

Técnicas de pesquisa em aves marinhas

Joaquim Olinto Branco¹, Edison Barbieri² & Hélio Augusto A. Fracasso³

¹ Centro de Ensino em Ciências Tecnológicas da Terra e do Mar, UNIVALI, Caixa Postal 360, CEP 88.301-970, Itajaí / Santa Catarina - Brasil. E-mail: branco@univali.br

² Instituto de Pesca - Apta - SAA/SP, Av. Prof. Besnard s/n Cananéia, CEP 11.990-000, São Paulo / SP - Brasil. E-mail: edisonbarbieri@yahoo.com.br

³ Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos-UFSCar, CEP 13.565-905, São Carlos / SP - Brasil.

Resumo: No Brasil ocorrem cerca de 150 espécies de aves marinhas pertencentes às ordens Sphenisciformes, Procellariiformes, Pelecaniformes, Charadriiformes, mas apenas 18 podem ser encontradas nidificando no país. Aves marinhas são consideradas boas indicadoras das características oceanográficas, especialmente da produtividade de estoques pesqueiros, e por suas interações com as atividades de pesca. O conhecimento detalhado da biologia, características genéticas, estrutura populacional e aspectos ecológicos da avifauna marinha brasileira são essenciais para que planos de proteção e conservação dos ecossistemas costeiros sejam melhores delineados e efetivados. Assim, descrevemos alguns métodos de como obter dados para estudar as aves marinhas que nidificam em ilhas, bem como metodologias para acompanhar suas atividades fora dos sítios de nidificação, procurando contribuir para o conhecimento desse grupo especializado de aves.

Palavras-Chave: Aves marinhas, censos, metodologias de estudo, monitoramento.

INTRODUÇÃO

Aves marinhas constituem um grupo antigo e diversificado de espécies que se adaptaram com grande eficiência a ambientes costeiros e oceânicos.

Um número relativamente pequeno de espécies de aves, em torno de 3,2% de um total de 9.970 espécies conhecidas, está adaptado à vida no mar, apesar da quantidade e diversidade potenciais de alimento disponível (PETERSON, 2003). O número preciso das espécies marinhas depende dos critérios de classificação e definições do conceito, dos quais nenhum é totalmente preciso (BRANCO, 2004). Consideramos aves marinhas as espécies que obtêm seu alimento, desde a linha da baixa mar, até o mar aberto.

O Brasil possui o mais extenso litoral inter e subtropical do mundo, com cerca de 8.000km de costa (AB'SABER, 2001). Apesar dessa extensão, da presença de vários estuários, inúmeras ilhas costeiras e seis ilhas ou arquipélagos oceânicos, o mar brasileiro é, em geral, considerado pobre em aves marinhas em consequência da baixa produtividade das águas tropicais, exceto no extremo sul do país, sob influência da Convergência Subtropical (SICK, 1997; SEELIGER *et al.*, 1998; ROSSI-WONGTSCHOWSKI & MADUREIRA, 2006).

Apenas 18 espécies das famílias Procellariidae (2 spp.), Phaethontidae (2 spp.), Sulidae (3 spp.), Fregatidae (3 spp.) e Laridae - Sternidae (8 spp.) podem ser encontradas reproduzindo-se no país, além de outras espécies aquáticas ou limícolas (SICK, 1997; BRANCO, 2004).

No Brasil, dependendo da época do ano, podemos encontrar exemplares das quatro ordens de aves marinhas (Sphenisciformes, Procellariiformes, Pelecaniformes, Charadriiformes), pertencentes a 148 espécies. Essas cifras são uma evidência da importância do país para a conservação das aves marinhas e costeiras a nível mundial, embora este grupo corresponda a uma minoria das 1.801 espécies de aves brasileiras (CBRO, 2007).

O conhecimento detalhado da biologia, status genético, estrutura populacional e aspectos ecológicos da avifauna da costa brasileira é essencial para que planos de proteção e conservação de ecossistemas costeiros sejam melhor delineados e efetivados. Aqui, descrevemos alguns métodos para estudar a estrutura populacional, densidade, dieta, sucesso reprodutivo e aspectos biométricos das aves marinhas que nidificam no Brasil, bem como metodologias para acompanhar suas atividades fora dos sítios de nidificação.

CENSOS E CONTAGENS

Ao estudar uma colônia de aves marinhas, o tempo de permanência nas áreas de agregação deve ser o mais curto possível para evitar distúrbios. Com a aproximação humana, os adultos geralmente deixam os ovos expostos ao sol e desprotegidos para a ação de possíveis predadores, especialmente gaivotas e gaviões. Caso os ovos fiquem expostos muito tempo, os embriões morrerão em algumas horas e, para evitar isso, os trabalhos deverão ser desenvolvidos no início da manhã, final de tarde ou em dias nublados (BURGER & LAWRENCE, 2000), bem como alternar as áreas escolhidas para minimizar o possível impacto e atuação dos predadores.

Os ninhos novos (recém-construídos) devem ser marcados a cada visita, o que possibilita o cálculo da proporção total destes e a estimativa da probabilidade de sobrevivência entre visitas. Após o ninho ser localizado, marque-os com fita adesiva, bandeiras ou ainda pequenas estacas (todo esse material deverá ser numerado) para evitar que haja a recontagem dos ninhos. Marque as posições dos ninhos com um GPS e com uma referência cartográfica, transfira as posições para um mapa ou foto aérea georeferenciada.

Como o trabalho é geralmente realizado em ilhas e dificilmente alguém poderá permanecer por mais de alguns dias, devido à logística, uma nova visita deverá ser realizada para verificar a situação dos ninhos anteriores e registrar os novos. O princípio deste método de captura e recaptura permite estimar o número total de ninhos quando um censo total não é possível (DAJOZ, 1978). Em uma colônia de N ninhos são marcados "A" ninhos numa primeira visita, em uma segunda visita são encontrados "B" ninhos na mesma área, dos quais "C" haviam sido marcados na primeira visita. Tem-se então a relação: $A/N=C/B$ onde $N=AB/C$.

Entre visitas consecutivas também é possível estimar quantos ninhos foram perdidos (para predadores e outros fatores) no intervalo. Esta estimativa (em %) é obtida por $B/A \times 100$. Caso sejam realizadas visitas consecutivas, é possível estimar as probabilidades de sobrevivência e o sucesso reprodutivo.

Amostragens Utilizando Área Circular ou Quadrantes

Para colônias maiores ou mais dispersas, o melhor método de amostragem é o de lotes (forma de círculo ou quadrantes) aleatórios, posicionados numa área repre-

sentativa da colônia (Figura 1). Após esse procedimento, multiplique então a densidade dos ninhos nos lotes pela área total da colônia, obtida de um mapa ou das medidas tomadas em campo.

São necessárias duas pessoas, enquanto uma registra os dados, a outra conta os ninhos e mede os limites da área amostrada. Contadores adicionais podem ser úteis em áreas grandes, mas cada contador deve concentrar-se em uma espécie para evitar a confusão e a dupla-contagem dos ninhos. Para maior consistência dos dados é melhor, sempre que possível, trabalhar com a mesma equipe, mas é necessário assegurar-se que está utilizando o método de maneira correta e eficiente.

Os equipamentos necessários para esse tipo de censo são um mapa ou foto aérea da ilha, GPS, cordão de nylon, fita adesiva, trena para medir distâncias entre lotes, estacas para marcar a área e posicionar pontos de grade fixa, bem como prancheta ou notebook, binóculos, filtro solar e capa de chuva.

Para os ninhos construídos em árvores a contagem, às vezes, pode ser difícil. O melhor método nesse caso é traçar a circunferência ou quadrante e ter o cuidado de contar os ninhos na área determinada (BURGER & LAWRENCE, 2000). A densidade dos ninhos pode ser calculada para cada área amostrada tendo-se como base o número de ninhos e o tamanho da área. Por outro lado, às vezes é possível a contagem total de ninhos com auxílio de binóculos.

Amostragens Usando Transecções

Geralmente, são necessárias três pessoas: um anotador e duas para conduzir o traçador do transecto. O traçador deverá conter duas varas com um cordão de nylon graduado, no qual o pesquisador determinará a largura do transecto (por exemplo, dois metros por 30 de extensão) (Figura 2). Uma vez determinado o trajeto, este deverá ser seguido em linha reta, incluindo todos os ninhos que estiverem na área que passar o traçador. Sempre as

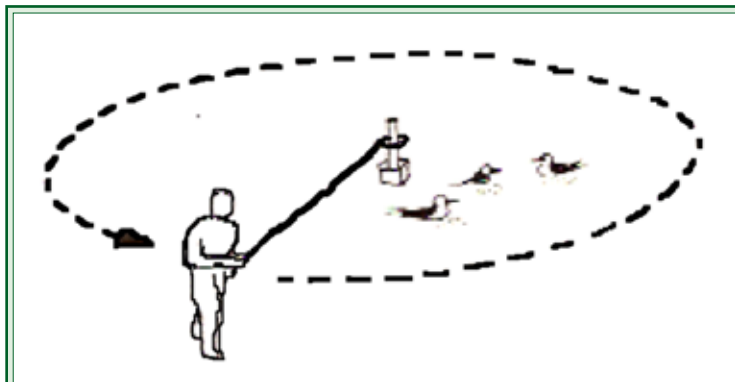


Figura 1. Método de amostragem de lote circular utilizando ponto de apoio fixo. Fonte: BURGER & LAWRENCE, 2000.

