COMISIÓN PARA LA CONSERVACIÓN DE
LOS RECURSOS VIVOS MARINOS ANTÁRTICOS

PROGRAMA DE SEGUIMIENTO DEL ECOSISTEMA DE LA CCRVMA

MÉTODOS ESTÁNDAR

CCAMLR
PO Box 213
North Hobart
Tasmania 7002
AUSTRALIA

Teléfono: 61 3 6210 1111
Facsímil: 61 3 6224 8744
Email: ccamlr@ccamlr.org
Sitio web: www.ccamlr.org

Junio de 2014 (versión revisada)

Este documento ha sido publicado en los idiomas oficiales de la Comisión: español, francés, inglés y ruso. Para obtener copias del documento, envíe una solicitud a la Secretaría de la CCRVMA a la dirección indicada.

ÍNDICE

Página

INTRODUCCIÓN ..... (iii)

TABLAS Y MAPAS ..... (v)

PRIMERA PARTE:
MÉTODOS ESTÁNDAR PARA EL SEGUIMIENTO
DE PARÁMETROS DE ESPECIES DEPREDADORAS

Sección 1: Pingüinos

1ª Parte, Sección 1:

Método A1 – Peso del pingüino adulto al arribo a la colonia de reproducción A1.1–A1.5
Método A2 – Duración del primer turno de incubación A2.1–A2.4
Método A3 – Tamaño de la población reproductora:
A censo en terreno A3.1–A3.5
B censo aéreo A3.7–A3.10
Método A4 – Supervivencia y reclutamiento anual por edades A4.1–A4.9
Método A5 – Duración de los viajes de alimentación A5.1–A5.8
Método A6 – Éxito de la reproducción A6.1–A6.7
Método A7 – Peso del polluelo al emplumar A7.1–A7.5
Método A8 – Dieta del polluelo A8.1–A8.6
Método A9 – Cronología de la reproducción A9.1–A9.8

Sección 2: Aves que vuelan

1ª Parte, Sección 2:

Método B1 – Tamaño de la población reproductora B1.1–B1.4
Método B2 – Éxito de la reproducción B2.1–B2.4
Método B3 – Supervivencia y reclutamiento anual por edades B3.1–B3.4
Método B4 – Dieta del polluelo B4.1–B4.5
Método B5 – Tamaño de la población, éxito de la reproducción B5.1–B5.7
Método B6 – Supervivencia y reclutamiento anual de adultos B6.1–B6.4

Sección 3: Focas

1ª Parte, Sección 3:

Método C1 – Duración de los ciclos de alimentación/presencia de las madres C1.1–C1.6
Método C2 – Crecimiento del cachorro C2.1–C2.5

Sección 4: Seguimiento de especies no dependientes de kril

1ª Parte, Sección 4:

Método T1 – Dieta del cormorán de ojos azules durante su temporada de reproducción T1.1–T1.4

SEGUNDA PARTE:
MÉTODOS ESTÁNDAR PARA EL SEGUIMIENTO
DE PARÁMETROS DEL MEDIO AMBIENTE

2ª Parte:

Método F1 – Cubierta de hielo marino vista desde la localidad del CEMP F1.1
Método F2 – Hielo marino dentro de las regiones de estudio integrado (ISR) F2.1
Método F3 – Condiciones meteorológicas locales F3.1–F3.2
Método F4 – Cubierta de nieve en las localidades del CEMP F4.1

TERCERA PARTE:
NOTIFICACIÓN Y TRATAMIENTO DE LOS DATOS CEMP

Sección 1: Formularios de notificación de datos del CEMP ... 3ª Parte, Sección 1

Sección 2: Instrucciones para la notificación de datos del CEMP ..... 3ª Parte, Sección 2: 1–6

Sección 3: Índices del CEMP: Cálculos y comparaciones efectuados por la Secretaría ..... 3ª Parte, Sección 3: 1–33

CUARTA PARTE:
PROTOCOLOS Y TÉCNICAS DE OBSERVACIÓN

Sección 1: Determinación del sexo de pingüinos ..... 4ª Parte, Sección 1: 1–6

Sección 2: Técnica recomendada para el lavado gástrico en pingüinos ..... 4ª Parte, Sección 2: 1

Sección 3: Seguimiento de colonias grandes de petreles antárticos ..... 4ª Parte, Sección 3: 1–4

Sección 4: Uso de TDR en la recolección de datos sobre el comportamiento en el mar de lobos finos y pingüinos ..... 4ª Parte, Sección 4: 1–7

Sección 5: Protocolos para la recolección de muestras para el análisis toxicológico ..... 4ª Parte, Sección 5: 1–3

Sección 6: Protocolos para la recolección de muestras para el análisis patológico cuando se sospecha la ocurrencia de enfermedades en las especies de aves estudiadas ..... 4ª Parte, Sección 6: 1–12

INTRODUCCION

Durante la creación de la CCRVMA se tomó conciencia de que a fin de ordenar la explotación de los recursos vivos marinos de la Antártida de acuerdo al 'enfoque ecosistémico' incorporado en el artículo II, se debía estudiar el efecto de tal explotación en las especies dependientes. Los animales a los que se refiere el término 'especies dependientes' en este contexto son aquellos que se alimentan de las especies que son el objeto de la explotación comercial (actualmente kril y peces), tales como aves y focas.

En 1984 la CCRVMA comenzó el bosquejo de su Programa de Seguimiento del Ecosistema (CEMP), con los siguientes objetivos en mente:

i) detectar y registrar cambios importantes en componentes claves del ecosistema, de manera que se puedan utilizar como base para la conservación de los recursos vivos marinos de la Antártida; y

ii) distinguir entre los cambios producidos por la explotación de las especies comerciales y aquellos que son la consecuencia de variaciones físicas y biológicas en el medio ambiente.

El Grupo de Trabajo del CEMP (WG-CEMP) precedió al Grupo de Trabajo para el Seguimiento y Ordenación del Ecosistema (WG-EMM) que, tal como su antecesor, tiene la responsabilidad de diseñar y coordinar el programa de seguimiento y el análisis e interpretación de los datos que han surgido de dicho programa. La mayor parte del programa se enfoca en el seguimiento de las especies dependientes (depredadores), pero también se estudian las especies explotadas, las estrategias de explotación y los parámetros ambientales con el objeto de distinguir entre los cambios producidos por la explotación y aquellos producidos por las variaciones en el medio ambiente.

El objetivo del programa no es efectuar un estudio de todas las especies dependientes dentro del ecosistema antártico, sino de aquellas que posiblemente responderán a los cambios en la disponibilidad de las especies explotadas (a estas especies dependientes algunas veces se les denomina 'especies indicadoras'). Además deben ser los depredadores principales de las presas identificadas, deben tener una amplia distribución geográfica y ser componentes importantes del ecosistema. La lista actual (tabla 1) comprende las focas cangrejeras y el lobo fino, los pingüinos adelia, macaroni, papúa y de barbijo, los petreles antártico y damero y el albatros de ceja negra.

Se escogieron dos conjuntos de localidades para los estudios de seguimiento: un núcleo de localidades dentro de tres zonas de estudio integrado (ISR – regiones en donde se efectúa un estudio intensivo de las interacciones entre depredadores, presas y el medio ambiente), y una red de localidades adicionales que complementan los programas de investigación dentro de estas tres zonas principales (tablas 2 y 3 y mapas 1 al 3). Las localidades dentro de las ISR pueden encontrarse adyacentes a las zonas de explotación, o aisladas de las mismas, contribuyendo de esta manera a un diseño experimental controlado.

Se estudian varios parámetros para cada especie dependiente. Las escalas en las cuales se espera que estos parámetros integren los cambios en el estado del ecosistema varía de días a semanas en la vecindad de las localidades de seguimiento (v.g. éxito reproductor, tasa de crecimiento de las crías), o a nivel regional (v.g. peso de las aves que llegan a la colonia a reproducirse, supervivencia adulta).

El trabajo de terreno y la adquisición de datos para el programa se llevan a cabo en forma voluntaria por los Estados miembros de la CCRVMA. Los datos que ellos recopilan se envían a la Secretaría de la CCRVMA donde son sometidos a análisis estándar específicos para la consideración del WG-EMM. La Secretaría también recopila y archiva los datos originados por otros programas nacionales e internacionales de seguimiento, por ejemplo, datos derivados de imágenes de satélite del hielo marino y de la temperatura de la superficie del mar, de utilidad para su programa de seguimiento.

