequenas e de 40 x 60 cm ou mais para aves maiores. O saco deve possuir um sistema de fechamento eficiente, normalmente de barbante ou fio, ao redor de sua boca. O barbante ou fio deve ser longo o suficiente para, além de permitir o fechamento dos sacos, ser útil para pendurá-los e carregá-los da área de captura para a estação de anilhamento.

O saco utilizado deve ser grande o suficiente para que o anilhador alcance e retire a ave do seu interior já na posição ideal de manipulação. Se todo o corpo da ave e sua cauda se encaixam facilmente no saco fechado, o tamanho estará apropriado. Para pesquisadores que trabalham em ambientes florestais, é recomendável ter disponíveis vários tamanhos diferentes de sacos de contenção. Se o saco ou caixa for muito pequeno para a ave, as penas podem se quebrar ou dobrar.

Cada ave deve ser transportada em um saco exclusivo, que não deve ser reutilizado antes de ser devidamente higienizado, uma vez que pode disseminar doenças entre as aves. É recomendável, portanto, que o anilhador tenha disponível uma grande quantidade de sacos de transporte e, se necessário, proceda à sua higienização ainda em campo antes de reutilizá-los, lavando-os com desinfetante à base de cloro ou amônia, conforme explicado no Capítulo 10.

Além dos sacos de transporte, podem ser utilizadas caixas de transporte, confeccionadas com material que permita a livre circulação de ar e que não cause ferimentos nas aves. Geralmente essas caixas possuem compartimentos internos telados, devendo o anilhador colocar uma ave por compartimento. Não são indicadas para aves que possuem bicos ou garras fortes, que possam destruir as telas dos compartimentos. Além de possibilitar o transporte, as caixas podem ser utilizadas como abrigo para reabilitação de aves (com sinais de estresse, hipotermia, ferimentos etc.). O anilhador também deve providenciar a higienização das caixas antes de reutilizá-las.

Referências bibliográficas

Ibama (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). 1994. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. 2ª ed. Brasília: Ibama. 146p.

NABC (North American Banding Council). 2001. **The North American Bander's Study Guide**. The North American Banding Council, California. Disponível em <<http://www.nabanding.net/wp-content/uploads/2012/04/STUDYGUIDE1.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

Anilhamento

Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa¹ & Patrícia Pereira Serafini²

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 – Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
patricia.serafini@icmbio.gov.br

Introdução

Após usar as anilhas, o envio de relatórios de anilhamento ao CEMAVE é obrigatório, e muito importante para compor o banco de dados do SNA¹, gerando informações fundamentais para a pesquisa e conservação das aves brasileiras. O anilhador deve, portanto, ser bastante cuidadoso e criterioso ao anilhar e ao preencher os relatórios de anilhamento, pois dados incorretos lançados no SNA poderão comprometer a qualidade das informações e, conseqüentemente, a sua confiabilidade. Vale salientar que o anilhador é responsável pelas anilhas padrão CEMAVE que se encontram em seu poder. A responsabilidade finda quando o anilhador envia seus relatórios de anilhamento, devolve as anilhas não utilizadas ou, ainda, quando o Centro autoriza sua transferência para outro anilhador.

Anilhas de alumínio

As anilhas padrão CEMAVE são confeccionadas em liga 6063 de alumínio, de acordo com a norma ASTM (*American Society for Testing and Materials*) B221 M, e devem ser abertas para colocação no tarso (tarsometatarso) da ave. A maioria das anilhas possui formato circular e nelas estão impressos, além do endereço eletrônico do CEMAVE (WWW.CEMAVE.GOV.BR), a letra correspondente ao seu diâmetro e o número de série, que juntos formam um código que nunca se repete.

As anilhas são enviadas fechadas, seguindo uma sequência de números consecutivos. Para beija-flores, encontram-se dispostas em cartelas de alumínio, devendo ser cortadas com tesoura de ponta longa (tipo cirúrgica) e acondicionadas sequencialmente em arame ou filamento da mesma espessura. O uso de pinças facilita seu manuseio e preparação (ver mais informações no capítulo 13).

Tamanhos e diâmetros

O CEMAVE oferece 21 tamanhos de anilhas que podem ser selecionadas pelo anilhador, compreendendo os tamanhos de A até Z, excluindo as letras B, I, K, O, Q e Y (Figura 1, Tabela 1).



Figura 1: Diferentes diâmetros, formatos e espessuras das anilhas padrão CEMAVE. Foto: Diego Mendes.

Tabela 1: Diâmetros das anilhas padrão CEMAVE.

Tamanho da anilha	Diâmetro interno (mm)
A	1,3
C	1,8
D	2,0
E	2,4
F	2,8
G	3,2
H	4,0
J	4,5
L	5,0
M	5,5
N	6,3
P	7,0
R	8,0
S	9,5
T	11,0
U	13,5
V	15,0
X	17,5
Z	22,0
Zy	28,0
Zx	35,0

Sistema de numeração

Existem sistemas diferentes de numeração de anilhas, variando de acordo com o país. A numeração das anilhas padrão CEMAVE compreende um prefixo, que corresponde à letra código do tamanho, sempre maiúscula, e o número de série composto por cinco ou seis algarismos.

A primeira anilha de cada série de 100 anilhas padrão CEMAVE tem sempre os dois últimos dígitos iguais a 01 e a última tem os dois últimos dígitos iguais a 00. A série é sempre identificada pela letra e pelos três primeiros dígitos que a compõe. Por exemplo, a anilha C25310 pertence à série C253, cuja numeração inicial é C25301 e a final é C25400. A utilização deve sempre obedecer à ordem crescente e seguir estritamente a sequência até a última anilha. Isso facilita não apenas o preenchimento das fichas de campo e dos relatórios de anilhamento, mas também as devoluções e repasses de anilhas.

Anilhas especiais

Em certas situações o uso de anilhas especiais é indicado para algumas espécies, de acordo com seu comportamento ou *habitat* utilizado. Durante muitos anos, foi utilizada a anilha tamanho W em pinguins (Figura 2). No entanto, foi observado que esse tipo de anilha causa ferimentos nas aves e pode interferir negativamente em seu comportamento. Por essa razão, o CEMAVE não autoriza mais o uso de anilhas W em pinguins no Brasil.

As anilhas de aço inox, por serem bem mais rígidas e resistentes que as anilhas de alumínio, são recomendadas para aves que possuem muita força no bico. Anilhas de alumínio não devem ser utilizadas em grandes psitacídeos e rapinantes, pois podem causar grandes danos ao indivíduo. Como se trata de um metal não muito rígido, a anilha de alumínio pode ser facilmente esmagada pela ave, com seu bico potente, podendo causar o estrangulamento do tarso, tendo como consequência necrose e, em casos mais graves, a perda da perna. Recentemente foram desenvolvidas, por sugestão da pesquisadora Tânia Margarete Sanaiotti, anilhas especiais para *Harpia harpyja*, em aço inox, com os tamanhos Zy (28,0 mm - para machos) e Zx (35,0 mm - para fêmeas).

As anilhas de metal podem receber tratamento químico para deposição de corantes em sua superfície. Tal processo, conhecido por anodização, permite que seja feito o uso das anilhas metálicas comuns como marcadores coloridos, por

algum tempo (a película externa portadora do corante é desgastada e a anilha perde gradativamente a coloração). Por tal método, é possível verificar dados genéricos como, por exemplo, quando e onde a ave foi marcada, embora com possibilidades limitadas de uso. Essa técnica foi utilizada pelo Brasil, na Antártida, para diferenciar aves marcadas anteriormente no local de reprodução, daquelas marcadas no decorrer do trabalho (Ibama 1994). As anilhas anodizadas continuam sendo utilizadas, especialmente em ambiente marinho.



Figura 2: Anilha alar utilizada em *Spheniscus magellanicus* no CETAS de Santa Catarina. Atualmente o uso desse tipo de anilha está proibido no Brasil. Foto: Isaac Simão Neto.

Como colocar e remover anilhas

Após a correta contenção e identificação da ave, o segundo passo é a seleção do tamanho de anilha adequado para cada ave, que deve ser feita por meio do uso do medidor de tarso calibrado para as anilhas padrão CEMAVE (Figura 3) ou de um paquímetro. Existe ainda a Lista de Aves Brasileiras com os Tamanhos de Anilhas Indicados, disponível no site do CEMAVE (www.icmbio.gov.br/cemave), que é um documento de referência para o anilhador. Entretanto, é importante observar que, dadas as grandes variações entre as diferentes regiões de nosso país, certamente também ocorrem variações nas espessuras do tarso e tamanhos indicados para a mesma espécie (Ibama 1994). Assim sendo, o CEMAVE incentiva a observação própria do anilhador sobre essas possíveis variações e solicita o envio de sugestões e recomendações visando à atualização da Lista de Aves Brasileiras com os Tamanhos de Anilhas Indicados.

Para espécies com mais de um tamanho de anilha recomendado e no caso de dúvidas em campo, use o medidor de tarso ou um paquímetro para medir o diâmetro do tarso e determinar o correto tamanho da anilha. No caso do paquímetro, a porção mais larga do tarso da ave deverá ser medida e seus valores comparados aos diâmetros internos das anilhas. Para utilização do medidor de tarso, recomenda-se girá-lo completamente ao redor do tarso, para garantia de obtenção da medida correta.

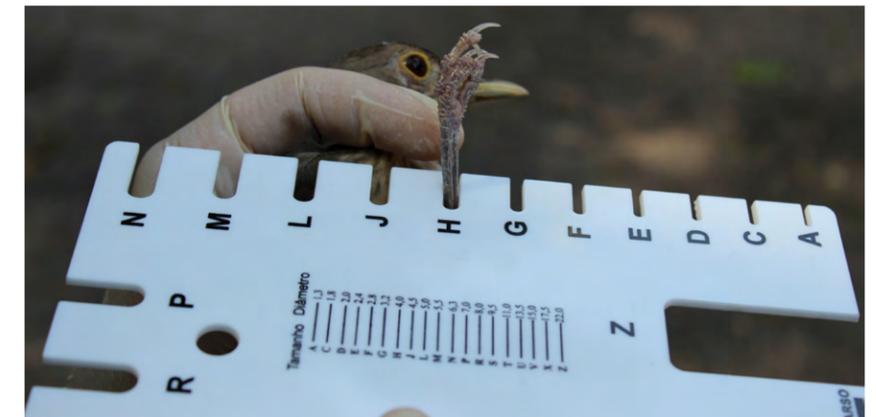


Figura 3: Medindo o diâmetro do tarso de uma ave com o medidor de tarso. Foto: A. E. B. A. Sousa.

A anilha deve ser colocada no tarso da ave e, quando fechada, deve ser movimentada para cima e para baixo e girada ao redor do tarso, livremente, sem causar atrito abrasivo, seja o tarso de forma circular ou elíptico. Se a anilha ficar muito larga em relação ao tarso, pode mover-se até os dígitos fazendo com que a ave não consiga mais empoleirar ou agarrar com seus pés. Além disso, também pode prender o primeiro dedo ou o dedo posterior entre a anilha e a perna, ou mesmo escorregar até a articulação com a tíbia (tibiotalar), fazendo com que a ave não consiga dobrar sua perna. De modo inverso, uma anilha muito apertada pode ferir a perna da ave, causar a interrupção do suprimento sanguíneo para os tecidos adjacentes e causar necrose.

A maioria das espécies de aves é anilhada no tarso, mas algumas espécies (e.g. aves limícolas e algumas aves aquáticas, notadamente pernaltas, urubus e martins-pescadores) devem ser anilhadas na tíbia.

Exceto para o anilhamento de alguns filhotes, todas as anilhas devem ser abertas antes de colocadas no tarso das aves. Ao fechar, deve-se fazer com que as duas extremidades estejam perfeitamente alinhadas. Existem alicates especiais para abrir (Figura 4) e para fechar (Figura 5) anilhas, propiciando um anilhamento perfeito. Deve-se ter todo o cuidado para que as informações contidas na anilha não se danifiquem com o fechamento.

Para realizar o anilhamento, o anilhador deve colocar a anilha já aberta no orifício de tamanho correspondente do alicate, envolver o tarso com a anilha e apertá-la (Figura 6).

Ao anilhar aves de grande porte, não se deve colocar a anilha em posição invertida, de cabeça para baixo, de modo a possibilitar sua leitura por meio de binóculo ou luneta.

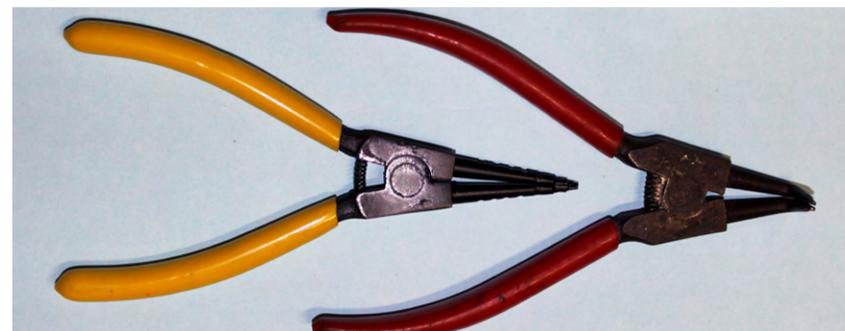


Figura 4: Alicates especiais para abrir anilhas. Foto: A. E. B. A. Sousa.

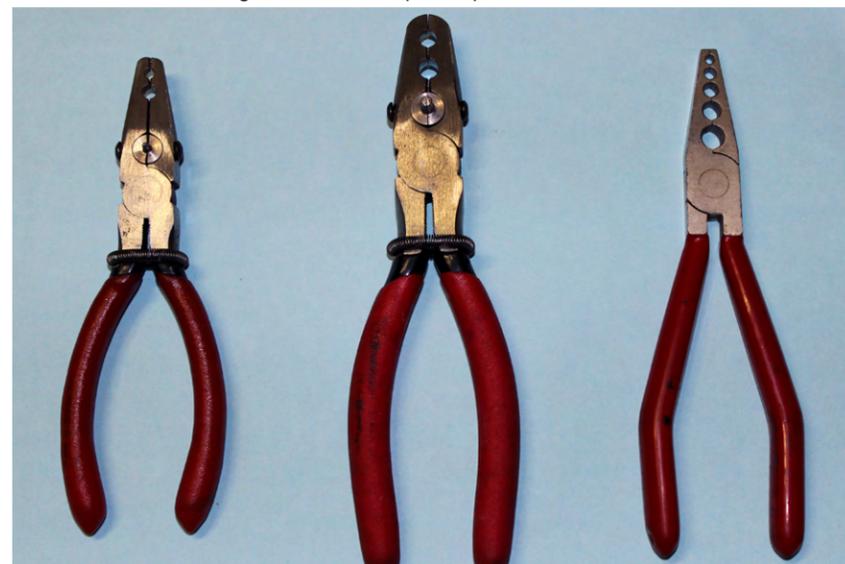


Figura 5: Alicates especiais para fechar anilhas. Foto: A. E. B. A. Sousa.

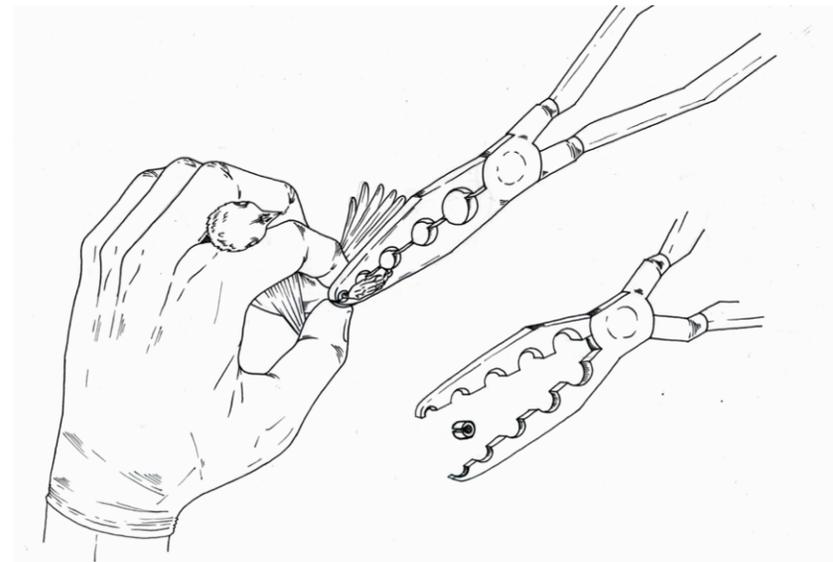


Figura 6: Anilhamento com uso de alicate especial. Ilustração: Cristiano Nascimento.

As extremidades da anilha não devem ficar sobrepostas

Caso, acidentalmente, haja sobreposição de uma extremidade sobre a outra, a anilha deve ser removida. Para tanto, pode-se utilizar uma tesoura cirúrgica de pontas finas ou alicates especiais. Além disso, também devem ser removidas anilhas muito folgadas, muito apertadas ou desgastadas e difíceis de ler (estas últimas, em caso de recaptura/recuperação). A remoção de anilhas pode ser feita com uso de um alicate especial para a abertura de anilhas. Ao apertar o par de cabos do alicate sua ponta abre, abrindo assim a anilha (Figura 7). Toda a força deve ser aplicada à anilha e nenhuma à perna da ave. Outro método para remoção consiste na introdução de dois fios de arame fino, um em cada lado, entre a anilha e o tarso. Torce-se o arame formando alças e prende-se sua extremidade livre a um objeto que possibilite puxá-lo para cada lado, abrindo assim a anilha (Figura 8). Para maior eficácia, os arames devem ser colocados a 90 graus da abertura da anilha e somente uma pessoa deve puxar o arame, devagar e simultaneamente (Ibama 1994). Fazendo duas pequenas alças bem próximas à anilha, é possível abri-la com uso do alicate especial para abrir anilha (Figura 9). O uso de dois alicates de

ponta fina serrilhada pode ser uma alternativa a esse método. Anilhas também podem ser removidas do tarso da ave com o uso de um alicate especial para cortar anilha (Figura 10). Esse tipo de alicate, disponível no mercado, permite cortar a anilha longitudinalmente, sem atingir o tarso da ave. É recomendado para anilhas menores e deve haver um espaço mínimo entre a anilha e o tarso, que permita a passagem da lâmina do alicate.

A remoção de anilhas, independentemente do método utilizado, é um processo mais difícil e delicado que o anilhamento em si, e caso não seja feito com o máximo de cuidado, pode resultar em um membro ferido ou fraturado. Por essa razão, recomenda-se que seja realizada somente por anilhadores experientes.

A colocação de uma nova anilha em substituição àquela que foi retirada não deve ser feita na mesma perna quando for constatado algum ferimento ocasionado pelo processo de remoção da anilha. Em tais situações, o anilhamento deve ser feito na outra perna. A anilha que foi retirada deve ser destruída e relatada como "Anilha Quebrada" no relatório de anilhamento.

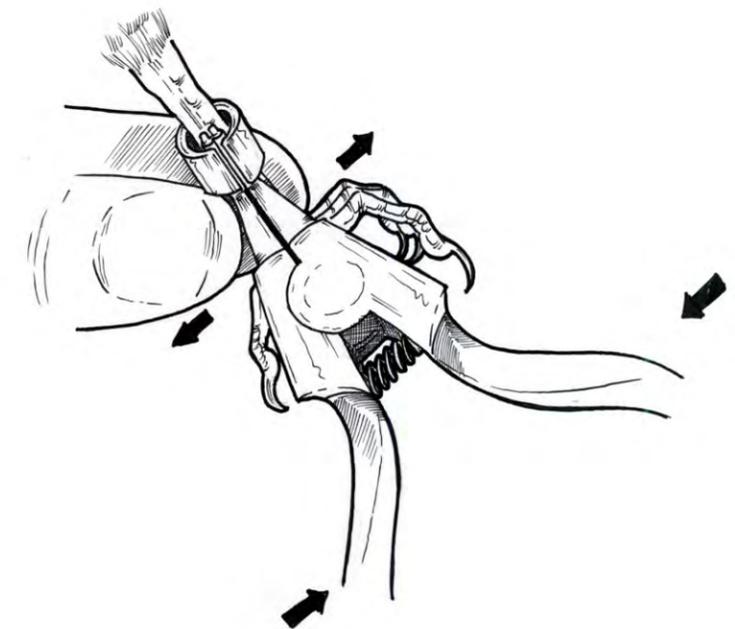


Figura 7: Retirando anilha com uso de um alicate especial para a abertura de anilhas. Ilustração: Cristiano Nascimento.

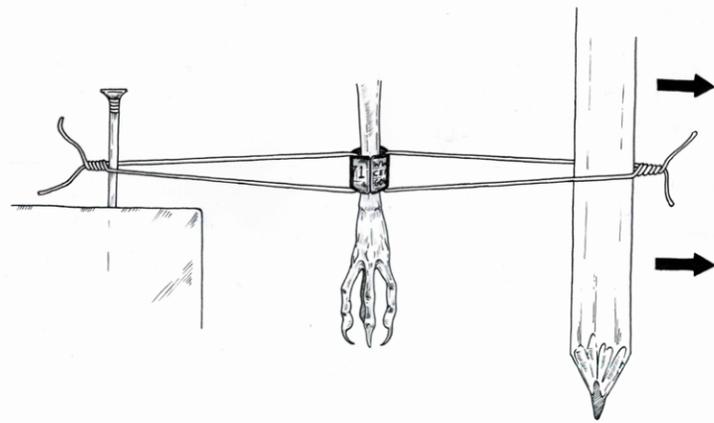


Figura 8: Retirando anilha com uso de arames finos. Ilustração: Cristiano Nascimento.

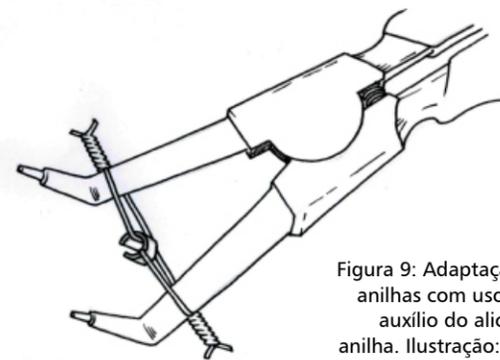


Figura 9: Adaptação do método de abrir anilhas com uso de arames finos, com auxílio do alicate especial para abrir anilha. Ilustração: Cristiano Nascimento.



Figura 10: Alicates especiais para cortar anilha. Foto: A E B. A. Sousa.

Recomendações gerais no anilhamento

A estação de anilhamento deve ser uma área silenciosa, ventilada e sombreada. A mesa de trabalho deve estar sempre organizada e higienizada. Procure anilhar e processar a ave o mais rápida, cuidadosa e silenciosamente possível, para que a ave possa ser liberada sem qualquer ferimento e após mínimo estresse. Além de anilhar as aves capturadas, o anilhador poderá coletar dados como idade, sexo, estado reprodutivo e muda. Como regra geral, não existe necessidade de manipular as aves por período maior do que alguns minutos. Para cada ave, apenas um anilhador geralmente é capaz de lidar com toda a coleta de informações e anilhamento. Em algumas ocasiões é necessário o auxílio de outro anilhador, especialmente quando se manipula aves grandes. É recomendável que outra pessoa, que não o anilhador, anote todos os dados na ficha de campo.

É fundamental que o anilhador estabeleça uma prioridade de anilhamento, processando primeiro as aves mais sensíveis, como Trochilidae, Pipridae e outros Passeriformes de pequeno porte, aves ameaçadas de extinção, aves em período reprodutivo e aves recapturadas. Juvenis dependentes devem ser anilhados o mais rápido possível e devem ser soltos no mesmo ponto de captura. Muitos anilhadores concordam que é benéfico anilhar e soltar grupos familiares juntos.

Auxiliares em treinamento devem resistir à sua tentação natural de confortar uma ave tentando conversar com ela ou acariciar sua cabeça. Aves não se acalmam com tais procedimentos e, ao contrário, se assustam ou se estressam ao ouvir sons próximos a elas ou movimentos bruscos. Indiscutivelmente, as aves se estressam menos ao serem manipuladas e soltas o mais rápido possível do que mantidas nas mãos do anilhador para se “acalmarem”. Imagine que, para qualquer ave, mesmo o mais bem-intencionado anilhador, é visto como um predador.

Lembre-se que uma das premissas básicas do anilhamento é a certeza quanto à identificação correta da espécie da ave a ser anilhada. Se não houver essa certeza, a ave deve ser solta sem anilha. Dados obtidos de aves identificadas erroneamente podem levar a falsas conclusões. Bons guias de identificação, fotos de boa qualidade e a consulta a ornitólogos mais

experientes no grupo estudado podem ser úteis para dirimir dúvidas. Nunca fique constrangido em solicitar ajuda quando necessário, uma vez que isso reforça a precisão de seus dados. O anilhador também deve ter o cuidado de nunca anilhar aves doentes, feridas ou domesticadas.

Segurança e bem-estar das aves capturadas devem ser prioridades

Por mais experiente que seja o anilhador, há situações em que óbitos podem ocorrer e, em tais circunstâncias, o anilhador deve doar peles e carcaças para coleções científicas ou didáticas. Em geral, as autorizações de captura já preveem esses casos, de modo que, para doar esse material, basta o anilhador seguir as orientações constantes em sua autorização de captura. Considera-se como aceitável o índice de mortalidade de no máximo 1% em relação ao total de aves capturadas. Havendo uma taxa de mortalidade superior a 1%, o anilhador responsável pela equipe deve reavaliar a metodologia, buscando diminuir o tempo de revisão das redes ornitológicas ou, se necessário, fechar temporariamente as redes ou redimensionar sua equipe (Ralph et al. 1993).

Recomendações especiais para determinados grupos, como beija-flores, rapinantes, aves marinhas e aves limícolas, encontram-se disponíveis nos Capítulos 13 a 16.

Anilhamento de filhotes

Anilhar filhotes nidícolas (Figura 11) fornece ótimos resultados por ser um modo de anilhar maiores quantidades de aves com idade conhecida, podendo gerar informações sobre a longevidade das espécies, quando houver recaptura/recuperação dessas aves. O anilhador deve ter vários cuidados quando está anilhando filhotes. O primeiro refere-se à proteção do ninho. Geralmente o mesmo está protegido de predadores por uma série de artifícios. Ao aproximar-se, evite destruir tal proteção, para não deixar o ninho visível e com fácil acesso. O anilhamento dos filhotes não pode ser feito nos primeiros

dias, uma vez que as anilhas podem cair pelos pés, pois os dedos ainda são flexíveis e não impedem a saída da anilha. Por outro lado, se o filhote estiver prestes a voar e for manipulado para receber a anilha, ao ser recolocado, dificilmente ele ficará no ninho. Em geral, a melhor época para anilhar filhotes nidícolas é quando a rêmige estiver metade rompida e metade no interior do canhão (Ibama 1994).

Algumas espécies nidificam em colônias, em grandes concentrações, o que facilita o anilhamento dos filhotes. No caso de ninhos dispostos no solo, como em colônias reprodutivas de aves marinhas, e quando o filhote já conseguir se deslocar eficientemente, utilize uma tela em “V” ou outro artifício com a abertura direcionada para o setor aonde se vai trabalhar. Assim, evita-se que os filhotes se afastem muito do ninho, dificultando ou impossibilitando o seu retorno. Lembre-se de que essas aves, apesar de nidificarem muito próximas, possuem um território em torno do ninho. Esta área é relativamente pequena, mas é defendida contra intrusos e um filhote andando no meio da colônia será atacado e espantado por todos, até que retorne ao território do seu ninho (Ibama 1994).

Filhotes nidífugos são capturados nas mesmas armadilhas usadas para os adultos.



Figura 11: Filhote anilhado no ninho (*Ardea alba*). ESEC Carijós/SC. Foto: Isaac Simão Neto.

Reanilhamento

Uma ave recapturada pode apresentar a anilha bastante desgastada pelas intempéries ou com seus caracteres apagados ou ilegíveis. Nessas situações, recomenda-se que o anilhador faça o reanilhamento, isto é, a retirada da anilha antiga e a colocação de uma nova anilha. Esse procedimento deve ser informado no relatório de anilhamento. Outra situação em que o anilhador deve proceder ao reanilhamento é quando constatar que a anilha antiga é inadequada ao indivíduo, causando ferimentos ou irritação no tarso da ave. Nesse caso, a nova anilha deverá ser colocada na outra perna.

Lidando com o público

Há situações em que trabalhos de anilhamento são realizados em locais de acesso público. A presença de pessoas pode ser uma boa oportunidade para sensibilizá-las, caso o anilhador se disponha a explicar para o cidadão comum sobre a importância do trabalho de marcação de aves na natureza, bem como a importância da pesquisa e conservação de aves silvestres de um modo geral. Isso pode realmente mudar a visão das pessoas e pode até despertar nelas o interesse em se tornarem futuros anilhadores.

Contudo, a presença de pessoas em uma estação de anilhamento pode ocasionar diversos problemas. Além de aumentar o estresse das aves capturadas, a presença de mais pessoas no local interfere diretamente na eficácia do trabalho, podendo ocasionar interrupção ou distração da equipe. A interrupção do trabalho para dar atenção ao público pode resultar em maior tempo de processamento das aves e, conseqüentemente, acúmulo de aves capturadas, tanto nas redes ornitológicas, como na estação de anilhamento. Aves capturadas nas redes podem ficar mais enroscadas, aumentando o tempo necessário para retirá-las. A distração durante o processamento da ave pode resultar em erros no preenchimento da ficha de campo, comprometendo a acurácia dos dados coletados, podendo inclusive gerar erros de informação do

código da anilha. Anilhadores iniciantes podem ter seu treinamento prejudicado, em virtude da presença de pessoas. Por fim, há casos extremos em que curiosos podem se aventurar a tentar retirar sozinho aves da rede ornitológica, o que não deve ser permitido.

Para contornar tais problemas, o ideal é que apenas um membro da equipe (o coordenador ou outro anilhador experiente) lide com o público, enquanto os demais membros mantêm-se concentrados em seu trabalho. Se necessário, algumas redes (ou todas) podem ser fechadas temporariamente para evitar acúmulo de aves a serem processadas e, quando as pessoas se retirarem do local, as redes são reabertas e o trabalho segue seu curso normal. Limitar o número de pessoas e o tempo que elas podem permanecer na estação de anilhamento, sinalizar o local (especialmente onde estão situadas as redes ornitológicas) e evitar a presença de pessoas com animais de estimação também são medidas recomendáveis (NABC 2001).

Referências bibliográficas

Ibama (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). 1994. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. 2ª ed. Brasília: Ibama. 146p.

NABC (North American Banding Council). 2001. **The North American Bander's Study Guide**. The North American Banding Council, California. Disponível em <<http://www.nabanding.net/wp-content/uploads/2012/04/STUDYGUIDE1.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

Ralph, C. J.; G. R. Geupel; P. Pyle; T. E. Martin & D. F. Desante. 1993. **Handbook of Field Methods for Monitoring Landbirds**. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-144. Pacific Southwest Research Station, U. S. Forest Service. Albany: Department of Agriculture. 41p.

Coleta de dados

Camile Lugarini¹, Patrícia Pereira Serafini¹ & Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa²

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
camile.lugarini@icmbio.gov.br, patricia.serafini@icmbio.gov.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio
Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

Introdução

Além de anilhar as aves capturadas, o anilhador pode coletar dados biológicos como sexo, idade, massa corpórea, desgaste e mudas, placa de incubação e protuberância cloacal, acúmulo de gordura, dentre outros. Esses dados são importantes para definir distribuição etária, proporção de machos e fêmeas, fertilidade, sucesso reprodutivo, recrutamento, sobrevivência e podem fornecer informações sobre fatores ou eventos que regulam populações. O anilhador também pode coletar diversas medidas morfométricas, as quais são úteis para dirimir dúvidas taxonômicas ou para sexagem, para certas espécies que não apresentam dimorfismo sexual.

Durante o processo de coleta de dados, o anilhador deve estar sempre atento a possíveis sinais de estresse na ave (e.g. ofegante, respirando com o bico aberto, com moleza no corpo, penas eriçadas ou olhos fechados). Em tais situações é recomendável soltar a ave sem coletar dados, visando evitar morte desnecessária.

Recomenda-se também que apenas sejam coletados dados relacionados ao objetivo do trabalho, que serão efetivamente processados e utilizados posteriormente, diminuindo-se assim o tempo de contenção e manipulação da ave.

É muito importante que o anilhador fotografe cada ave capturada para que seus registros fiquem devidamente documentados. Nesse sentido, o CEMAVE disponibiliza o Atlas de Registro de Aves Brasileiras (ARA), que possui um módulo para arquivamento de fotos de aves silvestres em mãos (capturadas durante trabalhos de campo). Esse módulo gera um número de tombamento para cada registro fotográfico e pode ser acessado no endereço eletrônico ara.cemave.gov.br. A fotografia deve ser feita após pesagem e anilhamento da ave, antes de se iniciar a coleta de dados, uma vez que sempre pode ocorrer fuga durante o seu manuseio. É recomendável que a fotografia seja feita sob condições de boa luminosidade e tendo a vegetação natural como fundo.

Métodos para determinação do sexo

Para espécies com dicromatismo ou dimorfismo sexual na plumagem, a separação dos sexos é obviamente fácil. Contudo, quando não existe dimorfismo na plumagem, o anilhador pode utilizar alguns métodos em campo que lhe permitem determinar o sexo da ave capturada. Por exemplo, representantes da família Cracidae e indivíduos de maior tamanho da família Anatidae (e.g. *Anas georgica* em diante) possuem o pênis evidente no interior da cloaca, possibilitando, por meio de um exame simples de reversão da cloaca, a sexagem. Para tal fim, utiliza-se um rinoscópio ou um aparelho semelhante. Tal método deve ser realizado com o máximo de cuidado e pode ser necessário o auxílio de uma segunda pessoa. A visualização do pênis na parede da cloaca é fácil e rápida, não devendo ser prolongada demasiadamente.

A biometria também pode ser útil para sexagem. O comprimento do bico tem sido utilizado para separar machos e fêmeas do maçarico-rasteirinho *Calidris pusilla*, pois as fêmeas, em média, possuem o bico maior do que o macho (Prater

et al. 1977, Harrington & Morrison 1979, Cartar 1984). Para alguns Falconiformes e Accipitriformes o tamanho corporal pode ser utilizado para sexagem, visto que os machos são menores que as fêmeas. Entretanto, vale lembrar que fêmeas pequenas e machos grandes podem ter tamanhos semelhantes, não sendo esse método de sexagem totalmente seguro.

A presença de uma protuberância cloacal desenvolvida (Figura 1) é uma característica de indivíduos machos e é observada durante o período reprodutivo, quando a cloaca fica cheia de esperma (De Beer et al. 2001, NABC 2001).

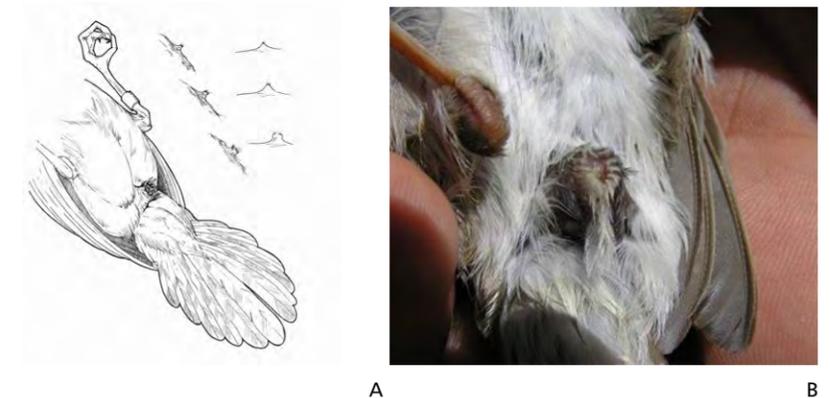


Figura 1: A- ilustração mostrando a protuberância cloacal, característica de indivíduos machos durante o período reprodutivo: (1) cloaca em estado normal, fora do período reprodutivo; (2) cloaca parcialmente cheia de esperma; (3) cloaca totalmente cheia de esperma, no auge do período reprodutivo. Ilustração: Cristiano Nascimento. B- protuberância cloacal em seu máximo desenvolvimento em *Coryphospingus pileatus*. Foto: Rachel Maria de Lyra-Neves.

Quando houver dúvida quanto à classificação do sexo, indica-se deixá-lo indeterminado. Os métodos mais seguros para sexagem são por meio de análise de DNA em laboratório ou visualização das gônadas após a coleta, durante a taxidermia ou necropsia.

Métodos para determinação da idade

Como veremos a seguir, existem alguns métodos que o anilhador pode utilizar em campo para determinar a idade de uma ave. Alguns desses métodos são bastante simples e são

descritos no presente capítulo, porém existem métodos mais complexos, envolvendo, por exemplo, o estudo aprofundado da plumagem, baseado no ciclo de vida e ciclo de mudas e plumagens das aves. Esse método é abordado no Capítulo 12.

Ossificação craniana

O crânio de uma ave jovem ainda não possui os ossos (frontal e parietal) soldados entre si, como na ave adulta. Quando a ave abandona o ninho, os ossos do crânio parecem ter somente uma única camada, com tonalidade rósea, quando observados macroscopicamente. Posteriormente, há uma maior separação entre as camadas, aumentando a pneumatização e o número de trabéculas ósseas, entre elas, tornando o crânio esbranquiçado e de aspecto rugoso, sob observação macroscópica (Ibama 1994).

A observação do grau de ossificação pode ser feita na ave viva. O anilhador necessitará de uma boa fonte de luz dirigida, de modo a refletir na superfície do crânio. Em locais com eletricidade, uma lâmpada de 100 watts com um quebra-luz apropriado, fornecerá a luz necessária para a observação. Em outros locais, luz solar forte ou fornecida por bateria tem o mesmo efeito. Use uma lupa de cabeça para observar as estruturas envolvidas. Utilize água para molhar as penas e a pele, facilitando a observação. Não use álcool, detergente ou qualquer produto similar. Há uma melhor visualização quando utilizados, mas possuem alta periculosidade para a ave, principalmente para os olhos (Ralph *et al.* 1993, Ibama 1994).

Para determinar a idade por meio da ossificação craniana, segure a ave de modo que a cabeça fique entre o indicador e o polegar. Molhe o alto da cabeça e afaste as penas, olhando então através da pele (Figura 2). Movimente a pele para frente e para trás e, com a lupa, procure identificar a presença de áreas sem ossificação (róseas e sem trabéculas), características de jovens. Se o crânio estiver todo esbranquiçado e rugoso é sinal que a pneumatização já se completou.

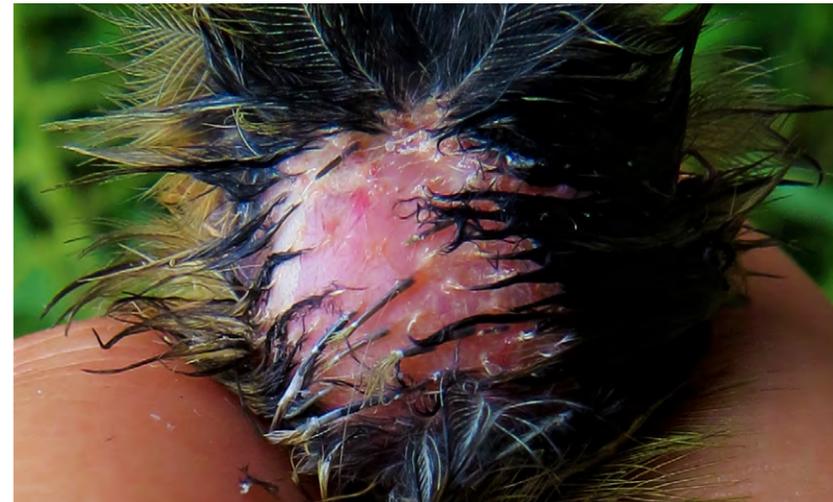


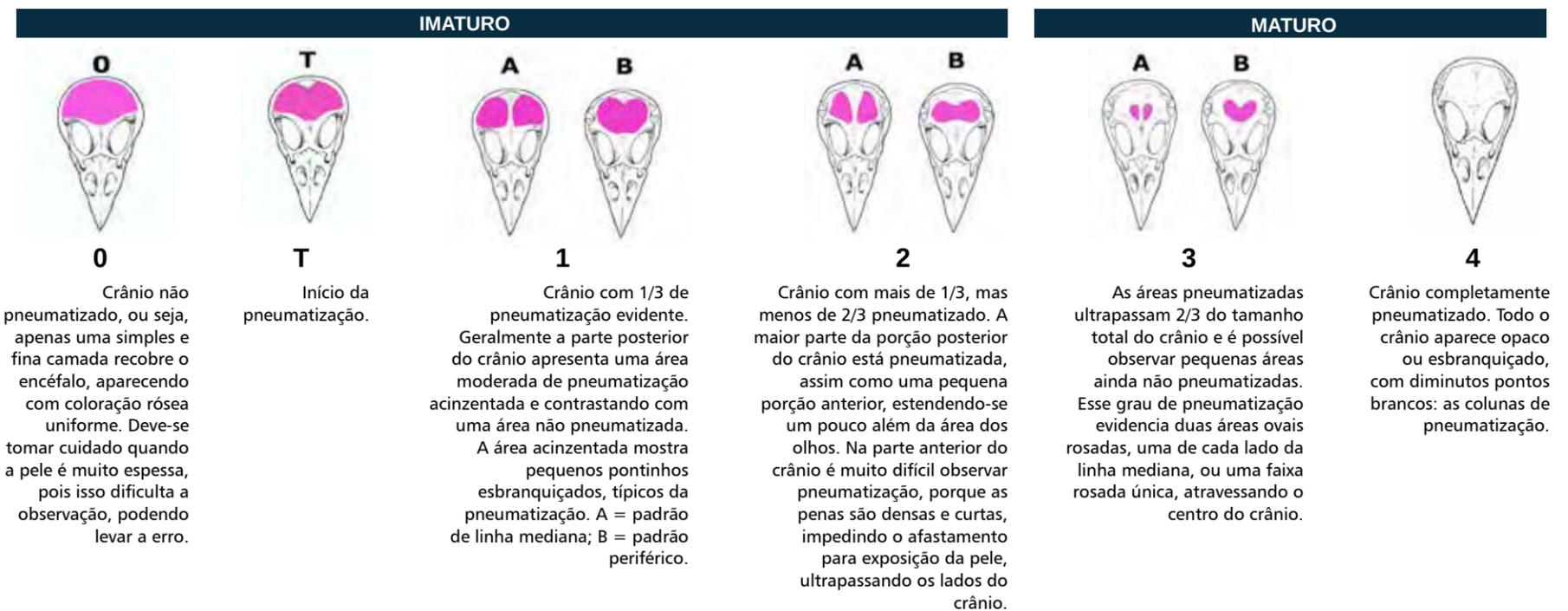
Figura 2: Exame da ossificação craniana em *Poecilotriccus plumbeiceps*. Note que o crânio apresenta grande área rosácea, ainda não ossificada, o que é indicativo de indivíduo jovem. Foto: A. E. B. A. Sousa.

A utilização desse método em aves com a pele escura, grossa, em muda ou com excesso de gordura é bastante difícil ou mesmo impossível. Há muita variação na aparência do crânio

em espécies diferentes, de modo que a sua utilização correta exige paciência e muito treino (Ralph *et al.* 1993, Ibama 1994).

O Quadro 1 apresenta os diferentes estágios de pneumatização do crânio. Os estágios 0, T, 1 e 2 caracterizam o indivíduo jovem ou imaturo, enquanto 3 e 4 o indivíduo maturo ou adulto. São conhecidos dois padrões de pneumatização do crânio: o padrão periférico, comum em espécies pequenas e o padrão de linha mediana, característico das espécies maiores. Os estágios de pneumatização também podem ser medidos em porcentagem, ou seja, de 0 a 100% de pneumatização. Para muitos Passeriformes, indivíduos jovens apresentam até 20% de pneumatização. Aos dois meses de idade, observa-se cerca de 40% de pneumatização. O crânio atinge 100% de pneumatização entre 4 e 8 meses, dependendo da espécie. Contudo, os ossos do crânio de algumas famílias nunca se unem totalmente, mantendo pequenos espaços correspondentes às áreas não ossificadas. Por exemplo: andorinhas (Hirundinidae), andorinhões (Apodidae), beija-flores (Trochilidae), papa-moscas (Tyrannidae) e cambacica (*Coereba flaveola*).

Quadro 1: Estágios de pneumatização do crânio para passeriformes. A - padrão de linha mediana; B - padrão periférico. (IBAMA 1994) Ilustrações: Cristiano Nascimento.



Plumagem

Spheniscidae, Cathartidae, Accipitridae, Laridae e Sulidae, dentre outras, são famílias nas quais o jovem possui plumagem diferente da plumagem do adulto, tornando possível a determinação da idade (Figura 3). Na maioria dos casos, o macho jovem de uma espécie com dimorfismo sexual possui plumagem semelhante à da fêmea adulta, sendo mais fácil diferenciá-los quando iniciam a muda. Observando-se tais detalhes, é possível determinar não só a idade, como o sexo dos jovens (Ibama 1994).

Sigrist (2006) considera quatro tipos básicos de plumagem que se relacionam com a idade:

- **Plumagem nidícola:** apresenta grande quantidade de penugem e filoplumas, que recobrem o corpo do ninhego. As rêmiges e retrizes ainda se encontram em formação e a comissura labial mostra-se intumescida e colorida.
- **Plumagem juvenil:** plumagem do indivíduo jovem, recém-saído do ninho, que acompanha os pais à procura de alimento ou pedinchando por comida. A comissura labial ainda está presente e a cauda é mais curta que a de indivíduos adultos.
- **Plumagem imatura ou subadulta:** está presente em indivíduos que já iniciaram o processo gradual de muda da plumagem juvenil para a plumagem adulta.
- **Plumagem adulta:** quando o indivíduo concluiu o processo de substituição da plumagem juvenil pela plumagem definitiva adulta.

Informações mais detalhadas sobre plumagem das aves são apresentadas no capítulo 12.



Figura 3: Dois jovens e um adulto de urubu-rei (*Sarcoramphus papa*). Foto: Fábio Nunes.

Cor da íris

Em algumas espécies, ou mesmo famílias, a plumagem do jovem é idêntica à dos adultos, sendo os jovens diferenciados dos adultos pela cor da íris, que pode ser mais escura, mais clara ou com uma cor diversa do adulto (Figura 4).



Figura 4: Cor da íris de um jovem (A) e de um adulto (B) de *Cyanocorax cyanopogon*. Fotos: Isaac Simão Neto.

Bico

Como no caso anterior, para algumas espécies é possível fazer diferenciação etária por meio da cor do bico, que se apresenta diferente no jovem. Além da cor, a presença de comissura do bico (inchada e colorida) é característica de indivíduo jovem (Figura 5), assim como a cor da cavidade oral é mais intensa. Entretanto, algumas espécies como *Coereba flaveola* possuem comissura colorida durante toda a vida.



Figura 5: Presença de comissura labial em jovem de *Turdus amaurochalinus*. Note que a plumagem e a cor da íris também são características de indivíduo jovem. Foto: Isaac Simão Neto.

Pés e pernas

A cor e a textura dos pés e das pernas podem ser diferentes em jovens e adultos. Nos jovens, geralmente a textura é mais macia e ligeiramente carnuda, com aspecto mais inchado, enquanto nos adultos é mais rígida e magra (De Beer *et al.* 2001). Em algumas espécies, a cor dos pés e pernas dos jovens apresenta aspecto mais pálido que nos adultos (De Beer *et al.* 2001).

Biometria da ave

Para obter a massa corporal de uma ave, o anilhador deve acondicioná-la em um saco de pano e utilizar uma balança ou dinamômetro. Em seguida, deve retirar a ave e pesar apenas o saco. A massa corporal da ave é calculada pela diferença entre o peso total (ave dentro do saco) menos o peso do saco. Existem vários tipos de balanças e dinamômetros disponíveis no mercado, tanto analógicos como digitais. É importante utilizar balanças de boa precisão e que sejam adequadas ao peso das aves (e.g. balanças de 10 a 50 g para beija-flores e outras aves pequenas; balanças de 100 a 500 g para aves de médio porte; balanças de 1 a 10 kg ou mais para aves de grande porte).

Coletar medidas de uma ave capturada é importante para dirimir dúvidas taxonômicas, para diferenciar sexos ou raças, bem como para acompanhar a taxa de crescimento de espécimes. Para coletar essas medidas o anilhador deve utilizar

paquímetros analógicos ou digitais (para medidas da cabeça, bico, tarso, pés e unhas), e réguas de metal (para medidas da asa, cauda e comprimento total do corpo). Para medir o diâmetro do tarso pode-se utilizar paquímetro ou o medidor de

tarso, conforme mencionado no capítulo anterior. O Quadro 2 apresenta as principais medidas morfométricas de uma ave. Maiores informações sobre medição de aves estão disponíveis em Proctor & Lynch (1993), Sick (1997) e Roos (2010).

Quadro 2: Principais medidas de uma ave. Fotos: A. E. B. A. Sousa.



1
Comprimento da asa na posição natural: medida do encontro até a extremidade da primária maior, com a asa em sua posição natural, isto é, sem achatá-la sobre a régua.



2
Comprimento da asa esticada: difere da medida anterior porque se elimina o efeito da curvatura da asa, achatando-a sobre a régua. É uma medida importante, especialmente para aves limícolas, uma vez que é utilizada, em associação com a massa corporal, para estimar a capacidade de autonomia de voo (McNeil & Cadieux 1972).



3
Comprimento da cauda: medida da extremidade das retrizes mais longas até seu ponto de inserção na pele.



4
Comprimento total do corpo: medida da ponta do bico até a extremidade da retriz. Deve-se ter o cuidado para não estender demais o pescoço da ave.



5
Comprimento do tarso: é a medida do osso tarsometatarso, que vai da articulação com o tibiotarso até a articulação com os dedos.



6
Diâmetro do tarso: como muitas aves apresentam tarso achatado, o diâmetro deve corresponder à maior largura do tarso.



7
Comprimento total da cabeça: medida que vai da nuca até a extremidade do bico.



8
Comprimento do bico ou cúlmen: medida da ponta do bico até sua inserção no crânio. Pode-se medir também o cúlmen exposto, que corresponde apenas à parte visível do bico, isto é, sem a parte em que as penas o cobrem. Para aves de rapina que apresentam cera, o comprimento do bico é calculado da borda anterior da narina até a ponta do bico (Sick 1997).



9
Altura do bico: deve-se medir a altura do bico na borda posterior das narinas.



10
Largura do bico: medida tomada na base do bico, ou seja, onde ele tem sua maior largura.

O anilhador deve decidir quais medidas morfométricas deve coletar em campo e adaptar sua ficha de campo para essas medidas. É importante ter ciência de que, para muitas espécies, essas medidas já são conhecidas e estão disponíveis na literatura. Recomenda-se coletar todas as possíveis medidas morfométricas (inclusive de ambos os lados para verificar assimetria) apenas de táxons novos ou pouco conhecidos, incluindo raças geográficas. Para as demais espécies, é importante medir pelo menos o comprimento da asa, uma vez que, quando comparada com a massa corporal, pode proporcionar uma medida de condicionamento físico do indivíduo (Ralph *et al.* 1993).

Verificando mudas das penas

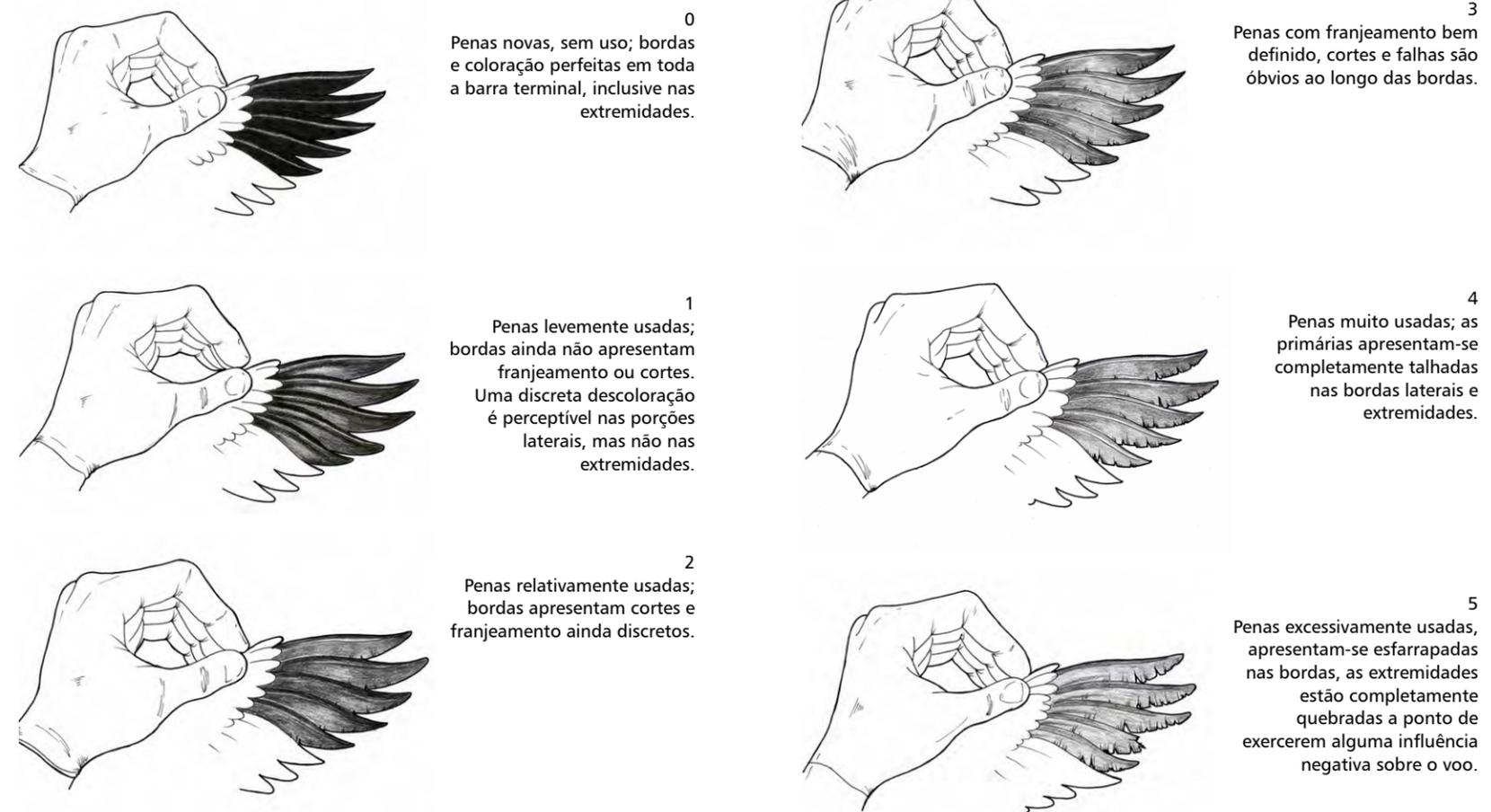
As penas das aves não são estruturas permanentes, uma vez que estão expostas ao desgaste contínuo e precisam ser periodicamente substituídas. O anilhador deve conhecer bem a pterilografia da ave para poder avaliar as mudas das penas. As penas de voo, especialmente as rêmiges primárias, são numeradas na ordem em que sofrem a muda e essa ocorre simultaneamente nas duas asas. Assim, o anilhador deve avaliar as duas asas, para verificar se realmente se trata de muda ou de uma simples reposição de pena ocasionalmente perdida (quando ocorre apenas em uma das asas). Assim sendo, se uma ave está mudando a segunda primária de cada asa, ele deve registrar em sua ficha de campo o código P2. Contudo, se está repondo uma segunda primária apenas na asa direita, ele deverá registrar o código RepP2D. O mesmo raciocínio vale para as rêmiges secundárias e para as retrizes, sendo que normalmente se usa o código S para as secundárias e R para retrizes, seguidos da respectiva numeração das penas em muda. As mudas de contorno podem ser registradas de acordo com sua localização no corpo (e.g. C - cabeça; D - dorso; V - ventre) ou em porcentagem da parte que está mudando em relação a todo o corpo da ave. Para maior aprofundamento sobre mudas das penas, recomenda-se a leitura do Capítulo 12.