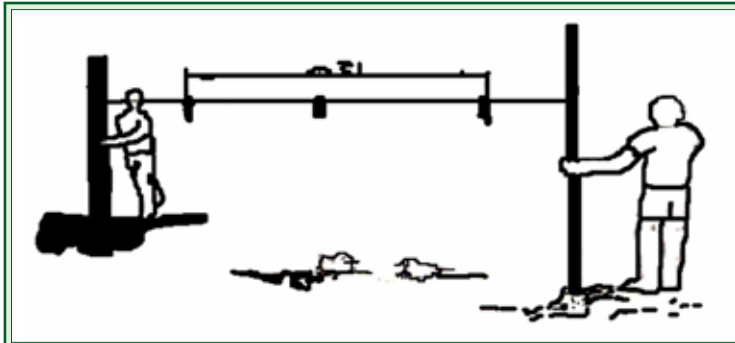


Figura 2. Método de amostragem do transecto. Fonte : BURGER & LAWRENCE, 2000.

varas do traçador deverão estar em angulo reto e os traçados dos transectos devem ser aleatórios, distribuídos ao longo de uma linha de base ajustada acima do corredor dos transectos.

Contagens Niveladas

Para trinta-réis (*Sterna*), uma estimativa aproximada dos casais com ninhegos ou com ovos pode ser obtida momentaneamente ao se aproximar dos ninhos. As aves vão voar, podendo-se contar os ovos e ninhegos, bem como estimar o número de pares reprodutores. CRAIK (2000) desenvolveu esse método para determinar o sucesso reprodutivo das gaivotas (*Larus*) e pode ser utilizado nas colônias de *Sterna*, já que os adultos permanecem por várias semanas após a eclosão dos ninhegos no local dos ninhos.

Quando as Aves estão em Áreas de Descanso

Esse método pode fornecer uma estimativa valiosa da abundância de aves marinhas que forrageiam em uma determinada área ou estão associadas a colônias próximas. Ao longo de vários anos de estudo, esse método deve fornecer uma medida de circunstâncias dos locais de alimentação, bem como de variações no efetivo das populações utilizando

estes locais. Caso os juvenis e adultos ou outras classes de idade forem contados separadamente, esse procedimento pode fornecer uma medida indireta do desempenho das colônias nas estações passadas (HARRISON, 1983).

As contagens das aves em descanso são dependentes da hora de amostragens. Devem ser efetuadas no mesmo período do dia em cada estação do ano (preferencialmente nos horários com maior número de aves), geralmente no início ou final do dia (BURGER & LAWRENCE, 2000). É necessário encontrar o melhor horário

e posição para conseguir visualizar o bando todo (QUINN, 2000; BRANCO *et al.*, 2004). Em geral os melhores horários são depois das aves terem forrageado, no final da manhã, e em períodos de maré baixa, quando bancos e coroas estão expostos.

Censo Utilizando Embarcação

A metodologia recomendada na contagem das aves marinhas utilizando embarcação é a de censo contínuo e instantâneo (TASKER *et al.*, 1984), pois oferece as melhores estimativas de densidade relativa e absoluta das aves encontradas no mar (voando ou pousadas). Devem ser registrados em planilha de campo os seguintes dados: espécie, tempo de observação, número de exemplares, atividade, aspectos da plumagem, atividade alimentar e outros dados de interesse do pesquisador.

Para realizar o censo através de uma embarcação é conveniente utilizar binóculos (8x30, 10x50), equipamento fotográfico, filmadora e manuais de identificação (Figura 3). Os dados ambientais, como temperatura da água, do ar, salinidade, velocidade e direção do vento, profundidade, visibilidade do dia, pressão barométrica (tendência), precipitação (tipo, intensidade), oscilação da maré,



Figura 3. Equipamento recomendado para ser utilizado na identificação e registro das aves marinhas.

latitude e longitude, devem ser registrados em planilha de campo para posterior análise (BIOMASS, 1977). Navios em cruzeiros oceanográficos em geral monitoram estas variáveis, enquanto barcos de pesca oceânica comumente têm equipamento para registrar a temperatura da água.

A comparação da estrutura populacional, dos aspectos ecológicos e das variáveis ambientais ao longo do período deve ser realizada através de pacotes estatísticos, em geral utilizando análises de regressão. Todas as observações devem ser georeferenciadas através de um GPS. Com esse procedimento as informações podem ser organizadas em mapas temáticos com auxílio de um Sistema de Informações Geográficas. Desta forma, serão identificadas as áreas com maiores concentrações de espécies/exemplares, as variáveis ambientais associadas e suas possíveis flutuações.

Censo contínuo

Antes de iniciar a contagem das aves, é importante estimar visualmente ou através de um ponto de referência, uma faixa de $\pm 300\text{m}$ de largura a partir do bordo da embarcação, geralmente em um ângulo de 90° com a proa. As contagens podem iniciar após uns cinco ou 10 minutos que as aves estiverem na faixa pré-determinada. Sempre que possível, deve-se identificar e contar separado as aves que seguem a embarcação. Através do método de Heinemann (1981) é possível determinação a distância de 300 metros a partir do observador, com auxílio de um paquímetro, posicionando-o entre os olhos do observador e a linha do horizonte. Para tanto, é necessário conhecer a altura dos olhos do observador à superfície do mar e a distância do paquímetro até os olhos do observador. Faz-se através de triangulação o cálculo da abertura do paquímetro suficiente para que, com a ponta superior do paquímetro colocada na linha do horizonte, a ponta inferior determine a distância entre o observador e o limite externo da faixa de 300 metros.

Outra opção é utilizar a técnica canadense para estudos de aves marinhas no oceano:

- 01) Conte todas as aves identificando-as em um campo 180° na frente do ponto de observação do navio. Normalmente o observador deve ficar aproximadamente 15m acima da superfície (TASKER *et al.*, 1984);
- 02) A velocidade do navio deve ser de pelo menos 5,0 nós (9.25 km.h-1);
- 03) As observações são confinadas às horas de luz do dia, e suspensas quando há chuvas pesadas, névoa ou em mares bravios;

- 04) A latitude e a longitude devem ser anotadas no início e no fim de cada contagem a cada 10 minutos;
- 05) As aves que seguem o navio (ex. gaivota, albatrozes) devem ser contadas somente uma vez;
- 06) A presença de barcos de pesca dentro da área amostrada deve ser registrada, porque pode afetar o comportamento das aves;
- 07) Os dados são acumulados nos blocos de um período de 10 minutos. Podem ser disponibilizados em formulário ou planilhas espaciais.

Censo instantâneo

Este método inclui todas as aves encontradas (estacionárias, pousadas na água) em um dado momento (variável com o tempo para realizá-lo) de modo que todo o universo amostral seja contemplado, evitando as recontagens.

A diferença básica entre os dois métodos consiste na forma de contar as aves em vôo. O método do censo contínuo registra todas as aves que cruzam a área do transecto, o que pode maximizar as estimativas para a densidade. Isso ocorre porque este método mede o fluxo de aves ao invés da densidade. Para evitar esse problema, devido ao movimento das aves, recomenda-se o método do censo instantâneo (TASKER *et al.* 1984), baseado na contagem de aves em vôo durante intervalos definidos para cobrir sub-setores da área a ser contada.

Estudos comparativos entre os dois métodos demonstraram que a densidade obtida no censo contínuo foi duas vezes maior do que no instantâneo (VAN FRANKEK, 1994). Os efeitos de variáveis como comportamento de algumas espécies, a velocidade do barco e a velocidade do vento são muito difíceis de separar. Além disso, o observador deverá ser bem treinado para identificar as espécies dentro do transecto.

Amostragens de Aves Marinhas em Praias

Atualmente, é primordial monitorar as populações de aves aquáticas e marinhas, pois a urbanização e industrialização das zonas costeiras têm dificultado a conservação das aves. Assim, informações quantitativas sobre as populações e suas flutuações podem servir de "barômetros" da saúde ambiental.

As contagens numéricas através do método de itinerário fixo em praias arenosas de grande extensão, como praia do Cassino (RS), Atalaia (SE) e Ilha Comprida (SP) mostraram que é um método eficiente, permitindo estimar a abundância, densidade e riqueza de espécies, bem como alterações

ao longo do tempo. A praia pode ser percorrida com um veículo a velocidade constante, seguindo o transecto pré-estabelecido (VOOREN & CHIARADIA, 1990; BIBBY *et al.*, 1992; BARBIERI & MENDONÇA, 2008) para esse ambiente.