Desde la creación de los métodos estándar del CEMP en 1987, la CCRVMA ha recopilado datos de más de 50 combinaciones de localidades, especies y parámetros. En la actualidad por lo menos ocho miembros se dedican a la recolección de datos. Para algunas series de datos, existen datos disponibles desde fines de los años cincuenta, pero la mayoría de las series comienzan a mediados de los ochenta cuando se instauró el programa del CEMP.

El WG-EMM analiza estos datos para formular una evaluación anual del ecosistema. Se identifican las tendencias y los años anómalos en los parámetros de seguimiento de las especies dependientes (depredadoras) para cada especie y localidad. La explicación de estos fenómenos se obtiene mediante el estudio de los parámetros de seguimiento de las especies explotadas y del medio ambiente, a fin de discernir entre los cambios fruto de variaciones naturales del ambiente y aquellos ocasionados por las actividades de explotación.

Los métodos descritos en esta publicación han sido definidos por la CCRVMA para el uso específico del CEMP. Estos incluyen notas sobre la recopilación de datos, y los métodos e instrucciones para su análisis, cuyos resultados producirán series de datos normalizados comparables entre localidades y especies.

Tras una revisión detallada de la mayoría de los métodos y la adopción de varios métodos estándar nuevos se publicó en agosto de 1997 una nueva edición de los *Métodos Estándar del CEMP*. Esta edición incluyó protocolos y técnicas de observación y un conjunto de material de referencia.

El manual se publica en formato de hojas intercambiables. Su contenido se ha dividido por tema en seis partes, las que a su vez han sido subdivididas en secciones. Periódicamente se publican páginas de reposición o páginas adicionales acompañadas de instrucciones para su inserción en el manual. Todas las revisiones debieran insertarse al momento de recibirlas de acuerdo con las instrucciones adjuntas a fin de mantener el manual actualizado.

Tabla 1: Lista de especies.

Código de la especie	Nombre de la especiee	Nombre en inglés	Nombre en francés	Nombre en español	Nombre en ruso
PYD	*Pygoscelis adeliae*	Adélie penguin	Manchot Adélie	Pingüino adelia	Пингвин Адели
PYN	*Pygoscelis antarctica*	Chinstrap penguin	Manchot à jugulaire	Pingüino de barbijo	Антарктический пингвин
PYP	*Pygoscelis papua*	Gentoo penguin	Manchot papou	Pingüino papúa	Папуасский пингвин
EUC	*Eudyptes chrysolophus*	Macaroni penguin	Gorfou macaroni	Pingüino macaroni	Золотоволосый пингвин
SEA	*Arctocephalus gazella*	Antarctic fur seal	Otarie de Kerguelen	Lobo fino antártico	Южный морской котик
SET	*Lobonon carcinophagus*	Crabeater seal	Phoque crabier	Foca cangrejera	Тюлень-крабоед
DIM	*Diomedea melanophris*	Black-browed albatross	Albatros à sourcils noirs	Albatros de ceja negra	Чернобровый альбатрос
TAA	*Thalassoica antarctica*	Antarctic petrel	Pétrel antarctique	Petrel antártico	Южный буревестник
DAC	*Daption capense*	Cape petrel	Pétrel du Cap	Damero del cabo	Капский голубь

Tabla 2: Localidades dentro de las zonas de estudio integrado en las que se han llevado a cabo, o en las que deberían iniciarse, estudios de seguimiento de los depredadores.

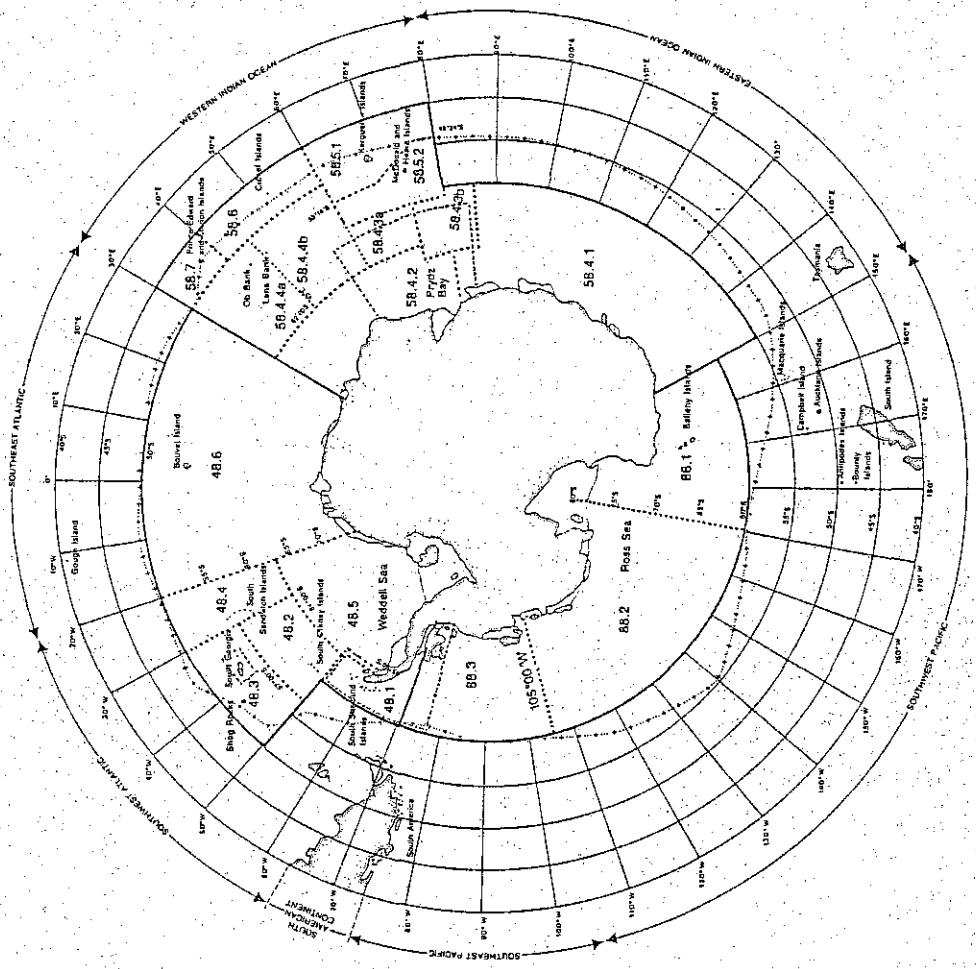
Localidad	Especie	Período crítico
1. ZONA DE LA PENINSULA ANTARTICA		
Isla Anvers (Archipiélago Palmer) (costa sur)	Pingüino adelia	Noviembre–Enero
Isla Livingston (Islas Shetland del Sur) (costa norte)	Pingüino de barbijo	Noviembre–Febrero
	Pingüino papúa	Noviembre–Febrero
(costa norte)	Lobo fino antártico	Diciembre–Marzo
Isla Rey Jorge (Islas Shetland del Sur) (costa norte ? y sur)	Pingüino adelia	Octubre–Enero
(costa norte y sur)	Pingüino de barbijo	Noviembre–Febrero
	Pingüino papúa	Noviembre–Febrero
(costa norte)	Lobo fino antártico	Diciembre–Marzo
Isla Elefante (Islas Shetland del Sur) (costa occidental)	Pingüino de barbijo	Noviembre–Febrero
	Pingüino papúa	Noviembre–Febrero
(costa occidental)	Pingüino macaroni	Diciembre–Febrero
	Damero del cabo	Diciembre–Febrero
Isla Foca (Islas Shetland del Sur)	Pingüino de barbijo	Noviembre–Febrero
	Pingüino macaroni	Diciembre–Febrero
	Lobo fino antártico	Diciembre–Marzo
	Damero del cabo	Diciembre–Febrero
Zonas de hielo marino	Foca cangrejera	Enero–Diciembre
2. ZONA DE GEORGIA DEL SUR		
Isla de los Pájaros	Lobo fino antártico	Diciembre–Marzo
	Pingüino macaroni	Diciembre–Febrero
	Pingüino papúa	Octubre–Febrero
	Albatros de ceja negra	Octubre–Abril
3. ZONA DE LA BAHIA DE PRYDZ		
Territorio de Mac. Robertson	Pingüino adelia	Octubre–Enero
	Petrel antártico	Noviembre–Febrero
Isla Magnética, Territorio de la Princesa Elizabeth	Pingüino adelia	Octubre–Enero
	Petrel antártico	Noviembre–Febrero
	Damero del cabo	Noviembre–Febrero
Zonas de hielo marino	Foca cangrejera*	Enero–Diciembre

* Especies para las cuales no se han creado métodos estándar.