Desgaste de primárias

O desgaste das penas é um processo natural e que antecede a muda. Penas com maiores desgastes são mais antigas. O anilhador deve avaliar o desgaste das penas abrindo a asa como um leque e observando contra a luz as condições das bordas das 4 ou 5 primárias mais externas. Evidentemente

que não se avalia o desgaste quando as primárias externas estão mudando. O Quadro 3 apresenta a escala utilizada para avaliar o desgaste das primárias.

Quadro 3: Escala utilizada para avaliar o desgaste das primárias (Ibama 1994). Ilustrações: Cristiano Nascimento



Gordura acumulada

A gordura subcutânea aparece como uma substância amarela ou alaranjada, armazenada na fúrcula (logo abaixo da garganta e acima dos músculos peitorais) ou em outras regiões específicas do corpo, tais como no peito (esterno), barriga e flancos. Essa gordura acumulada representa uma importante fonte de energia para as aves, especialmente durante as longas migrações. Contudo, pode ser encontrada também em espécies residentes. Para avaliar o conteúdo de gordura acumulada, o anilhador deve utilizar a escala contida no Quadro 4. Outra forma de se registrar a gordura acumulada na fúrcula é em porcentagem (Ralph 1993).

Placa de incubação

Um bom indicativo de que uma ave se encontra no período reprodutivo é a presença de placa de incubação. Nesse período as aves que chocam os ovos perdem parte das penas do peito e do ventre, a pele dessa região torna-se bastante vascularizada e a temperatura fica mais elevada que no resto do corpo (Sick 1997). Tal processo facilita a transferência de calor corporal para incubar os ovos. A perda das penas é necessária porque elas não são boas condutoras de calor. Hormônios como estrógeno e prolactina estão envolvidos no processo de desenvolvimento da placa de incubação (Welty 1975). Em Anatidae, porém, não há participação de hormônios, pois eles

arrancam com o bico as penas do peito, sendo aproveitadas para forrar o ninho (Welty 1975).

A placa de incubação desenvolve-se normalmente uma ou duas semanas antes do início da reprodução e alcança o máximo em três a cinco semanas. O desenvolvimento da placa de incubação começa com a perda das penas do peito, três a cinco dias antes da postura. Pouco tempo depois aumenta a vascularização da área e a pele torna-se mais espessa e inchada, com um líquido esbranquiçado. Entre o término da incubação e início da muda, a pele do peito se torna enrugada e acinzentada.

Para verificar a placa de incubação, o anilhador deve afastar as penas da região abdominal da ave e expor a pele para permitir a visualização. Para tanto, ele pode soprar as penas de baixo para cima (o uso de um canudo facilita o procedimento, além de manter uma distância segura entre o anilhador e a ave) ou molhá-las com um pouco de água e afastá-las com os dedos. Então o anilhador deve adotar a escala para identificar a sequência de eventos do desenvolvimento e da regressão da placa de incubação (Quadro 5).

Em algumas famílias a placa de incubação está presente tanto na fêmea como no macho, quando o casal se reveza na tarefa de incubar os ovos – por exemplo, Phalacrocoracidae, Diomedidae, Procellariidae, Scolopacidae, Trogonidae e Estrildidae (Welty 1975), Rhinocryptidae, Formicariidae, Conopophagidae, Vireonidae, Dendrocolaptidae e Furnariidae (Marini & Durães 2001). Em outras famílias, só encontraremos placa de incubação nas fêmeas, visto que a tarefa de incubar os ovos é exclusiva delas – por exemplo, Accipitridae, Falconidae, Strigidae, Pipridae, Passerellidae e Corvidae (Welty 1975), Tyrannidae, Cotingidae, Turdidae, Troglodytidae e Emberizidae (Marini & Durães 2001). Há ainda representantes cuja tarefa de incubar os ovos é exclusiva dos machos, como se pode observar em Rheidae, Tinamidae e em *Jacana jacana* (Sick 1997). Em algumas espécies de Columbidae e Trochilidae não se observa a formação de uma placa evidente.

Quadro 4: Escala utilizada para registro de gordura acumulada na fúrcula (Ibama 1994). Ilustração: Cristiano Nascimento.

<p>0</p> <p>T</p> <p>1</p> <p>2</p> <p>3</p> <p>4</p>	<p>0 Sem gordura na cavidade da fúrcula, ou em qualquer outro lugar do corpo;</p> <p>T Uma pequena quantidade de gordura armazenada na cavidade da fúrcula, mas não suficiente para preencher o fundo da cavidade. Nenhuma gordura embaixo das asas, do abdômen ou qualquer lugar do corpo;</p> <p>1 O fundo da cavidade da fúrcula está completamente preenchido, completando 1/3 da cavidade total;</p> <p>2 A cavidade da fúrcula apresenta-se 2/3 preenchida. Alguma gordura também pode ser observada logo abaixo da axila e geralmente também no abdômen;</p> <p>3 A cavidade da fúrcula está completamente preenchida. Uma compacta camada de gordura também pode ser observada abaixo das asas e do abdômen;</p> <p>4 A cavidade da fúrcula está mais do que cheia, isto é, 4/3. A gordura da axila e do abdômen é compacta e espessa. Em casos extremos, constata-se gordura na nuca e este estágio pode então receber o grau 5.</p>
---	---

Áreas de acúmulo de gordura no corpo

Quadro 5: Diferentes estágios de desenvolvimento e regressão da placa de incubação (Ibama 1994). Fotos: Helder Farias Pereira de Araújo.



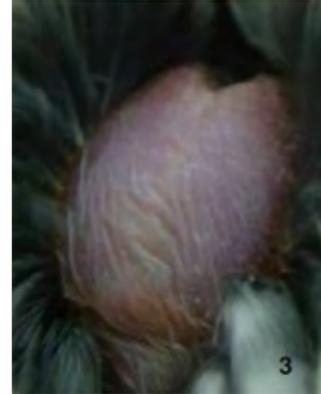
0
Placa de incubação ausente. O peito encontra-se mais ou menos emplumado. Nenhuma área do peito ou abdômen evidencia vascularização. Pode-se adotar também o estágio T em casos onde acredita-se que a placa de incubação esteja iniciando, mas o número de penas perdidas não é suficiente para incluir-se na classe 1.



1
As penas do peito foram perdidas e alguma vascularização pode ser vista, mas a maior parte da área apresenta-se ainda lisa e vermelho-escura.



2
A vascularização é evidente, algumas pregas estão presentes, e algum fluido abaixo da pele começa a tornar-se perceptível, dando à área uma coloração rosácea-opaca, contrária à coloração vermelho-escura dos músculos.



3
A vascularização é extrema, a placa de incubação é espessa e enrugada, há muito mais fluido embaixo da pele. Este é o grau máximo de extensão da placa de incubação e corresponde, aproximadamente, ao período em que a ave está de fato incubando os ovos.



4
A maior parte da vascularização desapareceu e o fluido embaixo da pele também. A pele mantém-se ainda espessa e com aparência ressecada e enrugada.



5
A vascularização e o fluido desapareceram por completo e a maior parte das pregas ou rugas também. Novos canhões de penas estão presentes na área, iniciando então a reposição daquelas que caíram.

Obtenção de amostras biológicas

Após o aparecimento da influenza H5N1, a amostragem de aves para a pesquisa de patógenos importantes para a saúde humana e avicultura tornou-se muito popular, especialmente para influenza, vírus causador da doença do Oeste do Nilo (Ometto *et al.* 2013) e da Newcastle (Thomazelli *et al.* 2012), clamídia (Raso *et al.* 2006) e salmonela (Sousa *et al.* 2010). Além disso, o estudo de parasitos tornou-se importante no contexto da biogeografia, filogenética e interações entre parasito-hospedeiro (Svesson-Coelho *et al.* 2013). Tais estudos requerem a captura, contenção e coleta de material biológico.

Sabe-se que, além de aumentar o tempo de contenção, a coleta de material biológico pode trazer efeitos letais e subletais. Os efeitos da coleta de sangue ainda são controversos, entretanto sabe-se que pode diminuir a sobrevivência no primeiro ano de vida de aves marinhas, a depender do volume de sangue obtido (Brown & Brown 2009), e que efeitos subletais também podem ser observados (Van Oers & Carere 2007).

A fumigação também tem efeitos colaterais, especialmente se consorciada com a coleta de sangue (Brown & Brown 2009). Os efeitos são maiores em aves com alto metabolismo (e.g. beija-flores) e que estejam com grande intensidade de parasitos ou em períodos com grande demanda de energia (e.g. reprodução e muda) (Fair *et al.* 2010).

Portanto, os procedimentos a serem adotados devem estar de acordo com as questões a serem respondidas pelo estudo e devem ser realizados com mínimo tempo de contenção possível, especialmente em aves em estado reprodutivo. Além disso, os anilhadores devem ser treinados para realizar os procedimentos de coleta de amostras biológicas, podendo utilizar espécimes em cativeiro primeiramente. Recomendamos que, além da autorização de anilhamento do ICMBio, o projeto seja aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais da instituição de origem.

A resolução do Conselho Federal de Biologia nº 301/12 (CFBio 2012) estabelece que a captura de espécime animal para obtenção de material biológico deve ser realizada minimizando o sofrimento, dor, aflição momentânea ou dano passageiro, considerando os princípios da biossegurança e de assepsia, utilizando métodos que permitam a diminuição do nível de consciência e estresse, com dosagens adequadas de anestesia quando necessária, causando efeito calmante com pouco ou nenhum impacto sobre as funções motoras ou mentais do animal.

Amostras de sangue normalmente são obtidas a partir das veias braquial, ulnar, metatársica ou jugular, dependendo do tamanho da ave, com volume de no máximo 1% do peso vivo (Owen 2011). Em coletas consecutivas, não deve ultrapassar 2% do peso vivo a cada 14 dias. Recomenda-se, para aves com até 7 g, preencher, no máximo, 1/3 a 1/2 de um tubo capilar (70 μ l). Para aves com mais de 7 até 15 g (e.g. *Hemitticus margaritaceiventer*) pode-se coletar um ou dois tubos capilares. Para aves de 50 g (e.g. *Turdus rufiventris*), no máximo oito capilares podem ser coletados. Para aves de 100 g pode-se coletar no máximo 1 ml (contando-se aqui extravasamentos e hematomas).

Hematomas podem representar perda de sangue e dificuldade em voar e são mais frequentes na veia ulnar do que jugular. Por isso, não recomendamos utilizar seringa para coletar sangue da veia ulnar em pequenos Passeriformes. Para coleta de sangue a partir da veia ulnar (ideal para aves com menos de 100 g) a ave é contida com a mão esquerda e a asa esquerda estendida pelo indicador e dedo médio (Figura 6). Espirra-se álcool 70% na região da articulação úmero-radio-ulnar, onde se visualiza a veia ulnar. Realiza-se um pique com uma agulha 13 x 0,45 mm e remove-se a agulha na mesma direção da inserção, o que evita hematomas. Coloca-se um capilar para a coleta de sangue e, após a retirada do capilar, fecha-se a asa da ave (com ou sem o uso de gaze ou algodão para auxiliar a hemostasia). Em média, o período de coagulação é de cinco minutos. Caso o sangramento não pare espontaneamente, aplique pressão no local da venipuntura ou pó hemostático encontrado em farmácias veterinárias (pode-se utilizar ainda nitrato de prata ou permanganato de potássio,

encontrados em farmácia humana). O capilar pode ser selado com uma massinha de modelar (em casos em que se necessite o plasma ou soro) ou imediatamente transferido para micro ou criotubos.



Figura 6: Coleta de sangue a partir da veia ulnar utilizando agulha 13 x 0,45 (A) e microcapilar (B). Fotos: Acervo do CEMAVE.

Em aves com mais de 300 g pode-se utilizar seringa de 1 a 3 ml acoplada a uma agulha 13 x 0,45 mm, coletando-se o sangue da veia braquial, veia metatársica ou jugular. Para a jugular, posiciona-se a ave contida com a mão esquerda em decúbito lateral esquerdo, para acesso à veia jugular direita, que é mais calibrosa. Utiliza-se álcool 70% para visualização e assepsia. Normalmente, a coagulação ocorre comprimindo-se o local com o auxílio de uma gaze, porém, em alguns casos, é necessário o uso de pó hemostático. Não recomendamos o corte de unha (com exceção de Trochilidae), pois tal procedimento interfere na habilidade de empoleiramento e coleta uma quantidade de sangue inexpressiva, assim como punção cardíaca, por representar alto risco de morte para a ave (pode ser utilizada para coleta de sangue em aves que acabaram de morrer; Fair *et al.* 2010, Owen 2011).

Para a obtenção de soro (sem anticoagulante) ou plasma (capilares heparinizados ou com EDTA) pode-se centrifugar (2000 a 3000 x g durante 15 minutos) os capilares em microcentrifugas, quebrando-se o capilar logo após a papa de células; o soro ou plasma podem ser armazenados

em microtubos, conservados a - 20° C até o processamento. Dessa forma, pode-se acessar o hematócrito ou mesmo a proteína plasmática tendo somente um cartão de hematócrito e um espectrofotômetro, respectivamente. Não se recomenda o uso de anticoagulantes para utilização da amostra em biologia molecular, o que pode prejudicar a amplificação do DNA/RNA. O sangue obtido nunca deve ser exposto ao sol e deve ser conservado em solução adequada ou em baixa temperatura (utilizar cooler e gelo reciclável). Caso o sangue seja armazenado em EDTA ou heparina, mantê-lo refrigerado até o processamento. O sangue total pode ser utilizado para hemograma (Owen 2011).

Esfregaços sanguíneos podem ser requeridos para contagem diferencial de células ou busca de hemoparasitos. Utilize duas lâminas limpas e realize o esfregaço imediatamente após a coleta, fixando-o em metanol 100% após a lâmina estar seca. Acondicione em caixa de lâminas. A coloração utilizada com frequência é Giemsa-Wright (Owen 2011).

Para estudos moleculares (e.g. filogenéticos ou pesquisa de patógenos), pouca quantidade de sangue é necessária (10 a 50 μ L de sangue total). O sangue pode ser armazenado em soluções tampão, álcool 100% PA, papel filtro ou cartões FTA (Owen 2011). As amostras podem ser mantidas em temperatura ambiente (álcool 100% PA, papel filtro ou cartões FTA) ou refrigeradas (álcool 100% PA ou soluções tampão). Para RNA indica-se a utilização de nitrogênio líquido (e posterior armazenagem em freezer - 80° C até o processamento) e soluções tampão (ver Chiari & Galtier 2011; Schwochow *et al.* 2012). Para estudos de hormônios, amostras seriadas podem ser necessárias (consultar Fair *et al.* 2010, Owen 2011). Alternativamente, pode-se coletar penas (bulbo da pena) e casca de ovo (para DNA maternal) para estudos genéticos e de isótopos estáveis, enquanto as excretas são uma alternativa para análise de hormônios, apesar de não tão precisas e com necessidade de extensiva validação. Para coleta de penas, rêmiges e retrizes podem ser utilizadas, entretanto a quantidade de penas a ser coletada deve considerar o não comprometimento da capacidade de voo.

O estudo da dieta das aves fornece dados importantes sobre estrutura trófica de comunidades e condições físicas do ambiente. Esse tipo de estudo deve ser incentivado por ser a única forma de suplantar diferenças no conhecimento atual da dieta de aves neotropicais (Sabino & Duca 2011). Para as aves que defecam nos sacos de contenção, sugerimos colocar as amostras de excreta em criotubos com tampa de rosca com álcool 70%, para posteriormente analisar as amostras com lupa e classificar os itens alimentares encontrados de acordo com Piratelli (1999). Amostras de excreta de frutívoros não são tão informativas quanto de insetívoros e excretas de aves marinhas não estão disponíveis em locais acessíveis para coleta. Análises de *pellets* são muito utilizadas para aves de rapina e aves marinhas para determinação da dieta; amostras de sangue ou regurgito são muito utilizadas para aves marinhas. Eméticos, como tártaro emético (mais comum), apomorfina e ipecac são extensivamente utilizados, mas possuem efeitos tóxicos para as aves (e.g. tártaro emético é absorvido, sendo difícil determinar a dose correta); por isso a utilização de análise de excreta deve ser priorizada. O uso de ligaduras no pescoço para ninhegos pode causar alta mortalidade e pode ser substituído por análise fecal. Métodos bioquímicos para análise da dieta, que incluem análise de isótopos estáveis e análise quantitativa de ácidos graxos, estão cada vez mais em uso. A última, acessa a dieta de organismos marinhos baseada no fato de que a gordura apresenta sinais de itens predados, apresentando informações mais precisas que os isótopos estáveis (Fair *et al.* 2010).

Amostras fecais podem ser coletadas para exames de flutuação ou sedimentação. Devem ser acondicionadas em microtubos e refrigeradas (4° C), até o momento do processamento. Para amostras de excreta de aves de pequeno porte recomendamos manter as excretas acondicionadas em microtubos contendo solução fisiológica (refrigeradas) e a utilização da técnica de Sheather modificada (Santos *et al.* 2011) para analisar excretas em baixa quantidade.

O estudo de ectoparasitos é negligenciado e o conhecimento atual é limitado a algumas descrições em alguns hospedeiros. Entretanto, pouco se sabe sobre a distribuição e a

história natural, assim como a relação entre hospedeiro e parasitos e a transmissão de patógenos. Os ectoparasitos incluem ácaros, carrapatos, piolhos (especialmente Mallophaga) e outros insetos (e.g. Hippoboscidae e Diptera), que podem se alimentar de sangue, fluidos ou penas. Para avaliação da carga de ectoparasitos devem ser coletados dados de prevalência (número de hospedeiros parasitados/número de hospedeiros examinados) e intensidade (número total de parasitos coletados/número de hospedeiros infestados). Para a amostragem deve ser considerado não somente o encontro do parasito, como os micro-habitats propícios para todos os instares de cada espécie dos diferentes artrópodes. Arzua e Valim (2010) descrevem detalhadamente a amostragem qualitativa e quantitativa de ectoparasitos (Figura 7).



Figura 7: Larvas de Trombuculidae parasitando *Turdus amaurochalinus*. Foto: Acervo do CEMAVE.

Carrapatos (normalmente formas subadultas, Figura 8) são observados mais frequentemente na cabeça, mas podem ser encontrados espalhados pelo corpo todo. Para a coleta, remover com cuidado os espécimes para não seccionar o capítulo, que é importante para identificação. Como a maioria dos espécimes coletados referem-se a larvas, as quais não são identificadas por taxonomia alfa, por não haver chaves de identificação disponíveis, pode-se colocar os espécimes em tubos contendo folhas para envio ao laboratório, a fim de possibilitar o crescimento e identificação em estágios

ninfais e fase adulta (Labruna *et al.* 2007). Outra possibilidade é a identificação de larvas a partir de métodos moleculares (Ogrzewalska *et al.* 2009).



Figura 8: Larvas de carrapatos (*Amblyomma* sp.) parasitando *Neopelma pallescens*. Foto: Acervo CEMAVE.

Para proceder ao estudo da microbiota são coletados suabes cloacais e orofaríngeos (Figuras 9 e 10), acondicionados em meio Stuart ou Amies, refrigerados em 4° C até a realização de cultura e isolamento bacteriano, não devendo ultrapassar 48 h. Para a pesquisa de patógenos com tropismo por mucosas, como por exemplo, vírus da Influenza, Newcastle, doença do Nilo Ocidental, herpesvírus, *Salmonella*, *Chlamydia*, dentre outras, suabes cloacais e orotraqueais podem ser utilizados. Se realizada com precisão e rapidez, a coleta de suabes não representa complicações para as aves amostradas. Os suabes podem ser armazenados em meio contendo solução salina tamponada (PBS) 160 mM pH 7,2-7,4 glicerina (com ou sem soroalbumina bovina, antibióticos e antifúngicos), transportados, preferencialmente, em nitrogênio líquido e armazenados em freezer - 80° C (Ometto *et al.* 2013). Se o tempo entre a coleta, transporte e processamento for curto pode-se utilizar refrigeração para transporte. Para extração do DNA recomenda-se utilizar kits comerciais para técnica de formol-clorofórmio, devido à pouca quantidade de DNA nessas amostras.



Figura 9: Coleta de suabe orofaríngeo. Foto: acervo do CEMAVE.



Figura 10: Coleta de suabe cloacal. Foto: acervo do CEMAVE.

Biópsias (músculo, fígado, gônadas e tecido adiposo) devem ser realizadas em condições de antissepsia, requerendo analgesia e/ou anestesia (Fair *et al.* 2010). Aves que morrerem durante a captura devem passar por necropsia e o material colhido, acondicionado em formol 10%, encaminhado para exame histopatológico. As carcaças devem ser enviadas para coleções ornitológicas.

Soltura

Após toda a coleta de dados e fotografia, o anilhador deve soltar a ave em local próximo ao de captura. A soltura deve ser realizada próxima ao solo, sem arremessar a ave para

o alto. O anilhador deve atentar para o fato de que algumas aves capturadas apresentam tanatose, ou seja, a capacidade de fingir-se de morta, como estratégia para fugir de predadores (Figura 11). Esse fenômeno é comum durante trabalhos de anilhamento em aves de pequeno porte, especialmente as do gênero *Hemitriccus*. Ocorrendo tanatose, o anilhador deve colocar a ave em local sombreado e ficar observando-a por alguns minutos até que ela desperte e voe.



Figura 11: *Hemitriccus margaritaceiventer* apresentando tanatose. Foto: Fernanda Fontoura.

Coleta

A coleta de espécime animal implica na remoção do indivíduo do ambiente natural e eutanásia (ICMBio 2014). Deve ser realizada quando for imprescindível ao alcance dos objetivos dos estudos. Deve ser realizada com minimização do sofrimento, por meio de métodos que produzam inconsciência rápida e subsequente morte sem evidência de dor ou agonia, ou utilizando anestésicos em doses suficientes para produzir a perda indolor da consciência, seguida de parada cardiorrespiratória (CFBio 2012). A resolução normativa do Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação nº 13/2013 (MCTI 2013) preconiza que, no caso de indução da morte para fins científicos, o método empregado deve ser o mesmo utilizado para eutanásia, ou seja, de uma forma indolor e sem sofrimento mental.

A arma de fogo é um dos principais métodos para a coleta de aves e deposição dos espécimes em coleções científicas. É insubstituível para as espécies de aves difíceis de serem capturadas, como aquelas que só são acessadas nas copas das árvores. Caso o tiro não resulte em morte imediata, deve-se causar a morte por outro método o mais rapidamente possível.

O usuário deve possuir experiência no uso e manipulação de armas de fogo, seguindo legislação específica e com extremo cuidado. Deve-se evitar ao máximo a presença de espectadores e, quando isso não for possível, os mesmos devem ser instruídos dos riscos e implicações visuais desagradáveis. O procedimento não deve ser realizado em ambiente fechado e devem ser utilizados calibres e tamanho de grão (no caso de cartucho) compatíveis com os espécimes que serão eutanasiados.

Cada animal coletado serve como um *voucher* da espécie em questão naquele determinado lugar e tempo e provê uma rigorosa documentação que pode ser reexaminada estrutural ou bioquimicamente no futuro. É importante que, além da conservação da pele e esqueleto, o espécime possua informações relevantes (ossificação, condições de gordura, condições das gônadas, peso, estado reprodutivo, alimentação, rota migratória, exposição a poluentes, padrão demográfico, distinção genética) e representação de tecidos, órgãos, conteúdo estomacal e endoparasitos¹, quando presentes (Fair *et al.* 2010). É imprescindível depositar o material biológico em coleção biológica científica² (ICMBio 2014).

A amostragem adequada implica número mínimo de espécimes necessários para que a investigação científica seja estatisticamente válida, o que depende da natureza do estudo e extensão de variação nos parâmetros utilizados. A coleta do maior número de espécimes possível não é uma justificativa

¹ Helmintos são geralmente encontrados no trato gastrointestinal, cavidade abdominal, bursa de Fabricius, olhos e musculatura. A preparação dos helmintos inclui o uso de solução fisiológica, formol 4% e etanol 70% (Luchetti & Silveira 2014).

² Coleção biológica científica - coleção brasileira de material biológico devidamente tratado, conservado e documentado de acordo com normas e padrões que garantam segurança, acessibilidade, qualidade, longevidade, integridade e interoperabilidade dos dados da coleção, pertencente à instituição científica com objetivo de subsidiar pesquisa científica ou tecnológica e a conservação *ex situ* (ICMBio 2014).

aceita atualmente e a simples deposição em coleções não deve ser o motivador da coleta, mas sim o objetivo do estudo em questão, ressaltando-se que as comparações requerem uma série de indivíduos para conclusões confiáveis. Por outro lado, muitas áreas geográficas são pouco representadas em coleções ornitológicas, assim como a informação básica de diferentes espécies (machos, fêmeas, jovens, plumagens alternativas, variações geográficas e sazonais). Além da coleta, as coleções ornitológicas têm armazenado importantes informações por meio de fotografia e amostras de sangue, assim como de vocalizações. Entretanto, ressalta-se que a Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica recomenda a descrição de táxons baseada em espécimes. Os métodos de eutanásia recomendados estão incluídos no Capítulo 9.

Referências bibliográficas

Arzua, M. & M. P. Valim. 2010. Bases para o estudo qualitativo e quantitativo de ectoparasitos em aves. p. 347-365. *In*: Von Matter, S.; F. C. Straube; I.A. Accordi; V. Q. Piacentini & J. F. Candido-Jr (Orgs.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnica de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books.

Brown, M. B. & C. R. Brown. 2009. Blood sampling reduces annual survival in Cliff Swallows (*Petrochelidon pyrrhonota*). **The Auk** **126**: 853-861.

Cartar, R. V. 1984. A morphometric comparison of Western and Semipalmated Sandpipers. **The Wilson Bulletin** **96**(2): 277-286.

Chiari, Y. & N. Galtier. 2011. RNA extraction from sauropsids blood: evaluation and improvement of methods. **Amphibia-Reptilia** **32**: 136-139.

CFBio (Conselho Federal de Biologia). 2012. Resolução nº 301/2012, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 28/12/2012. Disponível em <<https://cfbio.gov.br/2012/12/28/resolucao-no-301-de-8-de-dezembro-de-2012/>> Acesso em: [02/03/2020].

De Beer, S. J.; G. M. Lockwood; J. H. F. A. Raijmakers; J. M. H. Raijmakers; W. A. Scott; H. D. Oschadleus & L. G. Underhill. 2001. **SAFRING Bird Ringing Manual**. ADU Guide 5. Cape Town: Avian Demography Unit. University of Cape Town. 102p.

Fair, J.; E. Paul & J. Jones. 2010. **Guidelines to the Use of Wild Birds in Research**. Washington, D. C.: The Ornithological Council. 215p.

Harrington, B. A. & R. I. Morrison. 1979. Semipalmated sandpiper migration in north America. **Studies in Avian Biology** **2**: 83-100.

Ibama (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). 1994. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. 2ª ed. Brasília: Ibama. 146p.

ICMBio (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade). 2014. Instrução Normativa do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade nº 03/2014, Diário Oficial da União, Seção 1, pag. 60, dia 02/09/2014. Disponível em <http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes_normativas/INSTRU%C3%87%C3%83O_NORMATIVA_ICMBio_N%C2%BA_3_DE_2014_com_retificacao%C3%A7%C3%A3o_do_DOU18062015.pdf> Acesso em: [02/03/2020].

Labruna, M. B.; L. F. Sanfilippo; C. Demetrio; A. C. Menezes; A. Pinter; A. A. Guglielmone & L. F. Silveira. 2007. Ticks collected from birds in the state of São Paulo, Brazil. **Experimental and Applied Acarology** **43**: 147-160.

Luchetti, N. M. & Silveira, L. F. 2014. Reconhecimento, identificação e preservação de helmintos parasitas de aves em campo. p. 164. *In*: **Livro de resumos: A Ornitologia como Ciência**. Rio de Janeiro: XXI Congresso Brasileiro de Ornitologia. Marini, M. A. & R. Durães. 2001. Annual patterns of molt and reproductive activity passerines in south-central Brazil. **The Condor** **103**: 767-775.

McNeil, R. & F. Cadieux. 1972. Numerical formulae to estimate flight range of some North American shorebirds from fresh weight and wing length. **Bird Banding** **43**(2): 107-113.

MCTI (Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação). 2013. Resolução Normativa do nº.13/2013, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 26/09/2013. Disponível em <https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-13-de-20.09.2013-D.O.U.-de-26.09.2012-Secao-I-Pag.-5.pdf> Acesso em: [02/03/2020].

NABC (North American Banding Council). 2001. **The North American Bander's Study Guide**. The North American Banding Council, California. Disponível em <<http://www.nabanding.net/wp-content/uploads/2012/04/STUDYGUIDE1.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

Ogrzewalska, M.; R. C. Pacheco; A. Uezu; L. J. Richtzenhain; F. Ferreira & M. B. Labruna. 2009. Ticks (Acari: Ixodidae)

infesting birds in an Atlantic rain forest region of Brazil. **Journal of Medical Entomology** 46: 1225-1229.

Ometto, T.; Durigon, E. L.; Araujo, J.; Aprelon, R.; Aguiar, D. M.; Cavalcante, G. T. et al. 2013. West Nile virus surveillance, Brazil, 2008–2010. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene** 107(11): 723-730.

Owen, J. C. 2011. Collecting, processing, and storing avian blood: a review. **Journal of Field Ornithology** 82(4): 339-354.

Prater, A. J.; J. H. Marchant & J. Vuorinen. 1977. **Guide to the Identification and Ageing of Holarctic Waders**. British Trust for Ornithology, Guide 17. Tring, United Kingdom: Maund & Irvine Ltd.

Piratelli, A. J. 1999. Comunidades de aves de sub-bosque na região leste de Mato Grosso do Sul. Tese de doutorado. Universidade Estadual Paulista. 206p.

Proctor, N. S. & P. J. Lynch. 1993. **Manual of Ornithology. Avian Structure & Function**. New Haven: Yale University Press. 340p.

Ralph, C. J.; G. R. Geupel; P. Pyle; T. E. Martin & D. F. Desante. 1993. **Handbook of Field Methods for Monitoring Landbirds**. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-144. Pacific Southwest Research Station, U. S. Forest Service. Albany: Department of Agriculture. 41p.

Raso, T. F.; G. H. F. Seixas; N. M. R. Guedes & A. A. Pinto. 2006. *Chlamydophila psittaci* in free-living Blue-fronted Amazon parrots (*Amazona aestiva*) and Hyacinth macaws (*Anodorhynchus hyacinthinus*) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Veterinary Microbiology** 117: 235-241.

Roos, A. L. 2010. Capturando aves. p. 77-104. In: Von Matter, S.; F. C. Straube; I. Accordi; V. Piacentini & J. F. Cândido-Jr. (Orgs.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books.

Sabino, U. & C. Duca. 2011. Utilização do tártaro emético no estudo de dieta de aves. **Natureza on Line** 9(3): 144-145.

Schwochow, D.; L. E. K. Serieys; R. K. Wayne & O. Thalmann. 2012. Efficient recovery of whole blood RNA - a comparison of commercial RNA extraction protocols for high-throughput applications in wildlife species. **Biotechnology** 12: 33.

Santos, T.; J. B. Oliveira; C. Vanghan & H. Santiago. 2011. Health evaluation of an ex situ population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. **Revista de Biología Tropical** 59(3): 1265-1274.

Sick, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira. 862p.

Sigrist, T. 2006. **Aves do Brasil: uma Visão Artística**. São Paulo: Editora Avis Brasilis. 172p.

Sousa, E.; K. Werther & A. Berchieri Jr. 2010. Assessment of Newcastle and infectious bronchitis pathogens, and *Salmonella* spp. in wild birds captured near poultry facilities. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia** 62(1): 219-223.

Svesson-Coelho, M.; J. G. Blake; B. A. Loiselle; A. S. Penrose; P. G. Parker & R. R. Ricklefs. 2013. Diversity, prevalence, and host specificity of avian *plasmodium* and *haemoproteus* in a western Amazon assemblage. **Ornithological Monographs** 76: 1-47.

Thomazelli, L. M.; J. Araújo; C. S. Ferreira; R. Hurtado; D. B. Oliveira; T. Ometto; M. Golono; L. Sanfilippo; C. Demétrio; M. L. Figueiredo & E. L. Durigon. 2012. Molecular surveillance of the Newcastle disease virus in domestic and wild birds on the North Eastern Coast and Amazon biome of Brazil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola** 14(1): 1-7.

Van Oers, K. & C. Carere. 2007. Long-term effects of repeated handling and bleeding in wild caught Great Tits *Parus major*. **Journal of Ornithology** 148(Supplement 2): 185-190.

Welty, J. C. 1975. **The Life of Birds**. 2nd ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company. 623p.

Análises demográficas baseadas em dados de captura-marcação-recaptura

Leonardo Fernandes França

Departamento de Biociências
Universidade Federal Rural do Semi-Árido – UFERSA
Av. Francisco Mota, 572 - Pres. Costa e Silva
59625-900 Mossoró, RN
franca_lf@ufersa.edu.br

Introdução

A técnica de captura-marcação-recaptura (CMR) de aves silvestres é essencial para os estudos demográficos e de dinâmica populacional. Os dados obtidos por meio dessa técnica podem ser usados em modelagens matemáticas desenvolvidas para se estimar abundância, sobrevivência, recrutamento e crescimento populacional (Williams *et al.* 2002). A CMR é também uma ferramenta importante nos estudos de reprodução, muda de penas, padrões morfológicos e parasitologia de aves silvestres, assim como para estudos de estrutura e dinâmica de comunidades (Johnson *et al.* 2009, Lindberg 2012). Sobre os estudos com comunidades Williams *et al.* (2002) apresentam uma revisão sobre formas de aplicação da CMR nas análises de riqueza de espécies, distribuição de abundância de espécies, taxa de mudança no número de espécies, probabilidade de extinção e colonização e outras propostas de análises de comunidades espacialmente definidas.

Enquanto a maioria desses tópicos de estudo dispõe de diversas técnicas de amostragens e análises de dados, os estudos demográficos são dependentes da CMR para a obtenção de dados acurados de sobrevivência, recrutamento, abundância e dispersão de indivíduos (Sandercock 2006). As estimativas de abundância possibilitam que sejam conhecidos os padrões temporais da dinâmica populacional e, associadas

aos demais parâmetros demográficos, permitem determinar o papel das taxas vitais (sobrevivência e recrutamento) nessa dinâmica. O presente capítulo visa apresentar uma introdução sobre o uso de dados de CMR de aves na elaboração de análises demográficas. Nele apresentaremos alguns aspectos relevantes para o planejamento da coleta de dados e algumas alternativas de análises para a obtenção de diversos parâmetros demográficos.

Detectabilidade

A capacidade de detectar (detectabilidade) a quantidade de indivíduos em um local é um dos principais entraves para os estudos populacionais e de comunidades, os quais são normalmente baseados em informações sobre abundância de indivíduos (Williams *et al.* 2002) ou presença/ausência da espécie foco (MacKenzie *et al.* 2006). Os estudos observacionais ou que usam armadilhas não são capazes de detectar todos os indivíduos de uma espécie presentes em uma área. Em geral, os resultados são subestimativas de abundância populacional da(s) espécie(s) estudada(s). Com isso, os dados de abundância restringem-se a valores relativos e podem não representar a verdadeira variação temporal, espacial ou espécie-específica na abundância de indivíduos (Williams *et al.* 2002, MacKenzie *et al.* 2006). A não detecção de um indivíduo nesses estudos acaba sendo considerada como inexistência nos cálculos de abundância ou morte nos casos de estimativa de sobrevivência populacional.

Uma grande diversidade de análises matemáticas foi desenvolvida para calcular taxas de detecção e corrigir valores de abundância em estudos que tratam de contagem de indivíduos, sendo a maioria delas aplicadas a estudos populacionais (Thompson *et al.* 1998, Sandercock 2006) e, muitas vezes, baseadas em dados de CMR (Thompson *et al.* 1998, Williams *et al.* 2002, MacKenzie *et al.* 2006). Essas análises abrangem variados grupos taxonômicos, tipos de ambientes e desenhos temporais de amostragem (Marshall *et al.* 2008, Katsanevakis *et al.* 2012, Lindberg 2012). Recentemente, os métodos que consideram a detectabilidade têm sido desenvolvidos

e empregados nas análises de dinâmica de comunidades (Dorazio & Royle 2005, Dorazio *et al.* 2006, Yamaura *et al.* 2011). Em alguns casos, a mesma estatística aplicada a dados de CMR para estudos populacionais tem sido desenvolvida para estudos de dinâmica de comunidades (Boulinier *et al.* 1998, Nichols *et al.* 1998, Bailey *et al.* 2002, Williams *et al.* 2002). Por enquanto, tais análises ainda são menos populares em estudos com comunidades.

Por muito tempo a maioria dos pesquisadores deparou-se com a falta de procedimentos ou a inacessibilidade às ferramentas matemáticas para cálculos adequados de detectabilidade (e.g. Rosenstock *et al.* 2002), o que fez com que até recentemente fossem comuns os estudos baseados em abundância relativa. As análises baseadas em CMR são ainda mais complexas, apesar de sua versatilidade em termos de tipos de análises, desenhos amostrais e hipóteses de estudo que podem ser respondidas. Atualmente, o uso de análises de detectabilidade ainda constitui um entrave para os estudos de dinâmica populacional nas regiões tropicais, as quais estão, em grande parte, localizadas em países subdesenvolvidos ou em desenvolvimento e onde a pesquisa científica é carente de recursos humanos e financeiros. Por esse motivo, os estudos demográficos com aves silvestres ainda são incipientes no Brasil. Na seção sobre análises demográficas será possível perceber que o desenvolvimento de programas de acesso livre, manuais de uso e livros sobre o assunto, tem tornado o uso dessas análises cada vez menos um fator limitante. É provável que com o empenho dos ecólogos brasileiros as análises de modelos demográficos baseadas em dados de CMR se tornem gradativamente mais comuns no país.

Os métodos de amostragem baseados em distância (e.g. transeção de linha e ponto de contagem) e os baseados em CMR são as principais ferramentas usadas para calcular a abundância (Chao 2001, Rosenstock *et al.* 2002, Buckland 2006). Podem ser usados para calcular índices de abundância relativa ou, quando associados às análises mais sofisticadas de detectabilidade, para estimar a abundância absoluta (Williams *et al.* 2002). Os adeptos do uso da contagem relativa recomendam que a amostragem seja padronizada, de forma a minimizar

diferenças na probabilidade de detecção. No entanto, existem fatores que não são percebidos pelo pesquisador, fogem ao seu controle ou simplesmente não podem ser controlados durante a amostragem. Nos estudos que usam métodos de contagem baseados em distância, as fontes de variação na detectabilidade podem vir, por exemplo, da variação individual na capacidade do pesquisador de detectar as aves (Link & Sauer 2002). Mesmo um único pesquisador coletando dados terá sua taxa de detecção influenciada por questões espaciais como altura e densidade da vegetação, questões temporais como horário da observação e diferenças sazonais na mobilidade dos animais e na estrutura da vegetação e, ainda, questões espécie-específicas de diferenças em conspicuidade dos indivíduos (e.g. tamanho corporal, coloração, mobilidade).

As amostragens de abundância baseadas em CMR estão sujeitas a vieses similares quando não são consideradas análises apropriadas de detectabilidade. Além disso, as taxas de captura podem variar em função de mudanças imediatas, sazonais ou em longo prazo, no comportamento dos animais amostrados. Por exemplo, as variações anuais ou entre habitats na abundância de recursos (Loiselle & Blake 1991, Poulin *et al.* 1993, Gillings *et al.* 2008) podem reduzir ou aumentar a taxa de deslocamento dos indivíduos, gerando valores de abundância temporal e espacialmente enviesados. Da mesma forma, algumas respostas comportamentais à presença humana (Fernández-Jurici *et al.* 2001) e ao processo de captura podem influenciar a detectabilidade (MacArthur & MacArthur 1974, Buckland & Hereward 1982, Nichols *et al.* 1984), e resultar em contagens que distorcem o verdadeiro número de indivíduos nas populações. Em todo caso, as estimativas populacionais relativas estão sempre sujeitas a erros que só podem ser corrigidos com o uso de análises estatísticas capazes de identificar vieses na taxa de detecção de indivíduos.

Atualmente, os modelos populacionais baseados em dados de CMR são reconhecidos como a forma mais eficiente para analisar questões relacionadas à abundância populacional em condições naturais (Bailey *et al.* 2002, Williams *et al.* 2002). No entanto, o uso das amostragens baseadas em CMR vai além das estimativas de abundância, podendo ser uma

ferramenta para estimar diversos outros parâmetros demográficos, tais como a sobrevivência e recrutamento (Williams *et al.* 2002, Sandercock 2006, Lindberg 2012). Mesmo nessas análises demográficas, a contagem de indivíduos é a base da análise e a estimativa de detecção é crucial para que os parâmetros sejam calculados de forma acurada. Um consenso na literatura científica tem surgido em favor do uso das análises que consideram a detectabilidade nos estudos de estrutura e dinâmica populacional (abundância, parâmetros demográficos vitais e ocupação) (Williams *et al.* 2002, Lancia *et al.* 2005, MacKenzie *et al.* 2006). De forma um pouco mais tímida, o mesmo parece ocorrer nos estudos com comunidades (Williams *et al.* 2002, Johnson *et al.* 2009, Yamaura *et al.* 2011).

Particularidades da coleta de dados

Um desenho amostral adequado aos objetivos de um estudo é essencial para o sucesso das análises demográficas baseadas em dados de CMR. Em adição, a disposição temporal das ocasiões de captura determina o tipo de modelo que pode ser aplicado aos dados e, conseqüentemente, os parâmetros demográficos que podem ser estimados a partir de tais dados (revisões em Sandercock 2006, Lindberg 2012). O escopo e a força das inferências retiradas de dados de CRM são determinados, em grande parte, pelo desenho utilizado na obtenção desses dados (Williams *et al.* 2002). Apesar da grande importância de um desenho amostral adequado para uma boa análise de dados de CMR, a contribuição científica sobre o assunto ainda é incipiente e, provavelmente, a maioria dos estudos quantificando a abundância populacional foi produzida com número amostral insuficiente (Lindberg 2012). O desenho amostral deve, em primeiro lugar, atender a pelo menos cinco pressupostos particulares das análises baseadas em dados de CMR (Williams *et al.* 2002, Lindberg 2012), enumerados a seguir:

1. Os indivíduos marcados constituem uma amostra representativa da população de interesse, portanto as inferências feitas para tais indivíduos podem ser extrapoladas para os indivíduos não marcados;

2. A marcação não afeta o comportamento ou destino do animal marcado;

3. As marcações não podem ser perdidas ou danificadas a ponto de impedir a identificação do animal recapturado;

4. Ausência de heterogeneidade na captura: os animais marcados têm probabilidades iguais de captura durante a amostragem;

5. O destino dos animais marcados é independente um do outro.

Alguns desses pressupostos podem ser acomodados durante a elaboração do desenho amostral e outros, utilizando ferramentas da análise de dados (ver métodos de análises em: Williams *et al.* 2002, Cooch & White 2014). De qualquer forma, as medidas tomadas durante a amostragem são preferidas em relação às tomadas para a análise (Lindberg 2012). A quebra dos pressupostos descritos acima pode resultar em parâmetros demográficos repletos de erros, tal como: estimativas e variâncias enviesadas, parâmetros demográficos que não podem ser separados um do outro e problemas com as inferências feitas a partir dessas análises (Lebreton *et al.* 1992, Williams *et al.* 2002, Lindberg 2012). Entre os pressupostos listados acima, três (2, 3, 4) podem ser tratados ainda nas coletas de dados. A perda de marcação pode ser evitada utilizando-se métodos permanentes de marcação ou marcação dupla em um mesmo animal. A perda de marcação é algo incomum quando são usadas anilhas metálicas como as cedidas pelo CEMAVE. Alguns grupos de aves, como os Psitacídeos, merecem atenção especial nesse caso, pois algumas espécies são capazes de retirar ou danificar as anilhas de alumínio. Os efeitos comportamentais em resposta à captura (item 2) ou derivados de características individuais dos animais amostrados (item 4) podem ser tratados de diversas formas, dependendo em parte do método de captura utilizado. Quando são usadas armadilhas de espera sem isca, como é o caso das redes de neblina, estas podem ser dispostas de maneira a dificultar a capacidade das aves de evitá-las, procedimento que minimiza a resposta comportamental às capturas. Para tanto, podem

ser usadas várias armadilhas dentro de cada território ou área de vida na área amostral, dispondo-as em pontos separados e alterando a direção da armadilha em cada ocasião de captura (Williams *et al.* 2002). Quando são usadas armadilhas com isca é recomendado o pré-iscamento na área de estudo, o que é feito antes das ocasiões de captura em diversos pontos da área amostral, abrangendo mais pontos do que os destinados às armadilhas (Williams *et al.* 2002). Algumas características individuais do animal podem ser anotadas e usadas durante a análise para formar grupos de indivíduos definidos em função de possíveis semelhanças nas chances de captura-recaptura (Lebreton *et al.* 1992, Lindberg 2012). Algumas características com potencial de diferenciar a capturabilidade dos indivíduos são: sexo (macho e fêmea), idade e posição social (indivíduos com território *versus* sem; indivíduos alfa *versus* demais indivíduos). Quando ainda restam suspeitas de alteração comportamental ou de heterogeneidade na captura não solucionadas durante as coletas, a solução pode ser encontrada na modelagem matemática. Para diversos tipos de modelos de detectabilidade o pesquisador tem a oportunidade de testar a existência de efeitos desconhecidos ou não considerados na amostragem (e.g. Otis *et al.* 1978, Pradel 1993, revisão em Williams *et al.* 2002).

As amostragens de CMR podem ser separadas em dois tipos básicos, as baseadas em populações abertas e as baseadas em populações fechadas. Lindberg (2012) elaborou uma revisão com discussões sobre a separação desses tipos de dados e suas aplicabilidades. A forma da amostragem irá determinar os tipos de análises que podem ser aplicadas aos dados e, conseqüentemente, os parâmetros demográficos que podem ser obtidos. Determinar que uma população se encontra aberta ou fechada é uma questão mais temporal do que espacial, nos desenhos amostrais de CMR. Uma população é considerada fechada quando não ocorrem perdas (morte e emigração) ou ganhos (nascimentos e imigração) de indivíduos durante o período de amostragem (revisão em Williams *et al.* 2002). Ao contrário, uma população é considerada aberta quando a amostragem é planejada temporalmente para admitir nascimentos, mortes e dispersão (imigração e emigração) entre as ocasiões de captura (revisão em Pollock *et al.* 1990, Williams *et al.* 2002).

Além dos pressupostos tratados anteriormente, esses dois tipos de amostragens possuem pressupostos particulares que devem ser considerados na elaboração de um desenho amostral. A amostragem baseada em dados de CMR para populações fechadas foi desenvolvida inicialmente para estimar a abundância (Lincoln 1930, Seber 1982). Essas estimativas, dentre os parâmetros demográficos, são as mais dependentes de um bom desenho amostral para que sejam calculadas de forma correta e acurada (Williams *et al.* 2002, Lindberg 2012, Cooch & White 2014). Uma das dificuldades das amostragens em populações fechadas é justamente garantir que não ocorram entradas e saídas de indivíduos entre ocasiões de captura dentro da área amostral. Isso pode ser obtido com certa acurácia, via coletas em curto intervalo de tempo (dentro de cinco a dez dias) entre a primeira e última ocasião de captura e, também, evitando períodos reprodutivos, de deslocamento migratório e de alta mortalidade (Williams *et al.* 2002). Há, também, o pressuposto de que todos os animais dentro da área amostral estão sujeitos à captura (Williams *et al.* 2002). Sendo assim, as armadilhas devem estar dispostas de forma a abranger todos os territórios ou áreas de vida dentro da área de estudo. No entanto, o pesquisador raramente tem informações sobre área de vida ou territorial das espécies estudadas. Nesse caso, a alternativa é ajustar a distância entre armadilhas de forma a minimizar a possibilidade de ocorrerem territórios sem armadilhas no interior da área amostral (Williams *et al.* 2002).

Atenção especial tem sido dada ao arranjo espacial das armadilhas, visando produzir estimativas de densidade no lugar da abundância (Lindberg 2012). No entanto, esse é um assunto em discussão para o qual ainda existem desafios a serem superados (Lindberg 2012). Em geral, as amostragens em “grades de estudo” (em ordem de preferência: formato circular, quadrangular e retangular) são preferidas em relação às amostragens em linha (Williams *et al.* 2002). Dentro de uma grade de estudo, as réplicas amostrais são geralmente dispostas em um plano bidimensional, com as armadilhas dispostas no comprimento e na largura da área de estudo e igualmente distanciadas entre si. A distribuição espacial bidimensional das armadilhas, além de reduzir problemas relacionados à chance nula de captura de

indivíduos dentro da área amostral, aumenta o número de recapturas e reduz problemas de heterogeneidade (Williams *et al.* 2002, Lindberg 2012).

As amostragens baseadas em dados de CMR para populações abertas podem ser divididas em três tipos: *known-fate* (fato conhecido), *band recovery* (marcação-recuperação) e *live recapture* (recaptura de indivíduos vivos). Um bom detalhamento do tema pode ser encontrado em Lindberg (2012). Em todos esses tipos de amostragem novos indivíduos podem ser marcados a cada ocasião de captura e, os indivíduos já marcados, tem seu código de marcação registrado. No primeiro método, *known-fate*, o destino do animal marcado é conhecido, ou seja, o estado (vivo ou morto) em cada ocasião é obtido com precisão. Isso pode ser conseguido em estudos com animais seguidos por telemetria, equipamento de georreferenciamento (GPS) com transmissão de dados por satélite ou, ainda, para animais sésseis ou com estruturas fixas. Análises baseadas em *known-fate* são atualmente usadas para gerar estimativas de sucesso reprodutivo de aves, uma estrutura fixa para a qual é possível definir precisamente seu estado a cada dia de vistoria (ocasião de captura). O método *band recovery* é usado quando os animais marcados fazem parte de uma população cuja caça é liberada e os animais caçados têm suas marcações reportadas a algum órgão ou pessoa, de forma que a informação chegue ao pesquisador responsável pela pesquisa. O desenho amostral é normalmente planejado para ter períodos curtos de CMR, seguido de um período com várias ocasiões de encontro. Nesse caso, os encontros são registros de caça reportados ao pesquisador. O terceiro método, *live recapture*, é o de uso mais comum e com maior disponibilidade de formulações para as análises de dados. Nesse método, a cada ocasião de captura, os indivíduos capturados pela primeira vez são marcados e liberados. Os indivíduos recapturados têm sua marcação registrada e são liberados.

Os desenhos amostrais de CMR considerando populações abertas devem levar em conta o pressuposto adicional de que o conjunto de indivíduos na área amostral tem probabilidades iguais de sobrevivência durante o estudo (Pollock *et al.* 1990). Esse é um pressuposto difícil de ser averiguado e garantido. Heterogeneidades na sobrevivência dentro de uma população

podem ser geradas por diferenças naturais entre grupos de indivíduos. Isso pode ser acomodado nas análises quando são registradas características individuais como sexo, idade e condição social. Outras diferenças na sobrevivência do conjunto de indivíduos podem surgir dos procedimentos adotados na CMR dos animais (Pollock *et al.* 1990). Devem ser evitados procedimentos que aumentem o risco de morte dos animais capturados, como procedimentos de regurgito para análise de dieta e, também, coleta de material biológico. A acurácia das estimativas geradas por amostragens do tipo *live recapture* é especialmente afetada pela proporção de indivíduos recapturados, informação usada nas análises para gerar as taxas de detecção (probabilidades de recaptura). Quanto maior a proporção de aves recapturadas, maior a acurácia das estimativas dos parâmetros demográficos. Portanto, o desenho amostral deve ser planejado especialmente visando aumentar a proporção de indivíduos recapturados (Lindberg 2012). Isso envolve, por exemplo, o planejamento de um maior número de ocasiões de capturas e o uso de um maior número de armadilhas (e.g. redes de neblina). Um detalhamento mais aprofundado de pressupostos e desenho amostral para a coleta e análise de dados de CMR para populações abertas e fechadas pode ser obtido em Williams *et al.* (2002).

Análises demográficas

Históricos de captura como base das análises demográficas

Uma vez obtidos os dados, eles precisam ser organizados em “históricos de captura” para que sejam realizadas as análises. Em cada amostragem (ocasião), um indivíduo pode ser capturado pela primeira vez ou ser recapturado. O histórico de captura de um indivíduo é formado por uma sequência de “zeros” e “uns” que representam a presença (1) ou ausência (0) daquele indivíduo no conjunto de todas as ocasiões de captura. Por exemplo, o histórico 001101 representa um indivíduo que não foi capturado nas duas primeiras ocasiões, foi

capturado na terceira, recapturado na quarta, esteve ausente na quinta e voltou a ser recapturado na última ocasião.