Em geral, as aves são avistadas a olho desarmado, mas binóculos de 7x50 a 20x60 podem auxiliar na identificação e contagem. Deve-se registrar o horário inicial e final das amostragens, bem como o ambiente e atividade do agrupamento (alimentação, manutenção da plumagem, descanso ou em vôo). Sempre que possível, fotografar as aves ajuda no melhor entendimento e análise dos dados.

A densidade populacional é expressa em número de exemplares por unidade de área (ex. 200 aves/km²). É importante separar densidade bruta - o número de exemplares por unidade de espaço total - da densidade específica ou ecológica - o número por unidade de espaço do habitat (área ou volume disponível que pode ser colonizado pela população) (ODUM, 1984). É mais importante saber se uma determinada população está estável ou flutuando, do que determinar seu tamanho em um dado momento. Também, são úteis os índices de abundância relativa (porcentagem de indivíduos de um táxon com relação ao total de indivíduos) ou frequência da ocorrência (porcentagem das unidades amostrais - no tempo e/ou espaço - com presença de uma espécie) (BARBIERI & PINNA, 2005).

A constância das espécies pode ser determinada pela ocorrência nas amostragens em “regular ou dominante” presente em mais de 50% das amostragens, “sazonal ou abundante” entre 30% e 50% e “acessória ou rara” entre 10 a 20%, bem como pela fórmula: $C = p \times 100/P$ (DAJOZ, 1978). Onde p corresponde ao número de amostragens que a espécie foi avistada e P o número total de amostragens. Em função dos valores obtidos, os táxons são categorizados em **constantes**: presentes em mais de 50% das contagens, **acessórios**: entre 25 a 50% e **acidentais**: presentes em menos de 25% das amostragens.

No Brasil, existem poucos trabalhos sistematizados e de longo período que utilizaram transectos para estudar aves em praias de grande extensão (VOOREN & CHIARADIA, 1990, BARBIERI & MENDONÇA, 2008), provavelmente pelo custo elevado, frequência das observações e pesquisador capacitado com tempo disponível.

METODOLOGIA UTILIZADA NA CAPTURA E OBTENÇÃO DE INFORMAÇÕES SOBRE A BIOLOGIA DAS AVES MARINHAS

As aves têm um importante papel no meio ambiente rural, urbano e marinho: ajudam no contro-

le de pragas, que atacam as plantações e as cidades; polinizam flores e espalham sementes, auxiliando na reprodução das plantas; servem como ótimos indicadores da qualidade dos ambientes, pois indicam rapidamente qualquer impacto ambiental; além de nos encantar com sua beleza e seus sons.

Para se dimensionar ou quantificar essas informações, é frequentemente necessário a captura e o manuseio de aves para a tomada de informações biológicas e ecológicas.

Coleta Manual

Algumas espécies de aves marinhas, na fase de incubação e criação dos ninhos, defendem vigorosamente o espaço do ninho, permitindo a aproximação e captura manual. Para minimizar o estresse da ave, evitar a quebra de ovos, traumas e fraturas nos adultos e jovens, além de possíveis ferimentos nos coletores, é necessário tomar certos cuidados: usar luvas adequadas, óculos de proteção, conter a ave, segurando-a pelo pescoço ou cabeça, e acomodá-la sobre a axila do amostrador, mantendo a cabeça segura por uma das mãos e os pés voltados atrás do braço.

O tempo de manuseio deve ser o mais breve possível, mas com calma pode-se efetuar a biometria, pesagem, anilhamento e a coleta de possíveis amostras em poucos minutos. É muito importante manter uma pressão moderada sobre a cabeça-bico e abdômen da ave para evitar asfixia ou fraturas. Algumas aves, como Sulidae, Fregatidae, Laridae e outras, costumam regurgitar durante o processo de contenção, sendo fundamental eliminar o bolo alimentar sob pena da morte por asfixia. Tanto a regurgitação como a asfixia podem ser evitadas se a cabeça da ave for mantida na vertical e seu bico fechado.

Rede-de-Mão (Puçá)

O puçá ideal para coleta de aves marinhas deve ter um aro de metal de $\pm 30,0$ a $50,0$ cm de diâmetro, malha de nylon de $1,0$ a $2,0$ cm entre nós, cabo de madeira ou metal com $1,5$ a $3,0$ m de comprimento (Figura 4).

O puçá é eficiente na captura de aves que tendem a abandonar o ninho com aproximação do coletor, em ninhos que costumam vagar pelo sítio de nidificação (p. ex. *Larus dominicanus*) e pinguins. A leveza do equipamento associado à facilidade de manuseio também permite capturar aves em vôo próximas ao solo como observado nas colônias de trinta-réis. Devem-se evitar traumas causados pelo choque do aro de metal com o corpo da ave, assim como, durante o seu manuseio (Figura 5). O aro pode ser revestido com espuma para evitar contusões.



Figura 4. Exemplar adulto de *Sula leucogaster* BODDAERT, 1783 capturado com um puçá.

Rede Ornitológica (Rede de Neblina)

As redes de neblina – *mist-nets* - utilizadas na captura de aves, em geral, são confeccionadas utilizando fios de seda, nylon ou material sintético, sempre na cor preta e extremamente delgado (Figura 6). A altura dos panos da rede varia entre 2,0 a 3,0m, com comprimento de 6,0 a 20m e malha de diversos tamanhos.

Estas redes podem ser utilizadas com eficiência na captura das aves marinhas de pequeno e médio porte (*Sterna* e *Larus*), devendo ser abertas (armadas) ao anoitecer, próximo aos locais de pouso, dormitório e colônias (praias e ilhas), de maneira a ficar invisível no ambiente.

O Manual de Anilhamento de Aves Silvestres do CEMAVE (www.ibama.gov.br/cemave) fornece uma série de informações úteis, que vão desde a abertura, armação da rede, tipo de roupa a usar, cuidados na retirada das aves, secagem e reparado do equipamento, entre outros. Levantar as previsões do tempo para o período de coleta, regime de maré, fase da lua e direção dos ventos podem ser decisivos no sucesso da amostragem. Nossa experiência tem demonstrado que as aves marinhas são capazes de evitar a rede, mesmo com baixa luminosidade, ventos moderados, onde

os fios ficam assoviando, bem como distúrbios na praia e maré alta.

Rede de Canhão

Foi desenvolvida em 1940 nos Estados Unidos para capturar gansos no Swan Lake National Wildlife Refuge. Atualmente é utilizada na coleta de aves aquáticas, marinhas (trinta-réis e gaivotas) e até domésticas, como pombos. Basicamente é uma rede de nylon com malha de 3,0 a 6,0cm e comprimento de 12x10m, acoplada a três canhões, que geralmente utilizam cartuchos de pólvora detonados manualmente através de circuito elétrico contínuo (Figura 7). Para maiores informações consultar o manual de anilhamento do CEMAVE.

O local onde a rede será disposta para disparo deve ser aberto, livre de vegetação, rochas e com substrato relativamente consolidado. Recomenda-se efetuar um levantamento prévio para ter certeza de que o local escolhido reúne um número satisfatório de aves (20 a 100). Geralmente as regiões mais elevadas da praia oferecem as melhores condições, além da maior frequência de aves em atividade de manutenção da plumagem e descanso. Outra maneira de aumentar a probabilidade de



Figura 5. Aproximação e captura de um adulto de *Sula leucogaster* com auxílio de um puçá.

captura e atrair as aves para o raio de ação da rede utilizando iscas e chamas. As gaivotas, urubus e até garças são facilmente atraídas com restos de peixes.



Figura 6. Pesquisadores liberando uma ave capturada com rede de neblina.

Armadilhas

O emprego de armadilhas na captura de aves marinhas não é uma prática comum no litoral brasileiro. Existem alguns relatos sobre a utilização de caixotes de madeira tipo “gaiola” (2,0x1,5m) com tela de nylon. Essa armadilha funciona relativamente bem na captura de gaivotas, sendo necessária a utilização de iscas (peixes), inicialmente dispostas nas partes externas e internas da mesma. Com o ingresso das aves na armadilha, a porta é fechada com um cordão de nylon. Com o passar do tempo, as gaivotas se tornam mais precavidas e poucas entram na armadilha ou escapam antes da porta ser fechada.

METODOLOGIA E COLETA DE AMOSTRAS PARA O ESTUDO DA ALIMENTAÇÃO

Aves marinhas são indicadoras da qualidade ambiental dos oceanos (FURNESS & MONAGHAN, 1987; FURNESS &



Figura 7. Pesquisadores armando a rede de canhão, ela sendo disparada sobre o bando de aves pousadas e o início da captura para aquisição dos dados.

CAMPHUYSEN, 1997), flutuações das populações de presas e condições oceanográficas (MONTEVECCHI, 1993; FREDERIKSENAL *et al.*, 2004).