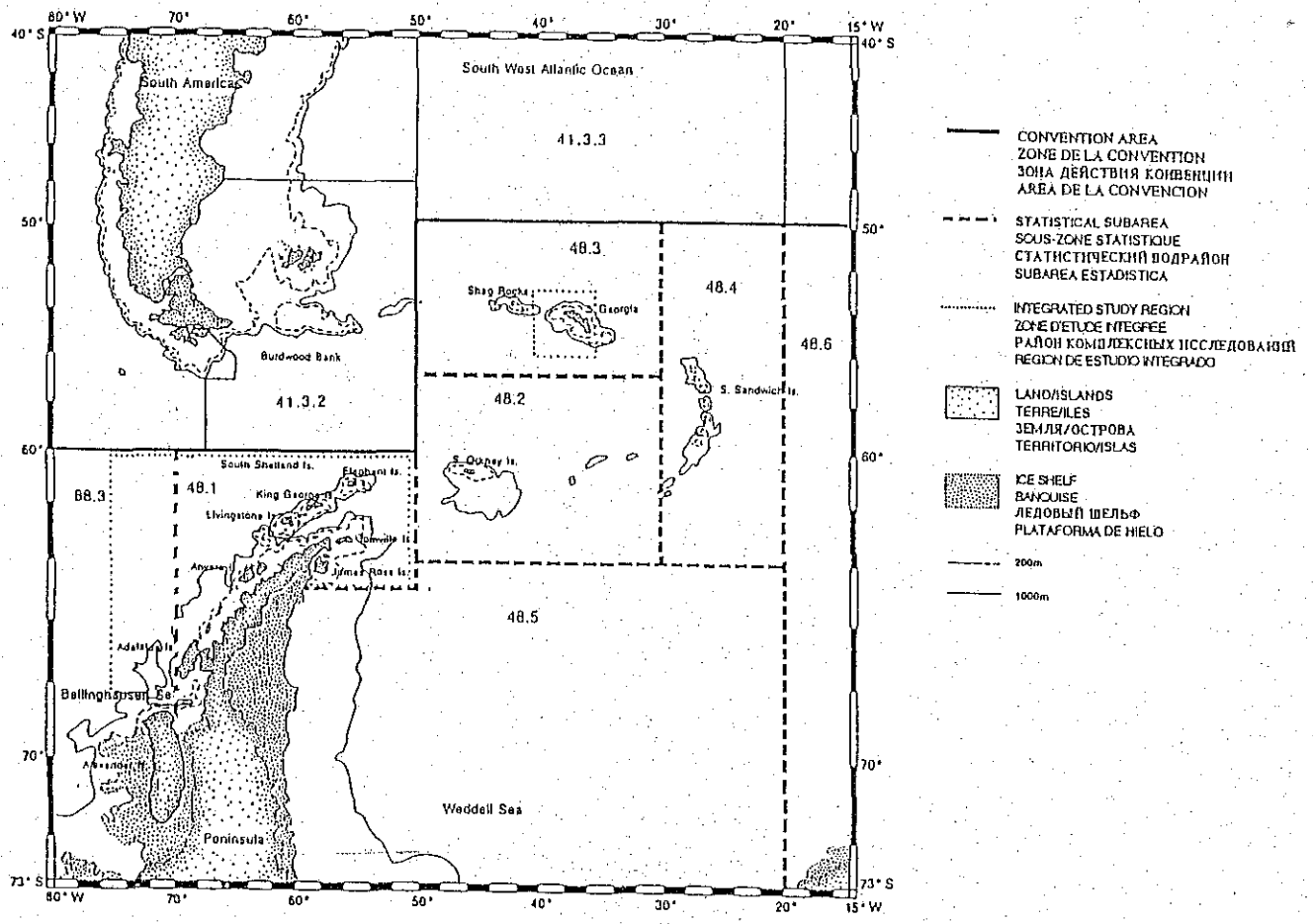
Tabla 3: Localidades conexas seleccionadas o propuestas para llevar a cabo estudios de seguimiento que complementan los programas para las tres zonas principales de estudio integrado.

Especies	Localidades
Pingüino adelia	Sector NW del mar de Ross (cabo Hallett y cabo Adare) Costa Budd* Islas Ongul (cerca de la estación Syowa) Isla Shepard* Isla Signy, Islas Orcadas del Sur Isla Laurie, Islas Orcadas del Sur
Pingüino de barbijo	Isla Signy, Islas Orcadas del Sur Islas Sandwich del Sur* Isla Bouvet*
Pingüino papúa	Isla Signy, Islas Orcadas del Sur
Pingüino macaroni	Isla Bouvet* Isla Kerguelén*
Petrel antártico	Svarthamaren (Territorio de la Reina Maud)*
Damero del cabo	Isla Signy, Islas Orcadas del Sur Islas Rauer (cerca de la estación Davis) Isla Elefante (Islas Shetland del Sur)
Lobo fino antártico	Isla Bouvet* Isla Kerguelén
Foca cangrejera	Mar de Weddell* Mar de Amundsen y Mar de Bellingshausen*

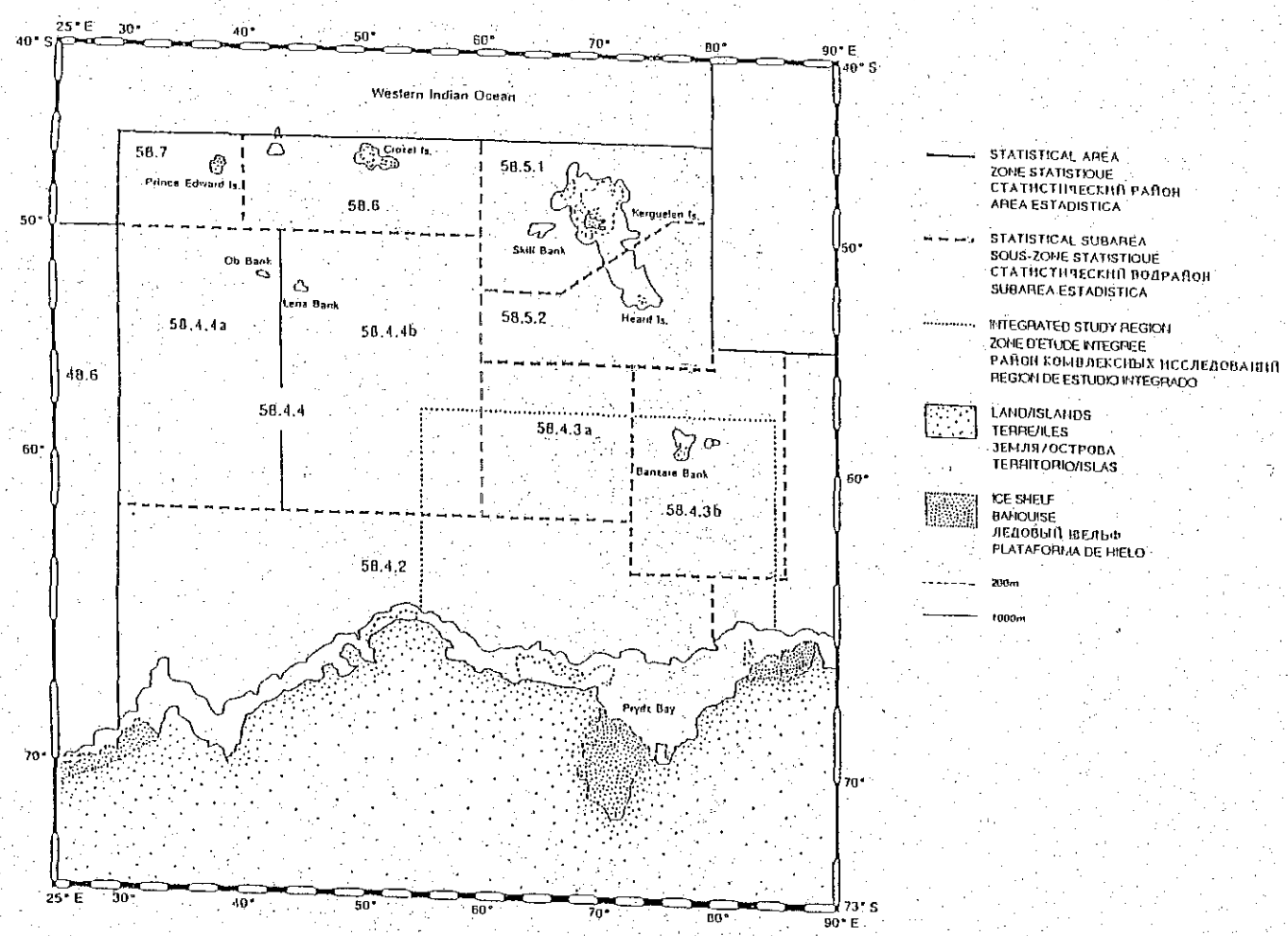
* Localidades propuestas



Mapa 1: Límites de las áreas de notificación en el Área de la Convención de la CCRVMA