Uma ocasião de captura, ou simplesmente ocasião, é um evento de amostragem em que o conjunto de indivíduos da área de estudo fica continuamente exposto às capturas e recapturas (e.g. um dia de amostragem com redes de neblina). O termo “ocasião” é usado por convenção nas análises demográficas e deve ser sempre usado em detrimento de outros termos como amostra, amostragem, capturas ou período de captura. O conjunto de históricos de captura de todos os indivíduos de uma espécie capturados pelo menos uma vez, durante um estudo, compõe o arquivo de entrada usado nas análises de dados. Nesse ponto, é possível perceber a importância da individualização dos animais (e.g. anilhamento) para que os históricos de captura possam ser elaborados

Programas de computador para a análise de dados

Desde as primeiras formulações de modelos demográficos baseados em dados de CMR (e.g. Lincoln 1930, Cormack 1964, Jolly 1965, Seber 1965, Otis *et al.* 1978) uma série de outras formulações matemáticas foi derivada para atender um amplo espectro de desenhos amostrais, sanar pressupostos quebrados na amostragem e estimar diferentes parâmetros demográficos (revisão em Cooch & White 2014). Todo esse investimento intelectual na produção de ferramentas tornou as análises demográficas baseadas em CMR altamente versáteis em termos de tipos de análises disponíveis e hipóteses científicas passíveis de resposta. No entanto, a adoção dessas técnicas foi historicamente freada principalmente devido à inacessibilidade matemática das formulações. Para minimizar tal problema, uma grande variedade de programas estatísticos foi desenvolvida visando facilitar a realização das análises. Cada um atendendo a determinados tipos de formulações e determinadas situações de análises demográficas (e.g. CAPTURE, White *et al.* 1978; RELEASE, Burnham *et al.* 1987; MS-SURVIV, Hines 1994; NOREMARK White 1996; M-SURGE, Choquet *et al.* 2004).

O Programa MARK, produzido pelos Profs. Gary C. White e Kenneth P. Burnham, da Universidade do Estado de Colorado, teve sua primeira versão disponibilizada no fim da década de noventa (White & Burnham 1999). O MARK se destaca por ser o programa mais versátil em número de formulações para estimar parâmetros demográficos e em variedade de opções para se modelar covariáveis de interesse. O programa é atualmente o mais usado nas análises demográficas baseadas em dados de CMR. As análises usando o MARK não seriam possíveis sem um bom manual de uso. O manual que acompanha o programa (*Program MARK: a gentle introduction*) é o grande facilitador tanto do seu uso quanto para o aprendizado das análises. A primeira versão do manual foi produzida em 1998 com aproximadamente 150 páginas e, atualmente na sua 13ª edição, conta com mais de 1000 páginas de conteúdo (Cooch & White 2014). A cada edição são detalhados pontos dos capítulos que ainda eram obscuros para o leitor e são incluídos novos capítulos sobre análises recém-incluídas no programa.

Um estudo cuidadoso do manual é vital para que o pesquisador não “caia em armadilhas” da análise, as quais são imperceptíveis aos principiantes. Cada capítulo introduz alguma novidade sobre a modelagem que pode ser aplicada em diversas análises disponíveis no programa e ajuda o leitor a compreender melhor “o que está acontecendo por trás dos botões de OK”. A leitura mínima deve abranger os capítulos de um a seis (versão 13) e, também, o capítulo específico sobre o método de modelagem que o pesquisador pretende utilizar. Compreender um pouco sobre modelos logísticos e funções de ligação irá ajudar o pesquisador a “patinar” menos na leitura do manual. Isso pode ser feito com referências específicas sobre o assunto (e.g. Hosmer & Lemeshow 1989). Ainda assim, um pouco mais de familiaridade com funções matemáticas irá ajudar bastante o leitor. A maior “armadilha” no uso do MARK está no excesso de confiança associada ao pouco conhecimento sobre o programa e o assunto. O acompanhamento das análises por um pesquisador experiente é vital para que sejam descobertos erros conceituais nos resultados, gerados durante a modelagem. Finalizando as questões relacionadas ao MARK, cabe ressaltar que o programa e

o manual não introduzem teorias novas sobre as análises baseadas em marcação de indivíduos. Na verdade, apenas compilam uma imensa quantidade de informações e formulações visando facilitar o uso da metodologia. Até o momento, o programa, o manual e mais informações podem ser obtidos gratuitamente no endereço eletrônico <http://www.phidot.org/software/mark/index.html>.

Os primeiros modelos matemáticos

A literatura sobre estimativas demográficas baseadas em indivíduos marcados é extensa e, nessa parte do presente capítulo, as discussões irão se ater às questões mais gerais das formulações mais usadas. O método de Lincoln-Petersen (Lincoln 1930, Robson & Reiger 1964) marca o princípio do uso de dados de captura-marcação-recaptura nas análises demográficas. O autor propôs uma forma simples de se estimar a abundância populacional com base em duas ocasiões e considerando que a população se encontra fechada entre as amostragens. A fórmula simples e seu aprimoramento (fórmulas a seguir) tornam o uso do método de fácil acesso. No entanto, a simplicidade da proposta impede que sejam testados efeitos de covariáveis capazes de afetar a abundância populacional, além disso, é pouco acurada por se basear em uma amostra temporalmente pequena. Por fim, limita-se a fornecer uma estimativa de abundância temporalmente pontual.

Formulação de Lincoln-Petersen

$$\hat{N} = \frac{n_1 n_2}{m}$$

Sendo (revisão em Robson & Reiger 1964):

- n_1 o número de indivíduos capturados e marcados na primeira ocasião.
- n_2 o número de indivíduos capturados e marcados na segunda ocasião.
- m o número de indivíduos capturados nas duas ocasiões.

Correção do estimador para reduzir vieses na estimativa de abundância, quando $n_1 + n_2$ for maior que o tamanho populacional (revisão em Robson & Reiger 1964).

$$\hat{N} = \frac{(n_1 + 1)(n_2 + 1)}{m + 1} - 1$$

Depois dessa proposta muitas formulações foram desenvolvidas com o intuito de estimar abundância populacional, sobrevivência, recrutamento, movimento entre áreas, sucesso reprodutivo e ocupação (revisões em Williams *et al.* 2002, Sandercock 2006, Lindberg 2012). Todos os modelos consideram nas suas estimativas a recaptura de indivíduos como meio de se estimar a detectabilidade e corrigir vieses nos parâmetros demográficos. Um estudo aprofundado dessas formulações e do processo de modelagem em si é indispensável para aqueles que desejam usá-los. Por outro lado, uma listagem dos vários métodos com uma breve discussão sobre suas aplicações possibilitará ao leitor vislumbrar a versatilidade de tais análises nos estudos populacionais. Servirá também como orientação para a escolha do método de análise e do melhor desenho amostral durante o planejamento de um estudo. Aprender a usar tais métodos dependerá de muito mais tempo de leitura e de muitas outras bibliografias consultadas.

O conjunto de formulações discutido aqui foi escolhido com base nas possibilidades de análise no programa MARK. Para cada formulação apresentada será discutido pelo menos: formato temporal da coleta de dados, parâmetros demográficos que podem ser estimados com a formulação e uso de covariáveis. Cada análise envolve uma formulação matemática capaz de estimar um ou mais parâmetros demográficos (e.g. abundância, sobrevivência, recrutamento, estimativa de crescimento populacional, emigração temporária, emigração definitiva). Nessas formulações muitas vezes é possível avaliar o efeito de fatores (covariáveis) que distinguem um parâmetro demográfico entre grupos de indivíduos (e.g. sobrevivência de jovens *versus* adultos, sobrevivência no habitat arbóreo *versus* no arbustivo), em função de fatores ambientais temporalmente definidos (sobrevivência em anos frios *versus*

quentes, sobrevivência em períodos secos *versus* úmidos) e virtualmente qualquer covariável que o pesquisador consiga coletar e que possa afetar as estimativas demográficas.

Estimativa de abundância para populações fechadas

As primeiras formulações mais complexas para estimar abundância, baseando-se em dados de CMR para populações fechadas, foram propostas por Otis *et al.* (1978) e Huggins (1989). Essas formulações consideram k-amostragens para estimar a abundância, ou seja, são baseadas em duas ou mais ocasiões compreendidas em um intervalo curto de tempo para evitar quebras do pressuposto de população fechada (sem perdas e ganhos de indivíduos). O histórico de capturas segue o formato padrão de “zeros e uns”, sendo a quantidade de números na sequência de um histórico definida pelo número de ocasiões. Ambos os procedimentos (Otis ou Huggins) permitem que sejam estimados pelo menos os parâmetros: probabilidade de captura (π), probabilidade de recaptura (c) e tamanho populacional (N). A proposta inicial de Otis *et al.* (1978) para modelar covariáveis capazes de afetar a capturabilidade (captura e recaptura) envolveu oito modelos. Destes modelos, quatro compõem a base da análise (Tabela 1).

Tabela 1: Parte dos modelos candidatos propostos por Otis *et al.* (1978) para estimar a abundância populacional com base em dados de CMR para populações fechadas.

Notação de Otis	Notações Expandidas	Descrição
M_0	$\{N, p(\cdot) = c(\cdot)\}$	Capturabilidade constante
M_t	$\{N, p(t) = c(t)\}$	Variiação temporal na capturabilidade
M_b	$\{N, p(\cdot), c(\cdot)\}$	Resposta comportamental
M_h	$\{N, p_a(\cdot) = c_a(\cdot), p_b(\cdot) = c_b(\cdot), \pi\}$	Heterogeneidade na capturabilidade

Nota: Baseado no manual do programa MARK, *Program MARK: a gentle introduction* (Cooch & White 2014).

Esses modelos permitem avaliar o efeito de covariáveis capazes de afetar as estimativas de captura e recaptura e, conseqüentemente, afetar as estimativas de abundância. No entanto, ainda são bastante restritivos pensando-se no universo de covariáveis capazes de afetar a capturabilidade. Os modelos de Otis *et al.* (1978) possibilitaram que fossem avaliadas: (1) variações temporais na capturabilidade (M_t), considerando-se estimar a proporção de indivíduos capturados-recapturados em cada ocasião; (2) respostas dos animais marcados ao procedimento de captura (M_b), permitindo-se que a capturabilidade seja distinguida entre estimativa de captura (primeira vez em que um animal é registrado nas ocasiões) e estimativa de recaptura (demais registros de um animal nas ocasiões) e; (3) diferenças individuais de capturabilidade (M_h), separando-se o conjunto de indivíduos em dois grupos, sendo um composto por indivíduos com maior chance de captura-recaptura e outro por indivíduos com menor chance de captura-recaptura. Essas formulações acomodam pelo menos dois pressupostos, sendo eles: a marcação não afeta o comportamento do animal marcado (M_b) e os animais marcados têm probabilidades iguais de captura (M_h).

O programa MARK pode testar uma gama virtualmente infinita de covariáveis individuais, temporais e espaciais, potencialmente capazes de afetar a capturabilidade. Não apenas nos modelos baseados em populações fechadas, mas para a maioria dos métodos de análises demográficas. Um exemplo da versatilidade das análises é visualizado em um estudo desenvolvido com aves de uma área de Caatinga (Oliveira-Silva *et al.* 2017). O estudo foi planejado espaço-temporalmente visando estimar a abundância populacional de aves em períodos secos e chuvosos em dois ambientes. No entanto, nas amostragens realizadas no fim da seca, a ocorrência de chuvas em dias imediatamente anteriores a algumas ocasiões de captura resultou no registro de um maior número de aves. Os autores mostraram que a ocorrência de chuvas foi capaz de duplicar ou triplicar as estimativas de captura (p) e recaptura (c).

Estimativas de sobrevivência para populações abertas

A sobrevivência é outro parâmetro populacional demográfico possível de ser estimado com base em dados de CMR. Esse é o parâmetro com maior número de formulações de análise, as quais se diferenciam em desenho amostral e/ou procedimento de análise (Pollock *et al.* 1990, Sandercock 2006, Lindberg 2012). Diferentemente dos modelos usados para obter o tamanho populacional, os modelos que estimam a sobrevivência são baseados em populações abertas, ou seja, nas quais ocorrem nascimentos e mortes entre as ocasiões. Isso é algo intuitivo, visto que em populações fechadas não há mortes ao longo da amostragem, sendo a probabilidade de sobrevivência inevitavelmente igual a 1 (um). Portanto, as ocasiões devem ser espaçadas entre si por um tempo grande o suficiente para admitir entradas e saídas de indivíduos na população. A maioria dos estudos que usa esses modelos trata de variação anual na sobrevivência dos indivíduos, considerando nas coletas uma ocasião de captura por ano. Muitas vezes um conjunto de ocasiões realizadas em curto espaço de tempo (e.g. ao longo de um mês) é agrupado para representar a ocasião de um dado ano.

Modelos CJS e de Multiestado – sobrevivência

A formulação mais comum para estimar a sobrevivência é a proposta por Cormack-Jolly-Seber (CJS; Cormack 1964, Jolly 1965, Seber 1965, Lebreton *et al.* 1992). Os históricos de captura também seguem o formato padrão de “zeros e uns”, sendo a quantidade de valores no histórico de um indivíduo correspondente ao número de ocasiões de captura. Usando essa formulação é possível obter as probabilidades de um indivíduo ser recapturado em cada ocasião (p_i) e as estimativas de sobrevivência (ϕ_i) entre as ocasiões de captura ($i =$ ocasiões). No programa MARK o pesquisador pode testar uma infinidade de covariáveis temporais, espaciais e mesmo individuais, capazes de afetar as estimativas de recaptura e de sobrevivência.

Utilizando uma formulação mais complexa o pesquisador pode considerar covariáveis que variam para um mesmo

indivíduo ao longo das ocasiões. Por exemplo, considere um estudo que abranja três localidades de amostragem espacialmente próximas entre as quais os indivíduos de uma população podem se dispersar. Um dado indivíduo pode ser relatado com o histórico de captura AA00B0B0AC. As letras aqui substituem as sequências de 1s (captura-recaptura) e representam as capturas-recapturas nas três localidades de estudo. Nesse caso, o indivíduo foi capturado na área 'A' na primeira ocasião, deslocou-se para a 'B', em um dado momento voltou para a 'A' e por último foi capturado na 'C'. Um mesmo indivíduo pode, portanto, movimentar-se entre diferentes “estados” ou “estratos” entre ocasião. Esses “estados” podem se estender para infinitas possibilidades dependendo apenas das hipóteses levantadas pelo pesquisador. Por exemplo: estado reprodutivamente ativo *versus* inativo, estado jovem *versus* adulto ou estado flutuante *versus* com território. Podem, ainda, ser consideradas situações com qualquer quantidade de estados. Por exemplo, podemos considerar que, para uma espécie de mamífero marsupial, os estados reprodutivos adequados das fêmeas são: sexualmente-inativo, sexualmente-ativo, prenhe e lactante.

Para essas situações de “movimento” é possível utilizar a formulação chamada de Modelos de Multi-Estado (*Multi-State models*; Brownie *et al.* 1993), uma extensão das formulações de Cormack-Jolly-Seber (CJS). Os Modelos de Multi-Estado permitem calcular as estimativas de recaptura (p_i) e de sobrevivência (ϕ_i) dentro de cada estado e, também, as probabilidades de “movimento” entre estados (ψ_i), sendo o significado desse “movimento” dependente da questão abordada pelo pesquisador. Ao considerar, por exemplo, os estados reprodutivos “ativo (a)” e “inativo (i)”, a estimativa de movimento será dividida em dois parâmetros, sendo eles a probabilidade de um indivíduo ativo se tornar inativo (ψ_{ai}) e a probabilidade de um indivíduo inativo se tornar ativo (ψ_{ia}). Na prática, essas probabilidades representam a proporção de indivíduos que se movimentam de um estado para o outro. A grande diferença dessa formulação em relação à de CJS está no fato do parâmetro populacional ser estimado para o estado e não para um conjunto de indivíduos. Considere, como exemplo, um estudo que estimou a sobrevivência anual de

indivíduos territorialistas em 74% e de indivíduos flutuantes em 53%. Nesse estudo, um mesmo indivíduo pode ter sua expectativa anual de sobrevivência maior, nos anos que conseguir estabelecer um território, ou menor, nos anos em que não conseguir defender um território.

Além das estimativas de sobrevivência

Recentes formulações derivadas de outras preexistentes foram propostas para estimar parâmetros demográficos ainda pouco explorados. Os Modelos de Tempo-Reverso (*Reverse-time Models*), também chamados de Modelos de Pradel (Pradel 1996), utilizam como base a formulação de Jolly-Seber (JS; Jolly 1965; Seber 1965) para produzir uma inovação capaz de gerar estimativas de recrutamento populacional e/ou crescimento populacional, além das estimativas de sobrevivência e probabilidade de recaptura. Essa modelagem considera o mesmo formato temporal de coleta de dados e o mesmo conjunto de históricos de captura usado na modelagem de JS e CJS. A diferença do procedimento de Tempo-Reverso está na forma como os dados são analisados. Esses modelos baseiam-se no conceito de simetria temporal e, com isso, consideram simultaneamente no processo de modelagem tanto unidades de tempo à frente de uma dada ocasião quanto unidades de tempo anteriores (Pradel 1996). Com tal procedimento, as estimativas de sobrevivência (ϕ) são calculadas entre ocasiões 'i' e 'i+1', porém as estimativas de recrutamento (f_i) são calculadas entre ocasiões 'i' e 'i-1' (Tempo-Reverso). Esses parâmetros, juntamente com o crescimento populacional realizado (λ_i) e o parâmetro *Seniority* (γ_i), podem ser obtidos via Modelos de Tempo-Reverso, sem que para isso seja necessário conhecer o tamanho da população estudada. O parâmetro *Seniority* (γ) mede a probabilidade de um indivíduo encontrado vivo na população em um tempo (t) ser um sobrevivente de um tempo anterior (t-1). A interpretação do parâmetro *Seniority* é usada para definir a contribuição relativa da sobrevivência e do recrutamento para a estimativa de crescimento populacional (revisão em Sandercock 2006). De fato, tais parâmetros não são todos

estimados ao mesmo tempo num processo de modelagem. Existem diferentes caminhos na modelagem usando a formulação de Tempo-Reverso e cada um resulta em um conjunto menor desse total de parâmetros demográficos.

Várias outras formulações foram paralelamente propostas visando estimar a entrada de indivíduos na população, o tamanho populacional e o crescimento populacional. No programa MARK estão disponíveis as formulações de Tempo-Reverso (Pradel 1996), de Burnham-JS (Burnham 1991), POPAN (Schwarz & Arnason 1996) e de Link-Barker (Link & Barker 2005). Essas são formulações baseadas em Jolly-Seber, sendo esta última desenvolvida originalmente para estimar a abundância populacional. A principal diferença entre a formulação JS e a CJS está na forma como os animais não

marcados são considerados na análise a partir do momento em que se tornam marcados. Enquanto na formulação de CJS não são feitas suposições sobre a marcação de novos indivíduos, na de JS a entrada de indivíduos ainda não marcados é usada para os cálculos de abundância. O mesmo é feito nas outras formulações derivadas de JS para o cálculo dos demais parâmetros demográficos (Lindberg 2012). O conjunto de formulações citadas nesse parágrafo compartilha o mesmo tipo de histórico de capturas e o mesmo desenho amostral geral, que são usados nas formulações de JS ou de CJS. A diferença entre formulações está na forma como os parâmetros são calculados e quais parâmetros podem ser obtidos a partir de cada método. A relação entre formulação e parâmetros demográficos calculáveis pode ser vista na Tabela 2.

Tabela 2: Formulações usadas para estimar simultaneamente dois ou mais parâmetros demográficos em estudos de CMR para populações abertas.

Formulações	Abundância	Nascimento líquido	Recrutamento	Crescimento populacional
POPAN	Sim	Sim	Não	Não
Link-Baker	Não	Não	Sim	Sim
Pradel-Recrutamento	Não	Não	Sim	Não
Burnham JS	Sim	Sim	Não	Sim
Pradel- λ	Não	Não	Não	Sim

Nota: Modificado a partir da Tabela 13.5 do manual do Programa MARK (Cooch & White 2014).

Uma breve pesquisa em *sites* de indexação de revistas científicas, como o *Web of Science*, pode levar o pesquisador a constatar a baixa disponibilidade de publicações científicas sobre o tema. Principalmente para vertebrados, organismos normalmente mais difíceis de ter o recrutamento mensurado por contagem direta. Em tal cenário, o uso das modelagens apresentadas na Tabela 2 tem o potencial de promover grandes avanços na ecologia de populações de vertebrados. No entanto, a escolha de uma dentre as formulações disponíveis deve ser feita somente após um estudo detalhado do processo de modelagem, para que o pesquisador tenha como decidir qual procedimento se encaixa melhor em suas hipóteses (Lindberg 2012). O pesquisador deve também estar ciente das limitações desses métodos e das diversas “armadilhas” que, quando não são percebidas ou conhecidas, enviam os resultados das análises (revisão em Cooch & White 2014). Além disso, os significados de recrutamento, tamanho populacional e crescimento populacional possuem interpretações próprias em cada formulação e, quase sempre, as definições apresentam particularidades que distinguem o parâmetro das definições ecológicas gerais. Um breve exemplo disso está nas definições de sobrevivência e de recrutamento. Nos modelos CJS a sobrevivência é chamada de “sobrevivência aparente”, pois as emigrações permanentes não podem ser distinguidas das mortes (revisão em Sandercock 2006). De forma similar, o parâmetro nascimento líquido ou recrutamento se refere à entrada de novos indivíduos na população estudada, independente disso ocorrer por nascimento ou imigração para dentro da área amostral (Lindberg 2012).

Modelos de Desenho Robusto – combinando formulações

Um método mais completo e complexo, chamado de Desenho Robusto (Kendall *et al.* 1995, 1997) foi proposto com o objetivo de gerar análises que estimam simultaneamente um conjunto maior e mais acurado de parâmetros demográficos. O Desenho Robusto, mais do que uma nova formulação de análise, é uma estrutura que combina diferentes tipos de modelos. Ela foi inicialmente descrita para combinar

modelos CJS com modelos para populações fechadas (Kendall *et al.* 1995). Sendo uma formulação combinada, esse método de análise exige um desenho amostral combinado. A distribuição temporal das ocasiões deve considerar o desenho amostral usado na análise CJS e o usado na modelagem para populações fechadas. A formulação dos modelos de Desenho Robusto trabalha em dois níveis temporais de amostragem, combinando conjuntos de ocasiões encerradas em intervalos curtos de tempo, com ocasiões espaçadas por intervalos longos (Kendall *et al.* 1995, 1997). Um conjunto de intervalos curtos entre ocasiões caracteriza a amostragem de uma população fechada e cada amostra desse intervalo é denominada ocasião secundária (Figura 1). O desenho amostral é composto de vários conjuntos de ocasiões secundárias espaçadas por intervalos mais longos de tempo, sendo cada conjunto considerado como uma única ocasião primária (Figura 1). A população é considerada como aberta entre ocasiões primárias, ou seja, sujeita a entrada (nascimento e imigração) e saída (morte e emigração) de indivíduos. Cada conjunto de ocasiões secundárias é utilizado para estimar um valor de tamanho populacional (N_i) e as probabilidades de captura (p_i) e recaptura (c_i) das ocasiões secundárias. Isso é feito de forma análoga ao que é feito na análise baseada em populações fechadas. O conjunto de ocasiões primárias é usado para gerar estimativas de sobrevivência aparente (ϕ), tal como nos modelos CJS. Além desses parâmetros demográficos, tal formulação permite que sejam geradas estimativas de emigração temporária (γ_i). Em linhas gerais e de forma bastante simplificada, a emigração temporária é a chance de um indivíduo marcado numa sessão primária estar temporariamente fora da área de amostragem em outra sessão primária. Com esse método de coleta e análise de dados é possível avaliar mudanças temporais na abundância de indivíduos, visto que cada conjunto de ocasiões secundárias é usado para estimar um valor pontual de tamanho populacional. A estrutura do Desenho Robusto é extremamente versátil, sendo extensível para outras combinações de modelos (revisão em Williams *et al.* 2002, Lindberg 2012). Pode por exemplo, ser usada em desenhos baseados em dados de captura-reavistamento (McClintock & White 2009), em análises envolvendo modelos

de Multi-Estado (Kendall & Bjorkland 2001, Kendall 2004) ou em análises de ocupação de espécies (MacKenzie *et al.* 2006).

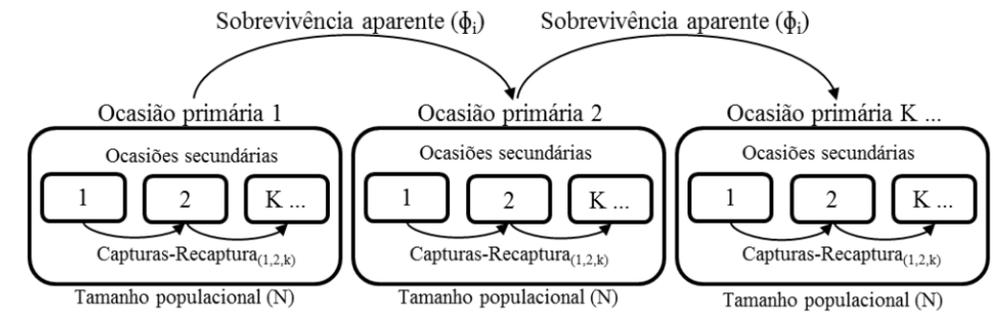


Figura 1. Estrutura temporal da amostragem e alguns parâmetros demográficos derivados da modelagem de Desenho Robusto de Pollock.

Análises baseadas em dados de captura-reavistamento

Reavistar indivíduos que foram marcados em ocasiões anteriores de captura, sem que os mesmos sejam recapturados em armadilhas é, de certa maneira, uma forma de “recapturar” os animais marcados. O registro de indivíduos marcados em amostragens observacionais (reavistado) pode ser tomado, até certo ponto, da mesma forma que os registros de indivíduos capturados em armadilhas. A formulação desenvolvida para esse tipo de análise é chamada de Modelos de Marcação-Reavistamento (*Mark-Resight Models*). A coleta e análise desse tipo de dados requerem modificações nos procedimentos usados em análises do tipo *live recapture*. Principalmente porque nos reavistamentos não é possível fazer a marcação de indivíduos registrados pela primeira vez (e.g. anilhamento) e, muitas vezes, é impossível definir se um indivíduo avistado é uma observação nova ou uma repetição dentro de uma mesma ocasião. No procedimento de Marcação-Reavistamento, os indivíduos avistados dentro de uma população em estudo são registrados como indivíduos marcados e indivíduos não marcados (revisão em Cooch & White 2014). Nos estudos com aves usamos os termos indivíduos anilhados e indivíduos não-anilhados. Um maior número de covariáveis capazes de afetar os parâmetros demográficos pode ser alcançado se os indivíduos forem marcados com marcações visualmente individualizadas. Em aves,

a marcação com sequências de anilhas coloridas permite a individualização dos animais durante procedimentos de reavistamento. A escolha da individualização (uso de anilhas coloridas) ou generalização (apenas marcado/não-marcado) nos avistamentos de indivíduos é uma decisão que deve balancear custos e benefícios. Enquanto as possibilidades de análise são ampliadas pela individualização, o número de reavistamentos é reduzido devido ao maior tempo gasto para o registro das anilhas coloridas.

As análises podem ser feitas utilizando-se formulações baseadas em populações fechadas (McClintock *et al.* 2009) ou em procedimentos mais complexos que envolvem o uso de Desenho Robusto (McClintock & White 2009). O desenho amostral para populações fechadas envolve primeiro um período de capturas e, posteriormente, um período de reavistamentos. O conjunto de vários períodos de reavistamento compõe o total de ocasiões do histórico de capturas. Para adaptar as questões relacionadas ao pressuposto de população fechada é preciso que a quantidade de indivíduos marcados vivos na área seja conhecida. Por isso, a marcação pode ser feita várias vezes sem intervalos definidos entre ocasiões de marcação, mas é importante que ocorra em um curto intervalo de tempo para que não haja morte ou dispersão de indivíduos marcados para fora da área de reavistamentos. A análise de reavistamentos modelada de acordo com a formulação de Desenho Robusto permite a quebra desse pressuposto ao lidar com a distribuição das ocasiões em primárias e secundárias (McClintock & White 2009). Nesse caso, uma amostragem elaborada de acordo com o desenho para populações fechadas compõe um conjunto de ocasiões secundárias. Vários conjuntos de ocasiões secundárias compõe o conjunto de ocasiões primárias. Entre ocasiões primárias a população é considerada aberta e novos períodos de marcação podem ser feitos precedendo cada conjunto de ocasiões secundárias. A análise baseada em populações fechadas é usada para gerar estimativas de abundância (McClintock *et al.* 2009), enquanto a baseada em Desenho Robusto permite gerar dados combinados de abundância e sobrevivência (McClintock & White 2009).

A aplicação de modelos de Marcação-Reavistamento é útil para contornar a exigência de altos tamanhos amostrais das análises baseadas em CMR, um dos principais problemas dessa metodologia de análise (Sandercock 2006). As análises baseadas em dados de CMR exigem uma grande quantidade de capturas e de recapturas para gerar estimativas e erros padrões com baixo nível de incerteza (Sandercock 2006). Além disso, a adição de covariáveis capazes de afetar os parâmetros demográficos exerce um efeito multiplicativo na necessidade de registros. Geralmente, a quantidade de reavistamentos é maior do que a de recapturas, simplesmente porque a observação tende a registrar mais indivíduos do que as armadilhas (e.g. redes de neblina), ajudando assim a contornar problemas de baixo tamanho amostral.

Combinando dados do tipo *band recovery* e *live recapture*

As análises demográficas discutidas até aqui consideram apenas o uso de dados do tipo *live recapture*. Por outro lado, os dados do tipo *band recovery*, usados em Modelos de Recuperação (*Recovery models*; Seber 1970, Brownie *et al.* 1985), também são bem explorados na literatura. Em particular nas situações em que a caça legal é liberada. Os parâmetros demográficos estimados nesses modelos são a sobrevivência e a recuperação (r). Este último é a probabilidade de um animal caçado ter sua marcação individual (e.g. anilha) reportada para o pesquisador. Mais recentemente, uma formulação que associa dados do tipo *band recovery* e *live recapture* (Burnham 1993) foi desenvolvida para viabilizar a modelagem simultânea dos parâmetros sobrevivência real (S), probabilidade de recaptura (p), probabilidade de recuperação (r) e fidelidade (F). Essa é uma das poucas formulações que consegue separar totalmente a taxa de registro de indivíduos já marcados em: sobrevivência, probabilidade de recaptura e probabilidade de emigração permanente. Os outros modelos discutidos no presente capítulo separam a sobrevivência da probabilidade de recaptura, mas não a sobrevivência da emigração permanente. O parâmetro fidelidade representa a probabilidade de um indivíduo permanecer na área de

estudo após a marcação, ou seja, é o inverso da emigração permanente. Não cabe aqui um maior detalhamento desse método de análise, visto que a caça e coleta de aves silvestres é proibida no Brasil e que é praticamente impossível obter informações confiáveis de recuperação de marcações de espécies caçadas ilegalmente.

Conclusão

Muito esforço tem sido aplicado visando o aprimoramento dos métodos de análise demográfica baseados em dados de CMR. Com o esforço, surgem novas formulações e modificações de formulações preexistentes visando ampliar os horizontes das análises. Nesse cenário, são propostas formulações com maior número de parâmetros estimáveis, alternativas para correção de vieses da amostragem e métodos de análise que abrangem novos desenhos amostrais. A contínua produção de “novidades” mostra que o caminho para a consolidação das análises demográficas ainda está sendo percorrido. Ao mesmo tempo, o grande volume de estudos confirma a solidez do assunto na produção de conhecimento sobre estrutura e dinâmica de populações. No Brasil o interesse pelo tema tem aumentado e uma quantidade cada vez maior de adeptos surge com o passar do tempo. O uso dessas análises demográficas no país tem o potencial de trazer à luz da ciência uma perspectiva ainda pouco explorada da ecologia de populações neotropicais.

Referências bibliográficas

Bailey L. L.; J. R. Sauer; J. D. Nichols & P. H. Geissler. 2002 General constraints on sampling wildlife on FIA plots, p.1-5. *In: Proceedings of the Fourth Annual Forest Inventory and Analysis Symposium*. McRoberts, R. E.; G. A. Reams; P. C. Van Deusen; W. H. McWilliams & C. J. Cieszewski (Eds.). United States Department of Agriculture.

- Boulinier, T.; J. D. Nichols; J. R. Sauer; J. E. Hines & K. H. Pollock. 1998. Estimating species richness: the importance of heterogeneity in species detectability. **Ecology** 79(3): 1018-1028.
- Brownie, C.; J. Hines; J. D. Nichols; K. Pollock & J. Hestbeck. 1993. Capture–recapture studies for multiple strata including non-Markovian transitions. **Biometrics** 49: 1173-1187.
- Brownie, C.; D. R. Anderson; K. P. Burnham & D. S. Robinson. 1985. **Statistical Inference from Band Recovery Data: a Handbook**. 2nd ed. U.S. Fish and Wildlife Service Resource Publication. 159. 305p.
- Buckland, S. T. 2006. Point-transect surveys for songbirds: robust methodologies. **The Auk** 123: 345-357.
- Buckland, S. T. & A. C. Hereward. 1982. Trap-shyness of Yellow Wagtails *Motacilla flava flavissima* at a pre-migratory roost. **Ringing & Migration** 4: 15-23.
- Burnham, K. P. 1991. On a unified theory for release-resampling of animal populations. p. 11-36. *In*: Chao, M. T & P. E. Cheng (Eds.): **Proceedings of 1990 Taipei Symposium in Statistics**. Taipei, Taiwan: Institute of Statistical Science, Academia Sinica..
- Burnham, K. P. 1993. A theory for combined analysis of ring recovery and recapture data. p. 199-213. *In*: Lebreton, J. D. & P. M. North (Eds.). **Marked Individuals in the Study of Bird Population**. Basel, Switzerland: Birkhauser Verlag.
- Burnham, K. P.; D. R. Anderson; G. C. White; C. Brownie & K. H. Pollock. 1987. **Design and Analysis Methods for Fish Survival Experiments Based on Release-Recapture**. American Fisheries Society Monograph 5. 437p.
- Chao, A. 2001. An overview of closed capture-recapture models. **Journal of Agricultural, Biological and Environmental Statistics** 6: 158-175.
- Choquet, R.; A. M. Reboulet; R. Pradel; O. Gimenez & J. D. Lebreton. 2004. M–SURGE: new software specifically designed for multistate capture-recapture models. **Animal Biodiversity and Conservation** 27: 207-215.
- Cooch, E. & G. White. 2014. **Program MARK: a Gentle Introduction**. 951p.
- Cormack, R. M. 1964. Estimates of survival from the sighting of marked animals. **Biometrika** 51: 429-438.
- Dorazio, R. M. & J. A. Royle. 2005. Estimating size and composition of biological communities by modeling the occurrence of species. **Journal of the American Statistical Association** 100: 389-398.
- Fernández-Jurici, E.; M. D. Jimenez & E. Lucas. 2001. Alert distance as an alternative measure of bird tolerance to human disturbance: implications for park design. **Environmental Conservation** 28: 263-269.
- Gillings, S.; A. M. Wilson; G. J. Conway; J. A. Vickery & R. J. Fuller. 2008. Distribution and abundance of birds and their habitats within the lowland farmland of Britain in winter. **Bird Study** 55: 8-22.
- Hines, J. E. 1994. **MSSURVIV User’s Manual**. National Biological Service, Laurel, MD 20708: Patuxent Wildlife Research Center.
- Hosmer-Jr., D. W. & S. Lemeshow. 1989. **Applied Logistic Regression**. New York, USA: Wiley-Inter Science Publication. 369p.
- Huggins, R. M. 1989. On the statistical analysis of capture experiments. **Biometrika** 76: 133-140.
- Johnson, T. N.; R. D. Applegate; D. E. Hoover; P. S. Gipson & B. K. Sandercock. 2009. Evaluating avian community dynamics in restored riparian habitats with mark-recapture models. **The Wilson Journal of Ornithology** 121: 22-40.
- Jolly, G. M. 1965. Explicit estimates from capture–recapture data with both death and immigration stochastic model. **Biometrika** 52: 225-247.
- Katsanevakis S.; A. Weber; C. Pipitone; M. Leopold; M. Cronin; M. Scheidat; T. K. Doyle; L. Buhl-Mortensen; P. Buhl-Mortensen; G. D’Anna; I. de Boois; P. Dalpadado; D. Damalas; F. Fiorentino; G. Garofalo; V. M. Giacalone; K. L. Hawley; Y. Issaris; J. Jansen; C. M. Knight; L. Knittweis; I. Kröncke; S. Mirto; I. Muxika; H. Reiss; H. R. Skjoldal & S. Vöge. 2012. Monitoring marine populations and communities: methods dealing with imperfect detectability. **Aquatic Biology** 16: 31-52.
- Kendall, W.L. 2004. Coping with unobservable and mis-classified states in capture-recapture studies. **Animal Biodiversity and Conservation** 27: 97-107.
- Kendall, W. L. & R. Bjorkland. 2001. Using open robust design models to estimate temporary emigration from capture–recapture data. **Biometrics** 57: 1113-1122.
- Kendall, W. L.; K. H. Pollock & C. Brownie. 1995. A likelihood-based approach to capture-recapture estimation of demographic parameters under the robust design. **Biometrics** 51: 293-308.
- Lancia, R. A.; W. L. Kendall; K. H. Pollock & J. D. Nichols. 2005. Estimating the number of animals in wildlife populations. p. 105-153. *In*: Braun, C. E. (Ed.). **Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats**. Bethesda, MD: The Wildlife Society..
- Lebreton, J. D.; K. P. Burnham; J. Clobert & D. R. Anderson. 1992. Modeling survival and testing biological hypotheses using marked animals: case studies and recent advances. **Ecological Monographs** 62: 67-118.
- Lincoln, F. C. 1930. Calculating waterfowl abundance on the basis of banding returns. **US Department of Agriculture Circular** 118: 1-4.
- Lindberg, M.S. 2012. A review of designs for capture–mark–recapture studies in discrete time. **Journal of Ornithology** 152: S355-S370.
- Link, W. A. & R. J. Barker. 2005. Modeling association among demographic parameters in analysis of open population capture-recapture data. **Biometrics** 61: 46-54.

- Link, W. A. & J. R. Sauer. 2002. A hierarchical analysis of population change with application to cerulean warbler. **Ecology** **83**: 2832-2840.
- Loiselle, B. A. & J. G. Blake. 1991. Temporal variation in birds and fruits along an elevational gradient in Costa Rica. **Ecology** **72**: 180-193.
- MacArthur, R. H. & A.T. MacArthur. 1974. On the use of mist nets for population studies of birds. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** **71**: 3230-3233.
- MacKenzie, D. I.; J. D. Nichols; J. A. Royle; K. H. Pollock; L. L. Bailey & J. E. Hines. 2006. **Occupancy Estimation and Modeling: Inferring Patterns and Dynamics of Species Occurrence**. Amsterdam: Elsevier. 324p.
- Marshall, A. R.; J. C. Lovett & P. C. L. White. 2008. Selection of line-transect methods for estimating the density of group-living animals: lessons from the primates. **American Journal of Primatology** **70**: 452-462.
- McClintock, B. T. & G. C. White. 2009 A less field-intensive robust design for estimating demographic parameters with mark-resight data. **Ecology** **90**: 313-320.
- McClintock, B. T.; G. C. White; K. P. Burnham & M. A. Pryde. 2009. A generalized mixed effects model of abundance for mark-resight data when sampling is without replacement. p. 271-290. *In*: Thomson, ;E. G. Cooch & M. J. Conroy (Eds.). **Modeling Demographic Processes in Marked Populations**. New York: Springer. .
- Nichols, J. D.; J. E. Hines & K. H. Pollock. 1984. Effects of permanent trap response in capture probability on Jolly-Seber capture-recapture model estimates. **Journal of Wildlife Management** **48**: 289-294.
- Nichols, J. D.; T. Boulinier; J. E. Hines; K. H. Pollock & J. R. Sauer. 1998. Estimating rates of local species extinction, colonization and turnover in animal communities. **Ecological Applications** **8**(4): 1213-1225.
- Oliveira-Silva, C. C.; M. Pichorim; P. T. S. Moura & L. F. França. 2017. Seasonality in abundance and detection bias of birds in a tropical dry forest in north-eastern South America. **Journal of Tropical Ecology** **33**(6): 365-378.
- Otis, D. L.; K. P. Burnham; G. C. White & D. R. Anderson. 1978. Statistical inference from capture data on closed animal populations. **Wildlife Monographs** **62**: 1-135.
- Pollock, K. H.; J. D. Nichols; C. Brownie & J. E. Hines. 1990. Statistical inference for capture-recapture experiments. **Wildlife Monographs** **107**: 1-97.
- Poulin, B.; G. Lefebvre & R. McNeil. 1993. Variations in bird abundance in tropical arid and semi-arid habitats. **Ibis** **135**: 432-441.
- Pradel, R. 1993. Flexibility in survival analysis from recapture data: handling trap dependence. p. 29-37. *In*: J. D. Lebreton & P. M. North (Eds.). **Marked Individuals in the Study of Bird Population**. Basel: Birkhauser..
- Pradel, R. 1996. Utilization of capture-mark-recapture for the study of recruitment and population growth rate. **Biometrics** **52**: 703-709.
- Robson, D. S. & H. A. Reiger. 1964. Sample size in Petersen mark-recapture experiments. **Transactions of the American Fisheries Society** **93**: 215-226.
- Rosenstock, S. S.; D. R. Anderson; K. M. Giesen; T. Leukering & M. F. Carter. 2002. Landbird counting techniques: current practices and an alternative. **The Auk** **119**: 46-53.
- Sandercock, B. K. 2006. Estimation of demographic parameters from live-encounter data: a summary. **Journal of Wildlife Management** **70**: 1504-1520.
- Schwarz, C. J. & A. N. Arnason. 1996. A general methodology for the analysis of capture-recapture experiments in open populations. **Biometrics** **52**: 860-873.
- Seber, G. A. F. 1965. A note on the multiple recapture census. **Biometrika** **52**: 249-259.
- Seber, G. A. F. 1970. Estimating time-specific survival and reporting rates for adult birds from band returns. **Biometrika** **57**: 313-318.
- Seber, G. A. F. 1982. **The Estimation of Animal Abundance and Related Parameters**. 2nd ed. New York: Macmillan. 506p.
- Thompson, W. L.; G. C. White & C. Gowan. 1998. **Monitoring Vertebrate Populations**. San Diego, CA: Academic Press. 365p.
- White, G. C. 1996. NOREMARK: population estimation from mark-resighting surveys. **Wildlife Society Bulletin** **24**: 50-52.
- White, G. C. & K. P. Burnham. 1999. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. **Bird Study** **46**(Supplement): 120-138.
- White, G. C.; K. P. Burnham; D. L. Otis & D. R. Anderson. 1978. **User's Manual for Program CAPTURE**. Logan, Utah: Utah State Univ. Press.. 40p.
- Williams, B. K.; J. D. Nichols & M. J. Conroy. 2002. **Analysis and Management of Animal Populations**. London: Academic Press. 817p.
- Yamaura, Y.; J. A. Royle; K. Kuboi; T. Tada; S. Ikeno & S. Makino. 2011. Modelling community dynamics based on species-level abundance models from detection/nondetection data. **Journal of Applied Ecology** **48**: 67-75.

Primeiros socorros em aves

Camile Lugarini¹, Renata Hurtado² &
Patricia Pereira Serafini¹

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê
88053-700 Florianópolis, SC
camile.lugarini@icmbio.gov.br, patricia.serafini@icmbio.gov.br

² Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal
Universidade de São Paulo - USP Av. Prof. Dr. Orlando Marques de Paiva, 87 – Cidade Universitária
05508-270 São Paulo, SP
renata_fh@yahoo.com.br

Introdução

Embora os primeiros socorros sejam um aspecto bastante importante durante o manejo, a prevenção dos acidentes envolvendo as aves é prioridade e essencial para o sucesso da captura. Todos os procedimentos envolvendo as aves silvestres devem minimizar o desconforto, estresse e dor. É importante ressaltar que o anilhador titular é responsável pelo treinamento de sua equipe de campo e tal treinamento é um fator extremamente importante para evitar lesões e mortalidade das aves. A supervisão de novos integrantes do grupo deve ser realizada até que se comprove proficiência nas técnicas demonstradas.

Antes de se iniciar a pesquisa em campo, o anilhador deve estar familiarizado com os táxons que ocorrem no local e com a resposta deles ao estresse, assim como com a sensibilidade de cada espécie aos procedimentos de captura e contenção. Sempre realizar os procedimentos no menor tempo possível, especialmente no período reprodutivo, pois os ninhegos ou jovens ficarão sem assistência enquanto os adultos estiverem sendo processados. Os estudos também devem considerar o menor número de espécimes necessários para responder às perguntas elaboradas (Fair *et al.* 2010).

A resolução do Conselho Federal de Biologia nº 301/2012 (CFBio 2012) determina que devem ser seguidos os princípios da biossegurança geral e do bem-estar animal, utilizando métodos indolores e, quando necessário, com auxílio de anestésicos e analgésicos que conduzam rapidamente à inconsciência e requeiram o mínimo de contenção, a fim de reduzir o estresse e sofrimento do animal. Em caso de morte incidental ou eutanásia, o pesquisador deve estar preparado para coletar o maior número de amostras possível e encaminhar a carcaça para coleções ornitológicas. A realização da necropsia é sempre bem-vinda, seja para identificar a causa da morte, seja para a coleta de material biológico (Fair *et al.* 2010).

Seguem algumas considerações sobre boas práticas adotadas no uso de redes de neblina e no processamento das aves capturadas:

- Escolher a rede ou outro método de captura compatível com a espécie a ser capturada.
- Escolher a malha da rede compatível com o tamanho dos táxons alvo.
- Evitar efetuar a captura nos períodos mais quentes do dia, sob chuva e/ou ventos fortes.
- Compatibilizar o número de redes utilizadas com o número de pessoas treinadas para retirar as aves da armadilha e processá-las.
- Aves sensíveis, em muda de penas ou em reprodução devem ser processadas mais rapidamente.
- Manter o último bolsão da rede distante do solo, evitando traumatismo das aves capturadas caso fiquem se debatendo no chão.
- Aves capturadas em redes que estão enroscadas na vegetação são um desafio para o anilhador e, muitas vezes, é difícil tanto retirar a ave quanto visualizá-la. Tal cenário ocorre especialmente quando há maior incidência de vento; assim, é importante limpar a vegetação ao redor das redes e fechá-las quando houver vento forte.

- Se houver muitas capturas, priorize retirar da rede as espécies mais sensíveis (e.g. Trochilidae), aquelas com a tendência de se emaranhar cada vez mais na rede (e.g. *Hemitriccus margaritaceiventer*) e aquelas que já estão bastante enroscadas (devido ao risco iminente de lesões graves ou óbito por asfixia e hipoglicemia, por exemplo).
- Evitar a instalação de armadilhas em locais com predadores. Havendo casos de predação, feche a rede ou monitore-a realizando as revisões com mais frequência. Atenção especial deve ser dada às aves de rapina (e.g. *Rupornis magnirostris*), mamíferos (e.g. gatos), caranguejos (principalmente em manguezais), formigas e outros insetos (e.g. abelhas). Para formigas, especificamente, limpe a vegetação próxima e não deixe a rede aberta muito próxima ao solo.
- Para a liberação das aves, é importante observar quanto à presença de predadores no local, e espécies diurnas não devem ser soltas após o pôr do sol, pois estarão mais suscetíveis a predação por não encontrarem um lugar de pernoite.
- Planejar um local para manter temporariamente as aves com lesões ou estressadas; esse planejamento deve incluir alguém com treinamento necessário para inspecionar o estado geral da ave e proceder o tratamento emergencial ou eutanásia, quando necessário.
- Incluir na planilha de campo uma coluna sobre as causas de mortalidade. Isso ajudará a melhorar seus protocolos e permitirá a comparação com outros anilhadores. É sugerida a classificação das lesões da seguinte forma: predadores, estresse, hiper/hipotermia, hemorragia interna, luxação/fratura da asa ou membros inferiores, corte/escoriação, traumatismo, deslocamento cervical. Incluir também se o evento ocorreu na armadilha ou durante o processamento.

Segundo Recher *et al.* (1985), aproximadamente 68% dos acidentes e mortes são ocasionados em redes de neblina e 32% na contenção e processamento, compostos especialmente por predação (Figura 1), retirada do espécime da rede, traumatismo e força aplicada de maneira excessiva.



A



B

Figura 1- A: Passeriforme encontrado morto na rede, com lesões na cabeça. B: rede furada, indicando predação.

A mortalidade na rede está usualmente relacionada com a capacidade da equipe em realizar revisões. Na Caatinga, onde temos um ambiente aberto com altas temperaturas, a revisão é indicada a cada 20 a 30 minutos no máximo (10 min em dias quentes). Entre as 11 e 15 horas é possível observar aumento na mortalidade. Nos Campos Sulinos e nas Florestas Estacionais Semidecíduais do sul do país, bem como em outros locais onde as temperaturas podem atingir 0 a 10° C no inverno, também

se recomendam revisões frequentes e redução do tempo de manipulação da ave a fim de evitar a hipotermia. Evitar sempre a exposição das aves a extremos de temperatura, ampliando a cautela nesses casos.

Quanto ao anilhamento, sempre anilhar a ave com a anilha apropriada. Nunca utilizar anilhas muito justas, pois podem causar um efeito-garrote e necrose do membro pélvico. Anilhas grandes demais podem enroscar na vegetação e causar fraturas e até a morte do indivíduo. Também é fundamental que as anilhas colocadas estejam bem fechadas e alinhadas, minimizando a chance de enroscamentos e, conseqüentemente, lesões à ave. Além disso, duas ou mais anilhas de metal não podem ser aplicadas no mesmo membro, pois é possível que ocorram ferimentos decorrentes de seu atrito. Quando estiver utilizando anilhas coloridas juntamente com anilhas de metal, estas devem ser do mesmo tamanho para evitar sobreposição e, conseqüentemente, lesões nos membros. Em caso de recuperação de aves com anilhas apertadas, folgadas ou que estejam causando ferimento ou garroteamento do membro, é imprescindível que seja efetuada a substituição da anilha. Se o membro apresentar qualquer indício de lesão (cortes, aumento de volume, inflamação) proceda o anilhamento no outro membro com uma anilha de tamanho adequado. Vale ressaltar que é fundamental que essa substituição de anilha seja reportada ao CEMAVE, para que as informações acerca daquele animal continuem sendo rastreáveis.

Propicie um ambiente calmo para o processamento das aves e desinfete os materiais com álcool etílico 70%, a cada indivíduo manipulado, para evitar a transmissão de patógenos. Não reutilize os saquinhos de transporte pela possibilidade de transmissão de patógenos e ectoparasitos (lembrar que, se o objetivo da pesquisa inclui a obtenção de fezes e ectoparasitos, a reutilização de saquinhos irá comprometer a sua amostragem). Lave os saquinhos com detergente e, em seguida, descontamine-os com uso de desinfetantes (e.g. amônia quaternária, cloro, entre outros) antes da sua reutilização.

As aves possuem diversas particularidades que as tornam mais suscetíveis a certos tipos de traumatismos durante a captura e contenção. Devido à presença de ossos pneumáticos e

uma cortical fina nos ossos longos, além dos músculos e pele delgados nos membros, a suscetibilidade de ocorrer fraturas é grande. Como as aves não possuem diafragma, seus movimentos respiratórios dependem do movimento de expansão da musculatura peitoral. O elevado metabolismo as deixa bastante suscetíveis ao estresse, hipoglicemia e hipertermia. Algumas espécies, como atobás e biguás, não possuem narinas externas, portanto, a contenção com o bico fechado certamente causará a morte (Sick 1997). Assim sendo, a contenção das aves deve ser delicada, porém firme, sempre deixando a região peitoral livre (evitando assim sufocamento). Também é essencial a utilização de medidas que diminuam os estímulos visuais e auditivos.

Como proceder em casos de aves com traumas?

Os eventos mais comuns durante o uso de rede de neblina são: estresse, hipoglicemia, fraturas/luxações na asa e escoriações. Para aves florestais, as de menor porte são mais suscetíveis ao estresse, a ficarem mais enroscadas na rede e a desenvolver fraturas/luxações nos ossos e articulações da asa. Aves de maior porte estão mais propensas ao óbito do que aves menores, especialmente em decorrência de predação, hemorragia interna, fraturas em membros inferiores e escoriações (Spotswood *et al.* 2012).

Miopatia de captura: A miopatia de captura é uma síndrome gerada pelo intenso esforço físico durante a captura, contenção ou transporte por longo período, que geralmente leva à dor, rigidez locomotora, oligúria (diminuição do volume de urina) e depressão seguida de morte. O quadro é decorrente da lesão à musculatura esquelética que, por sua vez, leva a distúrbios cardíacos e renais. São fatores que contribuem à miopatia de captura: longo tempo de manuseio do animal, estímulos visuais e auditivos intensos, sensibilidade inerente à espécie, temperatura e umidade relativa do ar altas. Algumas espécies de aves são mais suscetíveis, como as ratitas e diversas espécies pernaltas e/ou aquáticas, como marrecos, maçaricos, flamingos e albatrozes (Dabbert & Powell 1993, Rogers *et al.* 2004, Hurtado *et al.* 2020). Uma forma de prevenir a miopatia de captura é cobrir os olhos das aves (sacos de contenção também têm essa função), evitar

que o indivíduo se debata e não estender o procedimento além do necessário. O calor e a demora no processamento ou retirada da rede também são fatores que auxiliam o desenvolvimento da miopatia de captura e, no caso das aves pernaltas, o confinamento em um espaço que as impeça de ficar em pé (Bainbridge 1976). Reconheça os sinais (ave ofegante, respirando de bico aberto, hipertermia, fraqueza, tremores nos membros pélvicos, dificuldade de locomoção e depressão) e deixe-a descansar num local calmo, escuro e com temperatura amena. Colocar água nas pernas auxilia a recuperar aves com hipertermia, hiperextensão ou câimbras. É importante ressaltar que aves com miopatia de captura podem morrer entre algumas horas e vários dias após a contenção, de modo que a ausência de sinais clínicos à liberação não é um indicativo seguro de que a ave não esteja desenvolvendo esse processo.

Hipo ou hipertermia: A hipertermia e a desidratação podem ser causas comuns de morte. Esteja preparado para fazer revisões frequentes em dias quentes, ou fechar as redes. Uma alternativa é reduzir o tempo de processamento. Sempre deixe espaço suficiente entre os saquinhos de contenção para propiciar ventilação adequada e não os deixe expostos ao sol. No sul e sudeste a preocupação com o frio também deve existir, especialmente se a ave for molhada (e.g. inspeção do crânio para determinação da idade). Caso o animal tenha ficado molhado ou hipotérmico, adote os devidos cuidados para que as penas e a temperatura estejam reestabelecidas antes da soltura. Isso pode ser feito deixando a ave no saquinho de contenção em um lugar calmo, aquecido e escuro.

Estresse e choque: Estresse e choque são reconhecidos quando a ave fica letárgica, com as penas arrepiadas, respirando com bico aberto, com olhos fechados e moleza, especialmente do pescoço (Figura 2). Nesse caso, a ave deve ser solta o mais rápido possível. Deixe-a repousar em um lugar calmo e escuro até que ela se sinta reabilitada para levantar voo. É importante, especialmente para beija-flores, que seja fornecida água com açúcar ou mel na proporção 4:1 no bico, com auxílio de seringas de 1 ml (ou conta-gotas) ou administradas algumas gotas de compostos veterinários contendo glicose e vitaminas (e.g. Glicopan®). Quando utilizar água com açúcar ou mel, lembre-se

de que esse é um ótimo meio de cultura para bactérias, devendo ser preparado de maneira higiênica e substituído periodicamente (a cada 4 a 6 horas). Aves de pequeno porte que ficam enroscadas na rede têm maior suscetibilidade a desenvolver estresse e hipertermia. Muitas vezes, é necessário soltá-las antes mesmo de processá-las. Diferenciar estresse e tanatose (comportamento de simular a morte) depende da experiência do anilhador. Alguns Trochilidae e Pipridae (e.g. *Chiroxiphia*) são muito sensíveis à captura e contenção. Utilize o bom senso nesses momentos e pense sempre no bem-estar da ave.