As metodologias utilizadas no estudo da alimentação destas aves são amplas e diversificadas. Em geral, apresentam algum tipo de restrição (DUFFY & JACKSON, 1986; RODWAY & MONTEVECCHI, 1996; CARSS *et al.*, 1997; ANDERSEN *et al.*, 2004), e quase todas recorrem à curta estação de procriação, quando aves estão acessíveis nos sítios de nidificação.

Para acessar as presas consumidas por uma ave é necessário obter ou extrair os itens do trato digestivo (BARRETT *et al.*, 2007). Geralmente, os únicos itens retidos na moela, após certo tempo de ingestão são ossos, conchas, exoesqueletos, mandíbulas e bicos de lulas. Todo material retido entre o pró-ventrículo e a cavidade oral pode ser coletado através de lavagem sem prejudicar a ave, após a moela, somente com a dissecação dos exemplares. De posse das amostras, os itens alimentares podem ser identificados, quantificados e seu volume e peso determinados (BARRETT *et al.*, 2007).

Aves Encontradas Mortas

Sacrificar aves marinhas para obter seu conteúdo estomacal atualmente é antiético e pode reduzir o contingente populacional de espécies ameaçadas. Em aproximadamente 30% dos estômagos

examinados são encontrados apenas fragmentos de ósseos e restos de escamas, o que demanda um número elevado de aves para caracterizar a dieta de uma espécie. Além disso, aves marinhas costumam forragear em grupos e coleta de único ponto amostral não reflete as flutuações espaço-temporal da dieta (BARRETT *et al.*, 2007).

Carcaças de aves marinhas encontradas nas praias constituem amostras razoáveis para determinação de poluentes, na indicação de contaminações em áreas de aquicultura (ROWE *et al.*, 2000), derramamentos de petróleo (BLAKE, 1983; LORENTSEN & ANKER-NILSSEN, 1999; OUWEHAND *et al.*, 2004) e na caracterização da dieta (OUWEHAND *et al.*, 2004). Para reduzir a decomposição do trato digestivo, esse deve ser removido mais rápido possível e conservado congelado ou fixado em álcool ou formol até o momento da análise. Recomenda-se o uso de material de segurança para evitar a contaminação do pesquisador ou do ambiente de trabalho (BARRETT *et al.*, 2007).

Regurgitação Espontânea

Aves como atobás (Sulidae), biguás (Phalacrocoracidae), gaivotas e trinta-réis (Sternidae) frequentemente regurgitam o conteúdo do pró-ventrículo (MONTEVECCHI *et al.*, 1992; HEDD & MONTEVECCHI, 2006) (Figura 8) em resposta à aproximação de um predador ou pesquisador do



Figura 8. Ninhego de *Fregata magnificens* MATHEUS, 1914 regurgitando com a aproximação do pesquisador.

ninho, bem como durante o processo de manipulação dessas aves (BARRETT *et al.*, 2007).

A proporção de itens encontrados nos regurgitos varia entre as espécies, mas em geral, fornece uma boa indicação da diversidade e abundância de presas disponíveis nas proximidades das colônias (BRANCO *et al.*, 2007; BRANCO *et al.*, 2005). O alimento regurgitado deve ser coletado utilizando o próprio saco plástico, etiquetado, quando possível, indicar o sexo, estágio do exemplar e acondicionado em caixa térmica com gelo até ser congelado no laboratório, para posterior processamento. Quando a permanência no local de coleta for superior a um dia, os regurgitos devem ser fixados em formol 10% (BARRETT *et al.*, 2007).

Geralmente, o ingresso de pessoas nas colônias de nidificação causa perturbação, fazendo com que as aves abandonem o ninho, expondo ovos e filhotes aos predadores ou calor, bem como pode reduzir o aporte de alimento e cuidado parental. Assim, recomenda-se coletar nas bordas da colônia, entre às 8:00 - 10:00h, com um número reduzido de coletores, evitar as fases de assentamento das colônias (Sternidae) e o início do período de eclosão dos ninhegos.

Lavagem Estomacal

Essa técnica é recomendada para espécies que não costumam regurgitar voluntariamente. A lavagem do estômago normalmente envolve o bombeamento de água salgada com seringa por tubo de látex, inserido até próximo ao pró-ventrículo da ave. Em seguida, essa é invertida sobre uma peneira ou balde e esvaziados a água e o conteúdo do estômago (WILSON, 1984; RYAN & JACKSON, 1986). Embora não recomendado, o processo pode ser repetido mais de uma vez, assegurando o completo esvaziamento do sistema gástrico (NEVES *et al.*, 2006).

Para minimizar o estresse e possíveis danos, devem-se introduzir catéteres com diâmetro e comprimento adequados ao esôfago da espécie amostrada. Em regiões frias, recomenda-se o aquecimento prévio da água para evitar choque térmico. Uma limitação da lavagem está relacionada com a captura das aves, porque muitas vomitam imediatamente e o estômago pode parecer vazio ao serem lavados (BARRETT *et al.*, 2007).

Fezes e Pelotas

Ossos e otólitos de peixes, exoesqueleto de crustáceos, bicos de lula, mandíbulas e setas de poliquetas, fragmentos de equinodermatas e conchas de moluscos geralmente resistem à ação dos sucos gástricos das aves marinhas. Essas partes, quando reconhecíveis nas fezes, podem dar uma estimativa

razoável sobre abundância e importância de algumas presas (BARRETT *et al.*, 2007).

Os itens resistentes também são regurgitados no formato de pelotas, sendo frequentemente utilizados nos trabalhos de caracterização da dieta. Nas espécies que costumam descansar em bandos mistos é difícil de identificar a fonte das pelotas, mas quando isoladas, qualquer superfície seca como farol, cais, plataformas, molhes e praia serve de substrato (GAGLIARDI *et al.*, 2003), estando disponível ao longo do ano (JOHANSEN *et al.*, 2001). A análise das pelotas pode fornecer um índice qualitativo da dieta. Partindo da premissa de que cada espécie geralmente elimina uma pelota por dia (biguás) ou refeição (gaivotas, skuas) e essa contém todas as partes duras das presas ingeridas, é possível converter esse índice em uma estimativa grosseira da composição quantitativa da dieta (JOHANSEN *et al.*, 2001; VOTIER *et al.*, 2001, 2003, 2007).

A identificação dos restos de presas em fezes ou regurgitos requer um bom guia de identificação (WATT *et al.*, 1997; LEOPOLD *et al.*, 2001), coleções de referência e tempo e consulta a especialistas são indicados na determinação da composição de dieta (CARSS *et al.*, 1997). As partes duras de presas pequenas podem ser eliminadas juntamente com as fezes (VEEN *et al.*, 2003), e pelotas podem conter restos de presas presentes no trato digestivo dos peixes ou de presas consumidas pela ave marinha (JOHNSON *et al.*, 1997). Como pontos positivos é um método não evasivo, simples e pode prover amostras grandes com o passar do tempo (BARRETT *et al.*, 2007).

Observação Direta do Alimento

Algumas aves marinhas carregam peixes íntegros no bico (Sternidae), facilitando a identificação com auxílio de binóculos nas suas colônias (Figura 9) (RODWAY & MONTEVECCHI, 1996; BARRETT, 2002; LARSON & CRAIG, 2006). Outras espécies ingerem parte do alimento e, para estimar o tamanho das presas, usa-se como referencial o comprimento de bico da ave. Nas aves que carregam muitos peixes pequenos (pardelas), a identificação das espécies e quantificação também é possível, mas aumentam as possibilidades de erro (RODWAY & MONTEVECCHI, 1996).

Essa abordagem tem como vantagens a simplicidade e praticidade sem perturbar as aves, permitir muitas observações em um curto período, determinar o horário de maior atividade na colônia e a disponibilidade de presas (BARRETT *et al.*, 2007).

As desvantagens são a possibilidade de não identificar a presa, principalmente peixes pequenos



Figura 9. Adulto de *Sterna hirundinacea* LESSON, 1831 carregando um peixe (Clupeidae) para alimentar seu ninhego.

e larvas, impossibilidade de confirmação posterior, equívocos no número e tamanhos, além de ser limitado ao período reprodutivo da espécie.

Essas falhas podem ser superadas, em parte, por fotografia ou vídeo (LARSON & CRAIG, 2006). Outra maneira de evitar erros é fazer uma coleção de referência dos peixes encontrados no interior da colônia, apesar da pequena perturbação, possibilita quantificar com precisão a composição das presas (número, peso, conteúdo de energia, etc.), já que as presas são íntegras e frescas quando trazidas à colônia. Coleções de presas também podem demonstrar o forrageamento seletivo das aves marinhas (BARRETT *et al.*, 2007).

Métodos Bioquímicos

Atualmente existem vários métodos bioquímicos para caracterizar a dieta das aves na literatura internacional: análise de isótopos estáveis, da quantitativa de assinatura de ácido graxo, sorológicos, eletroforese em gel e iso-elétrico focalizando de proteínas, DNA de presas em fezes, entre outros (BARRETT *et al.*, 2007).