Mapa 2: Sector suroeste del Océano Atlántico



Mapa 3: Sector occidental del Océano Índico

PRIMERA PARTE

METODOS ESTANDAR PARA EL SEGUIMIENTO DE PARAMETROS DE LAS ESPECIES DEPREDADORAS

SECCION 1

PINGÜINOS: METODOS A1 – A9

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo y macaroni
(*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Peso del pingüino adulto al llegar a la colonia de reproducción.

PARAMETROS RELACIONADOS:

Supervivencia durante el invierno; duración del primer turno de incubación; tamaño de la población reproductora; éxito de la reproducción; peso del pingüino adulto cuando el polluelo empluma; peso del polluelo al emplumar; peso del pingüino adulto antes de la muda (pingüino macaroni solamente).

OBJETIVOS:

Determinar el peso promedio de las aves reproductoras de ambos sexos a la primera llegada a la colonia.

RECOLECCION DE DATOS:

PROCEDIMIENTO GENERAL:

Método A:

En el método A, se deberá efectuar el muestreo durante todo el período de llegada, ya que así se tienen en cuenta los sesgos en la fecha de llegada y en el peso, debidos a la edad o experiencia de los animales, especialmente en el caso de los pingüinos adelia y barbijo, ya que ambos sexos suelen llegar en las mismas fechas:

1. Capturar una muestra aleatoria de pingüinos adultos en la playa al salir del agua o del campo de hielo; no se capturarán los que ya tengan un sitio fijo en la colonia.

2. Pesar cada ave, redondeando el peso a los 10-50g más próximos, (dependiendo del estado y precisión de la balanza utilizada). Especifíquese la clase y precisión de la balanza y compruébese periódicamente su precisión, pesando en ella un peso conocido.

3. Determinar el sexo de las aves, midiéndoles el largo y grosor del pico, y aplíquense los análisis de función discriminante correspondientes (véase 4ª parte, sección 1).

4. Comenzando con el 1er período de cinco días completo luego del retorno de los adultos a la colonia, registrar el peso de 75 aves cuyo sexo no ha sido determinado, o bien 25 aves de cada sexo de una muestra aleatoria de 50 aves por lo menos, durante un mínimo de dos y hasta cuatro períodos consecutivos de cinco días, o hasta que el recuento obtenido en la cronología de la colonia (Método A9) indique que la mayoría de los pingüinos reproductores han llegado a la colonia.

Método B:

En el método B se capturarán ejemplares de ambos sexos, durante un solo día, que se encuentre dentro de las fechas en que ocurre el máximo de llegadas. Es posible que dicho método sea el más adecuado para los pingüinos macaroni, ya que las fechas de llegada de ambos sexos suelen no coincidir:

1. Los puntos 1 a 3 del método A se emplean también en el método B.

2. Se elegirá un día próximo a la época en que hay más llegadas de pingüinos de cada sexo, lo que se determinará observando regularmente la colonia de estudio, y se registrarán, en ese día, el peso de 100 aves de cada sexo.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Peso de las aves en cada período de cinco días.
2. Sexo de las aves cuyo sexo ha sido determinado.
3. Largo y grosor del pico de las aves de sexo conocido.
4. Fechas cuando se pesaron las aves.
5. Tipo y precisión de la balanza utilizada.

Método B:

1. Peso de las aves de sexo conocido.
2. Sexo de cada ave.
3. Fechas en que se pesaron las aves.
4. Tipo y precisión de la balanza utilizada.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Método A:

Determinar el sexo de todas las aves.

Método B:

Datos de las fechas de llegada del estudio de cronología (Método A9).

Métodos A y B:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

Sería provechoso disponer de registradores automáticos para registrar la mayoría de los datos necesarios para este parámetro. Un equipo (cámara) capaz de registrar la especie, fecha y peso de cada pingüino, reduciría considerablemente el registro manual de datos y aumentaría su fiabilidad.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Los datos de los machos y los de las hembras deberán analizarse por separado.

2. Se deberá calcular el peso promedio de llegada, la desviación típica y el intervalo para cada período de cinco días. Si se sigue el método B, sólo se obtendrán valores para un día, por lo que deberán cotejarse con los resultados obtenidos del estudio de cronología (Método A9).

3. En el método A se deberá calcular el porcentaje de animales que llegan por períodos de cinco días. En el caso de 'población total' y 'población de sexo desconocido', los porcentajes correctos corresponderán al número de pingüinos adultos que llegan a la colonia durante un período de cinco días. Esta cifra podrá obtenerse fácilmente del estudio de cronología (Método A) si éste se lleva a cabo; de lo contrario, habrá que calcular dichos porcentajes.

4. Para calcular correctamente el porcentaje de machos y hembras de cada período de cinco días se procederá de la siguiente manera:

   a) multiplíquese el número total de pingüinos adultos que llegan a la colonia durante un período de cinco días (del Método A9 o de otra fuente) por la proporción de machos o hembras observados en la muestra aleatoria empleada para determinar el peso de llegada de los pingüinos; y

   b) el porcentaje de pingüinos que llegan en cada período podrá calcularse a partir del número de machos y hembras que llegan durante un período de cinco días y de los totales obtenidos de todos los períodos.

5. En primer lugar los resultados se analizarán para determinar la variación dentro de una temporada y entre distintas temporadas, mediante un análisis inclusivo (ponderado) de la variancia u otros métodos similares. Dependiendo de los resultados de estos análisis, los pesos promedios ponderados de llegada a la colonia de reproducción en un período específico de la temporada se podrían utilizar como un índice anual.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

Los promedios de las fechas y pesos de llegada después del período invernal en el mar, podrían representar un índice de la condición general (reservas de grasa) e indicar la disponibilidad y calidad de alimento a principios de la primavera. El peso de llegada podría estar afectado por los siguientes factores:

1. Disponibilidad y calidad del alimento así como el acceso al mismo.
2. Diferencias individuales - edad, categoría, salud y estado físico de cada ave.
3. Distancia entre el mar abierto y la colonia.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

Se requieren estudios para determinar el valor respectivo de los métodos A y B para las tres especies.

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben notificarse en la última versión del formulario de notificación de datos E/A1 de la CCRVMA (véase 3ª parte, sección 1). Los datos de diferentes zonas, especies, sexos y métodos (A o B) se notificarán en formularios distintos.

FECHAS DE OBSERVACION:

Fecha promedio e intervalo de la primera llegada a las zonas de reproducción designadas.

	Adelia	Barbijo	Macaroni	Referencias
Bahía de Prydz	12 Oct (4–17 Oct)	NA	NA	1
Orcadas del Sur	2 Oct (21 Sept–8 Oct)	31 Oct (16 Oct–12 Nov)	X	2
Georgias del Sur	NA	X	17 Oct (14–23 Oct)	4
Shetlands del Sur	20 Oct	2 Nov	X	3

X no existen datos disponibles.
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada.

REFERENCIAS:

(1) Johnstone G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(2) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(3) Trivelpiece, W.Z. and N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675–681.

(4) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G. and W.B. Emison. 1972. Sexual size dimorphism in Adélie penguins. *Ibis*, 114: 267–271.

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin*. University of California Press.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Croxall, J.P. and P.A. Prince. 1980. Food, feeding ecology and ecological segregation of seabirds at South Georgia. *Biol. J. Linn. Soc.*, 14: 103–131.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo
(*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica*)

PARAMETROS: Duración del primer turno de incubación

PARAMETROS RELACIONADOS:

Peso al llegar a la colonia de reproducción; éxito de la reproducción; peso del pingüino adulto cuando el polluelo empluma; peso del pingüino adulto antes de la muda (pingüino macaroni solamente).