Figura 2: Ave estressada apresentando-se letárgica, mole (especialmente pescoço) e de olhos fechados (A), de bico aberto (B) e penas arrepiadas (C). Foto: acervo do CEMAVE.

Sangramento: Escoriações decorrentes de traumatismos na rede durante tentativa de fuga podem ocorrer ocasionalmente. Os pequenos sangramentos tendem a coagular rapidamente devido ao alto metabolismo das aves. Cortes em membros inferiores podem ser ocasionados no momento da retirada da ave da rede de neblina ou quando ela enrosca o membro na costura do saco de contenção. Reveja com sua equipe a melhor maneira de proceder à retirada da ave da rede de neblina e utilize os sacos de contenção pelo lado

avesso, com as costuras voltadas ao lado de fora (evita fraturas também). Os sangramentos em grande extensão representam uma das mais relevantes emergências em campo. Em ferimentos com extensivo sangramento utilize pós hemostáticos ou colas cirúrgicas. Sangramentos dentro da cavidade oral ou narinas podem indicar traumatismo interno grave (hemorragia interna). Deixe a ave repousar em um local calmo e escuro e observe sua reabilitação. Sangramentos em penas em crescimento (especialmente rêmiges e retrizes) também podem ocorrer. Nesse caso, retire a pena quebrada (inclusive o bulbo), com ou sem a utilização de uma pinça. Perda de penas da cauda são comuns na retirada das aves da rede de neblina, o que pode representar um custo energético excessivo após a captura. A perda pode ser mais representativa para aves que utilizam sua cauda como apoio quando sobem em árvores (e.g. família Dendrocolaptidae; Sick 1997).

Língua: Algumas vezes a língua pode ficar enroscada na rede de neblina, podendo levar ao aumento de volume e inflamação desse órgão. Tende a ser mais comum em aves da Família Picidae, devido à particularidade da língua dessas aves, que é vermiforme, muito longa e possui “ganchinhos”, sendo um eficiente instrumento para a coleta de insetos (Figura 3). Caso a língua esteja inchada, a utilização de solução fisiológica gelada misturada com grande quantidade de açúcar pode ser efetiva para reduzir o edema por osmose. Anti-inflamatório esteroideal sistêmico também auxilia a redução do edema.



Figura 3: Picapauzinho-anão (*Veniliornis passerinus*) com bico aberto devido a edema na língua após enroscamento em rede de neblina. Ave tratada com solução fisiológica gelada saturada com açúcar e anti-inflamatório esteroideal; foi solta após reabilitação. Foto: Roberta Rodrigues.

Estrangulamentos: Não são frequentes, mas podem acontecer quando a rede utilizada possui malha incorreta ou quando muitas aves caem na rede ao mesmo tempo, levando ao estiramento dos fios da malha. O anilhador deve estar atento para não causar o estrangulamento da(s) ave(s) próxima(s) daquela que ele está manipulando.

A ave não voa após a liberação: Após a liberação da ave observe se ela pode voar. A hiperextensão muscular na captura ou mesmo fraturas/luxação na asa ou coracóide podem comprometer o voo (Figura 4). Especialmente as aves de maior porte, quando apresentam uma das asas caída, podem estar com um osso fraturado. Nesse caso, encaminhe-a para um centro de triagem ou realize a eutanásia. A reabilitação de uma fratura da asa e o retorno da capacidade de voo, quando possível, não são rápidos e sua soltura imediata não é aceitável, pois ocasionará morte lenta e com sofrimento. Ruptura de sacos aéreos pode ocorrer devido a traumatismo na rede e no saco de contenção, podendo comprometer o voo após a soltura (Figura 5). Caso isso ocorra, pode-se visualizar bolsões de ar na região subcutânea peitoral. A simples punctura com uma agulha 13 x 0,45 geralmente alivia o desconforto, entretanto muitas vezes é necessário recorrer ao cativeiro temporário para reabilitação.



Figura 4: Imagem que exemplifica fratura exposta em rádio e ulna com edema, hematoma e sangramento, em arara-azul-de-lear (*Anodorhynchus leari*), embora o fato não tenha ocorrido em captura. Foto: Camile Lugarini.



Figura 5: Ruptura de saco aéreo em sabiá-laranjeira (*Turdus rufiventris*) evidenciada por "bolsões de ar" sob a pele. Foto: Arquivos CEMAVE.

Fratura e luxação: Fratura no tarso é geralmente observada durante a retirada do animal da rede (ou enquanto ele estava emaranhado nela) ou no momento do anilhamento. Em alguns casos, é necessário realizar a amputação do membro afetado. Recomenda-se realizar a amputação de membros inferiores apenas em aves de pequeno porte (e.g. Passeriformes) quando a fratura for exposta e não houver reação de dor ao pinçamento distal, ou quando o suprimento sanguíneo distal à fratura estiver comprometido. Em campo, os autores já realizaram este tipo de amputação e posterior soltura, sendo alguns indivíduos recuperados em outras expedições. Para tanto, recomenda-se realizar o garrote proximal e antisepsia do local com solução de iodo (também pode ser utilizado clorexidina) e, em último caso, álcool 70%. Tesoura cirúrgica, fio de sutura absorvível, um porta-agulha e gaze estéreis (autoclavados) são necessários. Também pode ser utilizada cola cirúrgica com cianocrilato (Dermabond®, LiquiBand®, SurgiSeal®, Nexaband®, Tissu-Glu® e Vetbond®). Não utilize colas domésticas, como Superbond®, pois são tóxicas para tecidos. A falta de uma aparente resposta a dor das aves faz com que alguns procedimentos cirúrgicos simples possam ser efetuados com o mínimo de anestesia. Considere esse fato e exerça muita cautela no cálculo de doses de anestésicos locais ou sedativos. Doses menores que 0,1 ml de lidocaína 2% podem ser letais para aves de 30 g, por exemplo. Deixe a ave descansar no saquinho de transporte após a amputação para notar possíveis sangramentos após a retirada do garrote

e, também, para que ocorra a total recuperação anestésica. Hidrate a ave com água e glicose antes da soltura.

Fraturas em fêmur são menos comuns e normalmente são do tipo fechadas (sem abertura para o meio exterior). Luxações e subluxações também podem ocorrer, especialmente em membros pélvicos. Pequenos Passeriformes podem ser soltos sem demora (NABC 2001) ou pode-se recorrer à técnica de Altman para imobilização do membro, utilizando-se micropore e cola Superbond® entre as camadas de micropore (Figura 6). A imobilização deve ser mantida por aproximadamente 7 a 10 dias. Nesse caso, a ave deve ser direcionada para o cativeiro temporário.



Figura 6: Fratura reparada com imobilização Altman em cambacica (*Coereba flaveola*). Foto: Acervo CEMAVE.

Analgesia: Diversos tipos de acidentes envolvendo as aves durante a captura e contenção requerem o uso de analgésicos e anti-inflamatórios para diminuir a dor. No entanto, é fundamental consultar o médico veterinário da equipe para escolha do medicamento, dose e via de administração mais adequados a cada caso em particular.

Reabilitação das aves: Para a reabilitação da ave pode-se optar por colocá-la no próprio saquinho de transporte (lembrando que esses sacos não são adequados para aves com bicos, pescoço ou cabeça longos) e/ou em local calmo, escuro, ventilado e com temperatura amena. Se necessário, manter o espécime em cativeiro temporariamente para a reabilitação, seguindo a Instrução Normativa Ibama nº 23/2014 (Ibama 2015), para sua posterior liberação. O indivíduo somente poderá retornar à natureza quando: for recém-capturado na natureza, não apresentar problemas morfológicos, fisiológicos ou comportamentais que impeçam sua sobrevivência ou retorno à vida livre; e se for recém-encaminhado a Centros de Triagem, desde que esteja isolado de outros animais. Exames para diagnóstico de possíveis patógenos a serem introduzidos na natureza podem ser necessários. Caso a ave passe muito tempo em cativeiro, é necessário tanto o condicionamento ao voo quanto o comportamental antes da soltura. Caso a ave tenha contato com outras aves, realizar quarentena pré-soltura e testes para patógenos previstos na Instrução Normativa Ibama nº 23/2014 (Ibama 2015), caso necessário.

Eutanásia: Quando o bem-estar do animal estiver comprometido de forma irreversível, deve-se realizar a eutanásia para eliminar a dor ou o sofrimento. O Brasil dispõe da Resolução do Conselho Federal de Medicina Veterinária nº 1000/2012 (CFMV 2012), e da Resolução CFBio nº 301/2012 (CFBio 2012), as quais devem ser consultadas e adotadas de acordo com a formação de cada anilhador. Contudo, a Resolução Normativa do Conselho Nacional de Controle e Experimentação Animal nº 13/2013 (MCTI 2013) apresenta diretrizes para a prática de eutanásia que devem ser consideradas por todas as classes profissionais, uma vez que trata-se de normativa relacionada ao Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação¹ e não a uma profissão específica.

Os agentes injetáveis são os mais indicados para eutanásia, pois não causam sofrimento físico e emocional ao animal, são de baixo risco aos operadores, apresentam uma

maior confiabilidade e probabilidade de irreversibilidade, menor custo e melhor aspecto estético. Desde que a inconsciência da ave tenha sido confirmada, após a aplicação dos anestésicos gerais podem ser usados métodos complementares, como bloqueadores neuromusculares, cloreto de potássio e/ou hidrato de cloral (em nenhuma hipótese devem ser utilizados em animais sem a confirmação da inconsciência).

Recomendamos utilizar a injeção parenteral de barbitúricos ou agentes dissociativos com complementação anestésica (e.g. cetamina e xilazina, tiletamina e zolazepam), seguido de métodos complementares (e.g. cloreto de potássio), pois é inviável realizar a eutanásia em campo com isoflurano, por exemplo. Ressaltamos também que há restrições de compra de medicamentos e alguns são permitidos apenas para uso hospitalar (e.g. tiopental, cetamina).

Os métodos físicos, armadilhas, guilhotina, exsanguinação, concussão e perfuração craniana não são aceitos de forma isolada. A compressão torácica é extensivamente utilizada para coleta em campo e aceita apenas para aves de porte diminuto, embora com restrição. É inaceitável a realização desse método em aves de porte médio/grande e em aves mergulhadoras. Esse método de eutanásia resulta em perda relativamente rápida da consciência e morte e possibilita a utilização da carcaça posteriormente; porém, Fair *et al.* (2010) recomendam a seu uso apenas na impossibilidade de aplicação das técnicas aceitáveis. A Resolução Normativa do Conselho Nacional de Controle e Experimentação Animal nº 13/2013 considera a compressão torácica aceita com restrição, podendo ser utilizada para a eutanásia de aves silvestres de pequeno porte (menos de 50 g de massa), exclusivamente em situação de campo. O método maximiza o aproveitamento da carcaça por não danificar os órgãos internos.

É importante ressaltar que a eutanásia deve ser efetuada por profissional devidamente capacitado, uma vez que fatores como: a escolha adequada do fármaco, a dose e a via de administração são cruciais para o sucesso do procedimento. Além disso, os parâmetros vitais devem ser cuidadosamente observados de forma a evitar o sofrimento da ave.

Recomenda-se que seja otimizada a obtenção de informações da ave submetida à eutanásia, procedendo a necropsia em aves que morrerem ou forem eutanasiadas e o encaminhamento da carcaça para coleções biológicas científicas.

Referências bibliográficas

Bainbridge, I. 1976. Curlew, cramp and keeping cages. **Wader Study Group Bull** 16: 6-8.

CFBio (Conselho Federal de Biologia). 2012. Resolução nº 301/2012, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 28/12/2012. Disponível em <<https://cfbio.gov.br/2012/12/28/resolucao-no-301-de-8-de-dezembro-de-2012/>> Acesso em: [02/03/2020].

CFMV (Conselho Federal de Medicina Veterinária). 2012. Resolução nº 1000/2012, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 17/05/2012. Disponível em <<http://portal.cfmv.gov.br/lei/index/id/326>> Acesso em: [02/03/2020].

Dabbert, C. B. & K. C. Powell. 1993. Serum enzymes as indicators of capture myopathy in mallards (*Anas platyrhynchos*). *Journal of Wildlife Diseases* 29(2): 304-309.

Fair, J.; E. Paul & J. Jones (eds). 2010. **Guidelines to the Use of Wild Birds in Research**. Washington, D.C.: Ornithological Council. 215p.

Hurtado, R; L. Egert, A. P. Santos; R. R. N. Silva; I. N. A. do Amaral; R. E. T. Vanstreels. 2020. Successful treatment of capture myopathy and satellite transmitter injury in an Atlantic yellow-nosed albatross (*Thalassarche chlororhynchos*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [in press]

Ibama (Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis). 2015. Instrução Normativa nº 23/2014, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 02/01/2015. Disponível em <<http://www.ibama.gov.br/sophia/cnia/legislacao/IBAMA/IN0023-31122014.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

¹ Atualmente Ministério da Ciência, Tecnologia, Inovações e Comunicações – MCTIC.

MCTI (Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação). 2013. Resolução Normativa do nº.13/2013, Diário Oficial da União, Seção 1, dia 26/09/2013. Disponível em <https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-13-de-20.09.2013-D.O.U.-de-26.09.2012-Secao-I-Pag.-5.pdf> Acesso em: [02/03/2020].

NABC (North American Banding Council). 2001. **The North American Bander's Study Guide**. The North American Banding Council, California. Disponível em <<http://www.nabanding.net/wp-content/uploads/2012/04/STUDYGUIDE1.pdf>> Acesso em: [02/03/2020].

Recher, H. F.; G. Gowing & T. Armstrong. 1985. Causes and frequency of deaths among birds mist-netted for banding studies at two localities. **Australian Wildlife Research** 12: 321-326.

Rogers, D. I.; P. F. Battley; J. Sparrow; A. Koolhaas & C. J. Hassell. 2004. Treatment of capture myopathy in shorebirds: A successful trial in Northwestern Australia. *Journal of Field Ornithology* 75(2): 157-164.

Sick, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira. 862p.

Spotswood, E. N.; K. R. Goodman; J. Carlisle; L. Cormier; D. L. Humple; J. Rousseau; S. L. Guers & G. G. Barton. 2012. How safe is mist netting? Evaluating the risk of injury and mortality to birds. **Methods in Ecology and Evolution** 3: 29-38.

Procedimentos de biossegurança nas práticas da pesquisa ornitológica²

João Luiz Xavier do Nascimento

Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) - ICMBio
 Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
 Rodovia BR-230 Km 10
 58106-402 Cabedelo, PB.
 joao.nascimento@icmbio.gov.br

Introdução

A cada dia os informativos e publicações do mundo inteiro noticiam sobre a evolução das “doenças da moda” ou doenças emergentes e reemergentes que, segundo os CDC (*Centers for Disease Control and Prevention*³, EUA) são doenças infecciosas que acometem humanos e que aumentaram nas duas décadas passadas ou ameaçam crescer no futuro próximo.

Entre elas citam-se a aids, dengue, cólera, febre do Nilo Ocidental, síndrome respiratória aguda grave, influenza, hantavirose, febre amarela silvestre e a leishmaniose visceral urbana.

Várias dessas doenças podem ser transmitidas ao homem por meio de animais silvestres e uma realidade inevitável é que jamais o ser humano deixará de conviver com microrganismos e tais doenças continuarão a emergir, reemergir e persistir, ainda que algumas até possam desaparecer.

À luz dessa realidade, pesquisas envolvendo o contato direto com aves, a exemplo do anilhamento e coletas de dados biológicos e biométricos em campo, têm sido regularmente

desenvolvidas no país, expondo os pesquisadores a agentes potencialmente infecciosos ou biorriscos.

Entretanto, fato incomum é a adoção de medidas preventivas em tais situações. Cada pesquisador tem os seus próprios motivos para não se prevenir: “as luvas dificultam o manuseio das aves”, “as máscaras são desconfortáveis”, “o uso de equipamentos de proteção não faz parte de sua cultura profissional” etc. O fato é que, uma vez desprevenidos, ao entrar em contato com agentes infecciosos os pesquisadores podem ser acometidos por alguma doença. E para quem sobrevive, após o desconforto da enfermidade em si, fica também o constrangimento de não poder alegar desconhecimento dos riscos, visto ser um cientista.

De modo geral, poucos são os trabalhadores que utilizam materiais e métodos de biossegurança, sendo recorrente o descaso com os riscos, de forma que a falta de uma cultura de prevenção tem sido o principal obstáculo para as pessoas agirem com precaução nos locais de trabalho.

Considerando que durante os trabalhos de campo os pesquisadores estão potencialmente expostos a grande número de agentes etiológicos ou infecciosos, como vírus, bactérias, fungos e parasitas, faz-se necessário e urgente iniciar uma discussão no âmbito da comunidade de ornitólogos, buscando a padronização e implantação de procedimentos de biossegurança nessas situações, pois a adoção desses cuidados está ainda muito restrita ao ambiente laboratorial.

O desconhecimento de orientações de biossegurança específicas para trabalhos com aves silvestres motivou a elaboração do presente texto, como uma tentativa de estimular discussões sobre o tema. Para maiores esclarecimentos, recomenda-se a leitura de Hirata & Mancini Filho (2002) e Mastroeni (2005).

As zoonoses

São infecções transmitidas diretamente por animais a humanos podendo, dessa forma, afetar seriamente os pesquisadores em suas atividades de campo. Apesar da maioria

dos agentes infecciosos ocorrer de forma específica para cada táxon, pode esporadicamente acontecer uma variação na sua virulência e na sua capacidade de quebrar as barreiras imunológicas existentes entre as espécies. Assim, algumas infecções que não têm habitualmente caráter zoonótico podem afetar pessoas ou animais suscetíveis.

O trabalho que envolve exposição a microrganismos requer imunização de toda a equipe técnica, caso haja vacina disponível. Aconselha-se a realização de testes sorológicos e formação de bancos de referência para amostras de soro de todas as pessoas envolvidas em atividades que implicam contato com animais.

Normas de higiene

A prática de higiene é a ação mais importante para prevenir doenças associadas ao trabalho e representa uma importante barreira contra a infecção.

Lavar as mãos após manusear qualquer animal reduz o risco de disseminação de doenças e mesmo de autoinfecção, sendo recomendado ainda o uso de álcool gel de forma complementar. O uso de sabonete à base de enxofre no banho é útil em áreas de grande concentração de carrapatos.

Para a manipulação das aves recomenda-se que a estrutura de trabalho seja montada em ambientes bem ventilados e, quando ao ar livre, posicionar-se “de costas para o vento”, ou seja, no mesmo sentido do fluxo de ar.

Equipamentos de Proteção Individual (EPIs)

Considera-se EPI todo dispositivo de uso individual destinado a proteger a saúde e a integridade física do trabalhador. Como expressa a própria sigla, não é adequado o seu uso coletivo por questões de segurança e higiene. Os EPIs são fundamentais para as medidas de controle, pois constituem barreiras físicas entre o pesquisador e os materiais perigosos ou agentes infecciosos.

² Texto publicado originalmente no Boletim Migrante.Net, Ano II, nº 1, outubro de 2007.

³ Centros para o Controle e Prevenção de Doenças

A seleção de EPIs deve seguir as determinações da avaliação de risco realizada nos ambientes de trabalho, sendo a mesma essencial para designar os níveis de biossegurança que reduzem para um risco mínimo a exposição dos trabalhadores e do meio ambiente. O técnico deve estar consciente e usar EPIs sempre que estiver exposto a riscos, bem como saber selecioná-los, para garantir sua proteção (Skraba *et al.* 2005). No mercado há diversos tipos de EPI, de diferentes materiais e inúmeros fornecedores, variando assim a proteção conferida ao usuário, que deve conhecer o grau de proteção que o equipamento fornece para determinada tarefa e especificar adequadamente o EPI no momento da compra. Os EPIs devem ser atóxicos, não provocar alergias ou irritações na pele e, sempre que possível, ser confortáveis (Skraba *et al.* 2005).

Recomenda-se que cada instituição de pesquisa constitua uma comissão para elaborar e executar seu programa de biossegurança, inclusive treinamentos.

Algumas sugestões de uso de EPIs e procedimentos de biossegurança em atividades de anilhamento (baseado em Skraba, Nickel e Wotkoski *in*: Mastroeni 2005, com adaptações e observações pessoais):

Equipamentos de proteção respiratória

Respirador purificador de ar semifacial sem ou com válvula de exalação. É comumente chamado de máscara descartável. Cobre o nariz e a boca e, como qualquer outro respirador, deve ser ajustado corretamente e inspecionado antes do uso. Será necessário trocá-lo sempre que estiver saturado, contaminado ou deformado.

Alguns cuidados na utilização:

- não sujar nem danificar a parte interna do respirador, que ficará em contato com as regiões da boca e do nariz. Se tiver que manusear o respirador com as mãos sujas, pegá-lo pela parte externa;

- não deixar o respirador sobre equipamentos ou lugares sujeitos a poeiras, contaminantes ou outros agentes, como frio, calor e umidade excessivos;
- ao término do trabalho ou nos intervalos, guardar o respirador em embalagem própria e colocá-lo em lugar apropriado, não o deixando nunca exposto ao ambiente contaminado;
- se os óculos de segurança ou de grau estiverem embaçando ao usar um respirador, isso indicará falha de vedação na região do nariz. Isto pode ser corrigido com a aplicação de um pedaço de esparadrapo fixando a máscara ao nariz.

Luvas de proteção

Devem ter formato anatômico, boa resistência e fornecer conforto e destreza ao usuário, conferindo, sempre que possível, maleabilidade e flexibilidade.

Utilizam-se as de estrutura leve, que possuem grande maleabilidade e flexibilidade, adequadas às atividades características dos anilhadores.

Durante nossos trabalhos em campo não verificamos dificuldades relevantes ao manuseio, como a “perda do tato”, e com boa vontade são perfeitamente utilizáveis tanto para anilhar como para verificar mudas e quaisquer outros procedimentos. É importante que sejam adquiridas no tamanho adequado ao usuário.

Alguns cuidados na utilização:

- ao calçar as luvas, manuseá-las com as mãos limpas e secas, o que pode ser auxiliado com o uso de talco;
- Verificar se não apresentam rasgos ou furos;
- calçar as luvas devagar e com cuidado, pois podem conter fissuras imperceptíveis, comprometendo sua eficiência;
- colocar as luvas sobre o punho do avental ou macacão;

- ao retirar luvas descartáveis, puxar uma das luvas pelo punho, de modo que seja retirada pelo lado do avesso e sem que a parte externa toque na sua pele;
- manter a luva retirada bem presa na mão ainda enluvada;
- pegar com a mão descoberta a outra luva, pelo lado de dentro do punho, e retirar também pelo avesso, envolvendo completamente a primeira luva;
- descartá-las imediatamente em recipiente fechado para destinação posterior;
- lavar as mãos com água e sabão ou desinfetante, como clorexidina, ou álcool gel 70° GL.

Óculos de proteção

Devem ser compatíveis com os demais EPIs, permitindo o uso em conjunto com máscaras ou respiradores.

Devem ser confortáveis, leves, resistentes e maleáveis, construídos de forma a proteger completamente os olhos, sem comprometer o campo visual e assentar completamente sobre o nariz.

Precisam possuir proteção lateral de plástico ou resina.

Para sua limpeza e desinfecção, lavar com água fria e sabão ou desinfetante, *e.g.* clorexidina. Enxugar com tecido ou papel macio, para evitar a formação de riscos nas lentes. Guardar adequadamente.

Roupas de proteção

Os aventais em material descartável são mais práticos para as revisões de rede e atendem às necessidades dos trabalhos de campo, embora macacões descartáveis, com ou sem capuz, também sejam utilizáveis nesses casos.

Outros itens

Em acampamentos é importante que a área de trabalho seja separada, inclusive do local de refeições, com mesas distintas.

Recomenda-se cobrir a mesa de anilhamento com um plástico grosso, preso com fita adesiva por baixo, criando-se uma superfície lisa que facilita a desinfecção.

Ao final do trabalho limpar todo o material com desinfetante (água sanitária ou clorexidina).

Para quem manuseia os animais e usa paquímetro, alicates, anilhas, régua e balanças, recomenda-se ao final borrifar desinfetante (e.g. solução alcoólica de clorexidina 0,5%) nos equipamentos e enxugar com papel toalha.

O anotador, preferencialmente, não deve ter contato com os animais ou materiais potencialmente contaminados.

As luvas devem ser trocadas a cada revisão (acondicionadas em sacos plásticos ou caixas para o descarte) e a cada sessão de manuseio das aves.

Sacos de contenção devem ser lavados com desinfetante, de preferência, diariamente.

Ao final da expedição redes, cordões e sacos devem ser lavados com sabão ou desinfetante, sendo os mesmos deixados de molho por cerca de 20 minutos antes de enxaguar.

Entre os materiais de campo relacionados à biossegurança, incluir balde grande para lavar redes, barril com torneira, lixeira portátil, detergente, papel toalha e plástico para forrar a mesa de trabalho.

Referências bibliográficas

Hirata, M. Y. & J. Mancini Filho. 2002. **Manual de Biossegurança**. Barueri: Ed. Manole. 496p.

Mastroeni, M.F. 2005. **Biossegurança Aplicada a Laboratórios e Serviços de Saúde**. 2ª ed. São Paulo: Ed. Atheneu. 338p.

Skraba, I.; R. Nickel & S.R. Wotkoski. 2005. Barreiras de contenção: EPI e EPCs. *In*: Mastroeni, M.F. (Ed.). **Biossegurança Aplicada a Laboratórios e Serviços de Saúde**. 2ª ed. São Paulo: Ed. Atheneu.

Marcadores auxiliares

Aílton Carneiro de Oliveira

Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres
(CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Brasília, DF
Parque Nacional de Brasília
Via EPIA - Setor Militar Urbano
70630-000 Brasília, DF
ailtonoliveiraster@gmail.com

Introdução

Para utilizar um marcador auxiliar é fundamental levar em consideração vários aspectos antes de escolher o método de marcação e o tipo de marcador (Marion & Shamis 1977; Silvy *et al.* 2005). Gaunt & Oring. (1999) sugerem que seja feita uma avaliação observando as seguintes recomendações:

- a ave não deve sofrer interferência imediata ou, a longo prazo, dor, estresse, desconforto e outros;
- a marcação deve ser rápida e de aplicação fácil;
- o código de marcação (caracteres ou cores) deve ser prontamente visível e distinguível;
- a marcação deve permanecer na ave até que os objetivos da pesquisa tenham sido alcançados;
- a ave não deve sofrer efeitos adversos no seu comportamento e longevidade;
- registros cuidadosos devem ser feitos em todos os aspectos do procedimento de marcação.

Além dessas recomendações, é importante lembrar que a utilização de qualquer marcador auxiliar deverá ter autorização prévia do CEMAVE.

Todas as manipulações de aves silvestres devem ser feitas de acordo com a legislação dos órgãos ambientais.

Anilhas coloridas

São marcadores auxiliares que, por facilitarem a visualização da ave com o uso de binóculos, lunetas e telescópios, permitem a obtenção de informações sobre a ave sem a necessidade de recapturá-la (Figura 1). São utilizadas em estudos de comportamento e ecologia, tanto para aves migratórias como residentes. A anilha colorida pode ser usada associada à anilha metálica, com a possibilidade de reconhecimento da ave individualmente no campo.

A aplicação associada com a anilha metálica deve ser feita de forma a evitar o empilhamento de anilhas na mesma perna. Recomenda-se utilizar no máximo quatro anilhas (duas em cada perna). Por isso, o uso de cores em anilhas deve obedecer a uma ordem sistemática de combinações diferentes que facilitará a organização do pesquisador (Howitz 1981). A combinação da anilha metálica com a colorida ajuda a eliminar a possibilidade de confusão ao ser visualizada, além de evitar a perda da leitura.

Dependendo da duração do estudo, deve-se levar em consideração que algumas anilhas de celuloide disponíveis no mercado, com o tempo, ficam com suas cores desbotadas e, após dois anos, tornam-se totalmente irreconhecíveis (Anderson 1980, Lindsey *et al.* 1995). Assim, o uso de anilhas plásticas à prova de radiação UV é recomendado, tendo em vista que permanecem com brilho por anos, mesmo quando submetidas a substâncias escurecedoras como o barro e algas (Gaunt & Oring. 1999).

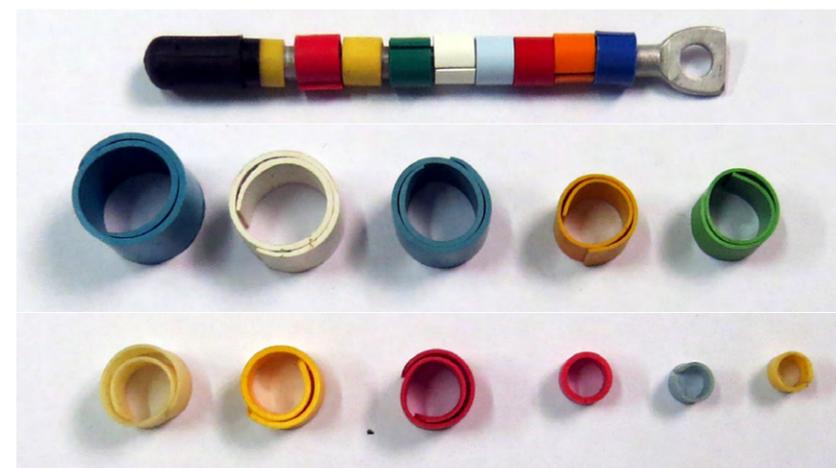


Figura 1: Modelos de anilhas coloridas. Foto: A. E. B. A. Sousa.

Bandeirolas



Figura 2: Modelos de bandeirolas (ASDN 2014).

A bandeirola é maior e mais conspícua que as anilhas coloridas, proporcionando visualização a longa distância, com maior precisão e, sobretudo, sem a necessidade de recaptura da ave (Figura 2). Além disso, permite a identificação do país ou região onde a ave foi marcada. A leitura deve ser feita por meio de binóculos, lunetas e telescópios. Recomenda-se a sua utilização nos estudos em que representem uma vantagem proporcional em relação às anilhas coloridas, podendo ter código numérico para ajudar na confiabilidade dos dados coletados. Elas devem apresentar o diâmetro correto para não escorregarem pela perna ou pé, ou ficarem presas em algum objeto. Não obstante, se ficarem muito apertadas podem causar abrasão ou restringir a circulação. Ainda, deve-se colocar o mínimo possível de anilhas. Para aves aquáticas e limícolas recomenda-se que a bandeirola seja colocada na tíbia e, na outra perna, na mesma altura, a anilha metálica (Figura 3). A sequência correta da leitura da bandeirola deve ser: tíbia esquerda (superior), tarso esquerdo (inferior), tíbia direita (superior) e tarso direito (inferior) (Figuras 3 e 4).

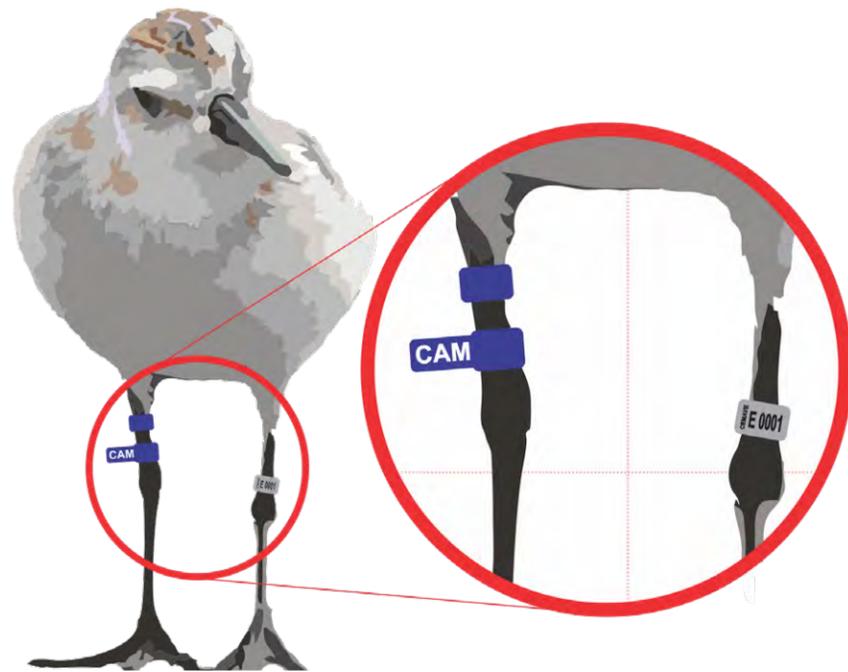


Figura 3: Anilha metálica na tibia esquerda (superior); anilha azul sobre a bandeirola azul na tibia direita (superior). Ilustração: Alan Nascimento.



Figura 4: *Calidris canutus* com os seguintes marcadores: perna esquerda - anilha colorida verde na tibia e anilha metálica no tarso; perna direita - bandeirola laranja na tibia e anilha colorida vermelha no tarso. Foto: Renato Grimm.

Em 2014 o *Pan American Shorebird Program* (PASP 2014) estabeleceu um novo protocolo para utilização de bandeirolas nas Américas, como forma de padronização para utilização desse tipo de marcador. Nesse novo protocolo, as Américas

foram divididas em sete grandes regiões, cada uma com uma cor de bandeirola. Como algumas regiões possuem mais de um país, o PASP estabeleceu para essas a obrigatoriedade de associação da bandeirola com uma anilha colorida, que identifica o país (Quadro 1). O Brasil pertence à região “América do Sul”, adotando, juntamente com o Paraguai, a bandeirola azul escura, que no Brasil deve ser associada à anilha azul escura e, no Paraguai, à anilha laranja.

Quadro 1: Código de bandeirolas e anilhas coloridas estabelecido no protocolo de marcação de aves limícolas (PASP 2014).

Região	Bandeirola	Países	Anilha colorida
CANADÁ	Branca	Canadá	-
		Saint Pierre e Miquelon	-
ESTADOS UNIDOS	Verde escura	Estados Unidos	-
MÉXICO	Vermelha púrpura	México	-
AMÉRICA CENTRAL	Cinza	Belize	Verde clara
		Costa Rica	Preta
		El Salvador	Azul escura
		Guatemala	Laranja
		Honduras	Cinza
		Nicarágua	Verde escura
		Panamá	Branca
CARIBE	Rosa	Bermudas	Azul escura
		Cuba	Verde escura
		República Dominicana	Branca
		Guadalupe	Verde clara
		Haiti	Vermelha
		Jamaica	Preta
		Martinica	Laranja
AMÉRICA DO SUL	Preta	Colômbia	Amarela
		Guiana Francesa	Azul escura
		Guiana	Branca
		Suriname	Verde clara
		Venezuela	Preta
		Bolívia	Azul escura
	Amarela	Equador	Vermelha
		Peru	Amarela
	Azul escura	Brasil	Azul escura
		Paraguai	Laranja
	Laranja	Argentina	Branca
		Uruguai	Azul escura
	CHILE	Vermelha	Chile

O uso de bandeirolas no Brasil é coordenado pelo CEMAVE, cabendo ao Centro o controle e disponibilização dos códigos aos anilhadores. Contudo, o CEMAVE não fornece bandeirolas. Recomenda-se aos anilhadores que estudam aves limícolas a leitura do novo protocolo de marcação de aves limícolas do PASP, disponível em: <https://www.shorebirdplan.org/wp-content/uploads/2016/08/PASP-Marking-Protocol-April-2016.pdf>

Marcadores para asa

Existem dois tipos de marcadores básicos para a asa: um fixado por perfuração (marcador patagial) e outro colocado em volta da asa (marcador alar).

Marcador patagial

É um marcador de perfuração e deve ser ligado à superfície superior da asa por um pino de monofilamento que perfura o patágio. Para fixação é preciso uma distância de 4 mm entre o plástico da anilha e a asa. Existem vários tipos de fixadores (metal, grampos, rebites e outros). Os rebites, pinos e arruelas, devem ser de aço inoxidável ao invés de alumínio ou cobre. Os materiais e elementos fixadores devem ser lisos e redondos, em seção transversal para permitir a rotação e não ferir o orifício no patágio.

A perfuração para aplicação do marcador requer cuidados para não atingir ossos, músculos, tendões e vasos sanguíneos. Para isso, pode ser utilizado álcool isopropílico para molhar as penas e permitir uma melhor visibilidade durante a fixação (Sweeney *et al.* 1985), bem como para limpar a pele a ser perfurada.

O marcador patagial é indicado para aves grandes, sobretudo para as Famílias Anatidae, Fregatidae, Sulidae, Ardeidae, Ciconiidae, Cathartidae, Falconidae, Accipitridae. É recomendado para estudos de comportamento, fidelidade ao local de nascimento e invernagem, migração e outros. (Gaunt & Oring 1999).

O tamanho e forma da etiqueta e bandeira alar são os mesmos utilizados em gado (23 x 10 cm). O aplicador deverá fazer um furo de aproximadamente 7 mm de diâmetro, o que não traz perigo à saúde da ave (Wallace *et al.* 1980). Uma aba da etiqueta plástica deve ser posicionada, na superfície dorsal da asa e a outra na parte ventral, entre o rádio e a ulna (Figura 5A). Entretanto, recomenda-se cuidado durante a aplicação da bandeira alar para não fazer punção muito perto do tendão do músculo entre o rádio e a ulna (Wallace *et al.* 1980).

O marcador contrasta com a plumagem e facilita a visualização do código com a utilização de binóculos, lunetas e telescópios (Figura 5B). Geralmente a bandeira possui código alfanumérico para individualização que pode ser visualizado tanto na ave em voo como empoleirada.

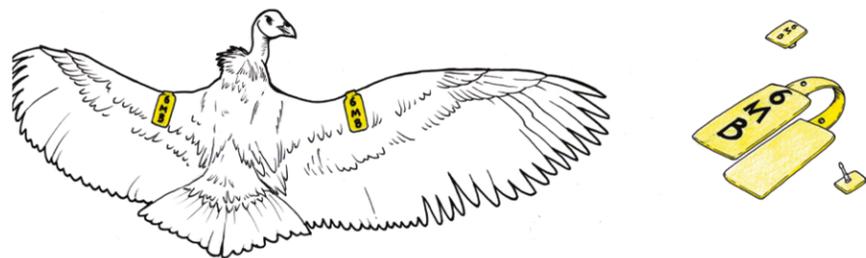


Figura 5A: Fixação do marcador patagial. Ilustração: Cristiano Nascimento.



Figura 5B: Visualização do marcador patagial. Fonte: Bird Banding Laboratory (BBL). Disponível em: <http://www.pwrc.usgs.gov/BBL/homepage/aboutaux.cfm#patagial>.

Marcador alar

Semelhante ao marcador patagial, consiste em lâminas plásticas coloridas, com código alfanumérico ou símbolos (Figuras 6 e 7). Esse marcador é colocado ao redor da asa, na região do úmero e seus extremos são unidos com rebites e cola instantânea (Heredia *et al.* 1991). A visualização do código pode ser feita por meio de binóculos, lunetas e telescópios.



Figura 6: Marcador colocado em volta da asa. Foto: H. Allen (disponível em Kochert *et al.* 1983).

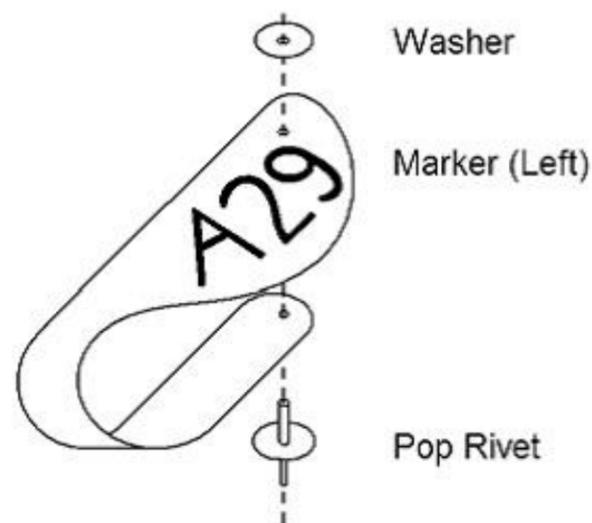


Figura 7: Esquema de fixação do marcador alar (Adaptado de Kochert *et al.* 1983).

Colares para pescoço

São colares ou anilhas plásticas para o pescoço que têm sido amplamente utilizados para marcar anatídeos (Figura 8). Parecem ser mais apropriados que o uso de discos nasais. Para sua aplicação deve-se observar a diferença entre o diâmetro da cabeça e pescoço, pois um colar apertado limita a dimensão dos alimentos que o indivíduo poderá ingerir.

Os colares são, em sua maioria, de plástico duro e formato cilíndrico, podendo ter de três a quatro caracteres colocados na vertical, horizontal ou combinados. Esse tipo de marcador possui uma inscrição (cor do colar, cor do código) e facilita a visualização da ave utilizando-se binóculos, lunetas e telescópios.

Por outro lado, em regiões de baixas temperaturas, não é recomendada a utilização desse tipo de marcador, tendo em vista a possibilidade de haver congelamento na área do colar, podendo levar à morte da ave, conforme observado na Europa e Canadá. Pode ainda interferir na seleção sexual da espécie (Fair *et al.* 2010).



Figura 8 - Exemplo de colocação de colar de pescoço em *Cygnus buccinator*. Foto: Connie Johnston. Disponível em: <http://www.pwrc.usgs.gov/BBL/homepage/swan.cfm>.

Tinturas

Consiste na marcação de coloração artificial em determinadas partes do corpo da ave (Figura 9). É realizada com tinturas duradoras e inócuas à pele e plumagem das aves, mediante a imersão, pulverização ou pintura da área a ser colorida. Os corantes, quando aplicados à plumagem, são indicados para estudos de curto prazo, uma vez que esse tipo de marcação desaparece de acordo com o ciclo de muda da ave estudada. Os corantes usados com mais frequência são: canetas marcadoras, tintas para tatuagens, bastões de cera para marcar gado e tinta sem chumbo.

No passado usou-se muito o ácido pícrico, a rodamina B e o verde-de-malaquita, porém não são mais recomendados para marcação em função dos seus efeitos tóxicos sobre as aves e/ou o meio ambiente.



Figura 9: Marcação de *Calidris canutus* com ácido pícrico. Atualmente esse tipo de corante não é recomendado para aves, em virtude de seus efeitos tóxicos. Foto: Andrei L. Roos.

Discos nasais

Tipo de marcação constituído por disco plástico numerado e/ou colorido, aplicado em cada lado do bico e apertado de várias maneiras pela abertura nasal. Essa modalidade de marcação pode causar vários tipos de injúria às aves, tais como: danos frequentes nas narinas, redução do sucesso

reprodutivo, vegetação presa no disco quando a ave submerge e mortalidade devido à acumulação de gelo (Fair *et al.* 2010). Por isso, **o uso desse tipo de marcador não é recomendado pelo CEMAVE.**

Telemetria (transmissores de rádio/satélite)

Os transmissores de rádio e satélite destacam-se entre os grandes avanços nas pesquisas com aves. Os transmissores emitem uma frequência de rádio que pode ser detectada por um pesquisador que tenha um receptor apropriado para captar os sinais. Já os transmissores de satélite enviam sinais para os satélites que circulam na órbita terrestre e transmitem os dados para um computador central, a partir do qual os pesquisadores podem fazer *download* (Fair *et al.* 2010).

Assim, nos últimos 50 anos, a telemetria tem sido uma ferramenta utilizada para estudar o comportamento e a mobilidade de animais silvestres em seu habitat natural, pois permite registrar a localização do animal. Essa técnica consiste na detecção remota de um sinal emitido por transmissores colocados nos animais (Giles 1971; Kenward 1987). O desenvolvimento da técnica de telemetria permitiu abordar diversas questões relativas à biologia das aves que dificilmente poderiam ser investigadas por outros métodos (Candia-Gallardo *et al.* 2010). Os primeiros estudos abordaram questões fisiológicas do voo e mergulho. Eliassen (1960) monitorou a frequência cardíaca e o batimento de asas de marrecas (*Anas platyrhynchos*) durante o voo. Esse monitoramento foi realizado com um aparelho acoplado às aves. Posteriormente, com o avanço tecnológico, foram desenvolvidos novos transmissores que permitiram obter outros dados, tais como a temperatura, movimento e direção.

Na década de 80, os norte-americanos disponibilizaram programas de rastreamento desenvolvidos pelas forças armadas que permitiram o acompanhamento de aves em escalas continentais e globais (Seegar *et al.* 1996). Hoje, a redução de tamanho dos componentes eletrônicos possibilita a construção de pequenos transmissores, viabilizando sua

utilização inclusive em aves de pequeno porte. Além disso, a maior disponibilidade de satélites na órbita terrestre permite a obtenção de dados e localização mais precisa.

A telemetria consiste em diferentes tipos e combinações tecnológicas, tais como: radiotelemetria VHF, UHF, manual, via satélite, com GPS, e outros, cada uma com distintas características, com vantagens e desvantagens (Candia-Gallardo *et al.* 2010). Assim, o uso da telemetria permite a sua aplicação para uma abordagem científica, sobretudo, para elucidar as rotas migratórias.

Candia-Gallardo *et al.* (2010) sugerem que o método de fixação do transmissor deve estar diretamente relacionado com a massa total do transmissor e da ave. Em regra, os dispositivos não devem ultrapassar 2-5% da massa da ave (Cochran 1980; Phillips *et al.* 2003). Transmissores acoplados à retriz não devem ultrapassar 2% e essa proporção aumenta para 3% quando se utilizam transmissores do tipo gargantilha/collar e 5% no caso de transmissores dos tipos arreios, adesivos ou implantes (Kenward 2001).

Os principais componentes do sistema de radiotelemetria são: transmissor, receptor e antena, ao passo que a telemetria por satélite utiliza os dois primeiros. Para a fixação dos transmissores Candia-Gallardo *et al.* (2010) descrevem como principais técnicas:

- **Arreios (*Harness*)** - o transmissor é acoplado ao corpo da ave por meio de alça de material inerte, não cortante, sendo vestido na ave, de modo semelhante a uma mochila (Figura 10A). Essas alças são passadas pelas asas e devem ser ajustadas de forma que não fiquem apertadas ou frouxas. Para o uso em Passeriformes, a alça pode ser colocada pelas pernas da ave (*Leg-loop-harness*), conforme sugerido por Rappole & Tipton (1991).
- **Acoplagem nas retrizes (*Tail-mount*)** - o transmissor é fixado em uma ou duas penas das retrizes, com cola, fitas e fios (Figura 10B). Essa é uma técnica muito usada em aves de rapina.

- **Acoplagem em anilhas** - o transmissor pode ser fixado em anilhas metálicas ou plásticas. Possui uma antena longa e flexível, que tende a romper-se em poucos meses, após o esgotamento da bateria (Figura 10C).
- **Colar/gargantilha (Necklace)** - técnica mais simples e de fácil aplicação, desde que seja bem avaliada a relação entre a massa da ave e do aparelho, assim como o nível de ajuste da gargantilha, a fim de evitar dano físico à ave (Figura 10D). Adicionalmente, recomenda-se observar o comportamento alimentar da ave, para se assegurar de que o transmissor não está prejudicando a atividade de forrageamento.
- **Adesivos** - bem utilizada em aves menores, em que o transmissor é colado diretamente na pele da ave, na região uropigial ou inter-escapular (Figura 10E), com a antena direcionada para a cauda. Para esse procedimento, as penas de contorno devem ser cuidadosamente cortadas e o pesquisador deve tomar cuidado para não cobrir a glândula uropigial.
- **Implante** - técnica invasiva, requer a supervisão de veterinários devido aos procedimentos cirúrgicos e anestésicos. O implante pode ser subcutâneo ou intra-abdominal. Contudo, esse método ainda é muito questionado, sobretudo, em relação à sua eficiência e locais adequados para se fazer o implante.

Coleta de dados via satélite - O transmissor satelital PTT (*Platform Transmitter Terminal*) (Figura 11) envia sinais de rádio para os satélites em órbita, os quais repassam para antenas em terra que, por sua vez, enviam os dados para estações de processamento, geralmente do sistema ARGOS (cooperação franco-americana). Dessa forma, a cada posição registrada, são fornecidas a latitude, a longitude, a altitude, a hora e o nível de acurácia. Assim, com essas e outras informações, é possível determinar a distância percorrida, a velocidade de deslocamento, a área de vida, além da elaboração de mapas de densidade de Kernel (Wood *et al.* 2000, Candia-Gallardo *et al.* 2010). O conjunto de transmissores escolhidos pode ser programado para emitir sinais em frequências altamente estáveis de 401.6 MHz,

que são captadas pelos satélites em órbita ao passar sobre o transmissor. Posteriormente, essas informações são disponibilizadas para os pesquisadores, por meio da internet. O sucesso na utilização dos transmissores dependerá da escolha do tamanho adequado e do método de fixação.

Portanto, a escolha do tipo de transmissor a ser utilizado depende dos tipos de dados que o pesquisador pretende obter e, sobretudo, da disponibilidade de recursos para a pesquisa. Os transmissores satelitais envolvem uma tecnologia que permite obter informações quase que instantâneas, após a colocação do transmissor. Porém, além dos recursos para adquirir os transmissores, o pesquisador deverá contabilizar os custos da obtenção dos dados pelas empresas que captam os dados dos satélites e fornecem as informações, a exemplo do sistema ARGO. Os equipamentos de radiotelemetria são mais baratos em comparação aos transmissores satelitais. No entanto, os dados obtidos por esse meio requerem rastreamento (a pé, em veículo, barco, avião e outros) e a obtenção dos dados é mais demorada e menos precisa em relação à transmissão por GPS.

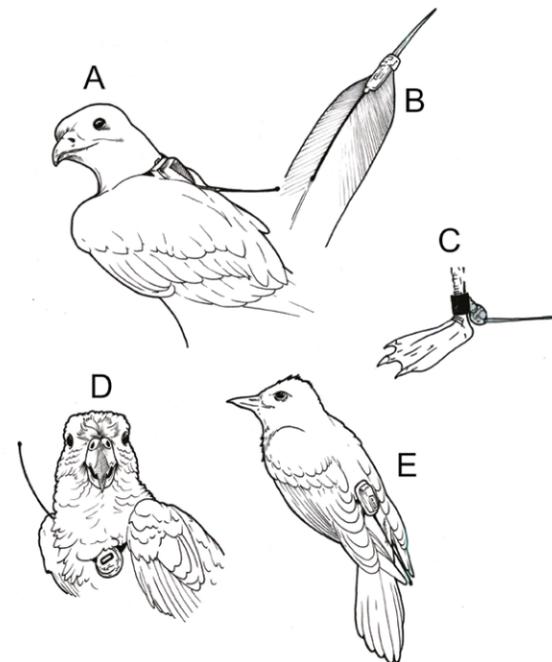


Figura 10: Marcadores para localização de aves por telemetria: A) arreio tipo mochila (backpack); B) marcador acoplado à retriz (tail-mount); C) transmissor preso à anilha; D) colar/gargantilha; E) adesivo. Ilustrações: Cristiano Nascimento.



Figura 11: Gaivota de Audouin (*Larus audouinii*) com emissor via satélite (PTT) (Arcos *et al.* 2009).

Geolocalizadores

O geolocalizador estabelece a localização da ave com dados de data e horário associados com a luminosidade e comprimento do dia. Para isso, a latitude é medida a partir da relação entre o número de horas do dia com luz, ao passo que a longitude é determinada com o horário do nascer e pôr do sol (Candia-Gallardo *et al.* 2010). O aparelho tem massa que varia de 1,5 a 3,6 gramas e bateria que dura de 2 a 6 anos. Apresenta limitações por ser pouco preciso e pela necessidade de recapturar a ave para retirar o geolocalizador e descarregar os dados para fazer a leitura. É indicado para aves que realizam grandes deslocamentos e tem a vantagem de ter custo bem mais acessível, quando comparado aos transmissores satelitais. Pode ser aplicado no dorso da ave, no tarso, na tíbia (Figura 12a e 12b) ou ser acoplado à anilha.



Figura 12a: Geolocalizador para aplicação na tíbia. Foto: Ana Paula Silva de Sousa.



Figura 12b: Geolocalizador aplicado na tíbia do maçarico-rasteirinho (*Calidris pusilla*). Foto: Bruno Jackson de Almeida.

Referências bibliográficas

Anderson, A. 1980. The effects of age and wear on color bands. *Journal of Field Ornithology* 51: 213-219.

ASDN. 2014. Arctic Shorebird Demographics Network. Version 5. US Fish and Wildlife Service Stephen Brown. Monomet Center for Conservation Sciences. 123p.

Arcos, J. M.; J. Bécares; B. Rodrigues & A. Ruiz. 2009. **Áreas Importantes para la Conservación de las Aves Marinas en España**. Madrid: Sociedad Española de Ornitología (SEO/BirdLife). 484p.

Candia-Gallardo, C.; M. Awade; D. Boscolo & L. Bugoni. 2010. Rastreamento de aves através de telemetria por rádio e satélite. p. 255-280. *In*: Von Matter, S.; F. C. Straube; J. F. Cândido Jr.; V. Piacentini & I. Acoordi. (Eds.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books Editora..

Cochran, W. W. 1980. Wildlife telemetry. p. 507-520. *In*: Schemnitz, S. D. (Ed.): **Wildlife Management Techniques Manual**. 4th ed. Washington: The Wildlife Society.

Eliassen, E. 1960. A method for measuring the heart rate and stroke/pulse pressures in birds by normal flight. *Arbok Universitet Bergen, Matematisk Naturvitenskapelig* 12: 1-22.

Fair, J. M.; E. Paul; J. Jones; A. B. Clark; C. Davie & G. Kaiser. 2010. **Guidelines to the Use of Wild Birds in Research**. Washington. D. C.: The Ornithological Council. 215p.

Gaunt, A. S. & L. W. Oring. 1999. **Guidelines to the Use of Wild Birds in Research**. 2nd ed. Washington, D. C.: The Ornithological Council. 59p.

Giles Jr, R. H. 1971. **Wildlife Management Techniques**, 3rd ed. Washington: The Wildlife Society.

Heredia, B.; J. C. Alonso & F. Hiraldo. 1991. Space and habitat use by red kites *Milvus milvus* during winter in the Guadalquivir marshes: a comparison between resident and wintering populations. *Ibis* 133: 374-381.

Howitz, J. L. 1981. Determination of total color band combination. *Journal of Field Ornithology* 52: 317-324.