Os métodos bioquímicos utilizados para determinar a dieta em aves marinhas têm várias vantagens sobre os mais tradicionais. Os convencionais indicam a dieta recente, mas não consideram variabilidade temporal das presas. Em contraste, relações de isótopos estáveis e assinaturas ácidas gordurosas em tecidos de aves integram a informação da dieta durante espaço e tempo (dias a meses) (HOBSON *et al.*, 1994). A vantagem de usar métodos bioquímicos está na possibilidade de avaliar as interações tróficas das aves reprodutoras nas colônias e fora do período de nidificação (HEDD & MONTEVECCHI, 2006). A combinação dos métodos bioquímicos e convencionais possibilita a interpretação detalhada da dieta ao longo do ano (BEARHOP *et al.*, 2001; HEDD & MONTEVECCHI, 2006; BARRETT *et al.*, 2007).

Aplicação de Dispositivos de Armazenamento de Dados

Os métodos acima descritos são largamente utilizados na caracterização da dieta das aves marinhas, mas poucos fornecem dados quantitativos dos itens consumidos. Estudos recentes utilizando

armazenadores de dados fornecem informações confiáveis sobre quantidade de alimento e o local de forrageio das aves; entretanto, é necessária a captura e recaptura das aves para instalar e baixar dados armazenados.

METODOLOGIA PARA O ESTUDO DA BIOLOGIA REPRODUTIVA

A metodologia utilizada no estudo da reprodução das aves marinhas varia consideravelmente entre os pesquisadores. Assim, apresentamos alguns parâmetros básicos e correntes na literatura internacional que poderão auxiliar os iniciantes. Em geral, o primeiro passo é identificar as espécies residentes, visitantes e ocasionais que influenciam na rotina do sítio de nidificação.

Selecionado o objeto de estudo, deve-se determinar a fase inicial de ocupação do sítio (assentamento), que incluem a formação dos pares reprodutores, período de corte e formação do ninho. A extensão do período de incubação, sucesso de incubação, sucesso reprodutivo, biometria de ovos, ninhos e crescimento devem ser realizados sempre que possível, procurando caracterizar as estratégias utilizadas pelas espécies.

É importante lembrar que a incursão de humanos sempre causará um distúrbio na colônia de aves marinhas, sendo necessário minimizar a perda dos ovos ou dos ninhos em consequência das atividades de pesquisa. Caso nossa atividade incremente a taxa de predação de ovos e ninhos, o trabalho deve ser suspenso e realizado em época mais oportuna. Nas espécies mais sensíveis, como *Sterna spp.* e *Fregata spp.*, o pesquisador deve utilizar uma distância mínima de 20 a 30m para as observações com binóculos. Quando for necessária a captura das aves, seja para efetuar a sua biometria, bem como dos ovos e ninhos, a melhor época é quando a colônia está estabelecida a mais de um mês. Muitas vezes, é necessário acompanhar a incubação e crescimento dos filhotes; nesse caso recomenda-se utilizar os ninhos da borda da colônia.

Muitas espécies de aves marinhas tropicais podem fazer uma nova postura quando os ovos ou o ninhos são perdidos, por qualquer motivo. É importante registrar separadamente o sucesso para cada tentativa de re-postura e, se possível, relatar o número dos ninhos que originou desta segunda tentativa de gerar uma prole.

A escolha do local de nidificação de algumas espécies (*Sterna*) pode mudar de um ano para outro. Essas aves são sensíveis a qualquer tipo de distúrbio, sendo frequente o abandono da área de nidificação (YORIO *et al.*, 1994; SCOLARO *et al.*,

1996; BRANCO, 2003b). A predação pode resultar na perda do conteúdo dos ninhos e abandono da área de reprodução por alguns casais ou de toda a colônia, sendo que ação das gaivotas é considerada uma das principais causas da perda de ovos dos trinta-réis (BUCKLEY & BUCKLEY, 1972, BRANCO, 2003b).

Sucesso de Incubação

Para caracterizar o sucesso de incubação de uma população em uma colônia, deve ser registrado o número de ninhos e ovos, quando possível, identificar cada ovo colocado (caneta retroprojeter) pela ordem de postura “A”, “B”, “C”.... (Figura 10). Dessa forma, será possível identificar o número de ovos e intervalo de tempo entre as posturas, a perda de umidade, consumo do vitelo (peso) e o tempo de incubação.

A distância entre os ninhos nas diversas feições e cobertura do sítio (gramíneas, rochas soltas, gramíneas e rochas, entre outras), pode ser determinada com uma trena. Durante as incursões na colônia, devem ser identificados e removidos ovos abandonados, gorados, natimortos e predados, possibilitando quantificar diariamente as mortes naturais e as causadas por predadores, utilizada para estimar o sucesso de incubação dos ovos. O sucesso de incubação pode ser expresso como o número de ninhos eclodidos/número de ovos colocados em uma temporada reprodutiva (x 100) (AINLEY & BOEKELHEIDE, 1990).

Sucesso Reprodutivo

Da mesma forma que os ovos, os filhotes mortos por causas naturais ou predação devem ser removidos a cada visita feita à colônia, evitando serem recontados e possibilitando estimar a perda



Figura 10. Ovos de *Sterna hirundinacea* marcados com caneta hidrocor de acordo com a ordem de postura.

diária, as probabilidades de sobrevivência e o sucesso reprodutivo.

O sucesso reprodutivo é o número de jovens que abandonam a colônia/número de ninhegos que eclodiram em uma temporada ($\times 100$) (AINLEY & BOEKELHEIDE, 1990), pode atuar como um indicador da disponibilidade de alimento e, consequentemente, das condições ambientais dos oceanos (CAIRNS, 1987; FURNESS & GREENWOOD, 1993).

Biometria

Os principais parâmetros em uma temporada reprodutiva podem ser determinados através do registro do comprimento total (Lt) e largura (Wid) em centímetros e peso total (Wt) em gramas dos ovos por ninho (Figura 11), bem como o comprimento do cúlmen do bico (Lt_{bico}) e do tarso (Lt_{tarsos}) em centímetros e massa corporal (Wt) em gramas dos filhotes (Figura 12). Para as medidas de comprimento e largura devem ser utilizados paquímetro com 0,05mm e nos pesos, PESOLA de capacidade e precisão adequadas à espécie em estudo (BRANCO, 2003a).

O volume dos ovos pode ser estimado de acordo com HOYT (1979) pela equação $\text{Vol}(\text{cm}^3) = K_v \cdot L_t \cdot W_{id}^2$, logo $K_v = V / L_t \cdot W_{id}^2$, onde K_v = coeficiente volumétrico; L_t = comprimento total; W_{id} = largura maior do eixo do ovo (BRANCO, 2003b). Nesses cálculos devem ser incluídos, apenas ovos com a ordem de postura conhecida no início do experimento. Geralmente esse cálculo supre com grande confiabilidade as comparações entre os valores de apenas comprimento, largura ou peso dos ovos (PENNIMAN *et al.*, 1990).

Crescimento dos Ninhegos

O desenvolvimento de um filhote pode ser acompanhado através de registro regular da mas-

sa corporal e dimensões do corpo, como comprimento do tarso, asa e cúlmen do bico (RICKELS *et al.*, 1984).

Geralmente, é possível separar os filhotes pelo estágio de desenvolvimento em Jovem I, II, III, IV e juvenil (BRANCO, 2003 a,b), utilizando dados de biometria, idade e aspecto da plumagem. Entretanto, requer bom conhecimento da espécie e marcação (anilhamento) dos exemplares. Após a padronização dos estágios, que demanda em média uma temporada reprodutiva, é possível fazer comparações com outras temporadas. Aves marinhas jovens são sensíveis à disponibilidade de alimento e o crescimento atua como indicador das condições ambientais na área de forrageio dos adultos e características intrínsecas de cada população.

MARCAÇÃO E ANILHAMENTO

As aves sempre atraíram a atenção do homem ao longo da história, pelas migrações espetaculares, cobrindo grandes extensões de terra, cruzando mares e desertos, bem como a visibilidade e colorido característico de um grande número de espécies.

Em janeiro de 1977 foi criado o *Centro de Pesquisas para Conservação das Aves Silvestres - CEMAVE*, com a finalidade de organizar, coordenar e impulsionar o sistema de anilhamento de aves no Brasil, bem como programar ações e políticas de conservação das aves e seus ambientes, apoiados em dados criteriosamente coletados e analisados.

O anilhamento é uma técnica de marcação com anéis numerados, que permite conhecer quando do encontro dessas aves, o tempo de vida, as rotas migratórias, locais de reprodução, pontos de parada, dentre outras informações fundamentais para conservação das aves e seus ambientes. Cada anilha contém uma letra, que corresponde à média



Figura 11. Comprimento, largura e peso dos ovos de *Sterna hirundinacea*.