OBJETIVOS:

Medir la duración media del primer turno de incubación de cada miembro de la pareja.

RECOLECCION DE DATOS:

PROCEDIMIENTO GENERAL:

1. Seleccionar 100 parejas antes del comienzo del período de puesta. Nota: estas aves pueden ser las mismas que se utilizan para determinar el éxito de la reproducción mediante el procedimiento B.

2. Anillar o marcar (con tintura) a las dos aves de la pareja, y capturarlas (marcarlas) cerca del período de puesta para reducir la posibilidad de que las aves abandonen el nido.

3. Observar los nidos diariamente y anotar las fecha en que se efectúa el relevo. Cuando están presentes las dos aves en el nido en el momento de la observación, a cada una se le asignará medio día por ese día.

4. Continuar vigilando los nidos diariamente hasta que nazcan los polluelos y se haya avistado a los dos miembros de la pareja para cerciorarse de que ambos estén vivos.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Fecha cuando se observa por primera vez una sola ave incubando los huevos en el nido y se la marca con tintura.

2. Fecha cuando se observa por primera vez al segundo miembro incubando, a la vuelta de su primera ida al mar, después de la puesta.

3. Fecha cuando se observa de nuevo a la primera ave incubando los huevos nuevamente, a la vuelta de su primera ida al mar, luego de la puesta.

4. Fecha y causa del fracaso del nido (miembro no retorna u otro motivo – especifique).

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Si una de las aves que incuba no es relevada, se seguirá vigilando el nido diariamente, anotando el día de la deserción.

2. Cuando una de las aves vuelve del mar pero no releva inmediatamente a su pareja en la incubación, se registrará su presencia en el nido.

3. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Las perturbaciones debidas a las actividades de observación de los nidos pueden ocasionar su abandono. No tocar las aves, es decir, no levantarlas del nido para ver si tienen huevos.

2. En los pingüinos adelia y barbijo, el macho suele incubar en primer lugar, y aunque un pequeño porcentaje de hembras lo hace primero, es por lo general, sólo durante algunos días, (incubación de 'rol invertido') (Ref. 1). No obstante, el tamaño de la muestra debería bastar para determinar los valores atípicos de estos nidos.

3. A veces es difícil identificar el ave que inicia el primer turno de incubación. Será preciso vigilar el nido uno o dos días después de teñir al ave que esté incubando. Si en esta etapa se encuentra un ave con el pecho limpio, será una indicación de que se ha teñido a la hembra en lugar del macho. A partir de entonces deberán registrarse, con sumo cuidado, las fechas en que se produzcan cambios durante la incubación.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. A los efectos de realizar los análisis, utilizar sólo parejas que hayan puesto dos huevos y los hayan incubado con éxito (nota: esto reducirá al mínimo las diferencias en edad/experiencia entre los nidos muestreados de un año a otro).

2. Para cada nido, el día 0 es el día en que se completó la puesta.

3. Calcular la duración del primer turno de incubación para machos y hembras.

4. Calcular el número total de días que pasan el macho y la hembra en el nido durante el período de incubación.

5. Determinar el número total de relevos durante el período de incubación.

6. Anotar las fechas y causas del fracaso de nidos.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

1. La duración del primer turno de incubación provee una indicación de la calidad del alimento durante el período previo a la postura y su disponibilidad para el ave que toma el segundo turno. Está influenciado por la experiencia reproductora del ave que incuba y por las reservas de grasa de los individuos.

2. Los análisis de las duraciones de los turnos de incubación dentro de cada sitio y entre un sitio y otro indican que los turnos de incubación en sitios específicos son bastante constantes de un año a otro, mientras que existen diferencias significativas entre los distintos sitios (Ref. 3). Es posible que los pingüinos adelia estén volviendo a zonas de productividad conocida durante su primer turno de incubación (Ref. 4), de ahí que la duración del turno sea bastante constante de un año a otro en cada sitio. Las diferencias registradas entre un sitio y otro podrían reflejar diferencias en la duración del recorrido para alcanzar zonas productivas a principios de la primavera desde los distintos sitios de reproducción.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deberán notificarse utilizando la última versión del formulario de notificación E/A2 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Los datos para distintas colonias y especies se notificarán en formularios distintos.

FECHAS DE OBSERVACION:

Duración del primer y segundo turno de incubación (promedio ± error típico, intervalo) y sexo del ave que incuba:

	Turno de incubación	Adelia	Barbijo	Refs.
Bahía de Prydz	Primer	X	NA	
	Segundo	X	NA	
Orcadas del Sur	Primer	M: 13.7 ± 0.2 (9–18)	F: 6.0 ± 0.2 (1–14)	2
	Segundo	F: 12.7 ± 0.2 (8–18)	M: 9. 8 ± 0.3 (5–18)	

M macho
F hembra
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

(2) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(3) Trivelpiece, W.Z. In prep. The significance of variations in the incubation shifts of Adélie penguin populations.

(4) Trivelpiece, W.Z. and W.R. Fraser. 1996. The breeding biology and distribution of Adélie penguins: adaptations to environmental variability. In: Ross, R., E. Hofmann and L. Quetin (Eds). *Foundations for Ecological Research West of the Antarctic Peninsula.* American Geophysical Union, *Antarctic Research Series*, 70: 273-285.

REFERENCIAS ADICIONALES:

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

BIOMASS. 1982. Penguin census methods. *BIOMASS Handbook*, 20.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Davis, L.S. 1988. Coordination of incubation routines and mate choice in Adélie penguins, *Pygoscelis adeliae*. *Auk*, 105: 428–482.

Sladen, W.J.L. 1978. Sexing penguins by cloacascope. *International Zoo Yearbook*, 18: 77–80.

Taylor, R.H. 1962. The Adélie penguin at Cape Royds. *Ibis*, 104: 176–204.

Trivelpiece, W.Z., S.G. Trivelpiece and N.J. Volkman. 1987. Ecological segregation of Adélie, gentoo and chinstrap penguins at King George Island, Antarctica. *Ecology*, 68: 351–361.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo, papúa y macaroni (*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Pygoscelis papua, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Tamaño de la población reproductora

PARAMETROS RELACIONADOS:

Supervivencia invernal; peso al arribo, éxito de la reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar las tendencias interanuales en el tamaño de las poblaciones reproductoras.

RECOLECCION DE DATOS:

Este método está relacionado únicamente con los recuentos de nidos en el terreno en colonias enteras.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

1. Seleccionar una o más colonias separadas, que se puedan contar como comunidades completas y que no estén afectadas por otros estudios o por las actividades de las estaciones. Estos lugares deben estar bien delimitados y distribuidos extensamente en el área de estudio – algunos en el centro, otros cerca o lejos de la playa, etc. Lo ideal sería que el número total de nidos que se cuenten cada año, en una área de estudio sea de 1 000 a 2 000; con un mínimo de 100. Cada año deberá medirse este parámetro en las mismas colonias.

2. Las colonias deberán ser las mismas que hayan sido seleccionadas para estimar el número de polluelos (ver método A6, método A), y el criterio de selección deberá coincidir con el que se aplica para el recuento de polluelos, especialmente en lo que se refiere a evitar al máximo los trastornos causados por actividades de investigación o de otro tipo en la estación. Las colonias deberán estar claramente marcadas e indicadas en los mapas. Se numerará cada colonia y se marcará de forma permanente mediante unas estacas metálicas u otros medios. Señálense estos sitios en un mapa, indicando su posición dentro del área de estudio, (quizás con una foto aérea) y se entregará este mapa a la Secretaría de la CCRVMA; éste deberá citarse en todos los informes.

3. Una semana después de la fecha de puesta máxima (determinada por el método A9 o ver 'Fechas de observación' más abajo), se contará el número de nidos ocupados en cada una de las colonias, así como los nidos en los cuales se estén incubando huevos. Cada año deberá elegirse una fecha lo más parecida al año anterior. Se deberá suponer que todas las aves echadas dentro de la periferia de la colonia están incubando; no se levantarán las aves para ver lo que hay debajo.