Kenward, R. E. 1987. **Wildlife Radio Tagging: Equipment, Field Techniques and Data Analysis**. London: Academic Press. 222p.

Kenward, R. E. 2001. **A Manual for Wildlife Radio Tagging**. London: Academic Press.

Kochert, M. N.; K. Steenhof & M. Q. Moristsch. 1983. Evaluation of patagial marks for raptors and raptors and ravens. *Wildlife Society Bulletin* 11: 271-281.

Lindsey, G. D.; K. A. Wilson & C. Herrmann. 1995. Color changes in hughes celluloid leg bands. *Journal of Field Ornithology* 66(2): 289-295.

Marion, W. R. & J. D. Shamis. 1977. An annotated bibliography of bird marking techniques. *Bird-Banding* 48: 42-61.

PASP. 2014. **Pan American Shorebird Program Shorebird Marking Protocol**. Disponível em <<https://www.shorebirdplan.org/wp-content/uploads/2016/08/PASP-Marking-Protocol-April-2016.pdf>> Acesso em: [18/02/2020].

Phillips, R. A.; J. C. Xavier & J. P. Croxall. 2003. Effects of satellite transmitters on albatrosses and petrels. *The Auk* 102: 1082-1090.

Rappole, J. H. & A. R. Tipton. 1991. New harness design for attachment of radio transmitters to small passerines. *Journal of Field Ornithology* 62: 335-337.

Seegar, W. S.; P. N. Curtchis; M. R. Fuller; J. J. Suter; V. Bhatnagar & J. G. Wall. 1996. Fifteen years of satellite tracking development and applications to wildlife research and conservation. *Johns Hopkins APL Technical Digest* 17: 401-411.

Silvy, N. J.; R. R. Lopez & M. J. Peterson. 2005. Wildlife marking techniques. p. 339-336. *In*: C. E. Braun (Ed.). **Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats**. 6th ed. Bethesda: The Wildlife Society.

Sweeney, T. M.; J. D. Fraser & J. S. Coleman. 1985. Further evaluation of marking methods for Black and Turkey Vultures. **Journal of Field Ornithology** 56(3): 251-257.

Wallace, M. P.; P. G. Parker & S. A. Temple. 1980. An evaluation of patagial markers for Cathartid Vultures. **Journal of Field Ornithology** 51(4): 309-314.

Wood, A. G.; B. Naef-Daenzes; P. A. Prince & J. P. Croxall. 2000. Quantifying habitat use in satellite-tracked pelagic seabirds: application of kernel estimation to albatross locations. **Journal of Avian Biology** 31: 278-286.

Determinação da idade de aves neotropicais com base no ciclo de mudas

Flor Maria Guedes Las-Casas¹, Rachel Maria de Lyra Neves², Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa³, Ariane Ferreira⁴ & Camile Lugarini⁵

¹Universidade Estadual do Maranhão
Centro de Estudos Superiores de Zé Doca
Rua Rio Branco, s/n
65.365-000 Zé Doca, MA
flormarialc@hotmail.com

²Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Departamento de Biologia
Universidade Federal Rural de Pernambuco.
Av. Dom Manoel de Medeiros, s/n - Dois Irmãos
52171-900 Recife, PE e
Unidade Acadêmica de Garanhuns
Av. Bom Pastor, s/n - Boa Vista
55296-901 Garanhuns, PE
rmlneves@uag.ufrpe.br

³Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres
(CEMAVE) – ICMBio
Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58108-012 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

⁴Universidade Federal de Santa Catarina
R. Eng. Agrônomo Andrei Cristian Ferreira, s/n - Trindade,
88040-900, Florianópolis, SC
arianefee@gmail.com

⁵Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres
(CEMAVE) – ICMBio
Estação Ecológica Carijós
Rodovia Maurício Sirotski Sobrinho, Km 01 – Jurerê
88053-700, Florianópolis, SC
camile.lugarini@icmbio.gov.br

Por que as aves mudam as penas?

A presença de penas recobrando o corpo é característica exclusiva das aves. Por meio da seleção natural e de um longo período evolutivo, as penas das aves foram modificadas para criar uma enorme variedade de padrões e tipos de plumagens. Essas modificações as permitiram ocupar os ambientes mais extremos da Terra. Além de possibilitar a capacidade de voar, as penas auxiliam no isolamento térmico, no reconhecimento interespecífico, na camuflagem e na natação. Ao longo do tempo, as penas são expostas ao desgaste decorrente do atrito com o ar e com a vegetação e sujeitas à ação de parasitos e patógenos (Burt & Ichida 1999), o que causa a perda da integridade e atratividade sexual. Portanto, quando desgastadas precisam ser substituídas por penas novas, e este fenômeno periódico é chamado de muda.

A muda é definida como o crescimento de uma nova pena, inclusive em ninhegos, e se trata de um processo fisiológico e sistemático, que envolve diferentes estratégias, duração, frequência e extensão (Howell *et al.* 2003). Já a perda acidental de penas (normalmente unilateral) não é considerada uma muda.

Cada muda produz uma plumagem, sendo um processo cíclico, assim como a reprodução e a migração, que se repetem previsivelmente. A maioria das aves muda e reproduz todos os anos, com exceção de alguns albatrozes e Sternidae (Howell 2010). Apesar de nem todas as aves migrarem e alguns indivíduos renunciarem à reprodução em alguns anos, as aves sempre mudam pelo menos uma vez por ciclo (Howell *et al.* 2003, Howell 2003a, Howell 2010).

A muda de penas pode ser retardada por falta de suprimento alimentar adequado, entretanto, o sinal para a muda ocorrer é tão forte, que mesmo em condições de má-nutrição as aves mudam, substituindo as penas antigas por penas novas mal formadas (Howell 2010).

Fatores determinantes da muda

Condições ambientais e recursos alimentares

A muda é regulada por condições climáticas, sazonais (tamanho e intensidade da luz do dia e temperatura) e pela disponibilidade de alimentos (Howell 2003a). A demanda energética necessária para realizar a muda não é destinada somente à formação de novas penas, mas também à termorregulação, enquanto as penas corporais são substituídas, e para a eficiência no voo, enquanto ocorre muda nas penas das asas (Ginn & Meville 1983).

Na região tropical a pluviosidade é um fator determinante para a fenologia das aves, uma vez que exerce grande influência sobre a oferta de alimentos (Poulin *et al.* 1992, Araújo *et al.* 2017), assim como a temperatura (Piratelli 2012, Andrade *et al.* 2018). O fotoperíodo, por sua vez, sofre menos variações anuais, quando comparado com as chuvas e a temperatura, e parece ter menor influência sobre a muda (Snow 1976; Araújo *et al.* 2017). Enquanto na região subtropical, a luminosidade e temperatura influenciam a fenologia das aves (Repenning & Fontana 2011), assim como nas regiões temperadas e polares, em que a temperatura e a luminosidade são os principais fatores que determinam a ocorrência de mudas. Nessas regiões, as aves residentes ou migratórias desenvolveram diferentes estratégias de mudas, evitando a ocorrência durante o inverno, quando a oferta de alimentos é menor (Ginn & Meville 1983). Em aves marinhas, as correntes oceânicas influenciam a ocorrência de mudas, uma vez que afetam a oferta de alimentos para essas aves (Howell 2003a).

Podem ocorrer variações no padrão de mudas, segundo as diferentes guildas tróficas. Por exemplo, as espécies frugívoras geralmente mudam no final da estação seca, quando há maior disponibilidade de frutos maduros, enquanto as espécies insetívoras mudam no início da estação chuvosa, quando há maior abundância de insetos (Snow 1976, Sick 1997, Mallet-Rodrigues 2000). No Cerrado, aves onívoras iniciam a reprodução após insetívoras e frugívoras, e devido ao ciclo reprodutivo

mais prolongado, possuem menor tempo para realizar a muda pré-básica (Marini & Durães 2001). Essa relação é muito variável, visto que estudos mostraram apenas pequena ou nenhuma diferença entre guildas tróficas no tempo de reprodução e muda (Poulin *et al.* 1992, Repenning & Fontana 2011).

Araújo (2009) observou espécies granívoras da família Columbidae mudando no início da estação seca, na caatinga paraibana, nos meses de junho e julho, havendo um segundo pico de mudas em setembro. Las-Casas (2014) verificou dois picos de mudas em Trochilidae, um entre os meses de setembro e novembro e outro entre fevereiro e março, logo após a estação chuvosa (que também correspondeu ao período reprodutivo das espécies de beija-flores) em uma área de caatinga arbustivo-arbórea no agreste pernambucano. Repenning & Fontana (2011) encontraram dois picos de muda em Emberizidae e Turdidae após o período reprodutivo, podendo representar a ocorrência de mudas pré-formativas e pré-básicas em períodos distintos; além de um pico de mudas de contorno antecedendo o período reprodutivo em Furnariidae e Tyraniidae (que pode estar relacionado com a Estratégia Alternativa Complexa). Esses autores também encontraram padrão totalmente diferente de mudas para Hirundinidae, com as espécies amostradas realizando muda no inverno.

Além de variações interespecíficas, é importante destacar que, dependendo da área geográfica e das variáveis climáticas, o período e a extensão de muda podem ser heterogêneos em diferentes populações inclusive da mesma espécie (Johnson & Wolfe 2018).

Reprodução

O dogma da não sobreposição entre reprodução e muda em função da grande demanda energética requerida para ambas as atividades, é baseada em algumas espécies de Passeriformes de ambientes temperados (Ginn & Melville 1983). Na verdade, esta sobreposição é altamente variável entre espécies neotropicais, sendo notada mais comumente em nível populacional à individual (Johnson & Wolfe 2018).

A sobreposição de reprodução e muda é raramente observada em aves florestais e do Cerrado (Piratelli *et al.* 2000,

Marini & Durães 2001, Johnson *et al.* 2012, Silveira & Marini 2012), enquanto é comum em Passeriformes na Caatinga, devido, possivelmente, à menor disponibilidade de tempo para obter alimento e cobertura foliar disponível, em decorrência do curto período chuvoso (Araújo *et al.* 2017). No extremo Sul do país, Repenning & Fontana (2011) encontraram sobreposição de muda e reprodução em Turdidae, Furnariidae e Tyrannidae. Piratelli (2012) encontrou maior sobreposição de reprodução e mudas em aves da Mata Atlântica do que aves do Cerrado, devido, possivelmente, ao período mais prolongado de reprodução das aves da Mata Atlântica. Além disso, aves residentes neotropicais de ambientes úmidos são conhecidas pela sua muda prolongada, havendo sobreposição entre as duas atividades (Johnson & Wolfe 2018).

As aves de maior porte requerem maior tempo para a muda, por isso, normalmente, sobrepõem reprodução e muda em vários graus. A muda também pode ser retardada ou interrompida durante as fases de maior demanda energética, como é o caso da reprodução, que envolve defesa do território, produção de ovos, incubação e cuidado parental (Howell 2010).

Grande parte das aves brasileiras se reproduz no período de setembro a janeiro, podendo haver até duas ou três posturas consecutivas, com uma muda pré-básica (Figura 1) quando inicia o descanso reprodutivo (Sick 1997). Entretanto, existem diferenças regionais que ilustram a complexidade de compreender a cronologia na reprodução e muda das aves. Na planície transicional no sul do Brasil, a reprodução ocorre entre agosto a janeiro, sendo mais curta em Tyrannidae migrante, e os jovens são encontrados entre novembro e janeiro (Repenning & Fontana 2011). Na Caatinga, a maioria das aves entra em atividade reprodutiva no período das chuvas (Araújo *et al.* 2017), sendo que a estação chuvosa neste domínio é extremamente irregular anualmente, e ocorre em períodos distintos entre a região agreste e o sertão (Araújo *et al.* 2017, Las-Casas 2014). No entanto, algumas poucas espécies, como *Veniliornis passerinus*, foram observadas com placas de incubação no período seco, aspecto observado por Araújo (2009) no cariri Paraibano e por Las-Casas (*dados não publicados*) na região agreste de Pernambuco.

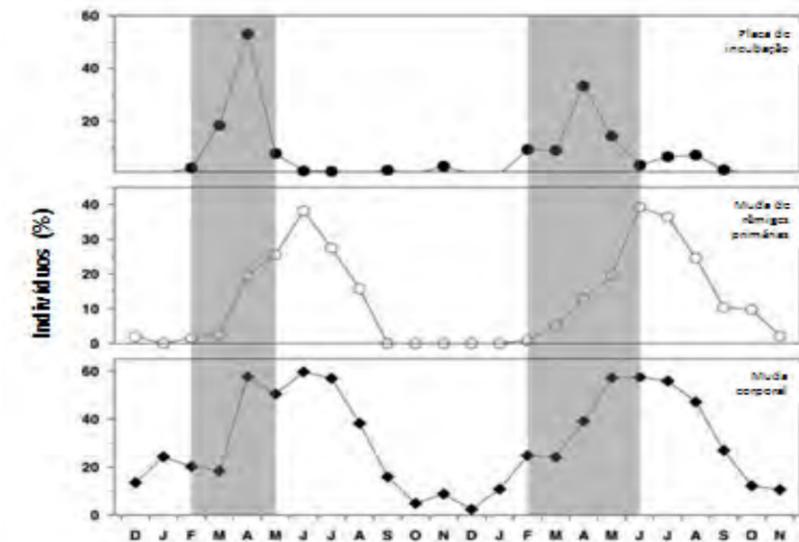


Figura 1 – Variação sazonal na proporção de indivíduos capturados com placa de incubação, muda de rêmiges primárias e penas corporais na Reserva Particular do Patrimônio Natural Serra das Almas, Paraíba, Brasil, de dezembro de 2006 a novembro de 2008. As áreas em cinza correspondem à estação chuvosa. Fonte: Araújo *et al.* (2017).

Pode haver variação de muda entre os sexos da mesma espécie. Machos tendem a começar as mudas antes das fêmeas (Howell 2010). Por exemplo, os cotingídeos machos dedicam grande parte do período reprodutivo às cerimônias pré-nupciais e não participam da nidificação e cuidados parentais. Por essa razão mudam mais cedo que as fêmeas. Por outro lado, nas espécies onde os dois sexos participam da nidificação, a muda ocorre ao mesmo tempo (Sick 1997).

Tamanho corporal

Para aves menores, um ciclo de muda é correspondente a um ciclo anual e depois do período reprodutivo, as aves iniciam uma muda pré-básica (Howell 2003a). Esta muda, então, pode se prolongar (muitas penas são trocadas no outono, mas continuam no inverno em baixos níveis).

Como citado anteriormente, as espécies maiores geralmente demandam mais tempo para substituir suas penas. Aves de grande porte, como albatrozes, são incapazes de substituir todas as

suas rêmiges primárias em um único ciclo anual, as quais demandam mais energia do que a simples substituição de penas do corpo. Os albatrozes precisam substituir as longas rêmiges primárias de cada asa sem prejuízo da carga aerodinâmica necessária para seus longos voos oceânicos, por isso é um processo lento (Howell 2003a). Por esse mesmo motivo, algumas gaivotas e limícolas podem apresentar diferentes mudas sobrepostas (Howell 2010).

Contudo existem exceções a essa regra, relacionadas aos estilos de vida das espécies, os quais interferem na estratégia de muda. Pinguins, por exemplo, possuem um metabolismo relativamente baixo e precisam que sua plumagem propicie um perfeito isolamento do corpo, para nadarem em águas frias. Por essa razão seu ciclo de mudas é muito rápido e dura cerca de cinco semanas, no caso do pinguim-imperador (Marchant & Higgins 1990). Por outro lado, beija-flores possuem metabolismo elevado para garantir seus voos velozes e sua capacidade de pairar no ar para alimentação. Para mudar suas primárias, que são relativamente grandes em proporção a seu corpo, o processo pode ser mais demorado e pode levar alguns meses (Williamson 1956).

Migração

Muda e migração são eventos que raramente se sobrepõem, uma vez que envolvem grandes gastos de energia e o migrante precisa ter suas penas de voo em perfeito estado, para garantir sua capacidade de voar em longas distâncias (Serra 2001). Se há alimento antes da migração, as aves podem mudar antes de migrar, mas se a predição de alimento é maior nas áreas de invernada, as aves podem deixar a muda para as áreas de invernada. Por último, existem aves que iniciam a muda nas áreas de reprodução, param e voltam a mudar nas áreas de invernada (Howell 2010).

Diferentes estratégias foram desenvolvidas entre os migrantes ao longo de seus processos evolutivos. De um modo geral, migrantes de curtas distâncias substituem suas penas bem mais rápido que aqueles de grandes distâncias e costumam mudar as penas ainda nas áreas de reprodução ou próximo a elas e, depois, realizam a migração para as áreas de invernada (Howell 2003a). Migrantes de longa distância, por

sua vez, mudam as penas principalmente nas áreas de invernada (Pyle 1997) ou em áreas de parada (*stop-over*) intermediárias (Cullen *et al.* 1999). O crescimento mais lento das primárias pode permitir maior depósito de queratina (proteína que fortalece as penas), tornando as penas mais resistentes e duráveis, o que é uma vantagem para os migrantes de longa distância (Serra 2001).

Ocorre diferenças no tempo de muda entre algumas espécies migrantes e residentes. Por exemplo, as espécies de Tyrannidae que migram, realizam a muda durante um período mais curto do que espécies residentes (Repenning & Fontana 2011). Entretanto, estes padrões ainda carecem de estudos no país (Araújo 2009).

Tipos de penas e pterilografia

Para melhor entendimento da muda, é necessário conhecer os diferentes tipos de penas que formam a plumagem da ave e como elas se distribuem ao longo do corpo. Em outras palavras, é necessário conhecer a pterilografia da ave (Figura 2).

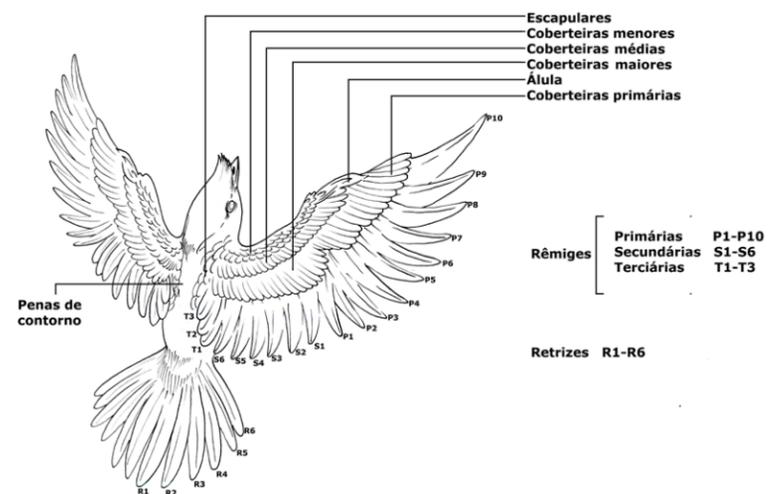


Figura 2: Ilustração mostrando a pterilografia de uma ave - vista superior. Ilustração: Cristiano Nascimento.

As penas perfazem 4 a 8% do peso vivo das aves, com número diferente de penas para cada espécie, sendo que alguns grupos tendem a ter uma plumagem mais densa no inverno

(Howell 2010). A plumagem é constituída pelas penas do corpo e pelas penas de voo. As penas do corpo incluem as penas de contorno, as coberteiras e a penugem, lembrando que existem áreas do corpo que são aptérias, ou seja, desprovidas de penas.

As penas de voo são as rêmiges, localizadas na asa, e as retrizes, localizadas na cauda. As rêmiges são divididas em primárias (implantadas no carpometacarpo e nos ossos dos dedos) e secundárias (implantadas na ulna). As rêmiges e retrizes são numeradas na ordem em que sofrem a muda (Sick 1997).

Geralmente são 10 primárias. Todavia, isso pode variar de acordo com as famílias. Não Passeriformes, como Podicipedidae, Ciconiidae e Phoenicopteridae, possuem 11 primárias (Stresemann 1963). Os Passeriformes Oscines normalmente possuem 9 primárias (Howell 2010), incluindo as famílias: Hirundinidae, Motacillidae, Vireonidae, Parulidae, Thraupidae, Cardinalidae, Icteridae e Fringillidae (Becher 1953, Tordoff 1954, Sick 1997, Klicka *et al.* 2000), assim como as espécies do gênero *Picumnus* em Picidae. Ainda pode ser observada a 10ª primária (P10) reduzida, como por exemplo em Cuculidae (Johnson & Wolfe 2018).

O número de secundárias também varia bastante. São 9 secundárias para os Passeriformes (as secundárias S7, S8 e S9, que são as mais internas, também são chamadas de terciárias, numeradas de T1 a T3, e comumente em muda simultânea com as primeiras primárias), 6 a 7 em beija-flores, 9 em Trogonidae, 10 a 11 em Nyctibiidae, 9 a 12 em Picidae, 11 em Momotidae, 11 a 12 em Columbidae, 9 a 13 em Cuculidae, 11 a 17 em Strigidae, 12 a 13 em Falconidae, 13 em Ramphastidae, 13 a 15 em Alcedinidae, 13 a 19 em Accipitridae, 18 a 25 em Cathartidae e acima de 40 em Diomedidae (Ginn & Melville 1983, Johnson & Wolfe 2018).

Geralmente, as aves possuem 12 retrizes (6 pares), podendo haver exceções, tais como: Anseriformes, que possuem de 14 a 24 retrizes (Ginn & Melville 1983), Apodiformes e *Nyctidromus* que possuem 10 (Russell & Russell 2001, Johnson & Wolfe 2018). Picidae possuem 10 retrizes visíveis, pois as laterais são vestigiais. Odontophoridae e Columbidae possuem

de 12 a 14 retrizes e Cuculidae, de 8 a 10 e Momotidae de 10 a 12 (Johnson & Wolfe 2018). Nos Furnariidae do gênero *Synallaxis* o número de retrizes pode variar de 8 a 12, sendo mais frequente 10 retrizes (Sick 1997). Muitas aves aquáticas possuem 14-24 e pelicanos, 19-24 retrizes (Howell 2010).

Como reconhecer a muda de penas?

As penas crescem em placas, chamadas de tratos, por meio de uma bainha de queratina e cera, que as protege, chamada de *canhão* (Figura 3). Após o crescimento, a pena emerge da base e o suprimento sanguíneo é cortado e a pena é considerada um tecido morto (Howell 2010).



Figura 3: Da esquerda para a direita: canhões indicando muda nas penas de contorno (cabeça) de *Troglodytes musculus*; canhões em crescimento indicando muda nas penas da asa direita de *Turdus amaurochalinus*; canhões em crescimento indicando muda nas penas da cauda de *Elaenia obscura*; na Estação Ecológica de Carijós, Santa Catarina. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.

Para a maioria das aves existe uma sequência de substituição de penas, geralmente, seguindo desta forma: penas de contorno, pequenas, médias e grandes coberteiras, primárias e suas coberteiras primárias, terciárias e, finalmente, secundárias.

As rêmiges primárias são substituídas sequencialmente do centro para a extremidade distal das asas, e as secundárias do centro para o corpo (proximal). As terciárias (T) vão da T2, T3 e T1. Para aquelas espécies que possuem mais secundárias, o conceito permanece válido. As mudas que não se completam nesta sequência formam *limites de mudas* entre penas substituídas e retidas (Johnson & Wolfe 2018).

A muda nas retrizes (R) normalmente se inicia do par central para as penas externas (centrífuga) e, ocasionalmente, se inicia na R6. Em alguns casos pode seguir da seguinte forma: R1→R2→R5→R3→R4→R6; e em Accipitridae: R1→R6→R3→R4→R2→R5 (Johnson & Wolfe 2018).

A duração da muda das primárias pode nos dizer o quanto dura uma muda em uma ave, já que as outras penas tendem a mudar ao mesmo tempo que as primárias. Pequenos Passeriformes de ambientes temperados levam de 1 a 2 meses para mudar as penas primárias (alguns que têm muda prolongada gastam de 3 a 6 meses), enquanto grandes Passeriformes tendem a levar 4 a 5 meses para a muda das primárias (Howell 2010). Silveira & Marini (2012) trazem a sequência e a duração das mudas para algumas espécies de Passeriformes do Cerrado, com média de 122 dias para a muda de penas de voo. Não Passeriformes levam de dois a seis meses para a muda completa. Algumas aves de asas grandes podem levar 2 a 3 anos ou mais para completar a troca de primárias, entretanto mudam as penas de contorno anualmente (Howell 2010).

O tempo de crescimento das penas depende do tamanho, da estrutura da pena, da densidade, assim como do aporte alimentar. Em pequenos Passeriformes, as maiores penas da asa crescem de 2 a 5 mm por dia. Em aves de grande porte (e.g. Anseriformes e Accipitridae) estas penas crescem de 4 a 10 mm por dia (Howell 2010).

A duração da pena depende da quantidade de melanina. A coloração da pena por sua vez depende da alimentação e da necessidade de aminoácidos para a sua síntese. As penas mais escuras tendem a ser as maiores penas de voo, porque são as necessárias para garantir o voo. Em aves grandes, não é possível realizar a muda de primárias todos os anos, então as primárias externas tendem a ser mais escuras, logo, mais resistentes. A energia gasta para a muda depende do tipo de muda (pré-básica é mais dispendiosa), tipo de pena (coberteiras são facilmente trocadas) e se a ave tem uma muda de forma rápida (mais gasto energético) ou prolongada (Howell 2010).

Conhecendo a extensão da muda

A extensão da muda é basicamente a quantidade de penas substituídas durante a muda, e não deve ser confundida com a estratégia e sequência. Pyle (1997, 2008) categorizou-as em cinco tipos:

Muda ausente – não há muda em alguns indivíduos da população.

Muda limitada – ocorre apenas a substituição de algumas penas do corpo e retenção das penas de voo.

Muda parcial – há substituição de quase todas as penas do corpo, inclusive as coberteiras da asa. Em alguns indivíduos inclui algumas terciárias e um par ou mais de retrizes.

Muda incompleta – há substituição de todas as penas de contorno e de algumas primárias. Pode haver substituição de algumas secundárias internas ou retrizes externas. A muda incompleta pode ser dividida em:

- **Excêntrica** - quando a muda das primárias não inicia na pena primária P1. Geralmente ocorre em mudas pré-formativas, e raramente em mudas pré-alternas, gerando *limites de muda*. Normalmente P3-P6 e/ou coberteiras primárias são substituídas, mas não as primárias internas. O extremo neste tipo de extensão de muda é notado em *Myiarchus* e alguns *Contopus*, em que todas as penas de

voo são substituídas na sequência normal e as coberteiras primárias são retidas (Pyle 1997).

- Suprimida - quando a muda das primárias inicia em P1 e termina (suprime) em P3 ou P4.

Muda completa – quando todas as penas do corpo e todas as penas de voo são substituídas. Esse tipo de muda pode ser dividido em:

- Suspensa - ocorre em espécies migratórias. A ave muda as primeiras primárias (P1, P2 e P3) no sítio de invernada. As demais primárias só são substituídas quando a ave retorna ao seu sítio reprodutivo.
- Prorrogada - a ave muda a pena primária P1 e pausa. Depois muda a P2 e pausa. Depois a P3 e pausa. E assim sucessivamente. Esse processo é lento e em algumas espécies pode durar até 60 dias para que ocorra toda a muda.

Pode-se falar ainda em outros tipos de muda que são peculiares a certos grupos. Falconiformes e Psittaciformes, em geral, iniciam a muda em P4, e têm a primeira *onda* de muda até a P10; na segunda *onda*, inicia-se em P1 se dirigindo para o corpo (Pyle 2013). Em albatrozes, alguns falcões e martins a muda pode iniciar entre P4 e P8 e continua para ambos os lados. Os beija-flores fazem muda padrão, com exceção da P10, que muda antes da P9 (Howell 2010).

Outro padrão é conhecido como *Staffelmauser* e se refere a *muda em bloco* de penas em múltiplas ondas, que variam em cada ciclo. Neste padrão é possível notar duas ou mais gerações de penas de voo (Stresemann & Stresemann 1966) e ocorre em aves de grande porte.

Algumas aves repõem todas as penas da asa simultaneamente. Também chamada de muda sincrônica (Howell 2010), é comum em aves aquáticas, como marrecas e saracuras, as quais perdem todas as rêmiges ao mesmo tempo, interrompendo temporariamente, por aproximadamente três a cinco semanas, sua capacidade de voo (Sick 1997). Curiosamente, flamingos podem fazer muda sincrônica de rêmiges se estiverem em locais

com poucos predadores, enquanto o restante da população segue a muda sequencial (Howell 2010).

Existe também a chamada *muda de susto*, que ocorre quando a ave se sente ameaçada, deixando cair penas da cauda e do ventre (Sick 1997). Tal fenômeno, comum em galináceos, columbídeos, papagaios, furnarídeos e sabiás, na verdade não é uma muda, e sim uma estratégia da ave para tentar se desvencilhar de um predador. As penas perdidas durante a *muda de susto* são substituídas rapidamente.

A muda também pode ser classificada quanto ao tipo de plumagem que forma. Essa classificação ficará melhor assimilada quando o anilhador compreender o ciclo de mudas das aves e suas diferentes estratégias de mudas, assuntos que serão abordados mais adiante. Nessa classificação existem quatro tipos distintos de mudas (Pyle 2008; Howell 2010):

Muda pré-básica – dá origem à plumagem básica da ave. A primeira muda pré-básica é também chamada de pré-juvenil e ocorre ainda no ninho ou substitui a penugem do ninhego (quando presente) por penas que vão formar a plumagem juvenil. A muda pré-básica ocorre após a reprodução no indivíduo adulto, de forma cíclica (geralmente anual) e é homóloga em todas as espécies de aves, delineando o início de cada ciclo de muda. Os Passeriformes normalmente substituem todas as penas do corpo numa muda pré-básica completa, enquanto albatrozes e aves de rapina não encontram tempo suficiente para substituírem todas as rêmiges e se reproduzirem. Por isso fazem mudas pré-básicas incompletas (Howell 2010).

Muda pré-formativa – é uma muda inserida no primeiro ciclo de vida da ave. Ocorre em muitas espécies de Passeriformes, geralmente com extensão limitada ou parcial (com a asa fechada, as coberteiras maiores internas são mais aparentes e desgastam mais, por isso são as primeiras a serem substituídas), caracterizada pela substituição de parte das penas juvenis por penas formativas. Assim, o indivíduo fica com aparência intermediária entre juvenil e adulto e por isso a plumagem resultante é chamada de plumagem formativa. Vale ressaltar que essa muda também pode ser completa ou incompleta, dependendo do táxon.

Muda pré-alterna – também é uma muda inserida, mas diferente da pré-formativa, que só ocorre no primeiro ciclo, ela ocorre de forma cíclica (geralmente anual). Suas extensões podem ser limitada, parcial ou incompleta. Geralmente origina penas mais coloridas e brilhantes. Esse tipo de muda, mais comum em aves de clima temperado normalmente antecede o período reprodutivo, sendo também chamada de pré-nupcial. A muda pré-alterna também é mais comum em migrantes do que em residentes, pois as penas tendem a gastar e desbotar na migração, mas também pode ser comum em áreas mais abertas ou em aves que habitam o dossel florestal, pois estão constantemente expostas ao sol. Nos trópicos, a muda pré-alterna tem sido observada em diversas espécies (ver Johnson & Wolfe 2018), por exemplo, em beija-flores como os do gênero *Heliomaster*, em *Sturnella supercilialis*, *Cyanerpes cyaneus* e *Volatinia jacarina*, dentre outras (Sick 1997, Sigrist 2006).

Muda pré-suplementar – é um tipo de muda ainda pouco estudada e que ocorre apenas em indivíduos adultos de algumas espécies, às vezes precedendo ou sucedendo a muda pré-alterna (Pyle 2007). Dá origem a uma plumagem suplementar, havendo renovação de algumas coberteiras da asa ou das primárias internas.

Muda auxiliar – ocorre no primeiro ciclo de mudas acompanhando a muda pré-formativa, entretanto, é rara (Johnson & Wolfe 2018) e não será abordada neste Capítulo.

Reforça-se que a muda tende a ser simétrica, ou seja, ocorre simultaneamente nos dois lados do corpo e das asas, inclusive nas penas de contorno. Diferente da reposição de penas que são perdidas por acaso (e.g. penas perdidas por bicadas), as quais são substituídas de imediato e de forma assimétrica. Assim, se encontrarmos uma ave com penas novas crescendo na sexta primária, tanto na asa esquerda quanto na asa direita, temos uma ave efetuando muda. Entretanto, se essa pena nova que cresce se dá em apenas uma das asas, não se trata de muda, mas de reposição da pena que foi casualmente perdida.

A extensão de muda dentro de uma família varia de acordo com o ambiente em que a ave vive e sua história natural. As espécies residentes tendem a não fazer

muda pré-alterna, porque iniciam a reprodução antes das migrantes. Isso pode variar de acordo com a idade também. Aves jovens que iniciam a reprodução mais tarde tendem a fazer muda pré-alterna mais extensa que os adultos (Howell 2010).

O ciclo de mudas das aves

Em seu processo evolutivo, as aves desenvolveram diferentes estratégias de mudas de penas. Normalmente, as aves mudam anualmente, com todas ou quase todas as penas substituídas para formar uma plumagem básica (homóloga em todos os táxons). Algumas aves fazem outras mudas adicionais, para substituir penas desgastadas ou para adquirir penas com outro padrão ou coloração. Outras espécies têm ciclo bianual como alguns albatrozes e outras aves de grande porte. E ainda há aquelas como gaivotas e Sternidae, que têm aproximadamente quatro ciclos em três anos (Howell 2010).

Existem duas correntes em estudos sobre os eventos de mudas de penas de aves.

Uma tradicional, a qual se baseia nos eventos do ciclo anual como, por exemplo, as mudas pré e pós-nupciais (Dwight 1902) ou mesmo ligadas à idade como adulto, ninhego, juvenil (Thompson & Leu 1994), sendo adotada por Sick (1997) e, ainda hoje, por muitos ornitólogos. E outra, proposta por Humphrey & Parkes (1959) e conhecida como sistema H-P, que reconhece as homologias entre as mudas e as plumagens (ou seja, não usa categorização de plumagem de reprodução e de inverno) e foi adotada, principalmente, por norte-americanos e australianos (Humphrey & Parkes 1959, Howell *et al.* 2003).

Recomendamos ao anilhador a adotar a última nomenclatura, visto que o sistema baseado em calendário anual não é apropriado para aves residentes neotropicais, as quais apresentam sobreposição de muda e reprodução geralmente no verão meridional (Wolfe *et al.* 2010; Johnson & Wolfe 2018). Logo, a terminologia do ciclo de mudas das aves utilizada no presente manual segue o sistema H-P (Humphrey & Parkes 1959) com adaptações sugeridas por Howell *et al.* (2003), e, posteriormente

refinado por Wolfe *et al.* (2010), Johnson *et al.* (2011) e Pyle *et al.* (2015), ficando conhecido como sistema W-R-P, que tem sido utilizado para a descrição da estratégia de mudas das espécies neotropicais (Johnson & Wolfe 2018). Este sistema codifica a idade pela sequência de mudas e plumagens, sem considerar o calendário usado para aves do hemisfério Norte ou relativo ao *status* reprodutivo (sistema europeu). Adota-se como regra que ciclo de mudas e ciclo anual são sinônimos.

Para entender o ciclo de mudas das aves, primeiro precisamos saber que todas elas passam por uma muda pré-básica, geralmente anual, que envolve a substituição completa ou quase completa das penas do corpo e de voo (Howell *et al.* 2003, Howell 2010, Wolfe *et al.* 2010, Wolfe *et al.* 2014). Cada ciclo é definido, basicamente, pelo período entre duas mudas pré-básicas, com ou sem uma muda pré-alterna, representando um ciclo anual (Ginn & Melville 1983, Sick 1997, Tickell 2000, Howell *et al.* 2003, Howell 2003a,b).

Assim sendo, o primeiro ciclo de mudas corresponde ao período que se inicia na 1ª muda pré-básica (também chamada pré-juvenil, ocorre quando a ave ainda está no ninho) e vai até a 2ª muda pré-básica, que ocorre após a estação reprodutiva (cerca de um ano de idade). Na maioria dos Passeriformes a segunda muda pré-básica resulta em uma plumagem indistinguível das plumagens básicas subsequentes e é, portanto, chamada de plumagem definitiva (Howell *et al.* 2003; Ryder & Wolfe 2009; Wolfe *et al.* 2010). Utilizamos o termo *definitivo* seguindo Johnson & Wolfe (2018), referindo-se ao aspecto de plumagem maduro, que indicará indivíduo adulto (não necessariamente refletindo a maturação sexual, que pode ocorrer em aves com plumagem formativa ou primeira alterna).

As quatro diferentes estratégias de mudas das aves foram descritas por Howell *et al.* (2003), a seguir:

Estratégia Básica Simples (EBS)

É a mais simples das estratégias de mudas, considerada ancestral ou primitiva. Comum a albatrozes, petréis, atobás e outras aves marinhas, além de Accipitridae e Cathartidae, grupos que geralmente nidificam em ilhas ou têm seus ninhos

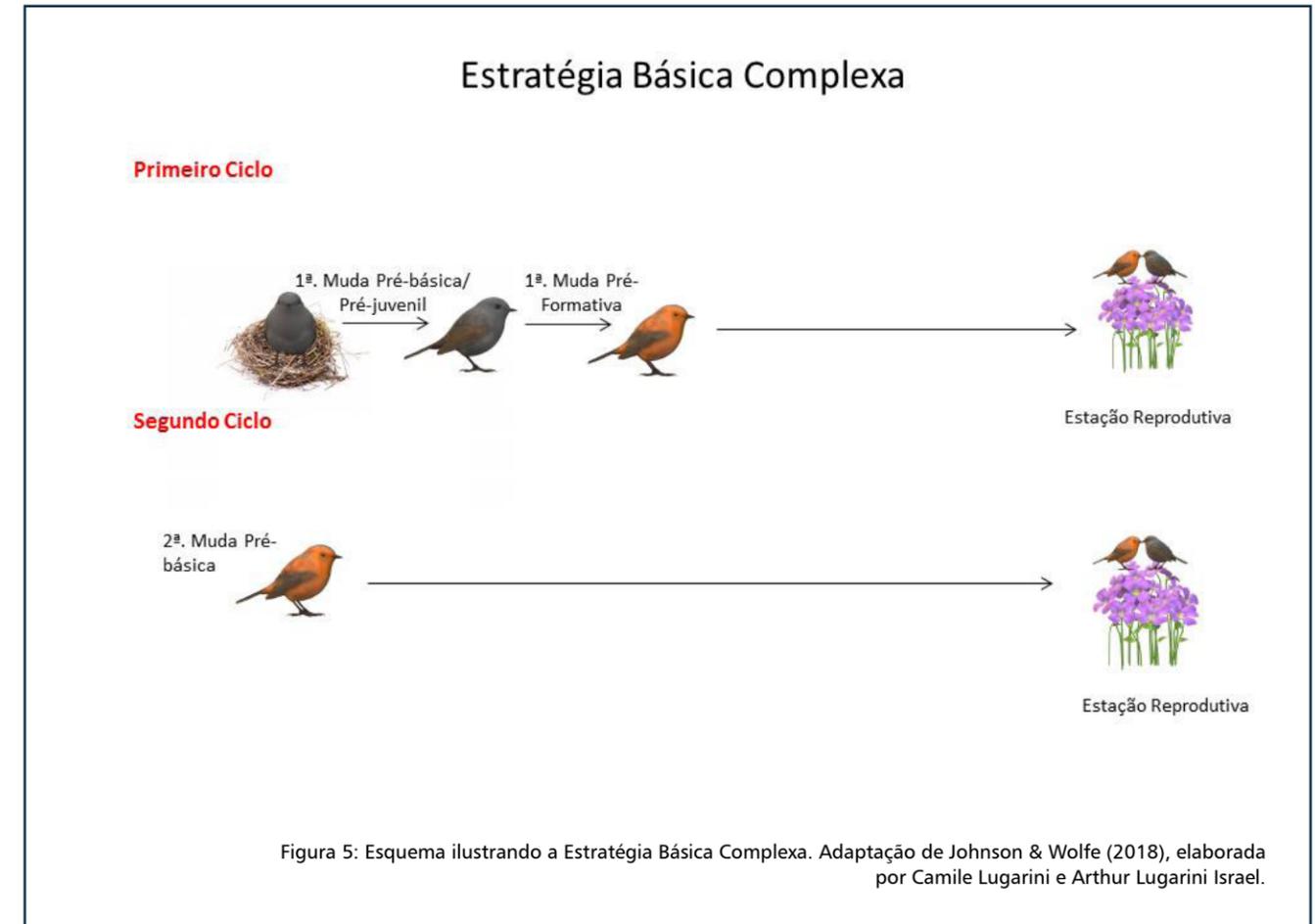
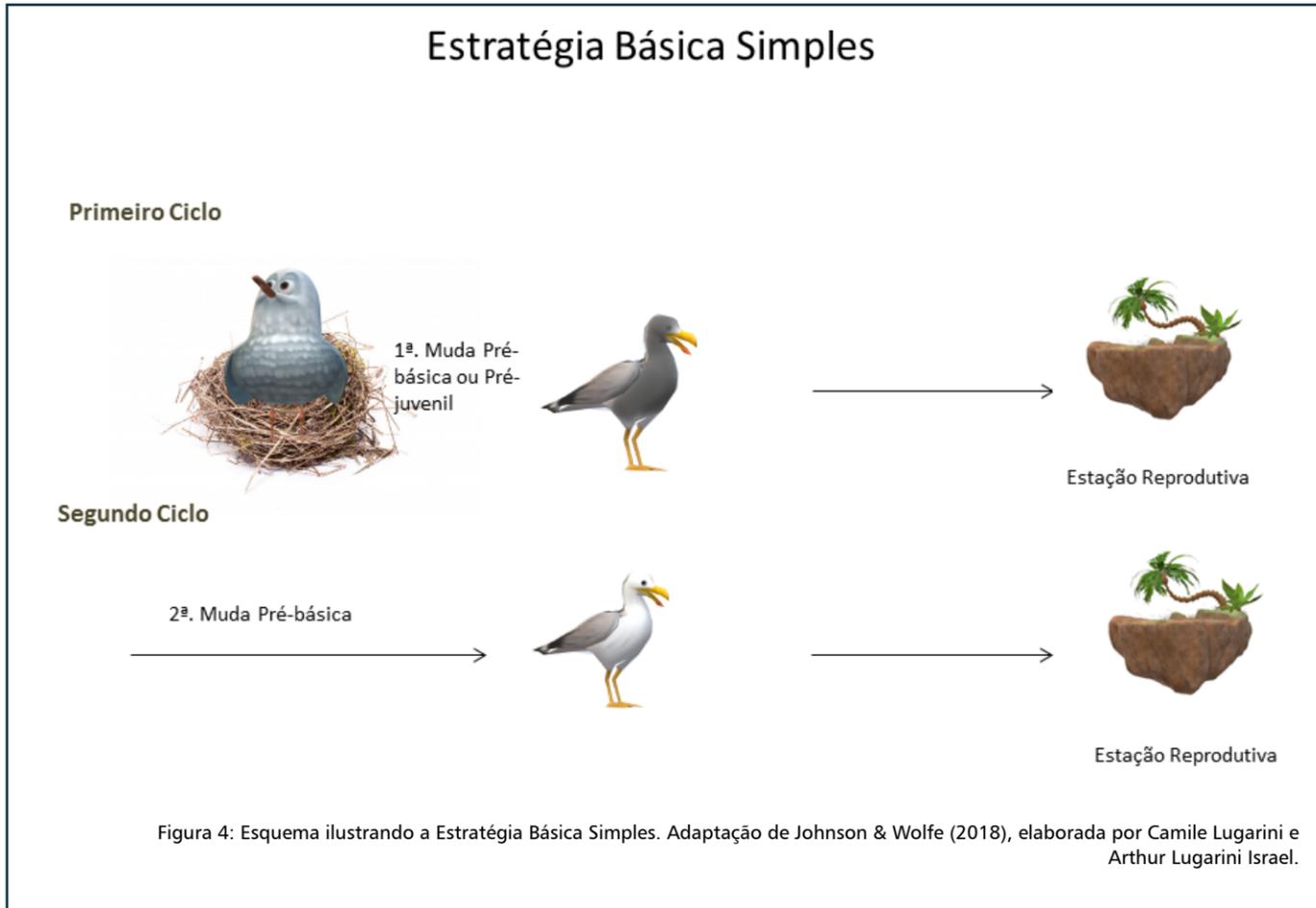
com poucos predadores. A primeira muda pré-básica, também conhecida como muda pré-juvenil, ocorre ainda no ninho, originando um indivíduo com plumagem juvenil. Essa muda pré-básica é desenvolvida em um período mais prolongado e a plumagem subsequente confere penas mais duradouras, que não precisam ser substituídas no primeiro ano. Ocorre apenas uma única muda por ciclo, a pré-básica. A maioria ou todos os indivíduos que seguem essa estratégia não se reproduzem no primeiro ano, e a segunda muda pré-básica normalmente começa mais cedo que a de adultos reprodutores (Figura 4).

Estratégia Básica Complexa (EBC)

Nessa estratégia observa-se o acréscimo de uma muda pré-formativa no primeiro ciclo (podendo haver mudas pré-auxiliares), formando uma plumagem formativa, que não se repete nos ciclos subsequentes. É a estratégia mais comum em Passeriformes neotropicais, Picidae, Columbidae e martins-pescadores (Figura 5).

Os jovens são altamente suscetíveis à predação e as penas oriundas da plumagem juvenil (primeira básica) são formadas rapidamente para que o jovem saia do ninho, mas são de baixa qualidade e desgastam muito. Portanto, são rapidamente substituídas para que o indivíduo sobreviva ao seu primeiro ano de vida. Com uma plumagem formativa, o indivíduo é imaturo (com plumagem intermediária entre jovem e adulto) ou imaturo reprodutivo (ainda não tem a plumagem de adulto, mas as gônadas são desenvolvidas na estação reprodutiva, podendo até apresentar protuberância cloacal, mas como não tem experiência reprodutiva, geralmente não se reproduz).

A muda pré-formativa normalmente é incompleta ou parcial, salvo algumas espécies de Hirundinidae, Formicariidae, Thraupidae e Trochilidae, que têm extensão completa, não se distinguindo das plumagens básicas subsequentes (Ryder & Wolfe 2009, Johnson & Wolfe 2018). No entanto, ainda pode haver variações na extensão dentro de uma espécie, como fora documentado em alguns Columbidae, Trochilidae e Tyrannidae (Johnson & Wolfe 2018).



Estratégia Alternativa Simples (EAS)

Na estratégia alternativa simples há uma muda pré-nupcial denominada pré-alterna, que origina a primeira plumagem alterna. A muda pré-alterna pode ocorrer no primeiro ou segundo ciclo. Nos ciclos seguintes, ocorrem da mesma forma, uma muda pré-básica e uma pré-alterna por ciclo (Figura 6).

Ocorre em poucas aves aquáticas, como mergulhões, pelicanos, garças e algumas grandes gaivotas (*Larus spp.*). Como regra, as espécies que seguem a estratégia alternativa simples não se reproduzem no primeiro ano. Apenas uma muda adicionada ao primeiro ciclo parece ser suficiente para ajudar esses indivíduos a sobreviverem ao seu primeiro ano de vida (Howell 2003b).

Estratégia Alternativa Complexa (EAC)

Difere da estratégia alternativa simples apenas por apresentar no primeiro ciclo, além da muda pré-alterna, uma muda pré-formativa, que origina a plumagem formativa, ou seja, três mudas no primeiro ciclo (pré-básica/pré-juvenil, pré-formativa e pré-alterna). Nos demais ciclos, assim como na estratégia alternativa simples, ocorrem duas mudas por ciclo (pré-básica e pré-alterna), e assim sucessivamente (Figura 7).

A estratégia alternativa complexa parece ser encontrada em alguns Passeriformes (e.g. *Pachyramphus*, *Lanio fulvus*, *Myiarchus spp.*), pequenas gaivotas, maçaricos e anatídeos, especialmente os migratórios que já se reproduzem no primeiro ciclo. Assim como as espécies que seguem a estratégia básica complexa, as mudas pré-formativas variam sua

extensão de parcial a completa, e normalmente produzem plumagens que se parecem muito com plumagens básicas de adultos (Howell, 2003b).

Resumindo, na Estratégia Básica Simples (EBS) existe somente uma muda por ciclo, a pré-básica. Enquanto que na Estratégia Básica Complexa (EBC) uma muda é inserida no primeiro ciclo, a pré-formativa, e os ciclos seguintes seguem com uma sequência de mudas pré-básicas. A Estratégia Alternativa Simples (EAS) é definida pela presença de duas mudas em cada ciclo: uma muda pré-básica e uma muda pré-alterna. E por fim, a Estratégia Alternativa Complexa (EAC) inclui três mudas no primeiro ciclo de vida da ave (pré-juvenil/primeira pré-básica, pré-formativa e pré-alterna) e duas anuais subsequentes (pré-básica e pré-alterna). A Figura 8 apresenta as quatro estratégias de mudas de forma mais sucinta.

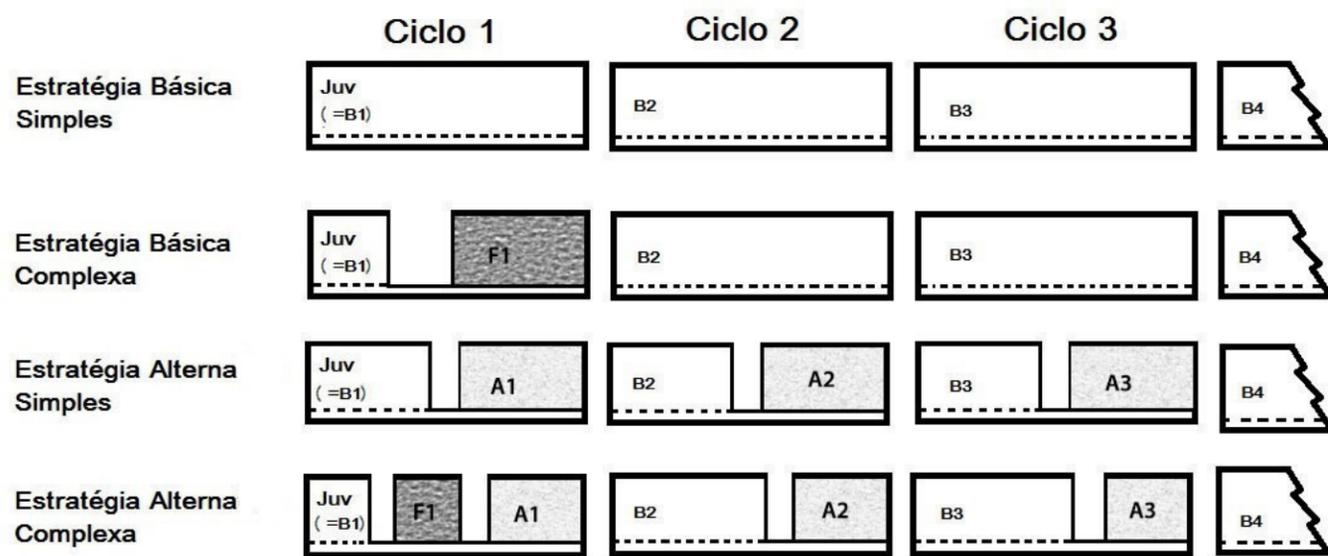
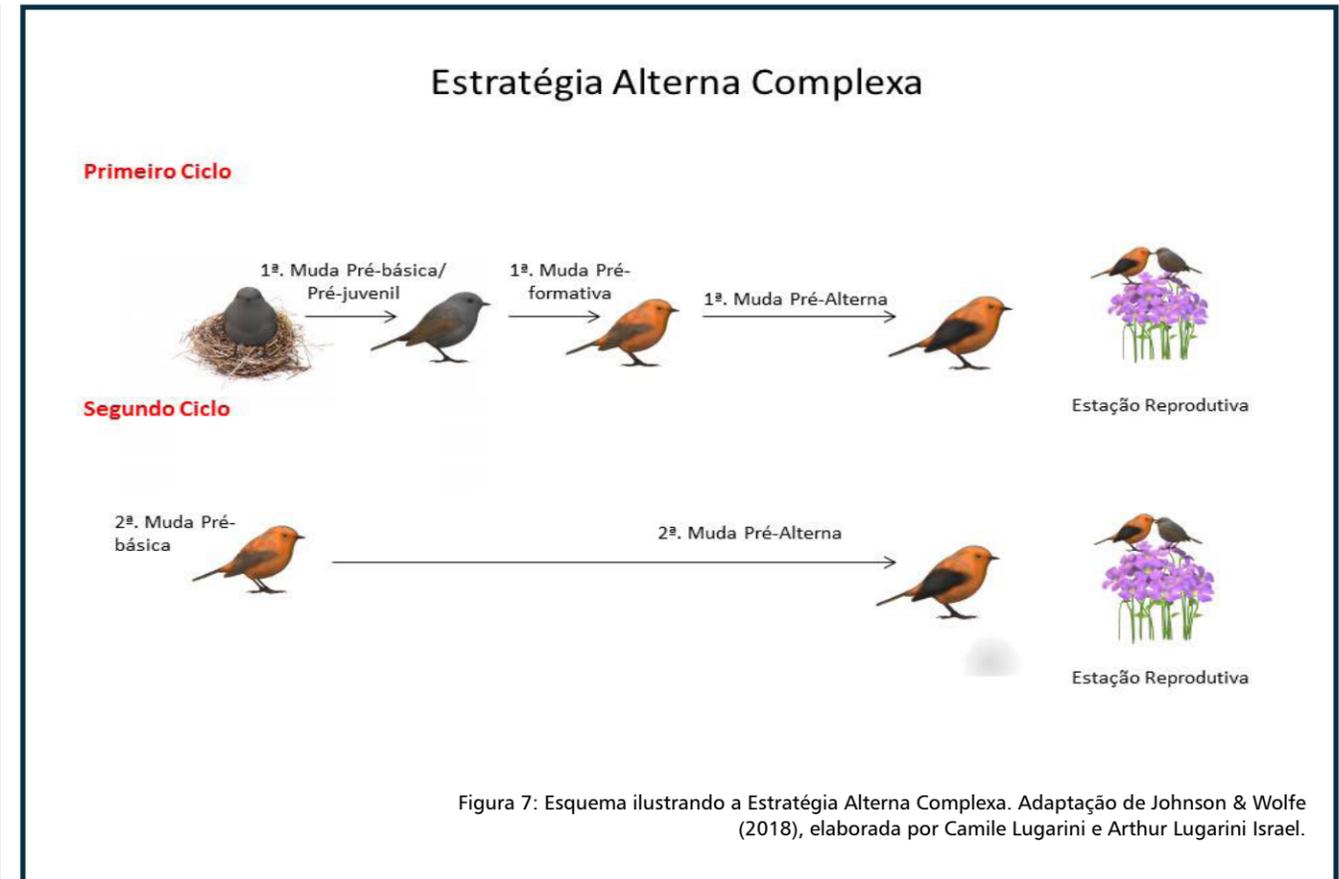
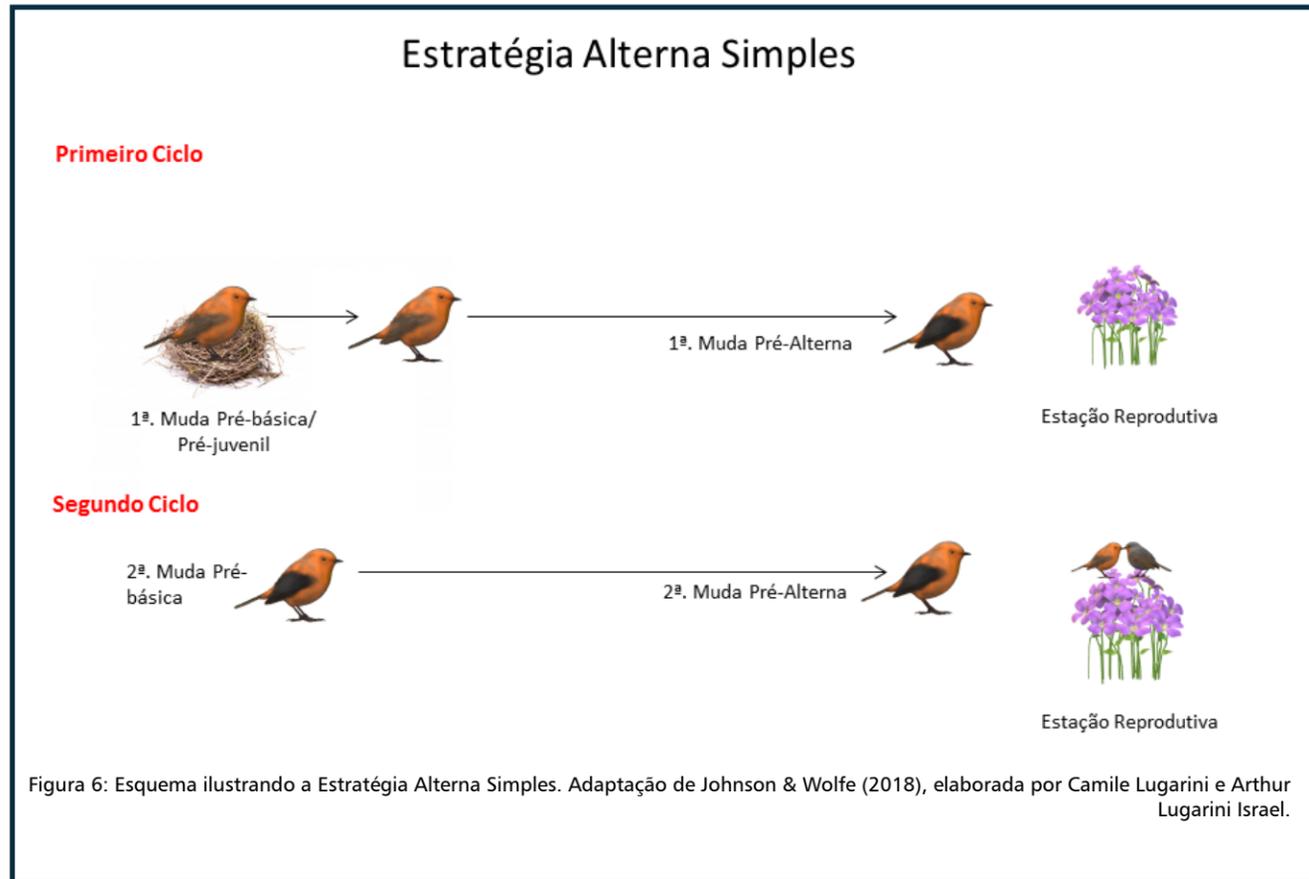


Figura 8: As quatro estratégias de muda das aves (Adaptado de Howell *et al.* 2003). F1 = muda pré-formativa e plumagem formativa; A1, A2 e A3 = mudas pré-alternas e plumagens alternas; B1, B2 e B3 = mudas pré-básicas e plumagens básicas. Na prática não é possível diferenciar aves que estão no segundo ou terceiro ciclos básicos, somente em casos de maturação tardia da plumagem ou no caso de mudas incompletas ou de *Staffelmauser* (aves de rapina). Na maioria dos Passeriformes e alguns não Passeriformes, utiliza-se *ciclo definitivo* quando não é possível diferenciar o segundo e terceiro ciclos (Johnson & Wolfe 2018).