Figura 12. Medidas do cúlmen do bico, tarso e peso de filhotes encontrados na Ilha de Moleques do Sul.

do diâmetro máximo do tarso dos adultos da espécie, seguida de cinco números, que identificam a série de registros fornecidos a cada pesquisador associado ao CEMAVE e também um endereço para onde devem ser enviadas as anilhas encontradas.

Com o objetivo de padronizar a metodologia de anilhamento e, assim, minimizar o impacto e danos causados às aves, o CEMAVE disponibiliza regularmente cursos para anilhadores e o *Manual de Anilhamento de Aves no Brasil* ([HTTP://WWW.IBAMA.GOV.BR/CEMAVE/INDEX.PHP?ID_MENU=308](http://www.ibama.gov.br/CEMAVE/index.php?id_menu=308)). Cada anilhador recebe um registro no órgão gestor e uma licença para capturar e anilhar aves, com acesso ao banco de dados e movimentação das anilhas.

Determinação de Sexo

O método mais comum para determinação do sexo das aves marinhas que não apresentam dimorfismo é o exame da cloaca. Em algumas famílias como Cracidae e Anatidae, os machos possuem o pênis evidente, facilitando a sexagem, mas aves marinhas não possuem pênis, assim, características morfológicas podem auxiliar na determinação do sexo, especialmente nos Sulidae e Fregatidae (SICK, 1997), e geralmente, é limitado aos exemplares adultos.

A técnica mais precisa e usual nos laboratórios de ornitologia é a análise do DNA dos exemplares. Essa técnica possibilita a obtenção do material genético diretamente (penas, tecido e sangue) ou indiretamente, por penas caídas no solo, fezes e aves mortas.

Migração Seguida por Telemetria e Satélite

A telemetria é uma metodologia empregada desde a segunda metade do século XX, com pouco distúrbio na colocação do equipamento e monitoramento à distância dos animais silvestres em seu habitat natural, possibilitando obter dados sobre mobilidade, localização, cálculo de áreas vitais e padrões de utilização de recursos (GILES, 1971; KENWARD, 1987).

A miniaturização de componentes eletrônicos permitiu a construção de transmissores reduzidos,

com frequência única permitindo individualizar cada animal e minimizar o incômodo causado. O método de localização mais utilizado é a triangulação, que consiste em determinar a partir de dois ou três locais de recepção diferentes, a direção de onde o sinal provém com maior intensidade, traduzido em graus.

A telemetria é aplicada em estudos, sobretudo na avifauna, mas também com alguns mamíferos e répteis. As vantagens desta metodologia traduzem-se pela: monitorização dos *taxa* marcados ser efetuada no habitat natural; a perturbação ser mínima – desde que a captura e posterior instalação dos transmissores seja efetuada corretamente; ser uma técnica bastante adequada para situações de visibilidade fraca ou nula; permite realizar estudos de grande amplitude, como por exemplo, no caso das migrações transcontinentais dos albatrozes.

As técnicas mais usadas são a colocação no dorso (tipo mochila) (Figura 13), com o auxílio de um arnês (WARNER & ETTER, 1983; PATON *et al.*, 1991; FOSTER *et al.*, 1992), e a colocação na base das retrizes centrais, sendo a fixação feita com cola e com pequenos fios (KENWARD, 1978; FOSTER *et al.*, 1992).

A colocação de rádio-emissores pode alterar o comportamento dos animais, inviabilizando quaisquer conclusões acerca da biologia dos mesmos (VEKASY *et al.*, 1996), já que várias espécies parecem reagir de forma distinta ao seu uso (PATON *et al.*, 1991; SODHI *et al.*, 1991; ANDERSON, 1994; GARRETSON *et al.*, 2000). Entre os efeitos negativos mais citados estão o aumento da visibilidade para os predadores, a diminuição do peso, decréscimo da agilidade e velocidade de vôo com o conseqüente acréscimo do custo energético, decréscimo da eficácia de caça, menor sucesso reprodutor e taxa de sobrevivência (GESSAMAN & NAGY, 1988; HOOGE, 1991; FOSTER *et al.*, 1992; WARD & FLINT, 1995; BUEHLER *et al.*, 1995; HUBBARD *et al.*, 1998; BRO *et al.*, 1999; SCHMUTZ & MORSE, 2000).

Por outro lado, a radio-telemetria apresenta como principais desvantagens o elevado custo do material utilizado – sobretudo transmissores



Figura 13. *Hamaetopus palliatus* TEMMINCK, 1820 (ostreiro) com um emissor de dados no dorso.

(“tags”) e *data logger* (receptor), e a necessidade de marcar animais com alguma dimensão, o que se torna problemático no caso de algumas espécies de aves, visto ser aconselhável a utilização de transmissores cujo peso não exceda 2% do peso corporal (BROWN *et al.*, 1999).

Equipamentos que podem ser utilizados

Para o estudo de radio-telemetria devem ser selecionados transmissores PTTs (plataformas emissoras) de modelos, pesos, durabilidade e autonomia distinta com capacidade de enviar sinais em intervalos de 5 segundos. O conjunto de transmissores escolhidos pode ser programado para emitir em diversas frequências, como por exemplo, a de rádio de banda larga 149.420 MHz, e podem ser adquiridos na Microwave Telemetry ([WWW.MICROWAVETELEMETRY.COM](http://www.MICROWAVETELEMETRY.COM)).

Os transmissores são codificados, possuem um código binário exclusivo, que os identifica no receptor, permitindo assim a utilização de diversos emissores numa mesma frequência. A característica mencionada reduz consideravelmente o tempo de rastreamento, decrescendo igualmente a probabilidade de um animal monitorizado transpor um determinado local sem ser identificado. O restante do equipamento para o estudo de telemetria consiste num receptor e processador de sinal de rádio (modelo SRX_400 com o *software* W7 incorporado), e uma antena para captação dos sinais acústicos com quatro elementos direcionais (modelo NA_4 YAGI_150 para frequ-

ências entre 148.000 e 152.000 MHz) (Figura 14).

A tecnologia ARGOS/GPS é suficientemente miniaturizada e excelente para aves menores de 400g, além de viabilizar a obtenção de um número muito superior de localizações e elevada precisão.

O sistema Argos é gerido pela empresa francesa CLS (Collecte Localisation Satellites) ([WWW.CLS.FR](http://www.CLS.FR)), que pode localizar e receber dados das plataformas emissoras (PTTs) em qualquer ponto do mundo, em terra ou no mar.

Os instrumentos da Argos encontram-se a bordo de satélites meteorológicos (National Oceanic and Atmospheric Administration - NOAA). Pelo menos dois destes satélites estão sempre operacionais, que circulam em órbitas polares, a cerca de 850km de altitude da superfície terrestre. Os satélites “varrem” uma área da superfície terrestre equivalente a um círculo com 5000km de diâmetro, sendo o

tempo médio de sobrevoo do satélite sobre o PTT cerca de 10 minutos.

Método Doppler

Os PTT emitem em média um sinal por minuto e para calcular uma localização com qualidade via método Doppler, o satélite tem de receber pelo menos quatro mensagens consecutivas, e resultam em localizações com uma precisão variável entre 150 e 1000m. Depois de guardada essa informação, os satélites enviam-no para um centro terrestre CLS, onde são processadas as mensagens recebidas, calculando a localização do PTT e convertida num formato em que possa ser lido pelos utilizadores.



Figura 14. Esquema de funcionamento da emissão de um sinal e a recepção e análise de dados.
- Sistema Argos

Por último, essa informação é depois enviada para o correio eletrônico dos coordenadores dos estudos.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq, pela bolsa de produtividade científica concedida a JOB. Aos dois revisores anônimos pelas valiosas contribuições.