4. Se harán tres recuentos diarios en cada colonia seleccionada. Si uno de ellos variase en más del 10% con respecto a los otros, habrá que proceder a un cuarto recuento, ese mismo día. Regístrese cada recuento por separado.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Para cada recuento se anotará el total de nidos ocupados y el de nidos incubados (registrar tres o cuatro recuentos por separado);

2. Fecha de cada recuento.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Es importante que cada año se cuenten las mismas colonias y que los recuentos se realicen una semana después del período máximo de la puesta. Si se tienen datos del estudio de cronología (método A9), se utilizarán para determinar la época más oportuna para realizar los recuentos.

OBSERVACIONES:

El uso de transectos para tomar submuestras de colonias grandes o de inspecciones aéreas no se consideran aún parte del método A3 (ver Ref. 4, párrafos 36 y 37).

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Calcular el promedio de nidos ocupados e incubados de los tres (o cuatro) recuentos separados hechos en la colonia.

2. El promedio de los nidos ocupados e incubados para varias colonias distintas combinadas podría proporcionar un índice anual del tamaño de la población reproductora. Las comparaciones entre años distintos deberían comprender un análisis de la variancia.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

El número total de aves que están reproduciéndose puede estar influenciado por:

1. Tamaño de la cohorte al emplumar y tasa de reclutamiento de cada cohorte a la población reproductora.

2. Disponibilidad de alimento durante el período previo a la puesta y durante la incubación.

3. Edad de cada ejemplar (y por consiguiente, estructura de edades de la colonia).

4. Experiencia reproductora anterior.

5. Duración de la unión de la pareja.

6. Presencia del otro miembro de la pareja.

7. Tamaño y ubicación de la colonia.

8. Condiciones del hielo antes de establecerse en la colonia.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Es importante que cada año se sigan los mismos métodos de recuento, con el fin de mantener constantes los niveles de perturbación. Asimismo, es importante que se utilicen las mismas colonias seleccionadas para este método en años sucesivos.

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deberán notificarse utilizando la última versión del formulario de notificación E/A3 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Los datos sobre diferentes especies se notificarán en formularios distintos.

FECHAS DE OBSERVACION:

Fecha promedio de puesta ± error típico (intervalo de puesta) (a); incluyendo el período de incubación promedio ± error típico (intervalo de incubación) (b):

		Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni*	Refs.
Bahía de Prydz	a	10 Nov ± 1 (5–15 Nov)	NA	NA	NA	3
	b	34 días ± 0.3 (32–25)				
Orcadas del Sur	a	3 Nov ± 0.3 (27 Oct–9 Nov)	4 Dic ± 0.3 (28 Nov–10 Dic)	X	X	1
	b	35 días ± 0.2 (33–39)	36 días ± 0.2 (33–39)			
Georgias del Sur	a	NA	X	28 Oct ± 0.4 (8 Oct–18 Nov)	24 Nov ± 0.2 (22–24 Nov)	5, 6
	b			35 días ± 0.1 (32–38)	35 días ± 0.4 (31–37)	
Shetlands del Sur	a	3 Nov	27 Nov	X	X	2
	b	X	X			

* datos del segundo huevo (por lo general el primero suele perderse antes de la puesta del segundo)
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica* at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(2) Trivelpiece, W.Z. and N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675–681.

(3) Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(4) SC-CAMLR. 1989. Report of the Working Group for the CCAMLR Ecosystem Monitoring Program. In: *Report of the Eighth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-VIII)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 297–347.

(5) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus,* at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

(6) Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

BIOMASS. 1982. Monitoring studies of seabirds. *BIOMASS Handbook*, 19.

BIOMASS. 1982. Penguin census methods. *BIOMASS Handbook*, 20.

Conroy, J.W.H., O.H.S. Darling and H.G. Smith. 1975. The annual cycle of the chinstrap penguin, *Pygoscelis antarctica*, on Signy Island, South Orkney Islands. In: Stonehouse, B. (Ed.). *The Biology of Penguins.* MacMillan: 353–362.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Gwynn, A.M. 1952. Egg laying and incubation periods of rockhopper, macaroni and gentoo penguins. *ANARE Rep. Ser. B*, 1.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137

ESPECIES: Pingüino adelia (*Pygoscelis adeliae*). Las observaciones pueden aplicarse a otras especies.

PARAMETROS: Tamaño de la población reproductora

PARAMETROS RELACIONADOS:

Supervivencia invernal; peso al arribo, éxito de la reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar las tendencias interanuales en el tamaño de las poblaciones reproductoras.

RECOLECCION DE DATOS:

Este método utiliza fotografías aéreas y representa un método alternativo al recuento de nidos en el terreno en colonias enteras.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

1. A principios de diciembre es el momento óptimo para estimar el número de parejas reproductoras con un solo recuento en la zona del mar de Ross. En esta época un 70 a 90% de las aves se encuentran en tierra incubando mientras sus parejas y la mayoría de las aves no reproductoras están alimentándose en el mar. Es fácil discriminar entre las aves echadas (espaciadas uniformemente) de otras aves presentes. En otras zonas antárticas la fecha óptima para el recuento puede ser diferente por lo tanto se deberá establecer dicha fecha para cada colonia antes de efectuar vuelos y tomar fotografías.

2. Se utilizarán aviones o helicópteros para sobrevolar las colonias. Para evitar disturbios en los adultos incubando se escogerá una altitud mínima de vuelo de acuerdo con el tipo de nave utilizada, el tiempo de sobrevuelo y el número de pasadas necesarias sobre la colonia. Por ejemplo, el Bell 212, uno de los helicópteros más ruidosos que se utilizan en la Antártida, nunca debe volarse a menos de 2 000 pies sobre el terreno y, en lo posible, a mayor altitud. Algunos helicópteros más pequeños y silenciosos como el Dauphin y el Squirrel pueden efectuar una pasada a 1 500 pies sobre el terreno pero si se necesita efectuar más pasadas o gastar tiempo, también deberán volar a más de 2 000 pies. En lo que respecta al Lockheed Hercules, avión relativamente silencioso, éste puede volar a 1 500 pies sin causar mucha perturbación pero si se requieren múltiples pasadas, entonces debe mantenerse a más de 2 000 pies sobre el terreno. Lo mismo se aplica a los twin Otter.

   Si el avión o helicóptero dispone de una máquina fotográfica vertical de formato grande, úsela. La claridad de la imagen de estas cámaras es tal que se puede volar a altitudes mayores a los mínimos recomendados. De otro modo, use una máquina fotográfica de formato mediano cuyo negativo no sea menor de 60 x 40 mm, y que tome imágenes granangulares oblicuas a través de la puerta abierta del avión. Por ejemplo, se puede utilizar una Pentax 645 motorizada con un lente de 150 mm. Use una película en blanco y negro de alta calidad, por ejemplo, Ilford FP4, de 200ASA y una velocidad del obturador de 1/1 000 seg. Vuele sobre la colonia en líneas de vuelo paralelas para asegurar que todas las secciones de ella sean fotografiadas con una superposición de un 50 % entre cada foto.

3. En el laboratorio imprima los negativos a un tamaño de 20 x 26 cm y disponga las imágenes de manera de apreciar la colonia entera. Marque la mejor sección de cada foto para cubrir la colonia entera (evite los espacios o la superposición) Amplíe la sección marcada a un tamaño óptimo y cuente bajo una lupa el número total de nidos ocupados en cada grupo de nidos y en la colonia entera. Esto se puede lograr mejor pinchando la fotografía con una aguja electrónica acoplada a un contador. Sólo cuente las aves que están ocupando un nido, ignorando aquellos miembros de la pareja que están parados entre los nidos. Ignore asimismo aquellas aves que están de pie o 'deambulando' alrededor de las colonias o subcolonias.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. De las fotografías anote el total de nidos ocupados de la colonia entera;

2. Identifique cada conjunto de negativos y fotos y anote la fecha en que fueron tomados.

DATOS MUY CONVENIENTES:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Es importante que cada año se cuenten las mismas colonias. Si se tienen datos del estudio de cronología (método A9) para la región, éstos se utilizarán para determinar la época más oportuna para tomar las fotografías aéreas.