Categorizando a idade de aves tropicais

Ao longo deste capítulo foi visto que a muda é um dos três eventos que fazem parte do ciclo de vida das aves, e normalmente um ciclo de mudas completo corresponde a um ciclo anual (Howell *et al.* 2003). A duração do ciclo de mudas, portanto, pode indicar a classe etária das aves.

Mas antes de determinar a idade, o anilhador precisa ter conhecimento de alguns aspectos da pena. O segundo passo é conhecer, para cada espécie a estratégia e extensão de mudas e os aspectos da plumagem resultante. Embora esses dados nem sempre estejam disponíveis na literatura para todas as espécies de aves, a experiência do anilhador em campo e a posterior recuperação de indivíduos marcados da espécie a ser estudada, revelarão essas informações.

Na realidade, para as aves de regiões temperadas esse tipo de conhecimento vem sendo produzido já faz um bom tempo, enquanto que nas regiões tropicais esses estudos são mais recentes (Ryder & Wolfe 2009, Capllonch 2015, Guallar *et al.* 2016, Cueva 2018, Johnson & Wolfe 2018), havendo ainda uma imensa lacuna para as demais espécies que compõem a ornitofauna brasileira.

Reconhecendo plumagens juvenis e adultas

Para categorizar a idade de uma ave, uma das premissas que um anilhador deve atender é saber diferenciar a plumagem de um jovem de determinada espécie da de um adulto. A diferença primordial entre a plumagem de um juvenil e de um adulto consiste, basicamente, na coloração e no formato das penas (Quadro 1).

Quadro 1: Diferenças entre a plumagem de juvenis e adultos.

Característica	Juvenil	Adulto
Tamanho	Menor do que adultos (10% menor em Passeriformes e até 25% menor em Trochilidae)	Maior
Forma	Extremidade pontiaguda	Extremidade truncada
Estrutura das barbas	Menos densa	Mais densa
Raque	Fina	Grossa
Cor	Mais pigmentada, menos brilhante	Mais pigmentada, mais brilhante
Desgaste	Rápido	Lento
Descoloração	Maior	Menor

Fonte: Diego Oligecha (*comunicação pessoal*, 2015).

A plumagem dos juvenis é mais opaca (e em algumas espécies, amarronzada), ao contrário da plumagem de cores mais marcantes e vistosas dos adultos; apresentam manchas

e pontas mais claras nas penas, que são evidentes em algumas espécies (Figuras 9 a 18).



Figura 9: Jovem com penas em menor densidade e opacas (esquerda) e adulto (direita) de *Synallaxis spixii* em Florianópolis, SC. Fotos: Camile Lugarini.



Figura 10: Jovem (esquerda) e adulto (direita) de *Basileuterus culicivorus* em Florianópolis, SC. Fotos: Ariane Ferreira e Patricia Serafini.



Figura 11: Jovem (esquerda) e adulto (direita) de *Coereba flaveola* em Florianópolis, SC. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Figura 12: Jovem (esquerda) e adulto (direita) de *Turdus amaurochalinus* em Florianópolis, SC. Fotos: Ariane Ferreira.



Figura 13: Jovem (esquerda) e macho adulto (direita) de *Geothlypis aequinoctialis* em Florianópolis, SC. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Figura 14: Fêmea adulta (esquerda) e jovem (direita) de *Manacus manacus* na Reserva Biológica Guaribas, Paraíba. Foto: Camile Lugarini.



Figura 15: Jovens (esquerda e centro) e macho adulto (direita) de *Tangara cayana* na Estação Ecológica Raso da Catarina, Bahia, e na Reserva Biológica Guaribas, Paraíba. Fotos: Camile Lugarini.



Figura 16: Jovens machos de *Tachyphonus rufus* na Estação Ecológica Raso da Catarina, Bahia. Fotos: Camile Lugarini.



Figura 17: Jovem (esquerda) e macho adulto (direita) de *Zonotrichia capensis* em Florianópolis, SC. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Figura 18: Plumagem indiferenciada de macho jovem ou fêmea (esquerda) e jovem macho (direita) de *Cyanoloxia brissonii* na Estação Ecológica Raso da Catarina, Bahia. Fotos: Camile Lugarini.

Além da coloração e brilho da plumagem, pode-se observar que as extremidades das penas de juvenis são mais pontiagudas, sendo essa característica mais evidente nas retrizes (Figura 19). Em algumas espécies, os jovens apresentam as penas da cauda em formato semelhante a um "V", enquanto as de adultos tem um formato de "U". Outras, contudo, apresentam pontas das penas pontiagudas mesmo em indivíduos adultos, como é o caso dos Furnariidae, Dendrocolaptidae e Picidae. Nesse caso, o anilhador não deve considerar o formato da ponta da cauda como critério de idade.

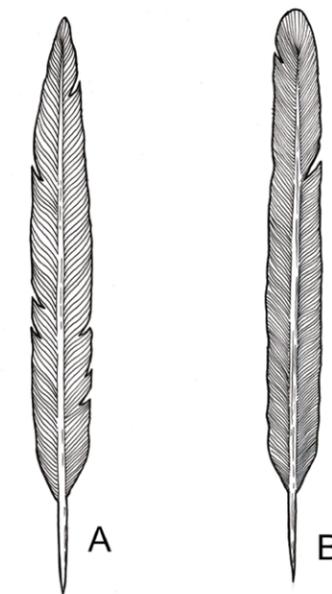


Figura 19: Detalhe da forma das penas das retrizes de um indivíduo jovem (A) e de um adulto (B). Ilustração: Cristiano Nascimento.

Linhas de crescimento e barras de falha

Se examinarmos as penas da cauda cuidadosamente, poderemos observar padrões de *linhas* claras ao longo dela, as quais são denominadas *linhas de crescimento* (Figura 20). Essas linhas são uma boa maneira para estimar o tempo gasto para cada pena crescer. Enquanto as faixas escuras representam o crescimento diurno das penas, as claras representam o crescimento noturno. No entanto, a visibilidade dessas faixas varia muito, não sendo observadas em todas as espécies de aves (Wood 1950, Howell 2010).



Figura 20: Linhas de crescimento na cauda de *Geothlypis aequinoctialis* na Estação Ecológica de Carijós, SC (esquerda) e *Thylopsis sordida* na Estação Ecológica Raso da Catarina, BA (direita). Note que as faixas estão alinhadas, indicando que as retrizes cresceram ao mesmo tempo, o que é característico de muda pré-juvenil e pode indicar que provavelmente este é um indivíduo jovem. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.

Outro fenômeno que podemos observar na cauda são as *barras de falha*, que ocorrem em determinadas circunstâncias, provavelmente em virtude de estresse nutricional (Figura 21). O crescimento das penas fica comprometido, resultando em barras com ausência de pigmentação ou com algum grau de dano na integridade estrutural da pena. Essas barras são pontos de falha onde a pena pode quebrar (Russell & Russell 2001). Esses dois fenômenos são usados como suporte e complemento para a categorização de idade.

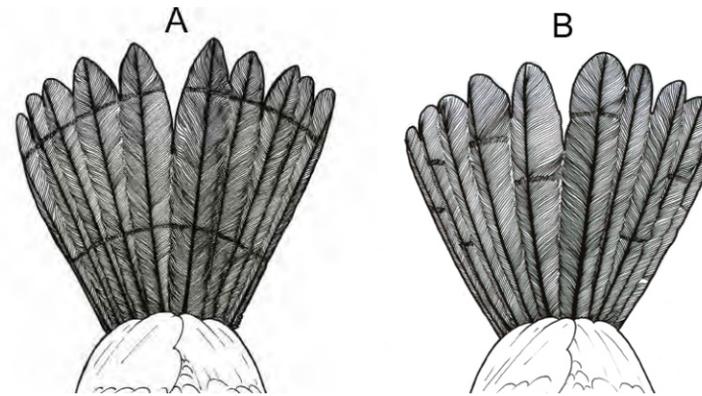


Figura 21: Barras de falha nas penas da cauda de indivíduo jovem (A) e adulto (B). Ilustração: Cristiano Nascimento.

As linhas de crescimento e as barras de falha são simétricas e alinhadas nas retrizes dos jovens, uma vez que elas crescem ao mesmo tempo, enquanto nos adultos são assimétricas e desalinhas.

Limites de muda

Grande parte dos Passeriformes neotropicais segue a Estratégia Básica Complexa, e apresentam, simultaneamente, duas gerações de penas na mesma asa ou mesmo no corpo no primeiro ciclo, uma geração de plumagem juvenil e outra de plumagem formativa. As fronteiras entre essas duas gerações são denominadas *limites de muda* (Figuras 22 a 26). Em outras palavras, *limites de muda* são as fronteiras entre as penas retidas e as substituídas, sendo resultantes de mudas pré-formativas ou pré-alternas com extensão limitada, parcial ou incompleta, visto que mudas completas não formam limites. A compreensão sobre este conceito, assim como a experiência em identificar esses limites, têm sido muito útil para o reconhecimento da idade dessas aves (Wolfe *et al.* 2010).

Quando a muda tem extensão *parcial*, os limites de muda podem ser observados entre as álulas, as coberteiras pequenas, médias e/ou grandes, assim como entre o restante das penas que cobrem o corpo. Enquanto que quando resultantes de mudas *incompletas*, os limites ocorrem entre as penas

primárias, secundárias e/ou retrizes. Podem ocorrer, ainda, somente entre as penas de contorno, ao serem resultantes de mudas *limitadas* (e.g. Trochilidae).



Figura 22: Limite de muda em *Formicivora melanogaster*. A ave sofreu muda pré-formativa parcial, substituindo parte das grandes coberteiras. Como resultado, as penas que mudaram são de plumagem formativa (F), mais escuras e com barbas e bárbulas mais densas. As penas retidas são de plumagem juvenil (J), mais pálidas e com barbas e bárbulas mais esparsas. Parque Nacional do Catimbau, Buíque, PE. Foto: Rachel Lyra-Neves.



Figura 23: Limite de muda em *Thamnophilus caeruleus*. O indivíduo fez muda pré-formativa parcial, substituindo álula nº1 (a1), carpal, e todas as grandes, médias e pequenas coberteiras (exceto as pequenas coberteiras primárias que estão com as bordas visivelmente mais amarronzadas). Como resultado dessa muda parcial, as penas substituídas são de plumagem formativa (F), mais escuras, com bordas brancas e com barbas e bárbulas mais densas. As penas juvenis (J) retidas (pequenas e grandes coberteiras primárias e álulas 2 e 3) são mais opacas e claras, com bordas amarronzadas e com barbas mais esparsas. Ilha do Arvoredo, Reserva Biológica Marinha do Arvoredo, SC. Foto: Ariane Ferreira.



Figura 24: Limite de muda em *Pitangus sulphuratus*. O indivíduo fez muda pré-formativa incompleta excêntrica, substituindo todas as terciárias e a secundária nº6 (S9-6), seis primárias externas (P5-10), as ámulas, as grandes coberteiras e a pena carpal. Como resultado dessa muda incompleta excêntrica, as penas substituídas são de plumagem formativa (F), mais escuras e com barbas e bárbulas mais densas. As penas juvenis retidas (J) compreendem as coberteiras primárias, assim como as pequenas e médias coberteiras e as primárias e secundárias de voo P1-4 e S1-5, sendo mais opacas e claras, com bordas ferrugíneas bem mais nítidas, e com barbas mais esparsas. Estação Ecológica de Carijós, SC. Foto: Camile Lugarini

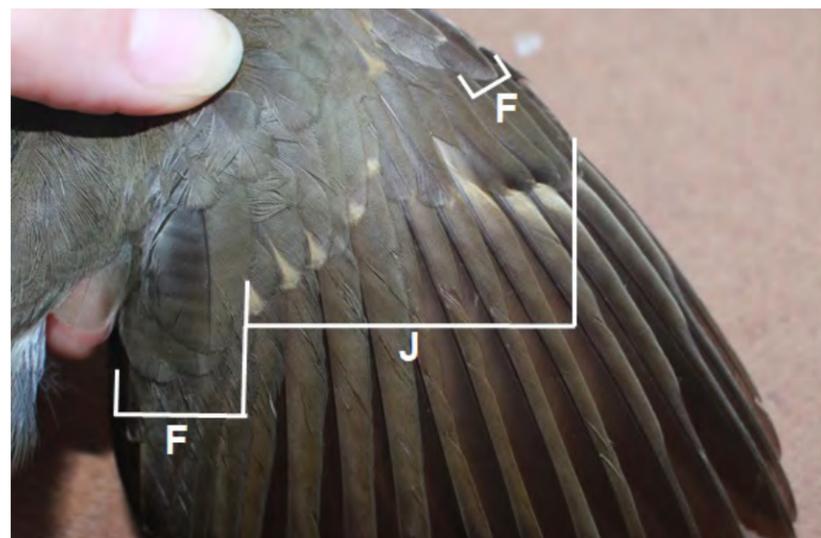


Figura 25: Limite de muda em *Turdus amaurochalinus*. O indivíduo fez muda pré-formativa parcial, substituindo todas as pequenas e médias coberteiras internas (exceto uma pequena e uma média externas), ámula nº3 (a3) e 3 grandes coberteiras internas. Como resultado dessa muda parcial, as penas substituídas são de plumagem formativa (F) são mais escuras, sem bordas ferrugíneas e com barbas e bárbulas mais densas. As penas juvenis (J) retidas (todas as coberteiras primárias, assim como seis grandes coberteiras externas, uma pequena e uma média coberteiras externas, ámulas (a1-2) e a pena carpal) são mais opacas e claras, com bordas ferrugíneas bem mais nítidas, e com barbas e bárbulas mais esparsas. Estação Ecológica de Carijós, SC. Foto: Ariane Ferreira.



Figura 26: Limite de muda em *Tachyphonus rufus*. A ave sofreu muda incompleta suprimida incluindo P1-P8. Nota-se as penas secundárias retidas (S3-5). Como resultado, as penas que mudaram são de plumagem formativa (F), pretas e as penas retidas são de plumagem juvenil (J), marrons. Estação Ecológica do Raso da Catarina, Jeremoabo, BA. Foto: Antônio Emanuel B. A. Sousa.

Sempre que uma muda apresentar extensão *completa*, não existirá limites de mudas. Alguns Dendrocolaptidae e Thraupidae, por exemplo, realizam muda pré-formativa completa, apresentando plumagem formativa de caráter muito semelhante à de um indivíduo em plumagem madura (definitiva). Isso torna o critério *limites de muda* restritivo para classificar a idade destas espécies. Portanto, nessas situações, métodos adicionais devem ser utilizados para categorizar a idade adequadamente dentro do sistema W-R-P.

A análise da plumagem (forma e desgaste das penas) e da ossificação craniana, por exemplo, são dois aspectos a serem levados em conta na determinação da idade. A ossificação é mais utilizada em Passeriformes, pois muitos não-Passeriformes não fazem ossificação completa (Johnson & Wolfe 2018). Essas características devem ser anotadas na ficha de campo para reconhecer a forma que o anilhador acessou a idade da ave, por exemplo: limites de muda, ossificação, comissura do bico, coloração dos olhos, dentre outras.

Utilizando o código W-R-P para categorizar a idade das aves

No Brasil ainda são poucos os pesquisadores que estão estudando os padrões de mudas para identificar a idade e o sexo das aves por meio do método W-R-P, pois é algo que demanda extenso trabalho de campo e muito estudo. Por isso, incentiva-se os anilhadores a coletar tais informações das aves, seguindo a terminologia, os conceitos e a padronização sugerida por Wolfe *et al.* (2010), Johnson *et al.* (2011), Pyle *et al.* (2015) e Johnson & Wolfe (2018). O livro "*Molt in Neotropical Birds*" pode ser utilizado como referência para algumas famílias e espécies de aves neotropicais (Johnson & Wolfe 2018).

Os códigos propostos por W-R-P têm três letras e categoriza a idade das aves por meio da sequência de mudas e plumagens. A idade de cada indivíduo estará associada ao ciclo de mudas ou plumagens que ele está. Essas classes etárias podem ser representadas por um código de três letras [_ _ _]. A primeira letra corresponde ao Ciclo de Muda: *First* (primeiro), *Second* (segundo), *Third* (terceiro) e *Definitive* (definitivo). A segunda é referente à presença ou não de muda: *Cycle* (ciclo), *Pre-* (mudando), *After* (após a muda). A terceira corresponde à plumagem: *Juvenil*, *Formativa*, *Auxiliar*, *Suplementar*, *Básica*, *Alternativa*.

Ou seja, a primeira letra do código indica o número do ciclo (ou ano) em que a ave está (e.g. primeiro ciclo, *first cycle* [F _ _]). A segunda se está em muda (*pré*) [_ P _] ou não (*ciclo*) [_ C _], ou também se ainda há dúvidas sobre a plumagem e apenas se sabe que o espécime já passou por uma determinada muda (depois - *after*) [_ A _]. Enquanto que a terceira se refere ao tipo de muda ou plumagem: *básica* [_ _ B], *alternativa* [_ _ A], *juvenil* [_ _ J], *formativa* [_ _ F], *suplementar* [_ _ S] ou *auxiliar* [_ _ X]. Na Tabela 2 são apresentadas as definições das posições de cada letra de acordo com o sistema W-R-P.

Quadro 2: Definições para cada posição dos códigos dentro do sistema de classificação de idade W-R-P.

1ª Posição	Definição	2ª Posição	Definição	3ª Posição	Definição
F	Primeiro ciclo	C	Ciclo (sem muda; plumagem)	J	Juvenil
S	Segundo ciclo	P	Pré (em muda)	X	Auxiliar
T	Terceiro ciclo	A	Após determinada plumagem ou muda	F	Formativa
4, 5, 6	4º, 5º, 6º			A	Alternativa
D	Definitivo			S	Suplementar
U	Desconhecido			B	Básica
				U	Desconhecida

Fonte: Johnson & Wolfe (2018). Notas: As letras representam a sigla em inglês e não foram substituídas por letras em português.

O resultado é um conjunto de códigos de idade padronizados que podem ser aplicados para qualquer espécie e em qualquer localidade do mundo (Tabela 1). Nesse sentido, apresentamos na coluna *Definição* a tradução dos termos em português, mas os códigos devem ser usados no padrão do inglês, uma vez que segue o sistema W-R-P.

Tabela 1: Códigos para determinar a idade das aves segundo o sistema W-R-P.

Código do ciclo	Definição
FCU	Primeiro ciclo e plumagem desconhecida (<i>First-cycle unknown plumage</i>)
FPJ	Muda pré-juvenil (<i>Prejuvenal molt</i>)
FCJ	Primeira plumagem juvenil (<i>First-cycle juvenal</i>)
FPX	Primeira muda pré-auxiliar (<i>First cycle auxiliary preformative molt</i>)
FCX	Primeira plumagem auxiliar (<i>First cycle auxiliary formative</i>)
FPF	Primeira muda pré-formativa (<i>Preformative molt</i>)
FCF	Primeira plumagem formativa (<i>First-cycle formative</i>)
FAJ	Primeira plumagem ou muda após juvenil (<i>After first-cycle juvenile</i>)
FPA	Primeira muda pré-alterna (<i>First prealternate molt</i>)
FCA	Primeira plumagem alterna (<i>First-cycle alternate</i>)
SPB	Segunda muda pré-básica (<i>Second prebasic molt</i>)

Código do ciclo	Definição
SCB	Segunda plumagem básica (<i>Second-cycle basic</i>)
SPA	Segunda muda pré-alterna (<i>Second prealternate molt</i>)
SCA	Segunda plumagem alterna (<i>Second-cycle alternate</i>)
SAB	Segunda muda ou plumagem após básica (<i>After second-cycle basic</i>)
DPB	Muda pré-básica definitiva (<i>Definitive prebasic molt</i>)
DCB	Plumagem básica definitiva (<i>Definitive cycle basic</i>)
DPA	Muda pré-alterna definitiva (<i>Definitive prealternate molt</i>)
DCA	Plumagem alterna definitiva (<i>Definitive cycle alternate</i>)
UPB	Muda pré-básica de ciclo desconhecido (<i>Unknown prebasic molt</i>)
UCB	Plumagem básica de ciclo desconhecido (<i>Unknown-cycle basic</i>)
UPA	Muda pré-alterna de ciclo desconhecido (<i>Unknown cycle alternate</i>)
UCA	Plumagem alterna de ciclo desconhecido (<i>Unknown cycle alternate</i>)
UPU	Muda e ciclo desconhecidos (<i>Unknown cycle, unknown molt</i>)
UCU	Plumagem e ciclo desconhecidos (<i>Unknown cycle unknown plumage</i>)

Fonte: Johnson & Wolfe (2018).

Agora podemos testar a sequência de códigos que seriam utilizados para descrever o ciclo de mudas e/ou plumagens de uma ave que tem Estratégia Básica Complexa. A sequência de códigos a serem utilizados, por exemplo, poderá ser: FPJ → FCJ → FPF → FCF → SPB → SCB → ... Ou, caso o SPB resultar em uma plumagem madura (definitiva), as opções ficarão limitadas a: FPJ → FCJ → FPF → FCF → DPB → DCB. Ou ainda, caso a muda pré-formativa seja completa: FPJ → FCJ → FPF → FAJ. Como podemos ver, os códigos W-R-P são flexíveis para classificar categorias de idade bastante específicas, de modo que cada código também pode fornecer um significado biológico. No Quadro 3 demonstramos o padrão para algumas famílias e espécies neotropicais, baseando-se em Johnson & Wolfe (2018).

Quadro 3: Estratégia, extensão de mudas de algumas famílias neotropicais e códigos W-R-P.

Famílias e Espécies	Estratégia	Extensão da FPF	Extensão da Pré-Alternativa	Extensão da Pré-Básica	Códigos
Diomedidae e <i>Sula</i> spp.	EBS	-	-	Completa	FPJ → FCJ → SPB → DCB → DPB
<i>Numenius phaeopus</i> e <i>Larus</i> spp.	EAS	-	Parcial, incompleta ou completa		FPJ → FCJ → FPA → FCA → SPB → DCB → DPA
Accipitridae e Cathartidae	EBS	-	-	Incompleta com <i>Staffelmauser</i>	FPJ → FCJ → SPB → SCB → TPB/DPB → TCB/SAB → 4PB/DPB
Columbidae e Picidae	EBC	Completa	-	Incompleta	FPJ → FCJ → FPF → FCF → SPB → SCB
Furnariidae e <i>Tachyphonus coronatus</i>	EBC	Completa			FPJ → FCJ → FPF → FAJ → UPB/DPB
Tyrannidae	EBC	Parcial a Completa			FPJ → FCJ → FPF → FCF → SPB → SCB
Pipridae	EBC	Parcial			FPJ → FCJ → FPF → FCF → SPB → SCB → DPB → DCB
<i>Lanio fulvus</i> , <i>Pachyrhamphus marginatus</i>	EAC	Completa	Parcial, incompleta ou completa		FPJ → FCJ → FPF → FAJ → UPA → UCA
<i>Pachyrhamphus minor</i> , <i>Myiarchus</i> spp.	EAC	Parcial ou incompleta	Parcial, incompleta ou completa		FPJ → FCJ → FPF → FCF → FPA → FCA → SPB → DCB → DPA → DCA → DPB

Fonte: Johnson & Wolfe (2018).

Para muitas espécies de Passeriformes neotropicais já é possível chegar a uma boa estimativa da idade da ave relacionando os ciclos de mudas com outros métodos de determinação da idade (e.g. ossificação). No entanto, os anilhadores brasileiros ainda têm um longo trabalho pela frente, pois é necessário, primeiramente, ter compreensão plena dos padrões de mudas de cada espécie, além do tempo, da sequência e da extensão da muda, para a posterior descrição e categorização do sexo e da idade dos nossos táxons. Essa nova abordagem certamente conduzirá a uma melhor qualidade dos dados obtidos e a uma maior precisão de estimativas de idade, gerando informações mais precisas, por exemplo, sobre a longevidade e o tempo geracional das espécies.

Importante lembrar/salientar que os *limites de muda* normalmente ocorrem nas rêmiges (primárias, secundárias) e coberteiras da asa, bem como nas retrizes. Portanto, sempre é recomendável fotografá-las e fazer anotações de todas essas observações em campo para possibilitar uma análise

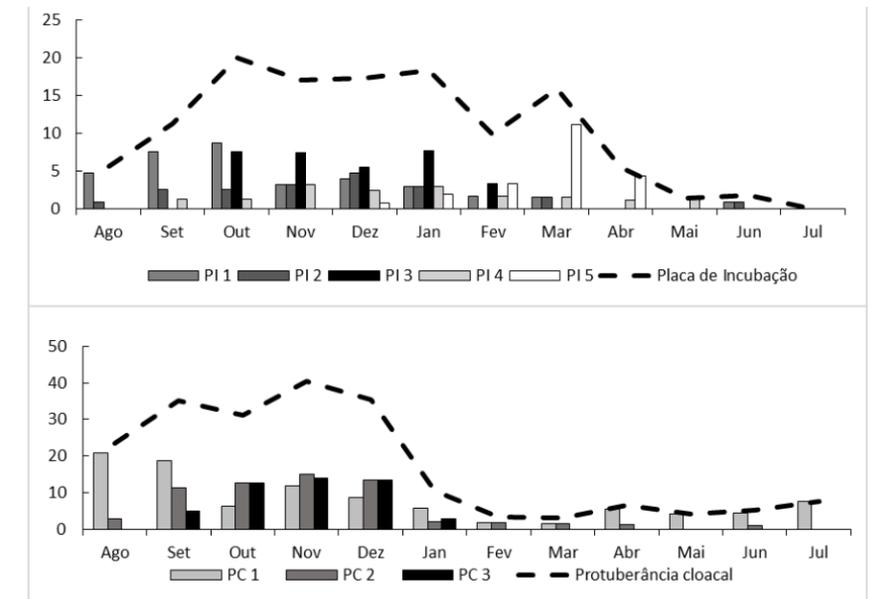
detalhada da plumagem e determinação precisa da classe etária dos indivíduos analisados.

Estudo de caso em aves de Unidades de Conservação no litoral de Santa Catarina

Apresentamos, aqui, os resultados preliminares obtidos entre 2015 e 2020 de um projeto que tem como objetivos estudar as aves terrestres em unidades de conservação (UC) do litoral do Estado de Santa Catarina, com a finalidade de reconhecer os padrões de mudas da avifauna local. Para cada espécime capturado foi empreendido esforço para identificação da idade, de acordo com o método W-R-P, com expedições periódicas na Estação Ecológica (Esec) de Carijós (27°28'32"S, 048°29'53"W) e, ocasionalmente, em outras UCs. Foram capturados 1062 indivíduos de 49 espécies na Esec de Carijós. A atividade/estação reprodutiva teve início na primavera e verão austral, sendo inferida pela presença de protuberância cloacal

em 161 indivíduos e placa de incubação em 111 indivíduos (Figura 27).

Figura 27: Gráficos demonstrando a frequência relativa de indivíduos amostrados



na Estação Ecológica de Carijós, entre agosto de 2016 e julho de 2019, com placa de incubação (PI, acima) e protuberância cloacal (PC, abaixo). A maior frequência de indivíduos com placa de incubação (20%) ocorreu entre os meses de outubro e janeiro, sugerindo que a estação reprodutiva inicia em agosto (placa "1") e finaliza até abril (placa "5"). O escore máximo ("3"), correspondente à incubação dos ovos, teve pico de outubro a janeiro. A protuberância cloacal apresentou maior frequência entre setembro e novembro, com 40% dos indivíduos apresentando escores que variaram de "1" (início do período reprodutivo) a "3" (em reprodução). Escores de acordo com Pyle *et al.* 1987. As linhas tracejadas indicam a porcentagem de indivíduos em atividade reprodutiva sem distinção de escores. Fonte: Ariane Ferreira e Camile Lugarini (*dados não publicados*).

Além da estação reprodutiva, pôde-se também observar a duração e a intensidade das mudas. Como esperado, a muda pré-básica (caracterizada pela intensa troca simétrica de penas de contorno e substituição simétrica das penas de voo) teve maior frequência no final do período reprodutivo (de janeiro a março), com um pico em fevereiro, indicando que essas aves estavam entrando em um novo ciclo de vida. Este padrão pode ser observado, devido, possivelmente à predominância de aves amostradas com Estratégia Básica Complexa (Figura 28). Os jovens realizaram muda pré-formativa um pouco antes, iniciando em dezembro com substituição das penas de contorno (alguns também substituindo as retrizes) e finalizando até abril.

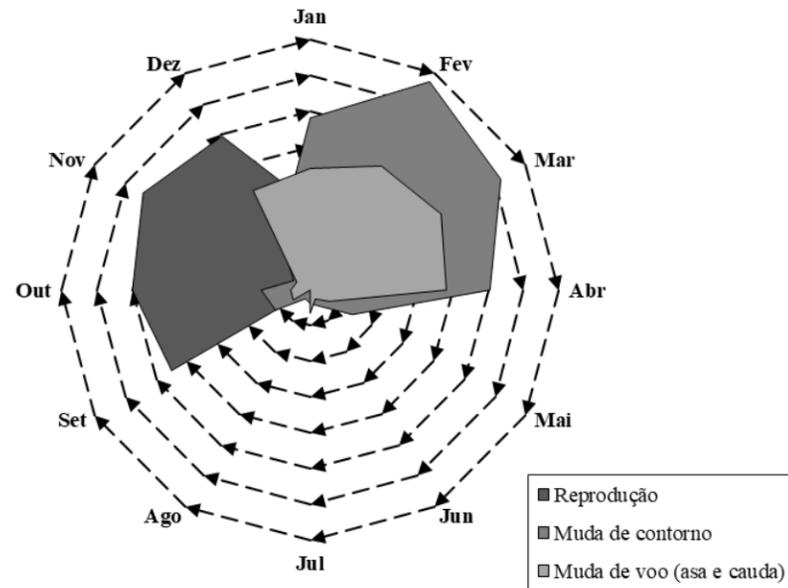


Figura 28 – Gráfico demonstrando a frequência relativa de indivíduos amostrados na Estação Ecológica de Carijós de agosto de 2016 a julho de 2019, com muda intensa nas penas de contorno (escores “2” a “4”), e simétrica nas retrizes e rêmiges. Observe que as mudas pré-básicas correspondem a um ciclo, e que um ciclo dura aproximadamente um ano. Além disso, as mudas pré-básicas, reconhecidas aqui pela substituição completa das penas de voo e corpo, sempre ocorrem após a estação reprodutiva. Escores de acordo com Pyle et al. 1987. Fonte: Ariane Ferreira e Camile Lugarini (dados não publicados).

Com o objetivo de identificar a idade e o sexo das aves monitoradas, alguns padrões de mudas podem ser sugeridos. Até o momento, 1438 indivíduos foram amostrados em quatro diferentes UCs (Estação Ecológica de Carijós, Reserva Biológica Marinha do Arvoredo, Parque Estadual do Rio Vermelho e Parque Estadual da Serra do Tabuleiro). Do total, foram classificadas a idade pelo método W-R-P: FPJ, FCJ, FPF, FCF, FPA, FCA, FPU e FCU em 25,8% (N=372) correspondente a aves em primeiro ciclo de vida; FAJ em 17,8%, (N=255), correspondente a aves sem a possibilidade de descrever a idade, exceto pela evidência de não ser uma plumagem juvenil; SPB, SCB, SPU, SCU, TPB, TCB, TPU, TCU, 4PB, 4CB, 4PU, 4CU, DPB, DCB, DPU, DCU, DUB e DUU em 39,9% (N=574), correspondente a aves com mais de um ano de idade e geralmente já considerados com plumagem madura; UPU e UCU em 16,4% (N=237) correspondente a ciclo, muda e/ou plumagem desconhecidos.

Para classificar a idade de cada indivíduo corretamente, foi necessário reconhecer a estratégia e extensão de muda de cada espécie amostrada. No Quadro 4 e nas Figuras 29 a 32

apresentamos a estratégia e a extensão de muda de 23 espécies amostradas nas quatro UCs de Santa Catarina.

Quadro 4: Estratégias e extensões de mudas descritas em espécies de aves da Mata Atlântica, sul do Brasil, Santa Catarina.

Família	Espécie	Estratégia de muda	Extensões da muda
Columbidae	<i>Columbina talpacoti</i> (N=51)	EBC	FPF e DPB incompleta e/ou completa
Trochilidae	<i>Thalurania glaucopis</i> (N=14)	EBC	FPF completa
	<i>Amazilia fimbriata</i> (N=129)	EBC	FPF completa
Picidae	<i>Picumnus temminckii</i> (N=23)	EBC	FPF parcial
Thamnophilidae	<i>Thamnophilus caerulescens</i> (N=5)	EBC	FPF parcial
Furnariidae	<i>Synallaxis spixi</i> (N=15)	EBC	FPF parcial
Tyrannidae	<i>Elaenia obscura</i> (N=115)	EBC, EAC (?*)	FPF parcial e incompleta
	<i>Myiarchus ferox</i> (N=23)	EBC	FPF parcial
	<i>Pitangus sulphuratus</i> (N=25)	EBC, EAC (?*)	FPF parcial e incompleta
Vireonidae	<i>Myiophobus fasciatus</i> (N=18)	EBC	FPF parcial
	<i>Cyclarhis gujanensis</i> (N=2)	EBC	FPF completa
Troglodytidae	<i>Troglodytes musculus</i> (N=44)	EBC	FPF parcial
Turdidae	<i>Turdus amaurochalinus</i> (N=201)	EBC	FPF parcial
	<i>Turdus albicollis</i> (N=35)	EBC	FPF parcial
Passerellidae	<i>Zonotrichia capensis</i> (N=80)	EBC, EAC (?*)	FPF parcial
Parulidae	<i>Setophaga pitiayumi</i> (N=15)	EBC	FPF parcial
	<i>Geothlypis aequinoctialis</i> (N=234)	EBC, EAC (?*)	FPF parcial
Thraupidae	<i>Basileuterus culicivorus</i> (N=27)	EBC	FPF parcial
	<i>Tangara sayaca</i> (N=9)	EBC	FPF completa
	<i>Tachyphonus coronatus</i> (N=46)	EBC	FPF completa
	<i>Ramphocelus bresilius</i> (N=2)	EBC	FPF completa
	<i>Coereba flaveola</i> (N=51)	EBC	FPF completa
	<i>Saltator similis</i> (N=11)	EBC	FPF parcial

Nota: Considera-se que podem apresentar muda pré-alterna parcial ou limitada no caso de *G. aequinoctialis*. Fonte: Ariane Ferreira e Camile Lugarini (dados não publicados)

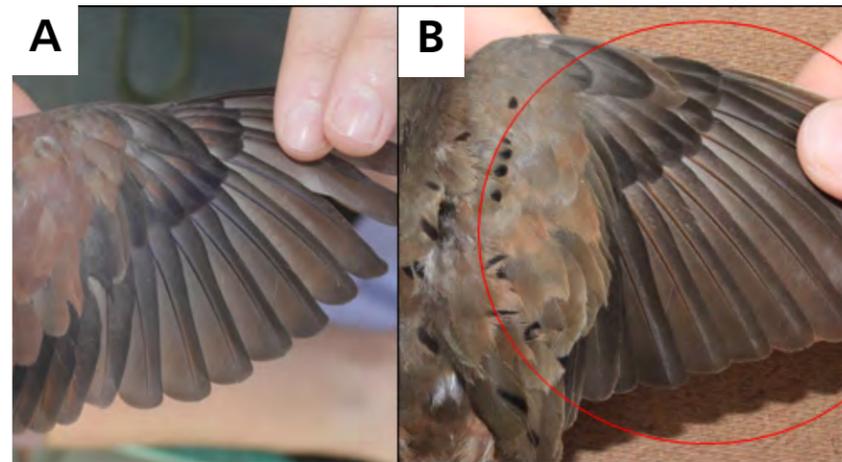


Figura 29 – Columbidae apresenta EBC com FPF e DPB completa e/ou incompleta. Asa de *Columbina talpacoti* com FPF completa (A) e incompleta excêntrica (B), com retenção da álula (a3) e primárias de voo (P2-6, P9). Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Figura 30 - Na estação reprodutiva, machos adultos de *Turdus amaurochalinus* apresentam bico de cor amarelo intenso (C), enquanto que em machos e fêmeas imaturos, e fêmeas adultas, a coloração é menos intensa (B); e em período não-reprodutivo a coloração é marrom (A). A plumagem de ninho (FCJ) na espécie é caracterizada pela coloração ferrugínea nas penas das asas e corpo (D e E), além de comissura labial (D). Na FCF as rêmiges apresentam duas gerações de penas (F), que não são observadas em indivíduos em DCB (G), pois a FPF é parcial. Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.

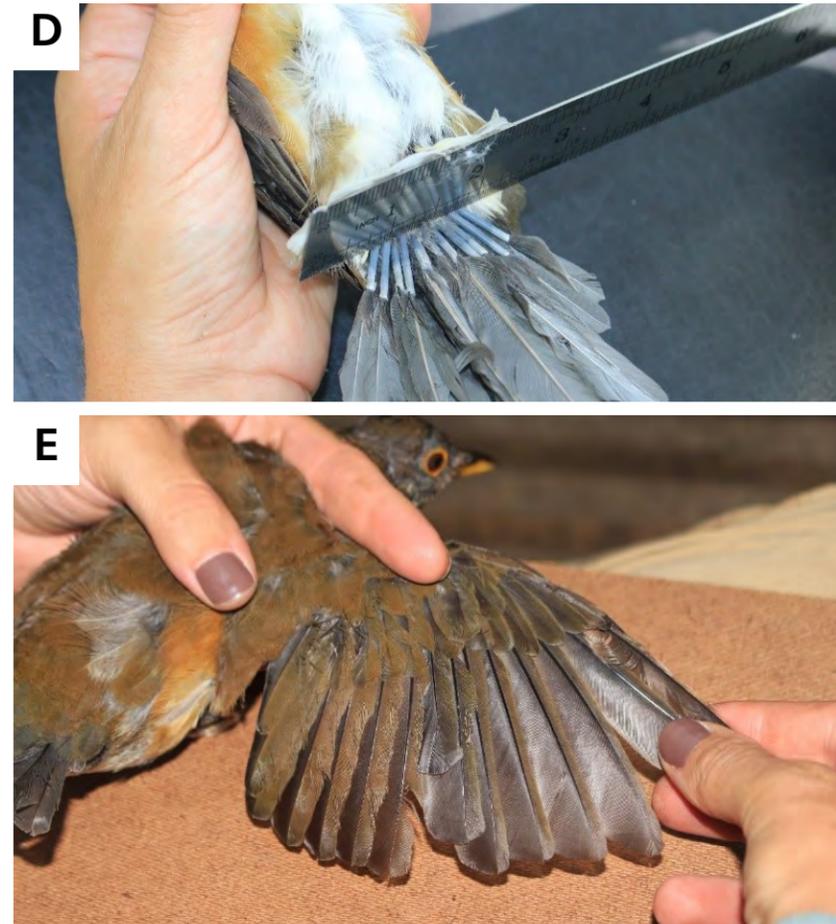
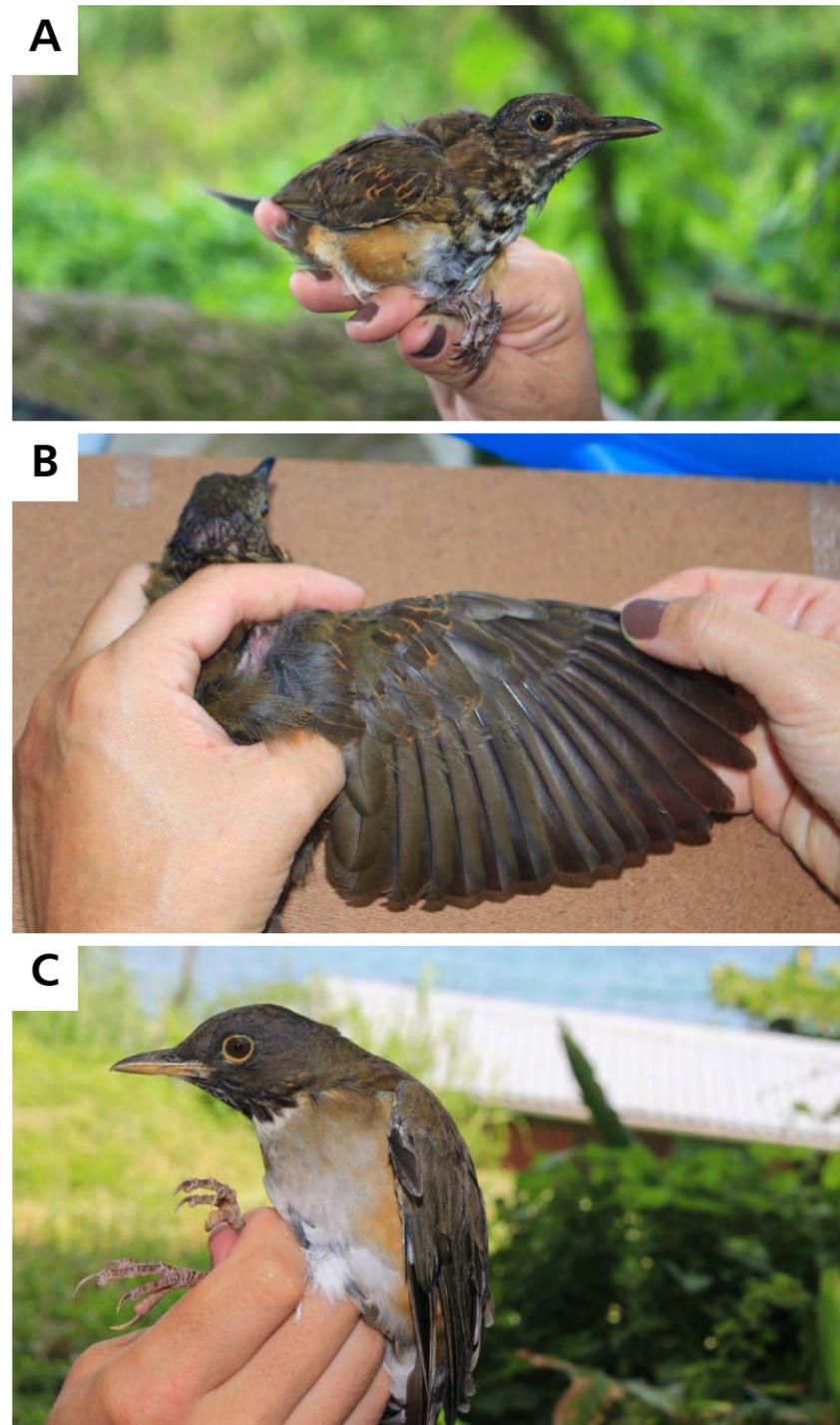


Figura 31 - *Turdus albicollis* em FCI com coloração ferrugínea nas penas das asas e corpo (A), além de comissura labial amarelada (A). Na FCF, as rémiges apresentam duas gerações de penas decorrentes de uma FPF parcial (B), que não é observada em indivíduos DCB, pois a partir da segunda muda pré-básica, que é completa e envolve a substituição de todas as penas de corpo e voo, a plumagem destes indivíduos já se torna madura, e é portanto classificada como definitiva (C, D e E). Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Figura 32 - FPF em *Tachyphonus coronatus* caracterizada pela substituição completa e sequencial das penas de contorno e voo. Após FPF não é possível diferenciar indivíduos que estão em FCF de indivíduos em DCB, sendo, portanto, codificados como FAJ. Os machos trocam todas as suas penas de cor marrom (juvenil) para preta na FPF (C, D, E e F), enquanto fêmeas permanecem com a mesma coloração (marrom) em todos os ciclos (A e B). Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.



Os resultados apresentados nesse estudo de caso ainda representam uma pequena parcela dos táxons avifaunísticos existentes no sul do Brasil. Portanto, destaca-se a importância de incentivar anilhadores a utilizar o método W-R-P para identificar as classes etárias e o sexo das aves nos diferentes domínios brasileiros. A carência de informações sobre padrões de mudas ainda é um desafio que deve ser enfrentado para as aves neotropicais, mas esperamos poder contribuir e encorajar os anilhadores.

Referências

- Andrade, P. G. B.; Moreno, D. J. M.; Melo, M. A.; Ribeiro, B. C.; Piratelli, A. J. 2018. Bird molting and breeding in an area undergoing re-vegetation in the Atlantic Forest of Southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Ornitologia** 26: 141–148.
- Araújo, H. F. P. 2009. **Amostragem, estimativa de riqueza de espécies e variação temporal na diversidade, dieta e reprodução de aves em área de caatinga, Brasil**. Tese de Doutorado. João Pessoa: Universidade Federal da Paraíba.
- Araújo, H., A. Vieira Filho; M. R. V. Barbosa, J. A. Diniz-Filho & J. M. C. Silva. 2017. Passerine phenology in the largest tropical dry forest of South America: effects of climate and resource availability. **Emu** 117: 78-91.
- Becher, W. J. 1953. A phylogeny of the oscines. **The Auk** 70: 270-333.
- Burt, E. H. & J. M. Ichida. 1999. Occurrence of feather-degrading bacilli in the plumage of birds. **The Auk** 116: 364-372.
- Capllonch, P. 2015. Estrategias de muda en tres especies de zorzales de Argentina. **Hornero** 30(2): 63-68.
- Cueva, D. 2018. Molt strategy and aging of Rufous-collared Sparrow (*Zonotrichia capensis*) in Bogotá, Colombia. **Zoology** 40(1): 18-26.
- Cullen, S. A.; J. R. Jehl & G. L. Nuechterlein. 1999. Eared Grebe (*Podiceps nigricollis*). Version 2.0 In: A. Poole & F. Gill. (Eds.) **The Birds of North America**. Cornell Lab of Ornithology. Ithaca, NY, USA. Disponível em <<https://doi.org/10.2173/bna.433>> Acesso em: [19/02/2020].
- Dwight, J. 1902. Plumage-cycles and the relation between plumages and moults. **The Auk** 19: 248-255.
- Ginn, H. B. & D. S. Melville. 1983. **Moult in Birds**. BTO Guide N° 19. Hertfordshire: The British Trust for Ornithology. 112p.
- Guallar, S.X. & Sánchez, A.R., Hernández, R.R. & Pyle, P. 2016. Molt strategies of ten neotropical forest passerine species. **The Wilson Ornithological Society**. 128(3): 543-555
- Howell, S. N. G. 2003a. All you ever wanted to know about molt but were afraid to ask. Part I: The variety of molt strategies. **Birding** 35(5): 490-496.
- Howell, S. N. G. 2003b. All you ever wanted to know about molt but were afraid to ask. Part II: Finding Order Amid the Chaos. **Birding** 35(5): 640-650.
- Howell, S. N. G.; C. Corben; P. Pyle & D. I. Rogers. 2003. The first basic problem: a review of moult and plumage homologies. **The Condor** 105: 635-653.
- Howell, S. N. G. 2010. **Molt in North American Birds**. Boston: Houghton Mifflin Harcourt.
- Humphrey, P. S. & K. C. Parkes. 1959. An approach to the study of molts and plumages. **The Auk** 76: 1-31.
- Johnson, E. I.; J. D. Wolfe; T. B. Ryder & P. Pyle. 2011. Modifications to a molt-based ageing system proposed by Wolfe *et al.* (2010). **Journal of Field Ornithology** 82(4): 422- 424.
- Johnson, E. I., P. C. Stouffer & R. O. Bierregaard Jr. 2012. The phenology of molting, breeding and their overlap in central Amazonian birds. **Journal of Avian Biology** 43: 141–154.
- Johnson, E.I & Wolfe, J.D. 2018. **Molt in Neotropical birds: Life history and aging criteria**: CRC Press.
- Klicka, J.; K. P. Johnson & S. M. Lanyon. 2000. New world nine-primaried oscine relationships: constructing a mitochondrial DNA framework. **The Auk** 117(2): 321-336.
- Las-Casas, F.M.G. 2014. **Dinâmica temporal de beija-flores (Aves: Trochilidae) em uma área de Caatinga no semiárido de Pernambuco, Brasil**. Tese de Doutorado. São Carlos: Universidade Federal de São Carlos.
- Mallet-Rodrigues, F. 2000. A muda das aves. **Atualidades Ornitológicas** 96: 1-13.
- Marchant, S. & P. J. Higgins (Eds.). 1990. **Handbook of Australian, New Zealand, and Antarctic Birds. Vol. 1**. Melbourne: Oxford University Press.
- Marini, M. Â. & R. Durães. 2001. Annual patterns of molt and reproductive activity of passerines in south-central Brazil. **The Condor** 103: 767–775.
- Piratelli, A. J., M. A. C. Siqueira & L. O. Marcondes-Machado. 2000. Reprodução e muda de penas em aves de sub-bosque na região leste de Mato Grosso do Sul. **Ararajuba** 8: 99–107.
- Piratelli, A. J. 2012. Molt-reproduction overlap in birds of Cerrado and Atlantic Forest, Brazil. **Ornitologia Neotropical** 23: 139-150.
- Poulin, B.; G. Lefebvre & R. McNeil. 1992. Tropical avian phenology in relation to abundance and exploitation of food resources. **Ecology** 73: 2295–2309.
- Pyle, P.; Howell, S.N.G.; Yunick, R.P.; DeSante, D.F. 1987. **Identification guide to North American passerines**. Bolinas, CA: Slate Creek Press, P.O. Box.
- Pyle, P. 1997. **Identification Guide to North American Birds. Part 1**. Bolinas: Slate Creek Press.
- Pyle, P. 2007. Revision of molt and plumage terminology in ptarmigan (Phasianidae: *Lagopus* spp.) based on evolutionary considerations. **The Auk** 124(2): 508-514.
- Pyle, P. 2008. **Identification guide to North American birds, Part II**. Bolinas, CA, Slate Creek Press.
- Pyle, P. 2013. Evolutionary implications of synapomorphic wing-molt sequences among falcons (Falconidae) and parrots (Psittaciformes). **The Condor** 115: 593-602.