BIBLIOGRAFIA

- AB'SABER, A. N. 2001. **Litoral do Brasil**. Metalivros, São Paulo, 287p.
- AINLEY & BOEKELHEIDE. 1990. **Seabirds of the Farallon Islands. Ecology, Dynamics, and Structure of an Upwelling-System Community**. R. J. Stanford University Press, 450p.
- ANDERSEN, S. M.; LYDERSEN, C.; GRAHL-NIELSEN, O. & KOVACS, K. M. 2004. Autumn diet of harbour seals (*Phoca vitulina*) at Prins Karls Forland, Svalbard, assessed via scat and fatty-acid analyses. **Canadian Journal of Zoology**, 82: 1230-1245.
- ANDERSON, D. E. 1994. Longevity of solarpowered radio transmitters on buteonine hawks in eastern Colorado. **Journal of Field Ornithology**, 65: 122-132.
- BARBIERI, E. & MENDONÇA, J. T. 2008. Seasonal abundance and distribution of larids at Ilha Comprida (São Paulo State, Brazil). **Journal of Coastal Research**, 24 (1A): 70-78.
- BARBIERI, E. & PINNA, F. V. 2005. Distribuição da batuíta-de-colheira (*Charadrius collaris*) durante o período de 1999 a 2001 na praia da Ilha Comprida. **Revista Brasileira de Ornithologia**, 13 (12): 25-31.
- BARRETT, R. T. 2002. Atlantic puffin *Fregata aegle* chick diet and growth as indicators of fish stocks in the Barents Sea. **Marine Ecology Progress Series**, 230: 275-287.
- BARRETT, R. T.; CAMPHUYSEN, K. C. J.; ANKER-NILSEN, T.; CHARDINE, J. W.; FURNESS, R. W.; GARTHE, S.; HUPPOP, O.; LEOPOLD, M. F.; MONTEVECCHI, W. A. & VEIT, R. R. 2007. Diet studies of seabirds: a review and recommendations. **ICES Journal of Marine Science Advance Access**, 26: 1-17.
- BEARHOP, S.; THOMPSON, D. R.; PHILLIPS, R. A.; WALDRON, S.; HAMER, K. C.; GRAY, C. M. & VOTIER, S. C. 2001. Annual variation in great skua diets: the importance of commercial fisheries and predation on seabirds revealed by combining dietary analyses. **Condor**, 103: 802-809.
- BIBBY, J. C.; BURGUES, N. D. & HILL, D. A. 1992. **Bird Census Techniques**. Academic Press. London. England. 127p.
- BIOMASS. 1977. **Biological investigation of marine Antarctic systems and stocks, vol. 1: Research proposals**. SCAR/SCOR, Cambridge. 79p.
- BLAKE, B. F. 1983. A comparative study of the diet of auks killed during an oil incident in the Skagerrak in January 1981. **Journal of Zoology**, 201: 1-12.
- BRANCO, J. O. 2003a. Reprodução das aves marinhas nas ilhas costeiras de Santa Catarina. **Revista Brasileira de Zoologia**, 20 (4): 619-623
- BRANCO, J. O. 2003b. Reprodução de *Sterna hirundinacea* Lesson e *S. eurygnatha* Saunders (Aves, Laridae), no litoral de Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, 20 (4): 655-659.
- BRANCO, J. O. 2004. Aves marinhas das Ilhas de Santa Catarina. p.15-36. *In: Aves marinhas e insulares brasileiras: bioecologia e conservação* (Organizado por Joaquim Olinto Branco). Editora da UNIVALI, Itajaí, SC.
- BRANCO, J. O.; FRACASSO, H. A. A.; MACHADO, I. F.; BOVENDORP, M. S. & VERANI, J. R. 2005. Dieta de *Sula leucogaster* Broddaert (Sulidae, Aves), nas Ilhas Moleques do Sul, Florianópolis, SC. **Revista Brasileira de Zoologia**, 22 (4): 1044-1049.
- BRANCO, J. O.; FRACASSO, H. A. A.; MACHADO, I. F.; EVANGELISTA, C. L. & HILLESHEIM, J. C. 2007. Alimentação natural de (Fregatidae, Aves) nas Ilhas Moleques do Sul, Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Ornithologia**, 15 (1) 73-79.
- BRANCO, J. O.; MACHADO, I. F. & BOVENDORP, M. S. 2004. Avifauna associada a ambientes de influência marítima no litoral de Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, 21 (3): 459-466.
- BRO, E.; J. CLOBERT & REITZ, F. 1999. Effects of radiotransmitters on survival and radio transmitter attachments for Bald Eagles. **Journal of Field Ornithology**, 66: 173-180.
- BROWN, R. G. B.; BARKER, S. P.; GASKIN, D. E.; & SANDEMAN, M. R. 1981. The foods of great and sooty shearwaters *Puffinus gravis* and *P. griseus* in eastern Canadian waters. **Ibis**, 123: 19-30.
- BUCKLEY, F.G. & BUCKLEY, P.A. 1972. The breeding ecology of royal tern *Sterna (Thalasseus) maxima maxima*. **Ibis**, 114: 344-359.
- BUEHLER, D. A.; FRASER, J. D.; FULLER, M. R. & MCCALLISTER, L. S. 1995. Captive and field-tested reproductive success of Gray Partridge. **Journal of Wildlife Management**, 63: 1044-1051.
- BURGER, A. E. & LAWRENCE A. D. 2000. **Seabirds Monitoring Handbook for Seychelles**. Edited By Nature Seychelles. 103p.
- CAIRNS, D. K. 1987. Seabirds as indicators of marine food supplies. **Biological Oceanography**, 5: 261-271.
- CARSS, D. N.; BEVAN, R. M.; BONETTI, A.; CHERUBINI, G.; DAVIES, J.; DOHERTY, D. & EL HILI, A. 1997. Techniques for assessing cormorant diet and food intake: towards a consensus review. **Supplemento alle Ricerche di Biologia della Selvaggina**, 26: 197-230.
- CEMAVE, 2008. Disponível em: www.ibama.gov.br/cemave. Acesso em 02/06/2008.
- CEMAVE, 1994. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. Editado por Nascimento, I. L. S.; Nascimento, J. L. X. & Antas, P. T. Z. 148 p.
- CEMAVE, 2008. Disponível em: http://www.ibama.gov.br/cemave/index.php?id_menu=308. Acesso em 03/06/2008.
- CBRO, 2007. **Lista das Aves do Brasil**. 6ª Edição (16 de agosto de 2007). Comitê de Registros Ornitológicos, Sociedade Brasileira de Ornithologia. <http://www.cb-ro.org.br> (acesso em 03/06/2008).
- CLS, Collecte Localisation Satellites, 2008. Disponível em: www.cls.fr. Acesso em 10/05/2008.
- CRAIK, J. C. A. 2000. A simple rapid method of estimating gull productivity. **Bird Study**, 47: 113-116.