OBSERVACIONES:

Los resultados de la región del mar de Ross muestran que para las colonias más pequeñas (3 000 a 4 000 parejas reproductoras) la precisión de los conteos a partir de las fotografías aéreas es muy parecida a los conteos cuidadosos en el terreno, con la ventaja adicional de que causan mucho menos perturbaciones. En el caso de las colonias más grandes, los conteos aéreos son más precisos que los conteos en el terreno, que toman días en completarse o se limitan al muestreo de subcolonias. La fotografía aérea es una técnica especialmente adecuada para el conteo de colonias enteras que han sufrido una rápida expansión o contracción. Los cambios en el tamaño de la colonia no pueden estimarse fiablemente a partir de un submuestreo de la colonia.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Después de que una persona haya contado la colonia entera, se deberán controlar 30 submuestras escogidas aleatoriamente cada una con 50 a 100 aves mediante tres conteos adicionales (utilizando nuevas películas cada vez). Los resultados de los cuatro conjuntos de submuestras se someten a un análisis de la variancia y luego se utilizan para alcanzar una estimación corregida de las parejas reproductoras con intervalos del confianza del 95%. Estos intervalos de confianza reflejan la calidad de las fotografías y la habilidad interpretativa de las personas que efectúan el conteo.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

El número total de aves que están reproduciéndose puede estar influenciado por:

1. Tamaño de la cohorte al emplumar y tasa de reclutamiento de cada cohorte a la población reproductora.
2. Disponibilidad de alimento durante el período previo a la puesta y durante la incubación.
3. Edad de cada ejemplar (y por consiguiente, estructura de edades de la colonia).
4. Experiencia reproductora anterior.
5. Duración de la unión de la pareja.
6. Presencia del otro miembro de la pareja.
7. Tamaño y ubicación de la colonia.
8. Condiciones del hielo antes de establecerse en la colonia.

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deberán notificarse utilizando la última versión del formulario de notificación E/A3 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1).

REFERENCIAS:

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

BIOMASS. 1982. Monitoring studies of seabirds. *BIOMASS Handbook*, 19.

BIOMASS. 1982. Penguin census methods. *BIOMASS Handbook*, 20.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

Conroy, J.W.H., O.H.S. Darling and H.G. Smith. 1975. The annual cycle of the chinstrap penguin, *Pygoscelis antarctica*, on Signy Island, South Orkney Islands. In: Stonehouse, B. (Ed.). *The Biology of Penguins.* MacMillan: 353–362.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Gwynn, A.M. 1952. Egg laying and incubation periods of rockhopper, macaroni and gentoo penguins. *ANARE Rep. Ser. B*, 1.

Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica* at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

SC-CAMLR. 1989. Report of the Working Group for the CCAMLR Ecosystem Monitoring Program. In: *Report of the Eighth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-VIII)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 297–347.

Taylor, R.H., P.R. Wilson and B.W Thomas. 1990. Status and trends of Adélie penguin populations in the Ross Sea region. *Polar Record*, 26: 293–304.

Trivelpiece, W.Z. and N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675–681.

Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo, papúa y macaroni (*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Pygoscelis papua, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Supervivencia y reclutamiento anual por edades

PARAMETROS RELACIONADOS:

Tamaño de la población reproductora; peso al llegar a la colonia de reproducción; éxito de la reproducción; peso del pingüino adulto al emplumar el polluelo; peso del pingüino adulto antes de la muda.

OBJETIVOS:

Determinar los parámetros demográficos de la población.

RECOLECCION DE DATOS:

Se presentan a continuación dos metodologías diferentes. El método A es menos laborioso que el método B, pero sólo proporciona una estimación de la supervivencia anual de los adultos en estado de reproducción. El método B es mejor porque ofrece estimaciones de supervivencia y de reclutamiento anual por edades. No deberán realizarse mediciones demográficas, a menos que se pretenda continuar con tales estudios a largo plazo. Véase Ref. 1 para más detalles sobre los procedimientos.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

1. Elegir tres zonas de reproducción de unos 30 nidos cada una, a ser posible en el interior de una colonia; observarlas diariamente durante el período de postura, anotando el número de nidos que tienen huevos y los que no tienen. El día en que un tercio de los nidos (es decir un total de 30 entre las tres zonas) tengan por lo menos un huevo, deberán iniciarse los procedimientos detallados a continuación.

2. Seleccionar 50 nidos que no estén siendo estudiados para otros propósitos, y que tengan por lo menos un huevo y a los dos pingüinos adultos presentes. Estos nidos deberán estar cerca de la periferia de las colonias (a medida que pasen los días, probablemente habrán otras parejas que establecerán sus nidos en la periferia de éstos). Márquense los nidos con una estaca o roca numerada, (al final de la temporada deberá haber un marcador permanente en cada nido), y a cada ave con un poco de tintura.

3. Observar atentamente a cada miembro de la pareja, determinando cuál es la más grande y la que no tiene marcas de pisadas en la espalda (macho); se determinará el sexo por el tamaño relativo y el proceso de incubación (el adelia macho y el barbijo hembra deberían incubar primero).

4. Para cada nido, capturar y anillar a ambos pingüinos, utilizando una red de mano para capturar al ave que no incuba y tapando con una mano los ojos del ave que incuba mientras con la otra se le desliza el anillo (Ref. 1). Anotar el

número de anillo de cada miembro de la pareja, según el sexo. No se determinará el sexo por examen interno de la cloaca, a menos que se pueda capturar a una de las aves durante el período de guardería. La hembra, sin embargo, puede ser identificada por una hinchazón de la cloaca, poco después de la puesta de los huevos.

5. Al año siguiente, antes y durante el período de la puesta, recorrer la zona en busca de las aves anilladas; la mayoría (aunque no todas), si aún siguen vivas, estarán en el nido o en los alrededores del lugar en que se las anilló por primera vez. El esfuerzo de búsqueda debe ser el mismo cada año (el mismo número de personas que busquen, y el mismo número de días durante los períodos previos a la puesta y durante la puesta misma).

6. Anillar cada año un nuevo grupo de 50 parejas, según se explica en los puntos 1 a 3 anteriores y tratar de ubicarlas al año siguiente.

Método B:

1. Seleccionar una colonia con un mínimo de 2 000 pares aproximadamente. En las colonias de más de 10 000 pares costará mucho más encontrar a las aves anilladas.

2. Cada año, durante la última parte del período de guardería, y antes de que ningún polluelo haya emplumado, se anillará un mínimo de 1 500 polluelos grandes en edad de guardería. Elegir varias zonas de reproducción contiguas en la misma parte de la colonia donde se realice el anillado. Registrar el número de los anillos utilizados cada año. Incluir en la muestra a los polluelos de las aves de edad conocida (anillados de manera que se conozcan los padres). Si las colonias fueron numeradas y trazadas en un mapa de acuerdo al método A3, anote la colonia específica donde se han puesto los anillos.

3. En años siguientes, buscar en la colonia a las aves anilladas; el esfuerzo de búsqueda debe ser el mismo cada año (el mismo número de personas, el mismo número de días empleados en la búsqueda de estas aves). Las aves jóvenes aparecerán al final de la temporada de reproducción e irán llegando de mayor a menor edad.

4. Cuando un ave anillada establezca un sitio para su nido, se aparee y ponga huevos, se marcará el sitio donde ha anidado y se visitará dicha ave/sitio en años siguientes, tomando nota de si esta ave se reproduce con éxito o no. Anillar a la pareja, si es posible.

5. El sexo de aquellos pingüinos adelia o de barbijo de edad conocida que retornan a sus colonias natales puede ser determinado con una precisión adecuada según la jerarquía de indicaciones siguiente, dadas en orden de menor a mayor precisión:

   I = Incubación: para la mayoría de pingüinos adelia que se encuentran incubando 15 a 21 días después de la puesta del primer huevo son machos (92 a 99% de las colonias estudiadas hasta ahora).

   S = Talla: en una pareja en el nido, el que tiene la cabeza/pico más grande de los dos es el macho (véase 4ª Parte, sección 1).

B = Comportamiento: en la pareja el macho tiene un comportamiento eufórico mientras que la hembra exhibe movimientos similares pero en una forma más moderada (Ref. 1).

T = Pisadas: la espalda de un miembro de la pareja está cubierta con barro, producto de las pisadas (hembra), mientras la espalda del otro está limpia (macho).

C = Posición de cópula: el macho está montado sobre la hembra durante la cópula.

E = Puesta de huevos.

6. Anote el método utilizado para determinar el sexo de los pingüinos (es decir, I, S, B, T, C o E) y actualice la información de cada ave a medida que se dispone de información más precisa (es decir, el sexo se determina inicialmente por el tamaño del ave y luego por la posición adoptada en la cópula).