- Pyle, P., A. Engilis & D. A. Kelt. 2015. **Manual for aging and sexing birds of Bosque Fray Jorge National Park and Northcentral Chile, with notes on range and breeding seasonality**. Special Publication of the Occasional Papers of the Museum of Natural Science. Baton Rouge: Louisiana State University. 155 p. Disponível em: <<http://www.museum.lsu.edu/occpap.html>>. Acesso em: [26/04/2020].
- Repenning, M. & C. S. Fontana. 2011. Seasonality of breeding, moult and fat deposition of birds in subtropical lowlands of southern Brazil. **Emu** 111: 268–280.
- Russell, S. M. & O. Russell. 2001. **The North American banders' manual for banding hummingbirds**. Arizona: North American Banding Council. 45p.
- Ryder, T. B. & J. R. Wolfe. 2009. The current state of knowledge on molt and plumage sequences in selected neotropical bird families: a review. **Ornitologia Neotropical** 20: 1-18.
- Serra, L. 2001. Duration of primary moult affects primary quality in Grey Plovers *Pluvialis squatarola*. **Journal of Avian Biology** 32: 377-380.
- Sick, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira.
- Sigrist, T. 2006. **Aves do Brasil: Uma Visão Artística**. São Paulo: Editora Avis Brasilis.
- Silveira, M. B. & M. A. Marini. 2012. Timing, duration, and intensity of molt in birds of a Neotropical savanna in Brazil. **The Condor** 114: 435–448.
- Snow, D. W. 1976. The relationship between climate and animal cycles in the Cotingidae. **Ibis** 118: 366-401.
- Stresemann, E. 1963. Variations in the number of primaries. **The Condor** 65(6): 449-459.
- Stresemann, E. & v. Stresemann. 1966. Die Mauser der Vögel. **Journal für Ornithologie** 107: 357-375.
- Thompson, C. W. & M. Leu. 1994. Determining homology of molts and plumages to address evolutionary questions: a rejoinder regarding emberizid finches. **The Condor** 96: 769-782.
- Tickell, W. L. N. 2000. **Albatrosses**. New Haven: Yale University Press.
- Tordoff, H. B. 1954. Relationships in the new world nine-primaried oscines. **The Auk** 71(3): 273-284.
- Williamson, F. S. L. 1956. The molt and testis cycles of the Anna Hummingbird. **The Condor** 58: 342-356.
- Wolfe, J. D., T. B. Ryder & P. Pyle. 2010. Using molt cycles to categorize the age of tropical birds: an integrative new system. **Journal of Field Ornithology** 8: 186-194.
- Wolfe, J. D.; E. I. Johnson & R. S. Terrill. 2014. Searching for consensus in molt terminology 11 years after Howell et al.'s "first basic problem". **The Auk** 131(3): 371-377.
- Wood, H. B. 1950. Growth bars in Feathers. **Auk**: 67(4): 486-491.

Recomendações para captura, anilhamento e processamento de beija-flores

Flor Maria Guedes Las-Casas¹

1- Universidade Estadual do Maranhão
Centro de Estudos Superiores de Zé Doca
Rua Rio Branco, s/n
65.365-000 Zé Doca, MA
E-mail: flormarialc@hotmail.com

Introdução

Os beija-flores são aves encontradas exclusivamente no Novo Mundo, pertencentes à Família Trochilidae, a segunda mais diversa. (Schuchmann 1999). Das 349 espécies descritas, 84 espécies ocorrem no Brasil, sendo 16 espécies endêmicas (Piacentini *et al.* 2015, Winkler *et al.* 2020).

Alcançaram a máxima especialização para visitar e polinizar flores (Stiles 1981). O néctar das flores é o seu principal alimento, no entanto, complementem a sua nutrição com pequenos artrópodes, como aranhas ou insetos dos quais obtêm uma importante fonte de proteína (Stiles 1995, Las-Casas *et al.* 2012).

São aves pequenas (a maioria pesa em torno de 3 gramas); de bico delgado e pontiagudo, geralmente longo, em algumas espécies é curvado; as asas são longas e estreitas; patas curtas com pés pequenos e delicados; extremamente ágeis e com um metabolismo bastante acelerado (Sick 1997, Winkler *et al.* 2020).

Questões relacionadas à estrutura e organização das assembleias de beija-flores em diferentes comunidades, assim como sobre a sua ecologia de forrageamento, vêm sendo

estudados desde a década de 50 (Stiles 1995). No entanto, são poucos os estudos relacionados aos padrões de plumagem, estratégias de muda, categorização de idade e história de vida das espécies de beija-flores.

Ortiz-Crespo (1972) cria um novo método (a observação do padrão de estrias ao longo do bico) para separar beija-flores imaturos de adultos. Stiles (1972) apresenta um método para identificação e determinação da idade e do sexo de três taxa de beija-flores (*Selasphorus rufus*, *Selasphorus sasin*, *S. s. sedenterius*).

Stiles (1980, 1985) descrevem o ciclo anual de várias espécies na Costa Rica. Estudos comparativos sobre muda foram realizados por Ruschi (1962) em espécies brasileiras e Wagner (1955) em espécies do México. Stiles & Wolf (1974) apresentam um estudo detalhado sobre o período de ocorrência da muda em uma única espécie.

No Brasil, Rodrigues & Rodrigues (2011) descrevem os padrões de plumagem de jovens e detalhes do período de reprodução do beija-flor-de-gravata-verde (*Augastes scutatus*). A maioria dos estudos sobre a muda nas aves residentes esteve focado na descrição da distribuição temporal da ocorrência da muda e das suas relações com outras atividades importantes ao longo do ciclo anual (Piratelli *et al.* 2000, Marini & Durães 2001, Araújo 2009, Las-Casas 2014). O trabalho mais recente é o de Johnson & Wolfe (2017) que aplicam padrões e sequências conhecidas de muda para desenvolver os critérios de idade e sexo de aves, incluindo 10 espécies de beija-flores, na Amazônia central.

O anilhamento de beija-flores é uma ferramenta muito importante para a obtenção de conhecimento sobre a história natural das espécies. Além de trazer informações detalhadas sobre as estratégias de muda e os padrões de plumagem, entender e conhecer a extensão e a sequência de mudas de uma determinada espécie é um ponto crítico para a mais acurada classificação da idade de uma ave. A muda é uma fase crítica da história natural das aves, e conhecer a sua ecologia ajuda

a elucidar questões relacionadas à estrutura de populações e tendências demográficas (Wolfe *et al.* 2009).

O principal objetivo deste capítulo é fornecer informações básicas para que os beija-flores sejam anilhados com segurança.

O anilhador que pretende anilhar beija-flores deve ser uma pessoa experiente na técnica de anilhamento, uma vez que são necessários certos cuidados no manuseio desse grupo.

Os beija-flores, assim como fêmeas de outras espécies em atividade reprodutiva (especialmente com evidências de placa de incubação) e animais estressados, devem ter prioridade de processamento em uma estação de anilhamento.

As informações aqui apresentadas foram baseadas, principalmente no Manual Norte-Americano de Anilhamento de Beija-flores – *North American Banders' Manual for Banding Hummingbirds* (Russell & Russell 2001) e da experiência da autora.

Capturando beija-flores

Considerações gerais e principais métodos

A captura de beija-flores ou de qualquer ave, bem como a utilização de redes de neblina ou qualquer outro tipo de armadilha com propósitos científicos e de monitoramento, dependem de autorização prévia dos órgãos ambientais competentes. Para o anilhamento, é necessário obter a Autorização de Anilhamento junto ao Sistema Nacional de Anilhamento (SNA), coordenado pelo Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE).

Na estação de anilhamento, os beija-flores devem ser identificados, além de serem definidos o sexo e a idade, sempre que possível. O tempo entre a captura dos espécimes e o seu processamento não deve ultrapassar 30 minutos.

O anilhador deve determinar o número de indivíduos capturados que é capaz de anilhar e processar com segurança nesse intervalo de tempo.

As redes devem ser revisadas a cada 30 minutos. Em condições climáticas desfavoráveis, tais como muito calor, vento e chuva, as redes devem ser revisadas a cada 10-15 minutos, ou serem fechadas.

Use a forma de contenção apropriada. Tenha sempre disponível água com açúcar comum (*sugar cane*), na proporção de três a quatro copos de água para um de açúcar. Troque diariamente a solução (The Hummingbird Society 2020).

As duas principais ferramentas utilizadas para a captura de beija-flores são armadilhas de contenção com bebedouros ou redes de neblina.

O método mais comum é o uso de redes de neblina, sendo a malha sugerida para estudos específicos com beija-flores a de 24 mm. A malha de 36 mm também captura, mas corre-se o risco, dependendo do tamanho do beija-flor, do animal atravessar a malha e escapar.

Remoção da rede e contenção

Os beija-flores, assim como outras aves, não devem ser removidos da rede por pessoa não treinada, uma vez que a remoção de aves exige técnica e experiência.

A remoção de beija-flores é consideravelmente mais fácil se comparada a outras aves, contudo também exige habilidades e qualidades do anilhador, tais como técnica, prática, destreza e agilidade.

Assim como para outras aves, primeiramente precisamos determinar em qual lado da rede o beija-flor caiu. Existem dois principais métodos de remoção de aves de redes de neblina: o método em que retiramos primeiro as patas, em

inglês *Feet-first method*, e o método de agarrar o corpo, o *Body-grasp method*. Os beija-flores não costumam ficar enrolados na rede. Na maioria dos casos, apenas uma pequena porção da rede fica presa ao corpo do beija-flor, geralmente na cabeça e no pescoço. Gentilmente agarre o espécime através da contenção com a ponta dos dedos (Figura 1), procedimento conhecido em inglês como *Finger-tip Hold*. "Abraçe" com uma das mãos o corpo do beija-flor, com o polegar e o dedo médio, um de cada lado do corpo, e o dedo indicador posicionado no dorso, perto da cabeça. Vá soltando as malhas na cabeça e trazendo o corpo do beija-flor na sua direção com a outra mão.

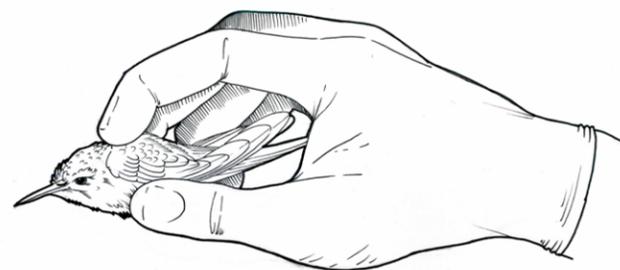


Figura 1: A contenção *Finger-tip Hold* para a remoção de um beija-flor. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento

A contenção do anilhador, em inglês *bander's grip*, é a forma básica e principal de manuseio para a maioria das aves. Cuidadosamente agarre o corpo da ave na palma da sua mão com a parte ventral da ave voltada para fora da mão e a região dorsal encostada na mão (Figura 2). A cabeça deve passar entre o dedo indicador e o dedo médio, com os dedos gentilmente fechando o corpo. Essa forma de contenção permite ao anilhador manusear com segurança e firmeza a ave para executar todas as medidas e coleta de dados necessários (Russell & Russell 2001).

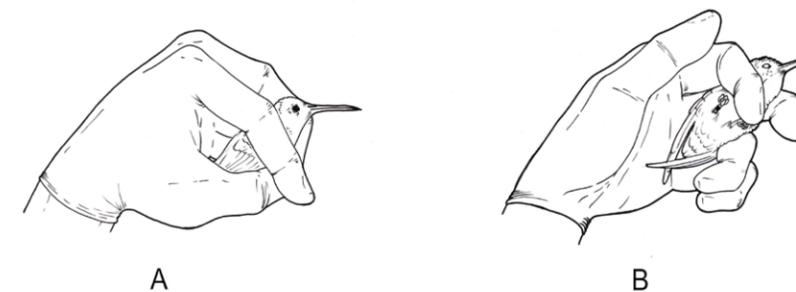


Figura 2: A forma adequada da contenção do anilhador - "*bänder's grip*" (A) visto acima da mão, e (B) com a mão aberta, mostrando a região ventral. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

Não segure o beija-flor pelo bico e não o contenha como borboletas (com as asas voltadas para trás), nem segurando as patas ou as pernas.

Os sacos de contenção devem ser menores para os beija-flores. Caso não se tenha sacos pequenos à disposição, dobre os sacos maiores. O que se deseja aqui é ajustar o tamanho do saco ao tamanho do animal capturado de modo a não o deixar com muito espaço para ficar voando estressado dentro do saco de contenção.

O anilhamento dos beija-flores

As anilhas utilizadas para beija-flores no Brasil são denominadas de A. Essas anilhas são fornecidas gratuitamente pelo CEMAVE. Ao contrário das anilhas utilizadas em Passeriformes e na maioria dos não-Passeriformes, as anilhas de beija-flores são feitas em placas de alumínio e devem ser cortadas e moldadas pelo anilhador.

Para cortar as anilhas utilize tesouras retas de cortar papel de boa qualidade e, preferencialmente, de ponta fina (Figura 3). Quando cortamos as anilhas algumas superfícies laterais das mesmas ficam com pontas ou saliências. Essas extremidades devem ficar lisas e, para isso, passe uma lixa na lateral das anilhas para suavizar a superfície. Podem ser usadas tanto lixas de unha quanto lixas de parede, encontradas em qualquer loja de material de construção.

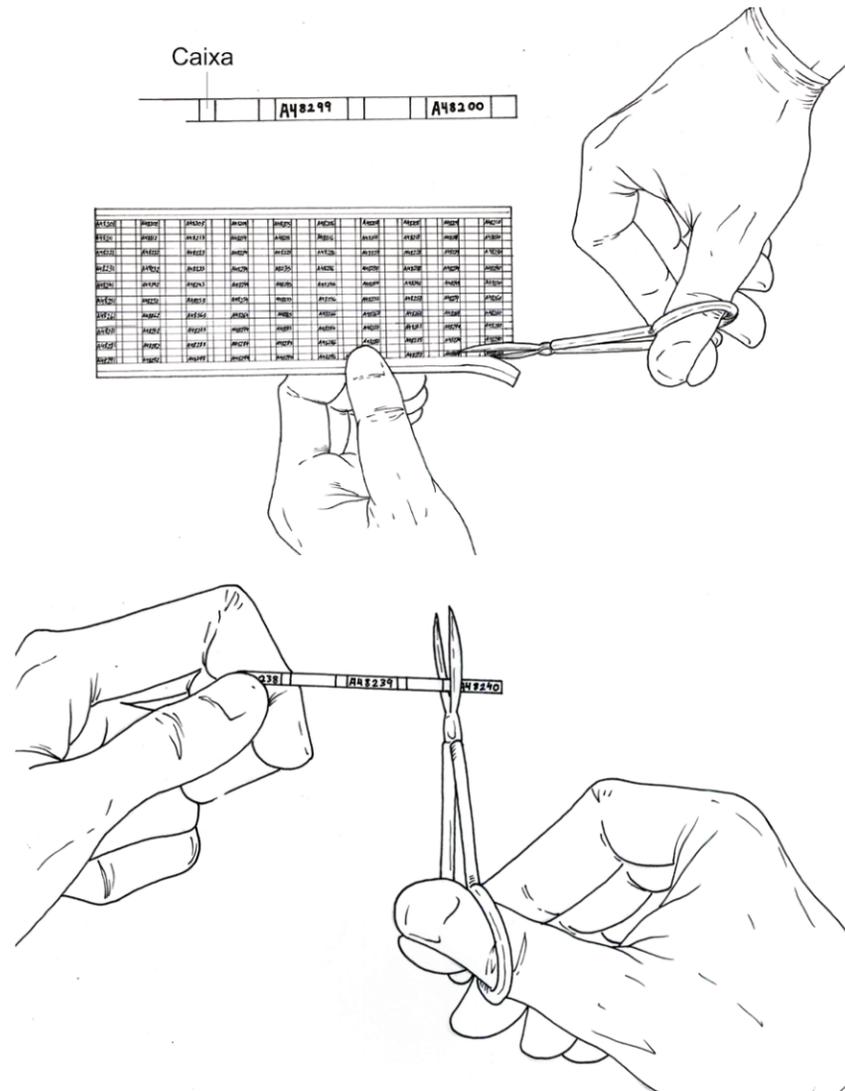


Figura 3: Cortando cartela de anilhas A com uma tesoura. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

Corte as anilhas individualmente, conforme o tamanho necessário para cada espécie. No Manual de Anilhamento do Conselho Norte-Americano de Anilhadores já existem os tamanhos determinados para cada espécie. No Brasil, ainda não dispomos dessas informações, então sugerimos que os anilhadores tirem a medida de diâmetro do tarso de cada indivíduo capturado e registrem o tamanho (circunferência) da anilha utilizada. Sugestão de tamanhos são apresentadas na Tabela 1.

Tabela 1: Sugestões de tamanhos de anilha A.

Tamanho	Circunferência	Tipo de corte
Extra Pequeno	5,4 mm	cortar nas linhas próximas das anilhas
Pequeno	5,6 mm	deixar metade de uma "caixa" na anilha
Médio	6,0 mm	deixar uma "caixa" na anilha
Grande	6,8 mm	deixar duas "caixas" na anilha
Extra grande	7,9 mm	para beija-flores maiores, o corte pode ser feito

Esses tamanhos são aproximados e podem variar individualmente. Recomenda-se que o anilhador informe o diâmetro do tarso e a circunferência da anilha utilizada para cada espécie no relatório de anilhamento. Sempre confira se a anilha não ficou apertada demais ou muito folgada, de modo que possa descer para os pés enquanto eles estão estendidos. Se for necessário, remova a anilha e molde novamente até o tamanho adequado ou troque por uma maior, se for o caso. As diferentes opções de corte da anilha A podem ser visualizadas na Figura 4.

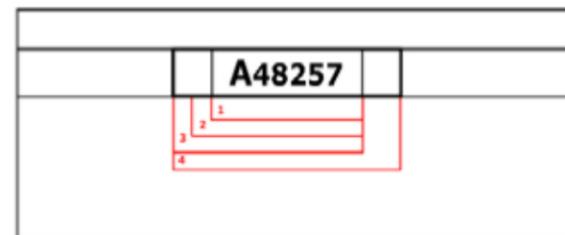


Figura 4: Os diferentes tamanhos das anilhas de beija-flores, em vermelho: 1) extrapequeno; 2) pequeno; 3) médio; e 4) grande. Obs.: o espaço vazio, nas laterais da anilha, que permite ajustar seu tamanho, é denominado "caixa". Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento

Sugerimos que o anilhador deixe as anilhas previamente preparadas e moldadas. Para isso, corte no maior tamanho (grande/extragrande) e, conforme for usando, vá cortando e moldando a anilha. Use um alicate apropriado para beija-flores. Uma agulha de crochê também pode ajudar a fazer o molde circular.

Não anilhe um beija-flor (ou qualquer outra ave) caso não saiba a correta identificação. O anilhador deve estar familiarizado o suficiente com a avifauna local para determinar a espécie, a idade e o sexo rapidamente. Se uma ave capturada não for prontamente identificada, o anilhador deve ter disponíveis fontes de informação que auxiliem na identificação, tais como guias de campo e chaves de identificação (e.g. Erize *et al.* 2006, Grantsau 1988). Caso haja dificuldade em reconhecer a espécie, deixe o espécime no saco de contenção para diminuir o estresse. Não ultrapasse 10 minutos para identificação e processamento.

O anilhamento é um momento que requer tranquilidade, silêncio e concentração. Como regra geral, deve ser feito em uma mesa, com o anilhador sentado, havendo boa iluminação e com todas as ferramentas disponíveis.

Coleta de dados

Todos os anilhadores devem coletar seus dados de acordo com técnicas padrão e similares. Apenas dados padronizados são passíveis de comparação. As chaves de identificação, por exemplo, são baseadas em medidas padronizadas.

As medidas devem ser tomadas usando uma régua ou um paquímetro. A ave deve ser retirada do saco de contenção e contida por meio da Contenção do Anilhador.

Meça com cautela, pois até mesmo anilhadores experientes podem não obter a mesma medida quando estão medindo algum traço por múltiplas vezes. Seja criterioso ao tomar medidas. Dê preferência ao mesmo anilhador para tomar as medidas, ou determinada medida.

As variáveis morfométricas mais utilizadas nos estudos com beija-flores são a massa corpórea, o comprimento total do bico ou cúlmen total, o comprimento da asa e o comprimento da cauda. Mas o que medir vai depender do objetivo do projeto de pesquisa.

Morfometria

Asa

Essa medida é feita a partir do encontro da asa estendida sobre a régua até a ponta da maior primária (p9 e 10). Segure a ave na posição da Contenção do Anilhador (Figura 5). Não achate a asa contra a régua. Essa medida também pode ser feita com um paquímetro, os digitais são uma boa opção. O ideal é que durante um estudo sempre se mantenha as medições com a mesma ferramenta e a mesma precisão. Normalmente, entre os anilhadores, opta-se pela medida da asa direita. Se as penas p9 e10 estiverem mudando (em crescimento) ou com pontas quebradas não se deve tomar as medidas.

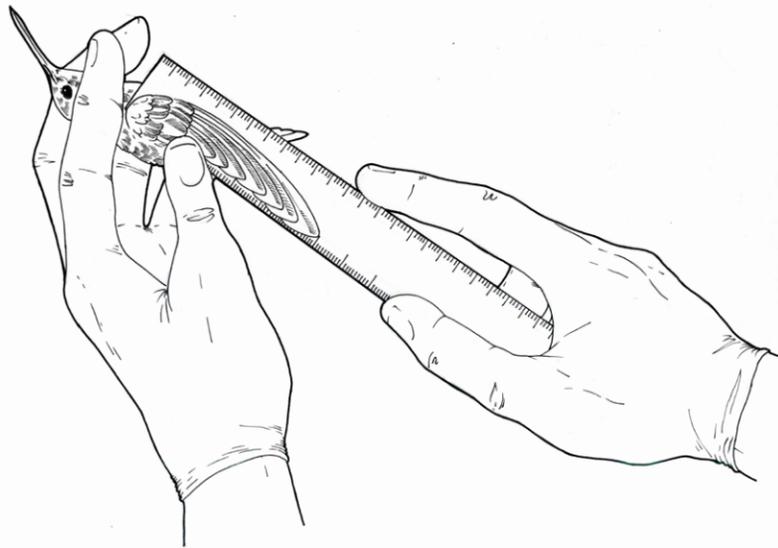


Figura 5: Medindo o comprimento da asa de um beija-flor. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

Cauda

O comprimento da cauda é a medida entre a ponta da retriz (penas da cauda) mais longa e o seu ponto de inserção no corpo da ave. Para realizar essa medida, coloque a régua delicadamente entre as penas do par central da cauda e conduza-a na direção do corpo da ave com cautela, até parar (Figura 6). Não meça a cauda se a retriz mais longa estiver extremamente desgastada, quebrada, ausente ou em muda (crescimento).

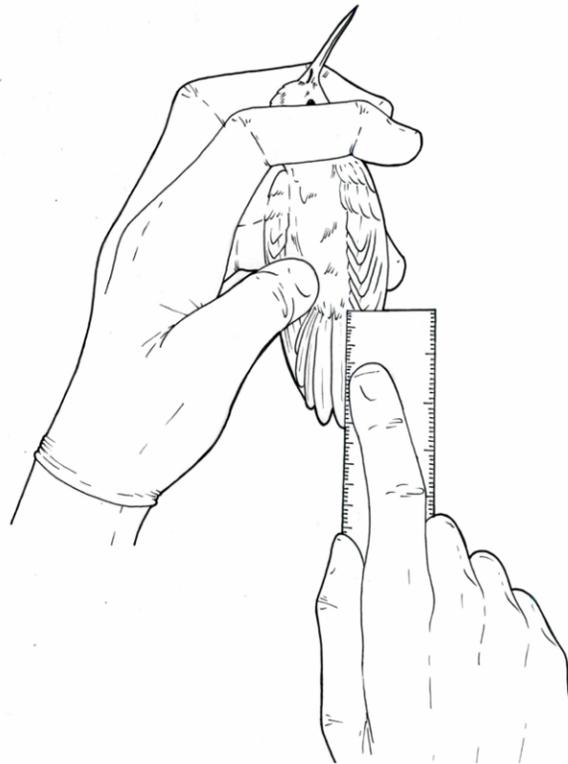


Figura 6: Medindo o comprimento da cauda de um beija-flor. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

Bico

Antigamente a medida mais tradicional de comprimento do bico para as aves era a do cúlmen exposto. Mas diferentes espécies de beija-flores vão visitar flores e inserir seus bicos em plantas com uma variedade de comprimento e de largura de corolas, e dessa forma a medida de cúlmen total também é indicada e apropriada em estudos com os beija-flores. Medir ambos tornará seus dados mais úteis, uma vez que existe grande variação na utilização dessas duas medidas de comprimento do bico entre os pesquisadores (Russell & Russell 2001).

Use paquímetro, preferencialmente os graduados em 0,1 mm. Para o cúlmen exposto, meça da ponta do bico até onde as penas da testa da ave não cobrem mais o bico (Figura 7). E para o cúlmen total a medida é feita da ponta do bico até a sua inserção no crânio da ave, estendendo o paquímetro além das penas, na base do crânio.

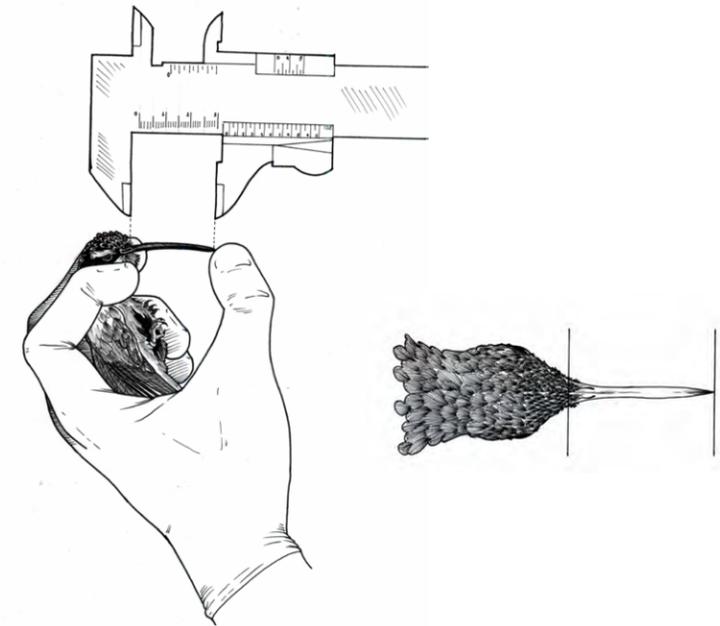


Figura 7: Medida do cúlmen exposto de um beija-flor. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

Massa corpórea

A massa corpórea é utilizada como um indicativo da condição fisiológica do indivíduo e, em conjunto com a medida de comprimento da asa, é usada como um índice de tamanho corpóreo.

Para medir a massa corpórea de um beija-flor use balança eletrônica ou um dinamômetro, preferencialmente entre 10 g e 50 g, pois apresentam maior precisão na massa corpórea aferida.

Idade e sexo dos beija-flores

A idade dos beija-flores deve ser determinada, principalmente, a partir de padrões de plumagem (Russell & Russell 2001). Quanto ao padrão de diferenciação usando características do bico, beija-flores jovens apresentam pequenas estrias que se estendem diagonalmente ao longo do comprimento do bico, que vão sendo perdidas ao longo do tempo. Muitos adultos podem reter de 10 a 20% das estrias (Ortiz-Crespo 1972, Russell & Russell 2001) (Figura 8). Johnson & Wolfe (2018), com base em observações de campo descrevem até 30% da retenção de estrias em adultos.

Essas estrias são difíceis de ver e requerem boa iluminação, assim como uma lente de aumento para a correta observação. Anilhar acompanhado por um anilhador experiente na coleta desse tipo de informação facilita o reconhecimento dessas estrias, que complementam as informações sobre a idade da ave

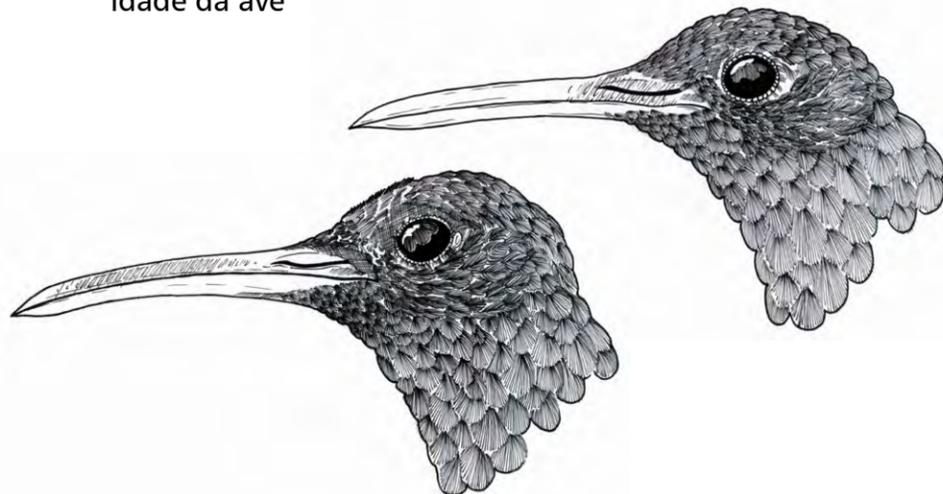


Figura 8: Acima as estrias no bico de um beija-flor jovem e ao lado as estrias na base do bico de um beija-flor adulto. Adaptado de Russell e Russel (2001); ilustração: Cristiano Nascimento.

A determinação da idade de um beija-flor vai seguir o mesmo padrão utilizado para as outras aves, com um conjunto de características que variam e são indicativos da idade de um espécime, tais como a presença de comissura do bico, cor da íris e o grau de ossificação craniana.

A maioria das espécies de beija-flores é sexualmente dicromática. Nestas espécies, a plumagem dos jovens se assemelha às fêmeas (Sick 1997, Johnson & Wolfe 2018). A plumagem é extremamente variada, com cores contrastantes e iridescentes. Os Trochilidae possuem 10 primárias (10 pp), 6 secundárias (6 ss) e 10 retrizes (10 rects)

Há pouco conhecimento disponível sobre o ciclo de mudas, o padrão e a sequência de plumagem em beija-flores em regiões tropicais. Wolfe *et al.* (2009) detalham a idade de aves por meio de estudos sobre a extensão e a sequência da muda e da plumagem de espécies residentes na Costa Rica, incluindo alguns beija-flores. No Brasil, Rodrigues & Rodrigues (2011) descrevem detalhes dos padrões de plumagem de jovens do beija-flor-de-gravata-verde (*Augastes scutatus*). Já Las-Casas (2014) descreve a distribuição temporal dos eventos de muda para aves em área de Caatinga e consegue evidenciar características que podem diferenciar jovens de adultos do besourinho-de-bico-vermelho (*Chlorostilbon lucidus*), a espécie mais abundante nas capturas (Figura 9).

De acordo com Johnson & Wolfe (2018), *Topaza pella*, *Florisuga mellivora mellivora*, *Phaethornis bourcieri*, *P. superciliosus*, *Heliostyris auritus auritus*, *Campylopterus largipennis*, *Thalurania furcata*, *Amazilia versicolor*, *A. fimbriata* e *Hylocharis sapphirina* seguiram a estratégia básica complexa, com a primeira muda pré-formativa parcial ou completa, dependendo da espécie e a muda pré-básica definitiva completa. Para maiores informações sobre as estratégias de muda e categorização de idade das aves, segundo o sistema W-R-P, consulte o capítulo 12 deste manual.

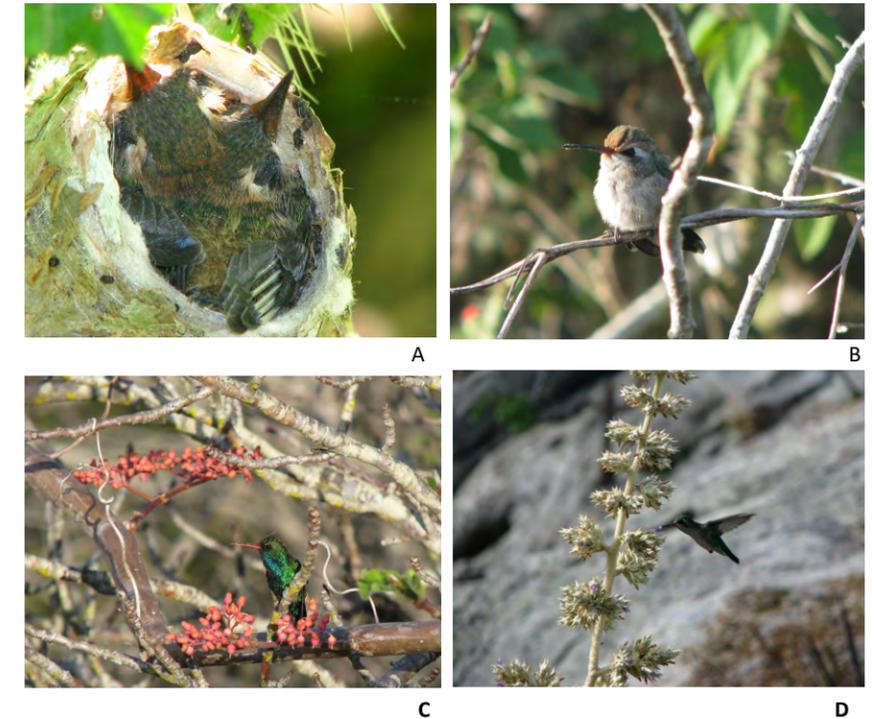


Figura 9: Detalhes do padrão de plumagem e coloração do bico de jovens e adultos do besourinho-de-bico-vermelho (*Chlorostilbon lucidus*). Serra do Pará, Santa Cruz do Capibaribe, PE. A - ninhegos, B - imaturo, C - adulto macho e D - adulto fêmea. Fonte: Las-Casas (2014).

A técnica empregada para a determinação da idade dos beija-flores não é diferente da empregada em outras espécies de aves, mas ainda muito tem que ser feito no Brasil.

Nesse sentido, incentivamos os anilhadores a coletar e documentar com o máximo de detalhamento possível os dados de campo, especialmente os que dizem respeito à muda e à sequência de plumagem. Essas informações serão muito importantes para facilitar a correta classificação etária das aves tropicais residentes e, no nosso caso, dos beija-flores (Ryder & Wolfe 2009).

Protuberância cloacal

Na maioria dos machos das aves terrestres a região da cloaca fica edemaciada durante a estação reprodutiva. Essa estrutura é denominada de protuberância cloacal e indica atividade de acasalamento. Nos beija-flores, machos e fêmeas apresentam pequenas protuberâncias cloacais ao longo do ano, não havendo diferenças significativas entre os sexos (Russell & Russell 2001). Mas perto do período de postura dos ovos as fêmeas apresentam um inchaço na área próxima à cloaca, e os ovos podem até ser visíveis (Russell & Russell 2001, Las-Casas 2014).

Durante a estação reprodutiva, os anilhadores devem checar esse tipo de evidência e processar o animal no menor tempo possível, com extremo cuidado e coletar as informações extremamente necessárias. Se o anilhador julgar necessário, solte o espécime. Importante registrar essas informações.

Placa de incubação ou placa de choco

As aves desenvolvem a placa de incubação durante o período de choco. Nos beija-flores, somente as fêmeas incubam e cuidam da prole. Apesar da área abdominal de um beija-flor em período de incubação não ficar muito diferente de um beija-flor que não esteja nessa situação, anilhadores vêm observando alguns inchaços na região da cloaca, os quais acreditam estar relacionados com o período de postura dos ovos e de incubação (Russell & Russell 2001).

Para examinar essa região ventral, o anilhador deve gentilmente afastar as penas do ventre do animal manualmente ou com um sopro. Assopre gentilmente, preferencialmente usando uma bombinha de limpar lentes, ou um canudo de refrigerante (que deve ser individual) para facilitar a visualização e agilizar a coleta das informações. No entanto, se o objetivo do anilhamento for a colheita de dados biológicos, o anilhador deve levar em consideração a biossegurança em seu protocolo, utilizando os equipamentos apropriados.

Os anilhadores devem estar atentos a esses padrões de coloração, vascularização e inchaço no ventre e na cloaca das fêmeas de beija-flores, pois esses dados serão úteis na descrição e identificação de fêmeas em atividade reprodutiva. Lembrando que os beija-flores machos não apresentam cuidado parental e, dessa forma não vão desenvolver a placa de choco.

Ossificação craniana

Os beija-flores apresentam padrão diferenciado de ossificação craniana, quando comparados com outras aves. Johnson & Wolfe (2017) recomendam a observação das estrias no bico, como um método mais fácil e de maior confiabilidade para a determinação da idade dos beija-flores. A técnica utilizada para a observação do estágio de ossificação craniana é difícil de ser aplicada em beija-flores e requer um anilhador experiente. Mas recomenda-se que os anilhadores examinem essa característica e tomem nota.

Referências bibliográficas

- Araújo, H. F. P. 2009. **Amostragem, estimativa de riqueza de espécies e variação temporal na diversidade, dieta e reprodução de aves em área de caatinga, Brasil**. Tese de Doutorado. João Pessoa: Universidade Federal da Paraíba.
- Erize, F.; J. R. R. Mata & M. Rumboll. 2006. **Birds of South América – Non-Passerines: Rheas to Woodpeckers**. Princeton: Princeton University Press. 384p.
- Grantsau, R. 1988. **Os beija-flores do Brasil**. Rio de Janeiro: Ed. Expressão e Cultura.
- Greenewalt, C. H. 1960. **Hummingbirds**. New York: Dover Publications. 163p.
- Johnson, E.I., Wolfe, J.D. **Molt in Neotropical birds: Life history and aging criteria**: CRC Press, 2018.
- Las-Casas, F.M.G.; S.M. Azevedo-Júnior, &M. M. Dias. 2012. The community of hummingbirds (Aves: Trochilidae) and the assemblage of flowers in a Caatinga vegetation. *Brazilian Journal of Biology* 72 (1): 51-58.
- Las-Casas, F. M. G. 2014. **Dinâmica temporal de beija-flores (Aves: Trochilidae) em uma área de Caatinga no semiárido de Pernambuco, Brasil**. Tese de Doutorado. São Carlos: Universidade Federal de São Carlos.
- Marini, M. A. & R. Durães. 2001. Annual patterns of molt and reproductive activity of passerines in south-central Brazil. *The Condor* 103: 767-775.
- Ortiz-Crespo, F. I. 1972. A new method to separate adult and immature hummingbirds. *The Auk* 89: 851-857.
- Piacentini, V. Q.; C. E. Agne; G. N. Maurício; J. F. Pacheco et al. 2015. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee. *Revista Brasileira de Ornitologia* 23(2): 91-298.

Piratelli, J. A.; M. A. C. Siqueira & L. O. Marcondes-Machado. 2000. Reprodução e muda de penas em aves de sub-bosque na região leste de Mato Grosso do Sul. **Ararajuba** 8(2): 99-107.

Rodrigues, L. C. & M. Rodrigues. 2011. Size dimorphism, juvenal plumage, and timing of breeding of the Hyacinth visorbeater (*Augastes scutatus*). **The Wilson Journal of Ornithology** 123(4): 726-733.

Ruschi, A. 1962. A muda nos Trochilidae. **Boletim Museu Prof. Mello-Leitão** 38: 1-16.

Russell, S. M. & O. Russell. 2001. **The North American Banders' Manual for Banding Hummingbirds**. Arizona: North American Banding Council.. 45p.

Ryder, T. B. & J. R. Wolfe. 2009. The current state of knowledge on molt and plumage sequences in selected neotropical bird families: a review. **Ornitologia Neotropical** 20: 1-18.

Schuchmann, K. S. 1999. Order Apodiformes. Family Trochilidae (hummingbirds). p. 468-535 In: J. D. Hoyo; A. Elliott & J. Sargatal (Eds.). **Handbook of the Birds of the World: Volume 5**. Barcelona: Linx Edicions.

Sick, H. 1997. **Ornitologia Brasileira**. Nova Fronteira, Rio de Janeiro, p. 433-466.

Stiles, F. G. 1972. Age and sex determination of Rufous and Allen's Hummingbirds. **Condor** 74:25-32.

Stiles, F. G. 1980. The annual cycle in a tropical wet forest hummingbird community. **Ibis** 122: 322-343.

Stiles, F. G. 1981. Geographical aspects of Bird-flower coevolution, with particular reference to Central America. **Annals of the Missouri Botanical Garden** 68: 323-351.

Stiles, F. G. 1985. Seasonal patterns and coevolution in the hummingbird-flower community of a Costa Rican subtropical forest. **Ornithological Monographs** 36: 757-787.

Stiles, F. G. 1995. Intraspecific and interspecific variation in molt patterns of some tropical hummingbirds. **The Auk** 112(1): 118-132.

Stiles, F. G. & L. L. Wolf. 1974. A possible circannual molt rhythm in a tropical hummingbird. **American Naturalist** 108: 341-354.

The Hummingbird Society. <https://www.hummingbirdsociety.org/index.php>. Acesso em 27/05/2020.

Wagner, H. O. 1955. The molt of hummingbirds. **The Auk** 72: 286-291.

Winkler, D. W., S. M. Billerman, and I.J. Lovette (2020). Hummingbirds (*Trochilidae*), version 1.0. In **Birds of the World** (S. M. Billerman, B. K. Keeney, P. G. Rodewald, and T. S. Schulenberg, Editors). Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, NY, USA. <https://doi.org/10.2173/bow.trochi1.01>

Wolfe, J. D.; P. Pyle & C. J. Ralph. 2009. Breeding seasons, molt patterns, and gender and age criteria for selected northeastern Costa Rican resident land birds. **The Wilson Journal of**

Técnicas de captura e anilhamento de aves de rapina

Eduardo Pio M. de Carvalho Filho
Gustavo Diniz Mendes de Carvalho

Global Falcons Falcoaria e Conservação Ltda.
Fazenda Nossa Senhora dos Verdes
Estrada do Caboclo, s/n – Zona Rural
35774-000 Paraopeba, MG
eduardo@globalfalcons.org

Introdução

O anilhamento é o método de marcação individual de aves mais tradicional e utilizado em todo o mundo, sendo fundamental em estudos de dinâmica populacional, dispersão de filhotes, migração, comportamento e estimativas de área de vida das espécies.

O anilhamento de aves de rapina envolve diversas dificuldades e há poucos estudos disponíveis sobre o tema. A maioria das espécies necessita de grandes territórios, possui hábitos discretos e baixa densidade populacional, aspectos que dificultam sua observação em ambientes naturais. Tais características tornam a captura de aves de rapina uma atividade complexa, e a maioria dos métodos empregados na captura de aves em geral não se aplica a esse grupo.

Estudos relacionados ao deslocamento, comportamento, sucesso reprodutivo, ecologia e diversidade das aves de rapina requerem sua captura, seja para marcação, instalação de rádio transmissor, biometria ou coleta de material biológico. Na sua forma mais simples, uma armadilha utilizada para a captura de uma ave de rapina resume-se a dois componentes: a isca e um mecanismo de captura. Utilizando esses dois componentes e considerando as particularidades de cada espécie, vários tipos de armadilhas foram desenvolvidos. Para a captura, devem ser considerados alguns aspectos biológicos

da ave, como sua dieta, estratégia de caça, ambiente e comportamento, para a aplicação de um método eficaz.

As técnicas de captura de aves de rapina também vêm ajudando no manejo de aves. Nos EUA, a armadilha *Swedish Goshawk* foi utilizada com sucesso para o controle de raptantes em fazendas (Meng 1971) e, no Brasil, a armadilha *Bal-chatri* foi utilizada para a captura de algumas espécies que ocupam as pistas de pouso e decolagem de aeroportos (principalmente o caracará - *Caracara plancus*), gerando risco de colisão com as aeronaves (Carvalho *et al.* 2009).

A captura de aves de rapina já vem sendo feita há milhares de anos. Os nômades mongóis capturavam águias e depois caçavam com elas lebres e outros mamíferos maiores, para a obtenção de carne e peles. As armadilhas para essas aves surgiram na Ásia, eram feitas de bambus e seus laços, de crina de cavalo.

Na época medieval, o imperador Frederick II escreveu *De Arte Venandi cum Avibus* e mencionou a falta de manuscritos sobre falcoaria e captura de aves naquela época, tornando tal obra a mais importante e a mais ilustrada de todos os tratados de falcoaria medieval. Apontou a ignorância das pessoas que usavam tipos de armadilhas que, muitas vezes, machucavam as aves e danificavam suas plumagens. Esforços visando resolver problemas relacionados à captura de aves utilizadas na falcoaria envolveram tentativas e erros através de muitos séculos (Meredith 1943).

Um curioso plano para capturar falcões foi, algumas vezes, utilizado por falcoeiros árabes e outras tribos orientais no deserto. Após observar falcões abaterem alguma presa e mostrarem dificuldade em carregá-la, o falcoeiro árabe espantava o falcão e fazia um buraco na areia, deixando apenas seu rosto de fora e sua mão debaixo das asas da presa abatida. O falcão, sabendo que a presa abatida estava naquele local e percebendo que o falcoeiro havia sumido, retornava para se alimentar. Assim que o falcão estivesse totalmente concentrado e começasse a desplumar a caça o falcoeiro árabe agarrava a ave pelos pés (Meredith 1943).

Métodos de captura

Abaixo, são descritos os métodos e as principais armadilhas utilizadas para a captura de aves de rapina, incluindo a apresentação de modificações e adaptações para aumentar sua eficácia.

Armadilha do tipo *Bal-chatri* (Berger & Muller 1959) - É uma estrutura de arame, semelhante a uma gaiola, coberta externamente por laços de *nylon* com nós corrediços (Figura 1). A camuflagem da armadilha é recomendada, e a pintura das estruturas metálicas deve ser de cores neutras variando do marrom ao verde escuro, para evitar reflexo quando exposta ao ambiente natural. A malha da tela da armadilha deve ser pequena para evitar a fuga da presa e protegê-la das garras e bico do predador. Sugere-se que a parte superior da armadilha seja de formato oval para aumentar sua superfície e a visão da ave de rapina, enquanto a parte inferior deve conter um alçapão que permita o acesso ao interior da gaiola, para que seja realizado o manejo da presa. O tamanho da armadilha, dos laços e o diâmetro dos fios (0,35 a 0,60 mm) será proporcional ao tamanho da ave a ser capturada.

Vários tipos de nós foram desenvolvidos e testados para fazer os laços da *Bal-chatri*, entretanto, o mais indicado são os nós corrediços, pois raramente trará prejuízo à integridade da ave capturada. O nó do tipo cego não é recomendado, pois caracteriza-se por não retornar à posição original, podendo machucar o tarso ou dedos da ave, ou até amputar uma falange. O tamanho dos laços também influencia na eficácia do método. Para aves de rapina de pequeno porte os laços podem ter 4 cm de altura, com espaçamento de 3 cm, enquanto para as aves de médio e grande porte, podem ter de 5 a 6,5 cm de altura, com espaçamento de 5 cm (Bloom *et al.* 2007).

As armadilhas *Bal-chatri* menores e mais leves devem ter um peso amarrado a um cordão para funcionar como uma âncora, evitando que o indivíduo capturado arraste ou carregue a armadilha.



Figura 1: Captura de *Accipiter striatus* (A) e *Spizaetus ornatus* (B) em armadilha *Bal-chatri*. Fotos: Eduardo Pio Carvalho (A) e Rodrigo Guimarães Armond (B).

Para a realização da captura, a armadilha deve conter em seu interior uma presa viva, que tem função de isca para as aves de rapina. A isca escolhida pode variar de acordo com a espécie a ser capturada. Quando o rapinante investe sobre a armadilha, tentando capturar a isca, acaba ficando preso aos laços.

A *Bal-chatri* pode ser utilizada na beira de estradas, em uma área onde previamente foi observada uma ave de rapina empoleirada e próxima ao ninho durante o período reprodutivo. A armadilha deve ser colocada no solo, com auxílio de um veículo, pela porta oposta de onde está localizada a ave. O tempo utilizado deve ser o mínimo e o veículo não deve parar e sim reduzir sua velocidade o suficiente para que ocorra a operação. Estradas movimentadas podem inibir a ave de descer na armadilha e ser capturada. Essa armadilha também pode ser utilizada ao longo de uma linha, com espaçamento considerável uma das outras, dependendo do tipo de ambiente.

Para esse método, as armadilhas devem ser conferidas a intervalos de de trinta minutos. Quando um gavião é capturado por um laço, é possível perceber quando a ave abre suas asas tentando se movimentar ao longo da armadilha. Nesse momento, a aproximação para captura manual da ave deve ser imediata, um puçá pode auxiliar na contenção. Pode ocorrer, quando o observador se aproximar da armadilha, da ave vir a se debater e acabar se soltando do laço. Há situações em que se sugere que não haja aproximação imediata

do observador, que ele recue e torne-se imperceptível à ave, para aumentar a chance de captura. Algumas espécies mais tímidas e letárgicas, como o gavião-caboclo (*Heterospizias meridionalis*), provavelmente não irão retornar à armadilha após a aproximação do observador.

Essa armadilha é eficiente e de fácil utilização. É uma das armadilhas mais utilizadas para a captura de aves de rapina, devido a sua praticidade e eficiência. Estudos desenvolvidos na América do Sul empregando esse equipamento também tiveram bons resultados (Thorstrom 1996; Carvalho Filho et al. 2005 e Granzinoli 2009).

Armadilha do tipo Swedish Goshawk (Meredith 1953) - Consiste em uma grande gaiola estilo alçapão, com estrutura em madeira e tela, com dois compartimentos: o inferior e menor, para colocar a isca, e o superior e maior, que captura a ave de rapina e a mantém presa (Figura 2). A dimensão da armadilha pode variar de acordo com o tamanho da ave a ser capturada.

Swedish Goshawk é uma armadilha que não requer assistência constante, porém é grande e pesada, necessitando de um veículo para transportá-la. Ao longo do tempo a *Swedish Goshawk* tem sido aprimorada e vem se tornando mais portátil (Meng 1971).



Figura 2: Captura de *Urubitinga coronata* (águia-cinzenta) em armadilha *Swedish Goshawk*. Foto: Robson Silva e Silva.

Armadilha do tipo Dho-gazza (Meredith 1943) - Esse tipo de armadilha consiste em uma rede suspensa por duas hastes fixas no solo (Figura 3). A rede é presa nas quatro extremidades por um dispositivo que se desprende após uma pressão, envolvendo toda a ave.

Para fixar a rede, em cada extremidade são utilizados prendedores de roupas ou, para armadilhas menores, podem ser utilizados clips de escritório, além de outros mecanismos similares. Uma das extremidades deverá ser presa a uma das hastes por um cordão, para evitar que as garras da ave de rapina se prendam e ela fuja com a rede presa ao seu corpo.

A isca deve estar disposta fixa no solo, próxima à base da rede, e servirá para atrair o rapinante. Este, ao tentar capturar a presa, passará pela rede, que será desprendida das hastes envolvendo toda a ave.

Um peso fixado por um cordão deverá ser preso em uma das extremidades ou no meio da rede. Desse modo, evita-se que a ave capturada saia voando, levando a rede, caso esteja presa apenas por uma das pontas. Esse tipo de armadilha pode também ser utilizado em conjunto, formando um L ou um triângulo em volta da isca.



Figura 3: Armadilha *Dho-gazza* montada com a isca (pombo) fixada ao solo (A). Captura de falcão de coleira (*Falco femoralis*) em armadilha *Dho-gazza* (B). Fotos: Eduardo Pio Carvalho.

Armadilha tipo Noose Harness (Webster 1976) - Consiste basicamente em um colete feito em couro, cordão ou arame coberto por laços (Figuras 4, 5 e 6). Os laços do colete

podem ser confeccionados iguais aos utilizados na armadilha *Bal-chatri*. Coletes feitos em couro são menos eficientes, pois diminuem a mobilidade da presa evitando que ela voe e, como consequência, reduzindo a atração dos falcões. Os coletes que proporcionam melhores resultados são confeccionados com tiras de couro ou cordão, pois aberturas dispostas na porção das pernas e asas permitem a maior mobilidade da presa. Esse colete é vestido em um pombo e um peso é amarrado por um cordão, possibilitando que o pombo consiga voar de 10 a 15 metros. O peso deve ser suficiente para que o falcão não seja capaz de carregar a isca após a captura. O pombo poderá ser lançado de um veículo assim que seja avistado um falcão. O rapinante será atraído pelo voo debilitado do pombo e acabará preso nos laços do colete. A armadilha *Noose Harness* é indicada para captura de falcões que agarram suas presas em pleno voo, podendo também ser utilizada para captura de gaviões de médio e grande porte. Muitas vezes, a isca pode ser abatida na primeira investida do rapinante e este não ficar preso, sendo assim necessária sua substituição por outra isca para uma nova tentativa.



Figura 4: Armadilha *Noose harness* preparada para a captura de falcão peregrino (*Falco peregrinus*). Foto: Eduardo Pio Carvalho.



Figura 5: Falcão peregrino jovem sendo capturado em armadilha *Noose Harness*. Foto: Gustavo Diniz Carvalho.



Figura 6: Fêmea adulta de falcão peregrino capturada por armadilha *Noose Harness*. Foto: Gustavo Diniz Carvalho.

Armadilha tipo *Bownet* (Meredith 1943) - Armadilha feita com dois arcos de metal leve, duas molas para acionar e uma rede de malha proporcional ao tamanho da ave a ser capturada (Figura 7). Dobradiças e molas conectam os dois semicírculos nas suas bases, sendo que um dos semicírculos deve ser fixado ao solo. O arco superior é puxado ao arco fixo e armado. Preparada a armadilha, uma isca deverá ser presa no centro do arco para atrair o predador. Essa armadilha pode ser acionada manualmente por uma pessoa em um ponto cego, puxando a linha de acionamento (Meredith 1943) ou por controle remoto (Meng 1963). Essa armadilha não é prática devido à demora para ser armada mas, às vezes, mostra-se superior à *Bal-chatri*, pois a presa, fixa na *Bownet* por apenas uma corda, fica muito mais exposta, tornando-se mais visível e atrativa do que uma isca no interior de uma gaiola. Quando o gavião desce na isca da armadilha, a captura, na maioria das vezes, é certa, sem chance de escape. Problemas com as molas que acionam os arcos são comuns, podendo o sistema ficar mais lento com o tempo, necessitando de reparos periódicos. Molas muito fortes, entretanto, podem causar danos ao rapinante, caso o arco dispare sobre ele.



Figura 7: Armadilha *Bownet* utilizada para captura de aves de rapina, tendo como isca um frango. Foto: Eduardo Pio Carvalho.

Isclas

A isca é o elemento chave para o sucesso nas capturas. As presas são utilizadas vivas e devemos escolher o tipo compatível ao hábito alimentar da ave de rapina a ser capturada.

Aves ornitófitas não terão atração por mamíferos e as aves de rapina pequenas também não terão interesse em presas grandes. As isclas mais recomendadas são pintinhos (*Gallus gallus*), que são mais inquietos e fazem muito barulho, atraindo o predador em ambientes mais fechados, tais como interiores de matas. Já os pombos domésticos (*Columba livia*) são mais resistentes à exposição ao sol em campo e, ao se debaterem, podem ser localizados a longas distâncias.

As codornas (*Coturnix coturnix*) apesar de serem acessíveis e fáceis de encontrar, não são recomendadas por serem crípticas e contarem com camuflagem para se defenderem do predador, características que as tornam pouco atrativas.