- DAJOZ, R. 1978. **Ecologia Geral**. 3. ed. Vozes. Petrópolis. 381p.
- DUFFY, D. & JACKSON, S. 1986. Diet studies of seabirds: a review of methods. **Colonial Waterbirds**, 9: 1–17.
- FOSTER, C. C.; FORSMAN, E. D.; MESLOW, E. C.; MILLER, G. S.; REID, J. A.; WAGNER, F. F.; CAREY, A. B. & LINT, J. B. 1992. Survival and reproduction of radio-marked adult spotted owls. **Journal of Wildlife Management**, 56: 91–95.
- FREDERIKSEN, M.; WANLESS, S.; HARRIS, M. P.; ROTHERY, P.; & DWILSON, N. J. 2004. The role of industrial fisheries and environmental change in the decline of North Sea black-legged kittiwakes. **Journal of Applied Ecology**, 41: 1129–1139.
- FURNESS, R. W. & GREENWOOD, J. J. D. 1993. **Birds as monitors of environment change**. Chapman and Hall, London, 340p.
- FURNESS, R. W. & CAMPHUYSEN, C. J. 1997. Seabirds as monitors of the marine environment. **ICES Journal of Marine Science**, 54: 726–737.
- FURNESS, R. W. & MONAGHAN, P. 1987. **Seabird Ecology**. Blackie, Glasgow. 164 pp.
- GAGLIARDI, A.; MARTINOLI, A.; WAUTERS, L.; & TOSI, G. 2003. A floating platform: a solution to collecting pellets when cormorants roost over water. **Waterbirds**, 26: 54–55.
- GARRETSON, P.; ROHWER, F. C. & MOSER, E. B. 2000. Effects of backpack and implanted radiotransmitters on captive Blue-winged Teal. **Journal of Wildlife Management**, 64: 216–222.
- GESSAMAN, J. A. & NAGY, K. A. 1988. Transmitter loads affect the flight speed and metabolism of homing pigeons. **Condor**, 90: 662–668.
- GILES, JR, R.H. 1971. **Wildlife management techniques**, 3rd Edition. The Wildlife Society, Washington.
- HARRISON, P. 1983. **Seabirds: one identification guide**. Croom Helm, Beckenham, 210p.
- HEDD, A. & MONTEVECCHI, W. A. 2006. Diet and trophic position of Leach's storm-petrel during breeding and molt, inferred from stable isotope analysis of feathers. **Marine Ecology Progress Series**, 322: 291–301.
- HEINEMANN, D. 1981. A Range Finder for Pelagic Bird Censusing. **The Journal of Wildlife Management**, 45 (2): 489–493.
- HOBSON, K. A.; PIATT, J. F. & PITOCELLI, J. 1994. Using stable isotopes to determine seabird trophic level relationships. **Journal of Animal Ecology**, 63: 786–798.
- HOOGE, P.N. 1991. The effects of radio weight and harnesses on time budgets and movements of Acorn Woodpeckers. **Journal of Field Ornithology**, 62: 230–238.
- HOYT, D. F. 1979. Practical methods of estimating volume and fresh weight of bird eggs. **The Auk**, 82: 507–508.
- HUBBARD, M. W.; TSAO, L. L. C.; KAISER, M. & JACKSON, D. H. 1998. Evaluation of transmitters attachment techniques on growth of wild Turkey Poults. **Journal of Wildlife Management**, 62: 1574–1577.
- JOHANSEN, R.; BARRETT, R. T. & PEDERSEN, T. 2001. Foraging strategies of great cormorants *Phalacrocorax carbo* wintering north of the Arctic Circle. **Bird Study**, 48: 59–67.
- JOHNSON, J. H.; ROSS, R. M. & SMITH, D. R. 1997. Evidence of secondary consumption of invertebrate prey by double-crested cormorants. **Colonial Waterbirds**, 20: 547–551.
- KENWARD, R. E. 1987. **Wildlife radio tagging: Equipment, field techniques and data analysis**. Academic Press, London, 1987.
- KENWARD, R. E. 1978. Radio transmitters tailmounted on hawks. **Ornis Scandinavica**, 9: 220–223.
- LARSON, K. & CRAIG, D. 2006. Digiscoping vouchers for diet studies in bill-load holding birds. **Waterbirds**, 29: 198–202.
- LEOPOLD, M. F.; VAN DAMME, C. J. G.; PHILIPPART, C. J. M. & WINTER, C. J. N. 2001. **Otoliths of North Sea fish: interactive guide of identification of fish from the SE North Sea, Wadden Sea and adjacent fresh waters by means of otoliths and other hard parts**. CD-ROM, ETI, Amsterdam.
- LORENTSEN, S-H. & ANKER-NILSSEN, T. 1999. Diet of common murre wintering in northern Skagerrak during 1988–1990: variation with sex, age and season. **Waterbirds**, 22: 80–89.
- MICROWAVE TELEMETRY, 2008. Disponível em: www.microwavetelemetry.com. Acesso em 02/05/2008.
- MONTEVECCHI, W. A.; BIRT-FRIESEN, V. L. & CAIRNS, D. K. 1992. Reproductive energetics and prey harvest by Leach's storm-petrels in the northwest Atlantic. **Ecology**, 73: 823–832.
- MONTEVECCHI, W. A. 1993. Birds as indicators of change in marine prey stocks p. 219–266. *In* by R. W. Furness, & J. J. Greenwood (Ed) **Birds as Monitors of Environmental Change**, Chapman & Hall, London. 356 p.
- NEVES, V. C.; BOLTON, M. & MONTEIRO, L. R. 2006. Validation of the water offloading technique for diet assessment: an experimental study with Cory's shearwaters (*Calonectris diomedea*). **Journal of Ornithology**, 147: 474–478.
- ODUM, E. P. 1984. **Ecologia**. Editora Guanabara. 434p.
- OUWEHAND, J.; LEOPOLD, M. F. & CAMPHUYSEN, C. J. 2004. A comparative study of the diet of guillemots *Uria aalge* and razorbills *Alca torda* killed during the Tricolor oil incident in the southeastern North Sea in January 2003. **Atlantic Seabirds** (Special issue), 6: 147–166.
- PATON, P.W.C.; C.J. ZABEL, D.L.; NEAL, G.N.; STEGER, N.G.; TILGHMAN & B.R. NOON. 1991. Effects of radio tags on spotted owls. **Journal of Wildlife Management**, 55: 617–622.
- PENNIMAN, T. M.; COULTER, M. C.; SPEAR, L. B. & BOEKELHEIDE, R. L. 1990. Western Gull. p. 218–244. *In*: Ainley, D. G. & Boekelheide, R. J. (Eds). **Seabirds of the Farallon Islands. Ecology, Dynamics, and Structure of an Upwelling-System Community**, Stanford University Press, 450 p.
- PETERSON, A. P. 2003. **Zoonomen Nomenclatural data**. Disponível em: <http://www.zoonomen.net> (acesso em 25 de fevereiro de 2004).
- QUINN, J. 2000. Index of Sooty Tern breeding success in 1999 and further assessment of the method. p. 178–184. *In*: **Aride Island Nature reserve, Seychelles**. J. Bowler and J. Hunter (Eds). Annual report 1999. Royal Society for Nature Conservation, The Klin, Waterside. Mather Road, Newark, UK.
- RICKELS, R. E.; DUFFY, D. & COULTER, M. 1984. Weight gain of Blue-footed Booby chicks: an indicator of marine resources. **Ornis Scandinavica**, 15: 162–166.
- RODWAY, M. S. & MONTEVECCHI, W. A. 1996. Sampling techniques for assessing the diets of Atlantic puffin chicks. **Marine Ecology Progress Series**, 144: 41–55.
- ROWE, S.; JONES, I. L.; CHARDINE, J. W.; ELLIOT, R.

- D. & VEITCH, B. G. 2000. Recent changes in the winter diet of murre (Uria spp.) in coastal Newfoundland waters. **Canadian Journal of Zoology**, 78: 495–500.
- ROSSI-WONGTSCHOWSKI, C.L.D. & L.S. MADUREIRA. 2006. **O ambiente oceanográfico da plataforma continental e do talude na região sudeste-sul do Brasil**. Editora USP. 472.
- RYAN, P. G. & JACKSON, S. 1986. Stomach pumping: is killing seabirds necessary? **Auk**, 103: 427–428.
- SCHMUTZ, J.A. & J.A. MORSE 2000. Effects of neck collars and radiotransmitters on survival and reproduction of Emperor Geese. **Journal of Wildlife Management**, 64: 231–237.
- SCOLARO, J.A.; S. LAURENTI. & H. GALLELLI. 1996. The nesting and breeding biology of the South American Tern in northern Patagonia. **Journal of Field Ornithology**, 67 (1): 17–24.
- SEELIGER, U.; ODEBRECHT, C. & CASTELLO, J. P. 1998. **Os Ecossistemas Costeiro e Marinho do Extremo Sul do Brasil**. Ecoscientia, Rio Grande: 341p.
- SICK, H. 1997. **Ornitologia brasileira**. Editora Nova Fronteira. Rio de Janeiro, Brasil. 862p.
- SODHI, N. S.; WARKENTIN, I. G.; JAMES, P. C. & OLIPHANT, L. W. 1991. Effects of radiotagging on breeding merlins. **Journal of Wildlife Management**, 55: 613–616.
- TASKER, M. L.; JONES, P. H.; DIXON, T. & BLACKKE, B. 1984. Counting seabirds at sea from ships: a review of methodology and a suggestion for standardized approach. **The Auk**, 101: 567–577.
- VAN FRANKER, J. A. 1994. A comparison of methods for counting seabirds at sea in the southern ocean. **Journal of Field Ornithology**, 65 (1): 96–108.
- VEEN, J.; PEETERS, J.; LEOPOLD, M. F.; VAN DAMME, C. J. G. & VEEN, T. 2003. Les oiseaux piscivores comme indicateurs de la qualité de l'environnement marin: suivi des effets de la pêche littorale en Afrique du Nord-Ouest. **Alterra Report**, 666. 190p.
- VEKASY, S. M.; MARZLUFF, J. M.; KOCHERT, M. N.; LEHMAN, R. N. & STEENHOF, K. 1996. Influence of radio transmitters on Prairie Falcons. **Journal of Field Ornithology**, 67: 680–690.
- VOOREN, C. M. & CHIARADIA, A. 1990. Seasonal Abundance and behaviour of Coastal Birds on Cassino Beach, Brazil. **Ornitologia neotropical**, 1: 9–14.
- VOTIER, S. C.; BEARHOP, S.; MACCORMICK, A.; RATCLIFFE, N. R. & FURNESS, R. W. 2003. Assessing the diet of great skuas, Catharacta skua, using five different techniques. **Polar Biology**, 26: 20–26.
- VOTIER, S. C.; BEARHOP, S.; RATCLIFFE, N. & FURNESS, R. W. 2001. Pellets as indicators of diet in great skuas Catharacta skua. **Bird Study**, 48: 373–376.
- VOTIER, S. C.; CRANE, J. E.; BEARHOP, S.; DE LEON, A.; MCSORLEY, C.; MINGUEZ, E. & MITCHELL, I. 2007. Nocturnal foraging by great skuas Stercorarius skua: implications for conservation of stormpetrel populations. **Journal of Ornithology**, 147: 405–413.
- WARD, D. H. & FLINT, P. L. 1995. Effects of harness-attached transmitters on premigration and reproduction of Brant. **Journal of Wildlife Management**, 59: 39–46.
- WARNER, R. E. & ETTER, S. L. 1983. Reproduction and survival of radio-marked hen ringnecked pheasants in Illinois. **Journal of Wildlife Management**, 47: 369–375.
- WATT, J.; PIERCE, G. J. & BOYLE, P. R. 1997. Guide to the identification of North Sea fish using premaxillae and vertebrae. **ICES Cooperative Research Report**, 220. 231 pp.
- WILSON, L. J.; DAUNT, F. & WANLESS, S. 2004. Self-feeding and chick provisioning diet differ in the common guillemot *Uria aalge*. **Ardea**, 92: 197–208.
- YORIO, P.; QUINTANA, F.; CAMPAGNA, C. & HARRIS, G. 1994. Diversidad, abundancia y dinamica espacio-temporal de la colonia mixta de aves marinas en Punta Leon, Patagonia. **Ornitologia Neotropical**, 6 (2): 69–77.