Para a captura de espécies do gênero *Accipiter*, é recomendada a utilização de pequenos pássaros, como o *Lonchura striata* (manon), o *Passer domesticus* (pardal) e o *Melopsittacus undulatus* (periquito-australiano). Quando escolhemos mamíferos como isca, podem ser utilizados o camundongo (*Mus musculus domesticus*) e o gerbil (*Meriones unguiculatus*) para a captura de rapinantes de menor porte. Para os maiores e/ou aqueles que tenham potencial de caça para capturas de presas maiores podemos utilizar o *Cavia porcellus* (porquinho-da-índia) e o *Oryctolagus cuniculus* (coelho).

A utilização das armadilhas diretamente ao sol pode provocar desidratação da isca, tornando-a fraca e sem movimentos, o que inibe a atração do rapinante. O ideal é dispor as armadilhas na sombra e fornecer alimento e água, para a isca se tornar mais ativa.

Em alguns casos, também podem ser usadas isclas artificiais que simulem a presa natural da espécie alvo a ser capturada. Podemos adaptar algumas isclas artificiais para a captura de algumas espécies que têm insetos ou moluscos em sua

dieta. Insetos de plástico, como gafanhotos, podem ser encontrados em lojas que vendem artigos para pesca. Carapaças de caramujo podem ser adaptadas para a captura de *Rostrhamus sociabilis* e *Chondrohierax uncinatus*. Serpentes de plástico, simulando a *Oxyrhopus guibei* (falsa-coral), foram utilizadas em um experimento no sudeste do Brasil (Granzinolli 2009).

Considerações sobre a utilização das armadilhas

As armadilhas foram desenvolvidas buscando-se maior eficiência na captura das aves de rapina, mas para cada situação, necessidade ou espécie a ser capturada, um ou outro tipo pode ser mais eficaz. Toda armadilha a ser utilizada deve estar em perfeito estado, para evitar que um pequeno detalhe atrapalhe no momento da captura e assegurar que nenhum mecanismo possa machucar a ave. Laços velhos, muitas vezes, não correm e podem não funcionar na captura, bem como redes furadas e dispositivos de desarmamento emperrados. Armadilhas que utilizam presas vivas devem preservar a integridade da presa, e deve-se atentar ao local de utilização para que não sejam pisoteadas por animais de fazenda, manipuladas por outras pessoas, atropeladas e até atacadas por insetos. Para a utilização das armadilhas, devem ser considerados os horários de maior atividade das aves de rapina, evitando-se os períodos mais quentes do dia.

Algumas espécies de ave de rapina são mais fáceis de capturar, seja durante a migração ou no período de reprodução. Porém, para certas espécies a captura sempre será um desafio. A idade também influencia: é mais fácil capturar juvenis do que adultos. Aves famintas serão também mais atraídas pela isca da armadilha. Podemos capturar aves de rapina durante o seu processo reprodutivo sem influenciá-lo e sem causar dano à ave (Bloom *et al.* 2007 e Carvalho Filho *et al.* 2005). Adultos anilhados durante o período reprodutivo (Figura 8) possibilitam a obtenção de informações sobre a frequência das atividades de machos e fêmeas nos ninhos e sobre a fidelidade ao território nas futuras estações reprodutivas.



Figura 8: Fêmea de gavião-carijó (*Rupornis magnirostris*) alimentando seus filhotes dias após seu anilhamento. Foto: Gustavo Diniz Carvalho.

As armadilhas como a *Noose Harness* e *Bal-chatri*, por já estarem prontas e preparadas, são mais dinâmicas e podem ser apresentadas de imediato no ato de visualização de uma ave de rapina, seja de um veículo ou outro meio de transporte, podendo também ser instaladas a pé. A *Noose Harness* é muito eficiente para captura de falcões em migração, tendo bons resultados devido à concentração de vários indivíduos em um mesmo local e à escassez de alimento de algumas regiões. A armadilha *Dho-gazza* não é pronta para uso imediato, mas pode ser armada rapidamente, possibilitando capturas por ocasião.

As armadilhas mais complexas, que precisam ser armadas como a *Bownet*, *Mistnet* (rede ornitológica) e *Goshawk*, necessitam de um lugar pré-estabelecido que favoreça a presença de uma ave de rapina. Seja próximo ao ninho ativo, na base de uma torre de pouso de um gavião, na base de uma árvore isolada em um ambiente aberto, clareiras, ou estradas no interior de matas, o local escolhido para a instalação da armadilha deve ser sempre longe do local de passagem de pedestres e veículos. Devemos procurar no solo um local onde seja possível ao rapinante visualizar a presa. Essas armadilhas devem ser checadas frequentemente e sempre devemos recolhê-las no final da atividade, não as deixando permanecer

armadas durante a noite. Exceto pela *Goshawk*, essas armadilhas não podem ficar sem inspeção por tempo superior a 30 minutos, pois um rapinante capturado pode se debater muito e se machucar ou atrair outro rapinante maior. A armadilha *Mistnet* também tem contribuído para a captura de aves de rapina. Durante atividades de levantamento e monitoramento de aves em ambientes florestais, rapinantes dos gêneros *Micrastur* e *Accipiter* já foram capturados quando tentaram predação pssaros presos nas redes.

Outros métodos convencionais de captura de aves também podem ser utilizados para a captura de aves de rapina, como o tapete de laços, que consiste em uma estrutura rígida feita em ferro ou madeira em formato de um quadro. O seu interior poderá ser preenchido por uma tela ou por fios indo de um lado ao outro. Laços de *nylon* serão presos em cada encontro dos fios ou na tela, preenchendo todo espaço interno do quadro. O tapete de laços poderá também ser confeccionado em tela maleável e aplicado em galhos de árvores utilizados para o pouso pelas aves de rapina, capturando a ave com os laços (Thorstrom, 1996). Tapetes de laços foram utilizados no Brasil para captura de *Pandion haliaetus* (águia-pescadora) em poças d'água utilizadas pelas águias para se refrescarem durante o sol quente no verão (Figura 9).



Figura 9: Águia-pescadora (*Pandion haliaetus*) capturada em tapete de laços em poça de água (A). Detalhe da anilha metálica do CEMAVE utilizada para marcação (B). Fotos: Eduardo Pio Carvalho.

Anilhamento de aves de rapina

Para o anilhamento de aves de rapina devemos seguir algumas recomendações no manuseio do espécime para evitar danos à ave e ao pesquisador. Para retirar uma ave de rapina de uma armadilha é necessário estar com luvas de couro e sugere-se cobri-la com um pano, evitando ataques com a garra ou bico. Após retirá-la da armadilha, podemos colocar um capuz utilizado na falcoaria para que a ave fique mais calma, possibilitando o seu manejo (Figura 10). Cada ave de rapina tem um tamanho adequado de capuz, mas é importante saber que as narinas devem ficar fora do capuz e a parte interna não podem encostar nos olhos da ave.



Figura 10: Gavião-asa-de-telha utilizando um capuz de falcoaria para auxiliar no manejo. Foto: Eduardo Pio Carvalho.

Cada espécie tem um comportamento ao ser capturada. Aves dos gêneros *Buteo* e *Buteogallus* reagem abrindo as asas e o bico, sendo mais fácil seu manuseio. Os *Accipiter* são explosivos, podendo machucar ou até mesmo fraturar alguma de suas pernas, caso não sejam manejados de forma correta. Rapinantes de grande porte, como as águias, são perigosos e qualquer desatenção pode resultar em sérios ferimentos. Recomenda-se envolver os pés dessas aves com bandagem para isolar o perigo das garras, principalmente em espécies

como *Harpia harpyja*, *Morphnus guianensis*, *Urubitinga coronata* e *Spizaetus* spp. Falconídeos, principalmente do gênero *Falco*, vocalizam bastante durante o manuseio, sendo essencial a utilização do capuz. Quando capturados e contidos, representantes de algumas espécies costumam atacar também com o bico, tentando atingir o pesquisador com uma bicada forte, capaz de fazer ferimentos. Devemos ter cuidado com os olhos, principalmente ao conter um caracará.

No anilhamento devemos utilizar anilhas do tamanho recomendado para cada espécie (ver "Lista das espécies de aves brasileiras com tamanhos de anilha recomendados", disponível no site do CEMAVE: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/viewdownload/7-sna/11-lista-de-tamanhos-de-anilhas.html>). Nas aves de rapina, a fêmea geralmente é maior que o macho e, em alguns gêneros, como *Accipiter*, *Falco* e *Spizaetus*, o tamanho da anilha pode mudar. Ninhegos devem ser anilhados após o décimo quinto dia, para que se tenha certeza quanto ao sexo da ave, evitando-se colocar anilha de tamanho menor ou maior (Figura 11), visto que, uma vez colocada uma anilha de tamanho recomendado para um ninhego macho em um ninhego fêmea, ao se desenvolver, a anilha irá estrangular o tarso, causando a amputação do membro.



Figura 11: Dimorfismo entre ninhegos (um macho e duas fêmeas) de falcão-de-peito-laranja (*Falco deiroleucus*). Foto: Eduardo Pio Carvalho.

Captura e marcação de urubus

Urubus podem ser capturados utilizando-se algumas técnicas de captura como rede de canhão, armadilhas *Leg-hold* e *Walk-in Box* (Bloom *et al.* 2007). Entretanto, para urubus que se alimentam em grupos, armadilhas *Walk-in* (Covo) são, muitas vezes, o método mais eficaz para capturar um grande número de aves (Bamford *et al.* 2009). Aglomerações de urubus-de-cabeça-preta (*Coragyps atratus*) têm representado problemas, principalmente, em aeródromos no Brasil. Um experimento foi realizado em 2002 e 2003, no Aeroporto Internacional Augusto Severo, em Natal. Nesse projeto, utilizou-se armadilha tipo covo (Figura 12A), totalizando a captura de 1.603 indivíduos (Serrano *et al.* 2003). Outro projeto foi realizado na área da Fundação Parque Zoológico de São Paulo, utilizando armadilha tipo covo como método de captura, totalizando 1.715 indivíduos de *Coragyps atratus* (urubu-cabeça-preta) capturados (Sanfilippo & Nogali 2001).

As armadilhas tipo *Walk-in* são pesadas, difíceis de movimentar e de construir. Esse tipo de armadilha consiste em uma grande estrutura feita de ferro ou madeira, formando um “viveiro” que possui entradas no formato de cone, na qual a ave se esforça para entrar e não consegue mais sair. Outras entradas também podem ser utilizadas, tais como barras de ferro soltas que permitem serem empurradas apenas para dentro do viveiro e não podem ser empurradas de dentro para fora do recinto ou também uma porta que é acionada por uma corda, fechando o recinto. Para facilitar o manuseio, nos EUA esse tipo de armadilha foi desenvolvido em alumínio, totalmente desmontável, podendo ser instalado em até uma

hora (Barber & Bildstein 2011). Para atrair os urubus para o interior da armadilha podem ser utilizadas carcaças ou restos de carne. Colocar um urubu preso em uma pequena gaiola dentro do viveiro ou um indivíduo taxidermizado em posição natural também ajuda bastante na atração de outros indivíduos.

Para a marcação de urubus, podemos utilizar marcadores de asa aplicados na região do patágio. Essa marcação pode ser observada de longa distância, ajudando no monitoramento. Esses marcadores são fixados na asa por um pino ou clipe que perfura o patágio. Eles podem conter uma única etiqueta fixada ao dorso, na superfície da asa (Smallwood & Natale 1998), duas etiquetas separadas ligadas ao dorso e ventre na superfície da asa, ou uma única, dobrável fixada na parte superior e inferior do patágio (Wallace *et al.* 1980). Esse tipo de marcação também pode ser usado em Falconiformes, observando sempre o design do marcador e o método de fixação mais adequados para a espécie a ser marcada.

Devido à termorregulação realizada por urubus, não se deve utilizar anilhas no tarso (Del Hoyo *et al.* 1994). Os urubus do novo mundo (Cathartidae) defecam sobre as pernas e abrem suas asas para, presumivelmente, ajudar a regular a temperatura corporal. Anilhamentos feitos no tarso podem acarretar sérios prejuízos à ave. Devido à defecação nas pernas, as anilhas podem ficar cobertas de fezes, prejudicando a corrente sanguínea do tarso e propiciando acúmulo de bactérias, favorecendo o estrangulamento e perda da perna (Henckel 1976). No caso de utilizar anilhas para marcação em urubus, deve-se aplicá-las na tíbia (Figura 12B), acompanhando a numeração indicada (Serrano *et al.* 2003). Figura 12: Armadilha tipo covo, utilizada para captura de urubus (A). Detalhe de urubu anilhado na tíbia (B). Fotos: Acervo do CEMAVE.



Figura 12: Armadilha tipo covo, utilizada para captura de urubus (A). Detalhe de urubu anilhado na tíbia (B). Fotos: Acervo do CEMAVE.

Referências bibliográficas

- Bamford, A. J.; A. Monadjem; M. Diekmann & I. C. W. Hardy. 2009. Development of non-explosive-based methods for mass capture of vulture. **South African Journal of Wildlife Research** 39: 202-209.
- Barber, D. R. & K. L. Bildstein. 2011. A lightweight portable, walk-in trap for catching vultures. **Vulture News** 60: 22-25.
- Berger, D. D. & H. C. Mueller. 1959. The bal-chatri: a trap for birds of prey. **Bird Banding** 30: 18-26.
- Bloom, P. H.; W. S. Clark & J. W. Kidd. 2007. Capture techniques. p. 193-217. *In*: D. M. Bird & K. L. Bildstein (Eds.). **Raptor Research and Management Techniques**. Surrey: Hancock House.
- Carvalho Filho, E. P. M.; C. E. A. Carvalho; G. D. M. Carvalho & G. Zorzim. 2005. Anilhamento e técnicas de captura de Falconiformes no estado de Minas Gerais. **Ornithologia** 1: 19-23.
- Carvalho, G. D. M.; E. P. M. Carvalho Filho; C. E. A. Carvalho; R. G. Armond; G. Freire; F. Abraão Junior & J. S. Lisboa. 2009. Análise da eficiência das técnicas de captura e manejo de avifauna utilizadas no Aeroporto da Pampulha, Belo Horizonte – MG. *In*: **Resumos do XVII Congresso Brasileiro de Ornitologia**. Aracruz, ES.
- Del Hoyo, J.; A. Elliott & J. Sargatal. (Eds.). 1994. **Handbook of the Birds of the World. Volume 2** Barcelona: Lynx Edicions.
- Granzinoli, M. A. M. 2009. **Levantamento, área de vida, uso e seleção de habitat de Falconiformes na região central do Estado de São Paulo**. Tese de Doutorado. São Paulo: Universidade de São Paulo.
- Henckel, R. E. 1976. Turkey Vulture banding problem. **North American Bird Bander** 1: 126.
- Meng, H. 1963. Radio controlled hawk trap. **EBBA News** 26: 185-188.
- Meng, H. 1971. The swedish goshawk trap. **Journal of Wildlife Management** 35: 832-835.
- Meredith, R. L. 1943. Methods ancient, medieval and modern for capture of falcons and other birds of prey. p. 433-499. *In*: C. A. Wood & F. M. Fyfe (Eds.). **The Art of Falconry**. Stanford: Stanford University Press.
- Meredith, R. L. 1953. Trapping goshawks. **Journal of the Falconry Club of America**. 1: 12-14.
- Sanfilippo, L. F. & O. Nogali. 2001. Projeto de controle da população de urubu comum (*Coragyps atratus*) na área da Fundação Parque Zoológico de São Paulo. *In*: **Anais da Sociedade Paulista de Zoológicos**. São Paulo, SP.
- Serrano, I. L.; A. C. Amaral; A. J. Honesto; E. A. Souza & R. C. Rodrigues. 2003. **Relatório final de atividades do projeto "Monitoramento e translocação de urubus-de-cabeça-preta (*Coragyps atratus*) da Área de Segurança Aeroportuária de Natal"**. CEMAVE/Ibama (documento não publicado). 18p.
- Smallwood, J. A. & C. Natale. 1998. The effect of patagial tags on breeding success in American Kestrels. **North American Bird Bander** 23: 73-78.
- Thorstrom, R. K. 1996. Methods for capturing tropical forest birds of prey. **Wildlife Society Bulletin** 24(3): 516-520.
- Wallace, M. P.; P. G. Parker & S. A. Temple. 1980. An evaluation of patagial markers for cathartid vultures. **Journal of Field Ornithology** 51: 309-314.
- Webster, H. M. 1976. The Prairie Falcon: trapping the wild bird. p. 153-167. *In*: A. J. Burdett (Ed.). **North American Falconry and Hunting Hawk**. Denver:North American Falconry and Hunting Hawk.Figura 29 – Columbidae apresenta EBC com FPF e DPB completa e/ou incompleta. Asa de Columbina talpacoti com FPF completa (A) e incompleta excêntrica (B), com retenção da álula (a3) e primárias de voo (P2-6, P9). Fotos: Ariane Ferreira e Camile Lugarini.

Captura, contenção, acondicionamento e anilhamento de aves marinhas

Danielle Paludo¹, Fausto Pires de Campos² & Patrícia Pereira Serafini¹

¹ Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) - ICMBio

Base Avançada no município de Florianópolis, SC
Rodovia Maurício Sirotsky Sobrinho, Km 1 - Jurerê

88053-700 Florianópolis, SC

daniellepaludo@gmail.com, patricia.serafini@icmbio.gov.br

² Fundação para a Conservação e a Produção Florestal do Estado de São Paulo – Fundação Florestal

Secretaria de Infraestrutura e Meio Ambiente

Av. Prof. Frederico Herman Junior, 345

05459-010 São Paulo, SP

fpcampos@uol.com.br

Introdução

As técnicas para captura, contenção, acondicionamento e anilhamento de aves marinhas são, em grande parte, aquelas já indicadas para todos os grupos de aves (Capítulos 4, 5, e 6). As variações existentes dizem respeito a peculiaridades encontradas para as aves marinhas, denominação que, por si só, reúne um grupo bastante diversificado em formas e estratégias de vida. Incluem-se aqui informações úteis para aves das Ordens Charadriiformes, Suliformes, Phaethontiformes, Procellariiformes e Sphenisciformes.

Ordens Charadriiformes, Suliformes, Phaethontiformes e Procellariiformes - capturas em sítios reprodutivos

Grande parte das capturas de aves marinhas é realizada em áreas de ninhais, onde elas se concentram e é mais fácil capturar ninhegos e adultos reunidos nas atividades reprodutivas. Pela fragilidade das colônias, geralmente capturas e anilhamentos nesses locais são autorizados apenas quando associados a pesquisas que justifiquem tal intervenção.

Nas colônias, em ilhas ou áreas costeiras, os ninhos podem estar localizados em buracos e tocas (e.g. *Pterodroma arminjoniana*, *Puffinus lherminieri*), diretamente construídos no chão ou em frestas nos costões (como *Sula* sp., *Thalasseus* sp., *Sterna* sp., *Larus* sp., *Phaethon* sp.), ou sobre arbustos (*Fregata* sp.). Nesses casos, pode-se realizar a captura com as mãos ou com auxílio de puçás diretamente nos ninhos, ou fazendo o cerco aos ninhegos que já se deslocam, mas ainda não voam. Os ninhos são extremamente frágeis e o anilhador que atua nesses sítios deve estar atento a uma série de características próprias da área onde estão localizados e das espécies que serão anilhadas para planejar e executar o seu trabalho sem interferir na sobrevivência e sucesso reprodutivo das aves.

Ovos e ninhegos são vulneráveis ao manuseio, calor excessivo, insolação, frio, chuva e predadores, quando em exposição prolongada sem cuidado parental. A presença humana afugenta os pais dos ninhos, resultando na maior exposição dos ovos e filhotes e diminuindo o tempo de cuidado parental. Além disso, espécies menos sensíveis às perturbações, como *Larus* sp., e as predadoras, como gaviões e urubus, podem se aproveitar desses momentos para predação de ovos e filhotes daquelas mais sensíveis. Algumas espécies podem abandonar os sítios se houver perturbação nos ninhos, especialmente no período de instalação do sítio reprodutivo. O cronograma de saídas de campo, horários e tamanho da equipe devem ser planejados de forma a minimizar os possíveis impactos.

Em ninhos construídos diretamente no chão, os ovos e ninhegos podem ter camuflagem para confundir-se com o substrato rochoso e a densidade de ninhos pode ser alta em determinados locais. Nesses casos, é preciso cuidado para não pisar nos ninhos, ninhegos e ovos e para não deslocar ou trocar ovos e ninhegos de local. Isso pode parecer óbvio, mas exige muita atenção em sítios adensados. Os ninhos construídos por aves marinhas em arbustos e árvores (e.g. *Fregata* sp.), por outro lado, são muito frágeis e a sua manipulação não deve desmanchar os ninhos ou provocar a queda dos filhotes e ovos (Figura 1). O anilhador deve tomar todos os cuidados na captura dos adultos em áreas de ninhais para não prejudicar nem as aves, nem os ninhos e seu conteúdo.



Figura 1: Manipulação de ninhego em ninho de *Fregata magnificens*.
Foto: Fausto Pires de Campos.

Ninhegos mais crescidos de espécies das Famílias Sternidae e Laridae andam e correm pelo chão, às vezes em grupo e, quando assustados, é necessário ter agilidade na captura para evitar que caiam das frestas e costões rochosos. Nesses casos, a condução e o cercamento dos grupos podem ser muito úteis. O anilhador deve estar atento também à sua segurança pessoal visando evitar acidentes, pois acessar os sítios e ninhos e correr em costões e ilhas rochosas pode ser perigoso.

Uma vez capturados os indivíduos, a sua contenção e acondicionamento seguem, de forma geral, as orientações do Capítulo 5.

Destaca-se o cuidado para evitar bicadas, que nesse grupo podem ser fortes e doloridas. *Sula* sp., por exemplo, tem o bico serrilhado, um pescoço potente e suas bicadas são fortes e rápidas. Uma forma segura de contenção consiste em, logo que capturada, imobilizar a cabeça com uma das mãos ou com ajuda de um pano, e as duas asas com a outra mão, segurando-as na sua base por cima, juntando os dois úmeros na região entre as escápulas. Dessa forma a ave pode ser mantida suspensa para biometria e anilhamento por outro anilhador (Figura 2) ou ser acomodada em posição adequada para o anilhamento pelo mesmo anilhador. Deve-se tomar o cuidado de não comprimir seu bico, pois suas narinas abrem no seu interior, não havendo narinas externas.



Figura 2: Contenção para anilhamento de *Sula leucogaster*. Foto: Fausto Pires de Campos.

Para aves maiores, geralmente o manuseio e anilhamento são feitos à medida que vão sendo capturados os indivíduos nos ninhos, sendo soltos logo após rápida manipulação, no mesmo local. Os ninhegos são deixados no ninho e os juvenis e adultos soltos em local distante dos ninhos, tendo-se o cuidado de direcioná-los para o mar e contra o vento e nunca para rochedos ou paredões, de forma que, ao se distanciar, não se machuque ou pise nos ninhos antes de alçar voo. Com a soltura rápida, evita-se tirar os ninhegos do local do ninho.

Para aves de algumas espécies da Família Sternidae, quando os ninhegos saem dos ninhos, aglomeram-se em "creches" e é recomendável cercá-los num "curral" confeccionado com varas e tela (Figura 3). São nidífugos e precisam ser primeiro reunidos em currais e, em seguida, colocados em caixas de contenção ou acondicionados individualmente em saquinhos de pano, para depois serem manipulados e anilhados, preferencialmente em uma estação de trabalho próxima. Após o trabalho, soltam-se todos juntos, em um local adequado entre os ninhos e por onde não haverá mais circulação da equipe de pesquisadores.



Figura 3: Curral para contenção de Sternidae. Foto: Cesar Musso.

Apenas duas espécies da Ordem Procellariiformes nidificam no Brasil, em fendas ou cavidades naturais em rochas encontradas nas ilhas oceânicas de Trindade e Fernando de Noronha: a pardela-de-trindade (*Pterodroma arminjoniana*) e a pardela-de-asa-larga (*Puffinus lherminieri*) (Figura 4).



Figura 4: Contenção física de *Puffinus lherminieri*. Foto: Isaac Simão Neto.

Duas espécies da Família Phaethonidae nidificam no Brasil, principalmente em escarpas e fendas de paredões rochosos em ilhas oceânicas dos arquipélagos de Fernando de Noronha e Abrolhos. As colônias do rabo-de-palha-de-bico-laranja (*Phaethon lepturus*) e do rabo-de-palha-de-bico-vermelho (*Phaethon aethereus*), em geral, possuem ninhos com

apenas um ovo ou filhote, construídos em pequenas cavidades ou fendas nas rochas, utilizando pouco ou nenhum material (Figura 5). Para acessar os ninhos, pode ser necessário o uso de técnicas de escalada vertical ou de rapel nos paredões rochosos, com uso de cadeirinha de escaladas e equipamento de segurança adequado, o que requer treinamento avançado nessas técnicas para garantir a segurança das aves e do escalador que acessará os ninhos.

A necessidade e viabilidade de acesso aos sítios localizados em costões rochosos devem ser avaliadas caso a caso pelo pesquisador. Acessados os ninhos, os indivíduos são capturados com as mãos, o que pode exigir a introdução dos braços ou o uso de puçás ou varas, conforme a profundidade das fendas, novamente requerendo cuidado para evitar danos às aves e ao anilhador. Geralmente, as aves capturadas são transportadas em sacos de contenção de tecido para a estação de anilhamento, logo abaixo do paredão, onde ninhegos e adultos capturados são anilhados e manipulados para colheita de material biológico e biometria, de acordo com a pesquisa realizada, tomando-se o cuidado de devolver os ninhegos aos seus respectivos ninhos.



Figura 5: Acesso a ninho de *Phaethon lepturus*. Foto: Isaac Simão Neto.

As anilhas, nesse grupo de aves marinhas, geralmente são colocadas no tarso, observando-se o diâmetro recomendado, conferido com medição em campo, e o tipo de anilha de acordo com as necessidades do estudo. Para as Famílias Charadriidae e Scolopacidae (aves limícolas migratórias), as anilhas são colocadas na tíbia e também no tarso, conforme especificação do tipo de anilha e pesquisa (Figura 6). Além das anilhas metálicas, para as aves marinhas, especialmente as espécies migratórias da Ordem Charadriiformes, é crescente o uso de geolocalizadores e de bandeirolas coloridas do padrão do *Pan American Shorebirds Program* (PASP), que devem seguir as recomendações para uso, da fabricação à colocação, descritas no Protocolo para Marcação de Aves Limícolas (PASP 2016).



Figura 6: Diferentes tipos de anilhas colocadas na tíbia e no tarso de *Calidris canutus*. Foto: acervo do CEMAVE.

A observação cuidadosa do diâmetro medido do tarso e do diâmetro e altura das anilhas (peso também, no caso de outros marcadores) e a colocação com ajuste adequado são muito importantes para que a marcação interfira o mínimo possível nas atividades da ave após a soltura. Anilhas muito grandes ou com fechamento inadequado podem machucar o tarso e mesmo deslocar-se para os pés (Figura 7).



Figura 7: Anilha mal colocada que se deslocou, ferindo o pé de *Calidris canutus* e prejudicando o seu movimento. Foto: Renato Grimm.

A altura da lateral da anilha e tipo de borda são especialmente importantes para aves que têm o tarso com comprimento pequeno, como é o caso de *Fregata* sp. Para esse gênero, devem ser utilizadas anilhas com altura reduzida em relação às anilhas metálicas padrão, para evitar machucar a ave. O CEMAVE distribui as anilhas U e V com altura reduzida, a pedido do anilhador.

Em *Sula* sp e outras espécies que têm o tarso com acentuado achatamento lateral, apresentando dois diâmetros – um maior e outro menor na mesma altura do tarso, além de considerar o maior diâmetro na escolha da anilha, é recomendável, na colocação, fazer um leve achatamento na parte da junção das bordas, o que vai evitar que a anilha fique girando no tarso e machuque a pele das patas com o atrito da emenda.

Ordem Sphenisciformes e anilhamento de aves marinhas fora de sítios reprodutivos

Os pinguins são aves migratórias que nidificam ao sul do Brasil. A espécie mais comum em nosso litoral, o pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*), reproduz-se em colônias na Argentina e Chile. A anatomia dos pinguins não permite a marcação por anilhas nos membros pélvicos, no metatarso ou tibiotarso. Por muitos anos, foi preconizada a marcação dessas aves com anilhas alares tamanho W, inclusive como recomendação do Projeto Nacional de Monitoramento do Pinguim-de-Magalhães, iniciativa substituída, em 2018, pelo Plano de Ação Nacional para a Conservação de Aves Marinhas. Contudo, atualmente existem evidências suficientes de que o uso de anilhas alares tem causado impacto negativo em indivíduos da espécie no Brasil. A anilha alar causou lesões nos tecidos adjacentes em vários animais marcados ao longo de nosso litoral, e estudos mostram que acarretam efeito de arrasto, resultando em maior gasto energético do pinguim em seus movimentos subaquáticos (Fallow *et al.* 2009, Le Maho *et al.* 2011, Saraux *et al.* 2011). A menor eficiência na obtenção de alimentos pelas aves implica a necessidade de viagens de forrageio mais longas, resultando também em menores taxas de sobrevivência e menor sucesso reprodutivo. Desse modo, devido à incerteza quanto ao nível de perdas de indivíduos por conta desses efeitos negativos, as anilhas alares podem induzir a tendências artificiais nas análises de taxas de recuperação de anilhas. Esses problemas, que trazem diversos questionamentos éticos em relação à continuidade do uso das anilhas alares em pinguins, podem ser evitados com a adoção de métodos alternativos, como o uso de transmissores ou microchips, sendo estes últimos a recomendação atual do CEMAVE para esse grupo taxonômico em nosso país. A Figura 8 ilustra a aplicação de microchip na região interescapular de um pinguim-de-magalhães.



Figura 8: Aplicação de microchip na região interescapular de *Spheniscus magellanicus*.
Foto: Patrícia Serafini.

Eventualmente, outras espécies de aves marinhas migratórias ou visitantes, oceânicas ou pelágicas são objeto de atividades de pesquisa e/ou reabilitação no Brasil envolvendo o anilhamento, como espécies da Ordem Procellariiformes, após reabilitação de aves debilitadas encontradas no litoral e, em pouquíssimos casos, após captura ativa em navios de pesquisa ou associadas à interação com a pesca. Nestes casos, a contenção física e anilhamento seguem as recomendações gerais dos Capítulos 4, 5 e 6, sendo que a soltura das aves, após marcação, deverá ser realizada apenas em dias de ventos fortes, quando as mesmas encontrarão condição para alçar voo.

Referências bibliográficas

- Fallow, P. M.; A. Chiaradia; Y. A. N. Ropert-Coudert; A. Kato & R. D. Reina. 2009. Flipper bands modify the short-term diving behavior of Little Penguins. *The Journal of Wildlife Management* 73(8): 1348-1354.
- Le Maho, Y.; C. Saraux; J. M. Durant; V. A. Viblanc; M. Gauthier-Clerc; N. G. Yoccoz; N. C. Stenseth & C. Le Bohec. 2011. An ethical issue in biodiversity science: the monitoring of penguins with flipper bands. *Comptes Rendus Biologies* 334(5-6): 378-384.
- PASP. 2016. Pan American Shorebird Program Shorebird Marking Protocol. Disponível em <https://www.shorebirdplan.org/wp-content/uploads/2016/08/PASP-Marking-Protocol-April-2016.pdf> Acesso em: [18/02/2020].
- Saraux, C.; C. Le Bohec; J. M. Durant; V. A. Viblanc; M. Gauthier-Clerc; D. Beaune; Y. H. Park; N. G. Yoccoz; N. C. Stenseth & Y. Le Maho. 2011. Reliability of flipper-banded penguins as indicators of climate change. *Nature* 469: 203-206.

Técnicas de captura e marcação de aves limícolas

Antônio Emanuel Barreto Alves de Sousa¹
& Aílton Carneiro de Oliveira²

¹Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo
Rodovia BR-230 Km 10
58106-402 Cabedelo, PB
antonio.sousa@icmbio.gov.br

²Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) – ICMBio Base Avançada em Brasília
Parque Nacional de Brasília
Via EPIA – Setor Militar Urbano
70630-000 Brasília, DF.
ailtonoliveiraster@gmail.com

Introdução

As aves limícolas correspondem principalmente às Famílias Haematopodidae, Charadriidae e Scolopacidae, sendo muitas delas migratórias. Utilizam ambientes alagados de pequena profundidade, como praias arenosas e rochosas, manguezais e salinas, rios, lagos e pântanos, podendo ocorrer também em campos. Forrageiam explorando diferentes profundidades de água, conforme o comprimento das pernas e tamanho e forma do bico. Geralmente, forrageiam em bandos (Figura 1) e sua dieta consiste, sobretudo, de macroinvertebrados como anelídeos, poliquetas, moluscos e crustáceos e, eventualmente, pequenos peixes.



Figura 1: Bando de aves limícolas alimentando-se na areia da praia, próximo à Barra da Lagoa do Peixe, Tavares, RS. Foto: Aline Kellermann.

Técnicas de captura

As aves limícolas podem ser capturadas em diversos tipos de armadilhas. As mais utilizadas são a rede ornitológica e a rede de canhão, que possibilitam a captura de grande número de indivíduos em curto período de tempo. A primeira é mais eficiente quando utilizada durante à noite, enquanto a segunda só deve ser utilizada durante o dia.

Redes ornitológicas

As redes ornitológicas possuem menor custo, quando comparadas com as redes de canhão, e são mais fáceis de montar e transportar. São indicadas para captura de aves menores, como as dos gêneros *Charadrius*, *Calidris* e *Actitis*, além de espécies de médio porte (e.g. *Arenaria*, *Pluvialis*, *Tringa*, *Sterna*). Contudo, o sucesso na captura depende da experiência do anilhador, bem como, de alguns aspectos listados a seguir:

Escolha do local

Antes de iniciar a captura com redes ornitológicas, deve-se determinar os locais onde as aves se concentram, especialmente durante a noite. O número de aves presentes no local também é outro fator importante, por isso é fundamental fazer censos prévios na área para determinar o tamanho dos bandos, sobretudo das espécies de interesse do pesquisador. Bandos pequenos podem não compensar o esforço de captura com redes ornitológicas e bandos muito grandes podem levar a uma captura excessiva. Como regra, o anilhador deve iniciar a captura quando cerca de 400 a 500 aves tiverem chegado ao local. Contudo, esse número pode variar de acordo com a espécie envolvida e com a idade dos indivíduos (indivíduos jovens são menos ariscos e, por isso, são capturados com maior facilidade).

O anilhador deve, sempre que possível, escolher áreas sem atividade humana, especialmente à noite, pois além de interferir negativamente no sucesso de captura, pode haver risco de danos (e.g. pessoas que trafegam a pé ou em veículos que colidem com as redes) ou mesmo furto das redes.

Em locais com influência de marés, as redes devem ser operadas com o máximo cuidado para evitar que as aves se afoguem e que as redes sejam arrastadas pela maré. As redes podem ser montadas logo acima (Figura 2) ou abaixo da linha da maré. Nesse caso, o anilhador deve armar as redes quando a maré estiver baixando e terá um tempo limitado para operá-las, devendo retirá-las antes que a maré volte a subir. A experiência do anilhador e o conhecimento prévio da área e da dinâmica das marés são fundamentais para tomada de decisão quanto ao local e horário mais propícios para montagem das redes.



Figura 2: Montagem de redes acima da linha da maré, Ilha de Campechá, Cururupu, MA. Foto: Andrei Langeloh Roos.

Lagoas rasas influenciadas pela maré também são locais favoráveis a grandes concentrações de aves limícolas, como a Lagoa do Peixe, no Rio Grande do Sul. Nesses locais as redes podem ser armadas em série, respeitando uma distância segura da água (pelo menos 50 cm), que visa reduzir o risco de afogamento das aves capturadas (Figura 3).



Figura 3: Redes armadas na Lagoa do Peixe. Foto: Isaac Simão Neto.

Em ambientes de salinas, onde é comum haver grande concentração de aves limícolas, as redes podem ser montadas sobre as barreiras divisórias das salinas (Figura 4). Em 2010, o CEMAVE obteve grande sucesso na captura de aves limícolas nas salinas da Ilha do Iguará, em Apicum-Açu, MA, com mais de 1.000 indivíduos capturados em uma única noite, sobretudo da espécie *Calidris pusilla* (CEMAVE, dados não publicados).



Figura 4: Montagem de redes sobre a barreira divisória de salinas. Ilha do Iguará, Apicum-Açu, MA. Foto: Getúlio Freitas.

Fase da lua

A captura deve ser planejada para o período mais próximo possível da lua nova. Nessa fase lunar as aves terão menos chance de ver as redes, uma vez que há menos incidência de luz refletida pela lua.

Equipe envolvida

O anilhador responsável deve dimensionar corretamente a sua equipe, considerando que a captura de aves limícolas é realizada no período noturno e pode haver captura de muitos indivíduos em curto espaço de tempo. Recomenda-se estabelecer conjuntos de cinco redes em sequência, ficando

pelo menos um anilhador experiente responsável pela revisão de cada conjunto. Além disso, pode ser necessário mudar as redes de local, em função da alteração da dinâmica das marés, dos ventos ou dos locais de concentração das aves. Um número pequeno de redes armadas em sequência facilita essa operação, pois as redes podem ser transportadas mesmo montadas, com cada anilhador segurando uma haste de sustentação, à medida que anda, mas com o cuidado de manter as redes esticadas, para que não toquem no chão.

Montagem, especificações e operação das redes ornitológicas

Como são montadas em áreas abertas, sem vegetação próxima das redes para possibilitar a amarração das hastes de sustentação, faz-se necessário o uso de espeques de madeira ou ferro (Figura 3). Geralmente o substrato é areia ou lama, assim os espeques devem ter um tamanho suficiente para que sejam ancorados a uma profundidade que garanta sua plena fixação no solo. Se os espeques não estiverem bem ancorados, as hastes de sustentação podem cair, juntamente com as redes. É bom lembrar que nesses ambientes abertos de praia, lagoas e salinas, geralmente o vento é forte e a linha de rede deve estar bem amarrada. Assim, recomenda-se o uso de espeque com, no mínimo, 70 cm de comprimento, dos quais 50 cm ficam enterrados no substrato.

É fundamental que as redes ornitológicas utilizadas para captura de aves limícolas sejam de boa qualidade, de punhos reforçados e linhas mestras horizontais duplas, amarrando a malha na linha. Redes de qualidade inferior, com malhas soltas, não são recomendadas, uma vez que o vento faz com que a malha deslize sobre a linha mestra e fique esticada de um lado e frouxa do outro. Isso reduz a formação das bolsas de captura e, conseqüentemente, a eficiência da armadilha.

Para aves limícolas recomendam-se redes com malha de 32 a 38 mm, para as espécies menores, e redes de 55 mm ou mais para aquelas de porte maior.

As redes devem permanecer fechadas durante o dia e só devem ser abertas à noite, conforme a dinâmica das marés. Uma vez abertas, devem ser revisadas a intervalos de 30 a 45 minutos. Com a movimentação das marés, as aves tendem a se deslocar e algumas acabam caindo nas redes. Contudo, em algumas situações é possível direcioná-las para as redes, e aumentar a eficiência na captura. Para isso, o anilhador responsável deve avaliar a necessidade do uso dessa estratégia e coordenar todo o processo. Deve haver um eficiente sistema de comunicação entre o anilhador responsável e as pessoas designadas para essa operação, que envolve paciência e movimentos coordenados, para não espantar as aves antes do tempo.

Um ou dois auxiliares devem andar devagar e em silêncio, espantando as aves em direção às redes, fazendo algumas paradas durante o percurso, para observação do comportamento do bando. Essas paradas devem ser mais demoradas quando as aves se mostrarem mais agitadas, indicando que poderão voar a qualquer momento. Quando as aves estiverem mais calmas e com comportamento normal de dispersão e busca por alimentos, a caminhada é retomada, com cuidado redobrado para não espantar o bando. Assim, vai-se aproximando até que as aves cheguem perto das redes. Esse é o momento crucial da operação. O anilhador responsável deve avaliar o momento certo de emitir o sinal previamente combinado. Porém, esse sinal não deve despertar a atenção das aves. Assim que o sinal for emitido, os dois auxiliares devem correr juntos, batendo palmas e espantando as aves em direção às redes.

Retirada das aves da rede

Para retirar as aves das redes, o anilhador deve seguir as recomendações contidas no Capítulo 4 deste Manual. O uso de lanternas é obrigatório, uma vez que as capturas são noturnas. A preferência deve ser dada às lanternas de cabeça, pois possibilita que os anilhadores fiquem com as mãos livres para retirar as aves da rede. Lanternas com lâmpadas de *led* são mais eficientes, econômicas e duráveis.

Contenção e transporte

Após retiradas das redes, as aves devem ser acondicionadas em sacos de pano ou caixas de transporte, conforme recomendações do Capítulo 5, e mantidas em local arejado, para que se mantenham calmas até que sejam manuseadas.

Limpeza, desmontagem e acondicionamento das redes

Ao final da expedição, todas as redes devem ser limpas (retirada de algas, penas e outros materiais), desmontadas e acondicionadas em sacos individuais, conforme orientações do Capítulo 4. Havendo disponibilidade de água doce no local, as redes devem ser lavadas, para retirar o sal, e secas antes de serem guardadas. Se não houver água doce, essa operação deve ser feita quando o anilhador retornar do campo.

Redes de canhão

A rede de canhão (Figura 5) foi desenvolvida inicialmente para captura de gansos nos Estados Unidos (Dill & Thornsby 1950) e vem sendo largamente utilizada para captura de aves gregárias, como aves limícolas, aquáticas, columbídeos e outras. Essa armadilha é mais seletiva em relação à rede ornitológica, desde que manejada corretamente. O seu uso requer experiência, perícia (especialmente por envolver manipulação de material explosivo), planejamento, coordenação, paciência e comunicação eficiente entre a equipe.

Além dos riscos potenciais, não é fácil adquirir os materiais necessários, uma vez que não estão à venda no Brasil. Assim, o anilhador deve avaliar, além da relação custo-benefício, se essa técnica é realmente a mais apropriada para responder aos objetivos de sua pesquisa. Em adição, o anilhador deve considerar outros aspectos inerentes à técnica, que serão detalhados a seguir:



Figura 5: Disparo de uma rede de canhão. Foto: Clive Minton (Disponível em: <http://www.vwsg.org.au/about.html>).

Tamanho da rede

Existe uma grande variedade de tamanhos de redes, embora as mais comuns possuam 26 x 13 m ou 13 x 13 m (Bub 1995). O anilhador deve escolher uma rede cujas dimensões sejam compatíveis com o número de aves que deseja capturar. Quanto maior a rede, maior o número de aves capturadas, em função da maior área coberta. No entanto, redes maiores necessitam de maior número de canhões, para que sejam lançadas com eficiência, e de mais pessoas para montá-las, além de ser mais difícil o transporte. Por outro lado, redes menores, apesar de mais baratas e mais fáceis de montar e transportar, são menos eficientes na captura, devido a sua menor área de cobertura.

Tamanho da malha

O tamanho da malha é outra característica que o anilhador deve considerar ao escolher a rede de canhão, devendo ser compatível com o tamanho das aves objeto de seu estudo. O uso do tamanho adequado da malha facilitará a retirada das aves capturadas e reduzirá o número de aves feridas ou mortas. Malhas de tamanho grande, em relação ao tamanho

corporal da ave, são menos eficientes, pois possibilitam a fuga de alguns indivíduos. Além disso, nessas condições a ave capturada poderá passar totalmente as asas através da malha, aumentando a chance de ferimento ou morte, ao debater-se para tentar se desvencilhar da armadilha. As redes de canhão são indicadas para aves de médio a grande porte, podendo-se escolher malhas entre 30 e 60 mm.

Número e inclinação dos canhões

Normalmente são utilizados quatro canhões para as redes maiores (26 x 13 m) e dois para as redes menores (13 x 13 m). Os canhões são presos em suportes ou placas de ferro, madeira ou qualquer outro material que suporte o impacto do disparo, devendo ser posicionados num ângulo de 15° em relação ao solo, para aves pequenas ou de 30° para aves maiores, a fim de se obter uma boa eficiência de captura (Bub 1995).

Equipe envolvida

O anilhador responsável deve dimensionar corretamente sua equipe, considerando aspectos relacionados à segurança (das pessoas e das aves), transporte dos materiais e capacidade de retirada das aves capturadas no menor tempo possível. Quanto maior o tamanho da rede utilizada, maior a probabilidade de se capturar uma grande quantidade de aves, necessitando-se, portanto, de maior número de pessoas para a sua retirada, transporte e manuseio.

Condições climáticas

Assim como as redes ornitológicas, as redes de canhão não devem ser operadas sob condições climáticas adversas (chuva, calor ou frio excessivos). Sob tais condições, o índice de mortalidade se eleva consideravelmente, pois as aves sob a rede não conseguem movimentar adequadamente as penas para regular sua temperatura corporal. Além disso, ventos

fortes podem forçar a movimentação das aves ou prejudicar o acionamento e abertura da rede, reduzindo sua eficiência. Em condições de baixa visibilidade as redes não devem ser operadas, uma vez que o anilhador responsável pode não perceber corretamente o melhor momento para autorizar o disparo da rede, já que não terá boa visão do bando e do comportamento das aves.

Ao ser armada na praia, deve-se observar as variações da maré para evitar risco de afogamento das aves quando a maré estiver invadindo a área de abrangência da rede ao ser disparada. Por isso, é importante estabelecer a relação entre o alcance da maré e o alcance do disparo (comprimento de alcance da rede). Por outro lado, se a rede for disparada com a maré subindo, a equipe tem que estar preparada para retirar as aves imediatamente, antes que a água chegue até a rede. Uma boa alternativa para diminuir esse risco é disparar a rede quando a maré estiver baixando, contudo antes que as aves abandonem a área de descanso.

Escolha do local de captura

As redes de canhão são indicadas para áreas abertas, preferencialmente sem vegetação ou com vegetação rasteira, e devem ser montadas nos locais onde as aves costumam se agrupar. Para certos grupos (e.g. anátídeos) pode-se utilizar iscas ou chamas (silhuetas das aves) como forma de atraí-las e aumentar a probabilidade de captura. Porém, para as aves limícolas essa estratégia não é eficaz, sendo importante que o anilhador conheça os hábitos naturais das espécies de seu interesse e os locais que são regularmente utilizados por elas (algumas espécies possuem áreas de descanso definidas, pelo menos por certo período). Isso pode exigir um período prévio de observação, visando determinar os locais mais apropriados para montagem da rede de canhão.

O anilhador também deve estar atento à dinâmica das marés do local, para definir o melhor período de operação da rede.

Áreas perturbadas por predadores, cães, automóveis, ou movimentação de pessoas devem ser evitadas.

Em determinadas situações pode ser necessário promover a movimentação das aves em direção à rede, o que deve ser feito de modo similar ao descrito no item “Montagem, especificações e operação das redes ornitológicas”.

Montagem e operação da rede de canhão

A rede de canhão deve ser programada para capturar as aves durante a maré alta. A montagem da rede e de todo sistema de detonação deve estar concluída antes que as aves comecem a retornar ao local de descanso.

A montagem da rede é relativamente simples e deve seguir as recomendações disponíveis em Bub (1995). O anilhador responsável deve conferir todo o sistema, após a montagem, bem como se todas as condições de segurança foram atendidas. Estando tudo preparado, a equipe deve deixar o local, ficando apenas a pessoa responsável pela detonação dos canhões, a uma distância mínima de 50 m da rede e, preferencialmente, camuflada. O anilhador responsável deve se posicionar a uma distância ainda maior, em um local que permita monitorar o bando com binóculos ou luneta. Dessa posição ele deve avaliar todas as condições do ambiente e o comportamento das aves, antes de decidir sobre o momento de disparo dos canhões.

Quanto ao comportamento das aves, o anilhador responsável deve certificar-se de que a espécie de seu interesse se encontra no bando, em quantidade suficiente e dentro da área de alcance da rede. Em algumas situações o foco de interesse pode ser mais seletivo ainda, como determinados indivíduos da espécie que está estudando (e.g. indivíduos marcados com geolocalizadores, cuja captura é fundamental para que o anilhador possa ter acesso aos dados armazenados neste tipo de dispositivo). A rede de canhão não deve ser disparada se houver aves voando em frente à rede ou se as aves estiverem em estado de alerta.

Após avaliar todos os aspectos ambientais e comportamentais mencionados, o anilhador responsável deve tomar a decisão, que pode ser de adiar a operação para um momento

mais propício ou de disparar a rede. Ao optar pelo disparo, ele deve comunicar a decisão por rádio à pessoa responsável pela detonação dos canhões. Feito o disparo, a equipe deve dirigir-se rapidamente ao local para iniciar a retirada das aves. O acondicionamento das aves deve ser feito em caixas de transporte sempre que houver captura de muitos indivíduos.

Havendo fracasso na operação, com nenhum ou poucos indivíduos capturados, o anilhador deve procurar outra área para fazer nova tentativa, pois certamente as aves evitarão o local do disparo por um certo tempo.

Marcação, biometria e coleta de dados

Após transporte das aves capturadas para a estação de anilhamento, a equipe deve iniciar imediatamente a marcação e coleta de dados, conforme objetivo da pesquisa. Toda atenção deve ser dada aos aspectos de biossegurança (Capítulo 10), especialmente por esse grupo ser potencial transmissor de zoonoses.

Por utilizarem áreas com lama e águas rasas para alimentação, a marcação das aves limícolas deve ser realizada na tíbia, utilizando anilhas e marcadores auxiliares de boa qualidade, pois a exposição à luz e ao ambiente aquático, sobretudo, à água salgada, acelera o processo de corrosão e/ou desbotamento, diminuindo a vida útil do marcador.

Quanto à biometria, as principais medidas coletadas em aves limícolas são o peso e o comprimento do culmen, tarso, asa e cauda. Porém, a decisão sobre que medidas coletar, dependerá do objetivo da pesquisa, conforme mencionado no Capítulo 7.

A análise de acúmulo de gordura subcutânea é particularmente importante para as aves limícolas, tendo em vista que constitui a fonte de energia necessária para sua migração. Quando partem dos sítios de reprodução para invernar no Brasil, chegam aqui com baixa reserva de gordura, pois grande parte foi gasta durante a migração. Quando estão prestes a retornar, entre abril e maio, aumentam significativamente seu peso, acumulando bastante gordura na cavidade da fúrcula, no peito, barriga e flancos. A análise é feita seguindo a escala contida no Capítulo 7.

A análise de mudas de aves limícolas segue as recomendações gerais do Capítulo 12. Todos os Charadriidae e Scolopacidae possuem 11 primárias e a 11ª é bastante reduzida, não sendo considerada nos estudos de muda (Prater *et al.* 1977).

A análise do desgaste de primárias é feita de acordo com as recomendações do Capítulo 7. As aves limícolas quando chegam ao Brasil, entre agosto e setembro, possuem as primárias bastante desgastadas em função da longa migração e iniciam o processo de muda, para que tenham as penas de voo totalmente substituídas até abril e maio, possibilitando assim seu retorno aos sítios de reprodução.

A determinação do sexo é difícil em aves limícolas, pois a maioria das espécies não apresenta dimorfismo sexual, ou só apresentam quando exibem a plumagem reprodutiva (eg. no gênero *Pluvialis*).

Quanto à idade, o anilhador deve atentar para as diferentes características de penas juvenis e adultas, descritas no Capítulo 12. Usualmente, são conhecidos cinco padrões de plumagem em aves limícolas, conforme descrito no Quadro 1.

Quadro 1: Padrões de plumagem em aves limícolas, segundo Message & Taylor (2005).

Plumagem	Nomes alternativos	Período do ano
Juvenil*	Juvenil	Julho - Setembro
Primeiro inverno*	Primeira não-reprodutiva, primeira básica	Outubro - Abril
Primeiro verão*	Primeira reprodutiva, primeira alternada	Maio - Julho
Não-reprodutiva	Básica, adulto de inverno	Agosto/Outubro - Março
Reprodutiva	Alternada, adulto de verão	Abril - Setembro

*Plumagens que ocorrem apenas no primeiro ano de vida.

No Brasil, como as aves limícolas permanecem no período de agosto/setembro até abril/maio, só são observados indivíduos com plumagem juvenil (primeira migração), não-reprodutiva (também conhecida por plumagem de eclipse, predominando penas com tonalidade mais clara, como o cinza) e reprodutiva (predominância de cores escuras, como marrom e preto). Alguns autores relatam ainda a plumagem intermediária, fase mista entre as duas anteriores (Morrison 1984, Azevedo-Júnior *et al.* 2001).

Embora esses termos sejam amplamente utilizados para definir plumagens de aves limícolas, muitos autores têm defendido a terminologia proposta por Humphrey & Parkes (1959), com pequenas modificações (e.g. Howell *et al.* 2003, Pyle 2007, Wolfe *et al.* 2010, Wolfe *et al.* 2014), que adota os termos “plumagem básica” e “plumagem alternada”. Essa terminologia classifica os diferentes tipos de mudas das aves e suas plumagens resultantes com base em relações evolutivas (para maiores detalhes, ver Capítulo 12).

Referências bibliográficas

Azevedo-Júnior, S. M.; M. M. Dias-Filho & M. E. Larrazábal. 2001. Plumagens e mudas de Charadriiformes (Aves) no litoral de Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia** 18(3): 657-672.

Bub, H. 1995. **Bird Trapping and Bird Banding: a Handbook for Trapping Methods all over the World**. New York: Cornell University Press. 330p.

Dill, H. H. & W. H. Thornsby. 1950. A cannon projected net trap for capturing waterfowl. **Journal of Wildlife Management** 14(2): 132-137.

Howell, S. N. G.; C. Corben; P. Pyle & D. I. Rogers. 2003. The first basic problem: a review of moult and plumage homologies. **The Condor** 105: 635-653.

Humphrey, P. S. & K. C. Parkes. 1959. An approach to the study of molts and plumages. **The Auk** 76: 1-31.

Message, S. & D. Taylor. 2005. **Waders of Europe, Asia and North America**. London: Princeton University Press. 224p.

Morrison, R. I. G. 1984. Migration systems of some new world shorebirds. p. 125-202. *In*: J. Burger & E. B. L. Olla (Eds.). **Behavior of Marine Animals, Shorebirds: Migration and Foraging Behavior**. New York: Plenum Publisher Company.

Prater, A. J.; J. H. Marchant & J. Vuorinen. 1977. **Guide to Identification and Aging of Holarctic Waders**. Tring, Herts: British Trust of Ornithology. 168p.

Pyle, P. 2007. Revision of molt and plumage terminology in ptarmigan (Phasianidae: *Lagopus* spp.) based on evolutionary considerations. **The Auk** 124(2): 508-514.

Wolfe, J. D.; E. I. Johnson & R. S. Terrill. 2014. Searching for consensus in molt terminology 11 years after Howell et al.'s "first basic problem". **The Auk** 131(3): 371-377.

Wolfe, J. D.; T. B. Ryder & P. Pyle. (2010). Using molt cycles to categorize the age of tropical birds: an integrative new system. **Journal of Field Ornithology** 8: 186-194.



MINISTÉRIO DO
MEIO AMBIENTE



PÁTRIA AMADA
BRASIL
GOVERNO FEDERAL