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Lista de los números de los anillos observados nuevamente en cada temporada de reproducción.

2. Lista de los números de anillos de aves adultas y polluelos (incluido el sexo cuando es conocido) colocados por primera vez en cada temporada de reproducción.

3. Lista de todos los números de anillos que se recuperan de polluelos y adultos muertos en cada temporada de reproducción.

4. Fechas y lugares de las aves recién anilladas.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Números de anillo de la pareja.
2. Fecha y lugar en donde las aves anilladas han sido vistas nuevamente.
3. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Las perturbaciones causadas por el hombre pueden provocar la depredación de huevos y polluelos por parte de los skúas. Los petreles gigantes, gaviotas, wekas y palomas antárticas pueden depredar los huevos y los polluelos de islas subantárticas.

2. Sólo se deben utilizar anillos de acero inoxidable o de otra aleación adecuada en las aletas. Anillos de acero inoxidable pueden obtenerse de Lambournes Ltd.* La numeración debe ser coordinada entre los investigadores que trabajan en las mismas islas/regiones.

* Lambournes Ltd., Coleman House, Station Road, Knowle, West Midlands B930HL, Inglaterra.

OBSERVACIONES:

1. Estos parámetros son los más difíciles de observar y se requieren observaciones anuales a partir de la llegada de los pingüinos en la primavera, durante la puesta de huevos y también durante el período de guardería. Este procedimiento requiere el anillado de pingüinos, lo que provoca la muerte de algunas aves. También deberá tenerse en cuenta la pérdida de anillos.

2. Sería útil disponer de registradores automáticos capaces de registrar ciertos datos.

3. El equipo para registrar el número de anillo (por ejemplo, codificado en barras) y la fecha de llegada y de partida de cada individuo, reduciría el esfuerzo manual de la recolección de datos.

4. El número de los anillos debiera ser codificado por localidades utilizando un prefijo de tres letras seguido por un número de cinco dígitos (según el asesoramiento del Subcomité de Biología de Aves del SCAR).

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS

Procedimiento A: Supervivencia adulta

Los valores de la supervivencia anual adulta han sido estimados de las observaciones de pingüinos anillados en la temporada previa. Los resultados se presentan en un índice promedio de supervivencia anual para cada año de estudio (todas las aves), y por separado para machos y hembras.

Procedimiento B: Demografía

Reclutamiento

1. El reclutamiento a la población se estima de las observaciones de polluelos que fueron anillados en la colonia de estudio al emplumar. El reclutamiento puede definirse como:

   a) la proporción de polluelos emplumados que sobreviven hasta reproducirse (v.g., Método Estándar B3); y

   b) la proporción de polluelos emplumados que sobreviven hasta la edad de la primera reproducción.

2. En el caso de los pingüinos, el registro de información bajo el método (a) exige la observación de las aves para asegurar que el año de la primera puesta sea determinado con precisión.

3. En general las aves jóvenes que se reproducen por primera vez tienen escaso éxito en su función de progenitores, perdiendo a menudo sus huevos pocas horas después de la puesta. Sin embargo, si es posible recopilar información precisa de este tipo, se podría registrar el reclutamiento de pingüinos en un formato de tabla de vida, de la siguiente manera:

Año del anillado	Nº de aves anilladas	% que sobrevive hasta la edad (años)									
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10+

4. De ser posible, se deberán presentar los datos por sexo en forma separada.

5. Los datos sobre la edad promedio a la primera reproducción pueden resumirse y presentarse como la edad promedio a la primera reproducción para cada cohorte y para los machos y hembras de esa cohorte por separado.

6. La fórmula correcta de cálculo de la edad promedio a la primera reproducción es:

   Para la notificación de datos según el método (b), la edad promedio de primera reproducción para los pingüinos adelia y de barbijo es de tres años, mientras que para los pingüinos papúa es de dos años. Se considerará que estos pingüinos han sido reclutados a las poblaciones si sobreviven estas edades respectivamente, haya o no evidencia de su reproducción (Ref. 2). Los datos deberán ser resumidos y presentados como el porcentaje de aves anilladas que sobreviven hasta la edad promedio de la primera reproducción para cada cohorte y para machos y hembras de esa cohorte por separado.

Supervivencia adulta

Los datos deberán ser resumidos y presentados de acuerdo al procedimiento A.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

1. El regreso de las aves anilladas a la colonia después del período invernal en el mar puede ser utilizado para calcular la tasa de supervivencia anual de los adultos y subadultos. La mortalidad durante los meses de invierno puede deberse a:

   a) la disponibilidad de la especie presa (cantidad, calidad y acceso);
   b) la depredación por focas leopardo, orcas;
   c) condiciones atmosféricas; y
   d) otros factores.

2. El anillado de los polluelos antes de emplumar permite determinar de la mortalidad dentro de la cohorte, es decir, se puede determinar la tasa de mortalidad como una función de la edad.

3. El anillado a gran escala durante el ciclo biológico de una cohorte proporciona datos sobre la mortalidad anual (es decir, un indicador del medio ambiente), y si el anillado se realiza en varias colonias aisladas geográficamente, los resultados podrían indicar si es un fenómeno localizado o no. Finalmente, podrían producirse tablas de vida a partir de los datos recopilados para cada cohorte.

4. El porcentaje de pingüinos juveniles que intentan reproducirse será un indicio de las condiciones existentes en el invierno anterior; las condiciones favorables se traducirán en un porcentaje mayor que trata de iniciar la fase de reproducción.

5. Las actividades de los pingüinos que no se han reproducido aún pueden también ser indicativas de las condiciones experimentadas por las aves en general, lo que a su vez será un índice del entorno marino cerca de la zona. Se espera que exista una correlación entre aquellos años con una mayor disponibilidad de recursos y observaciones más tempranas de pingüinos pre-reproductores, mayor tiempo de permanencia en la colonia y un aumento del tiempo dedicado a actividades relacionadas con la reproducción (es decir, ave solitaria en el nido, en pareja en el nido), comparado con conductas errantes.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Los índices de reclutamiento darán una subestimación de la supervivencia real entre las cohortes de polluelos emplumados debido a una serie de factores entre los que se incluyen:

   a) La inmigración de estos polluelos a otras colonias distintas a la colonia natal. Este es un factor que varía según la especie y, posiblemente dentro de una especie, en función del tamaño y proximidad de otras colonias en el sector; y

   b) La pérdida de anillos y mortalidad como consecuencia de la colocación de anillos.

2. El anillado sólo deberá hacerse por operadores experimentados o por personas entrenadas especialmente por ellos.

3. Se deberán fomentar los estudios sobre técnicas alternativas de marcado.

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

1. Aún no se ha diseñado un formato para presentar los datos.

2. Las siguientes bases de datos constituyen ejemplos del tipo de información que puede ser de interés para los estudios de seguimiento. Siempre que se encuentre un pingüino de edad conocida en el transcurso de un día de trabajo en la colonia, se registrará la siguiente información (v.g. pingüinos adelia, barbijo y papúa en isla rey Jorge/25 de Mayo, islas Shetland del Sur).

   Fecha
   Número de anillo
   Sexo y método de determinación del sexo (véase el criterio anterior)
   Lugar (colonia donde se observó el ave)
   Estado:
   0 = Errante (no asociado a un nido)
   1 = Solitario en el nido
   2 = Con su pareja en el nido
   3 = Criando

   Esta información se anota en la ficha que existe en la base de datos para esa ave y año.

Al final de la temporada se crea una ficha resumen para cada pingüino de edad conocida observado durante el año.

La base de datos para las aves que no han alcanzado la edad de la reproducción tiene el siguiente formato/campos:

Número de anillo
Año de nacimiento
Colonia natal
Año (actual)
Edad
Sexo
Experiencia (0 = primer año que se le observa en la colonia , 1 = visto en la colonia en años anteriores pero se desconoce si ha alcanzado la etapa de reproducción).
Primer día (fecha de la primera observación en la temporada).
Total de días (número total de días entre la primera y última observación del ave; es decir, un ave vista por primera vez el 1º de diciembre y por última vez el 31 de enero se considera en el área por 61 días, aún cuando sólo se haya visto al ave en esas dos oportunidades).
Número total de observaciones
% Errante (% del total de observaciones en que el ave se vio errante)
% Ave solitaria en el nido
% En el nido con su pareja

La base de datos para las aves reproductoras tiene el siguiente formato/campos:

Número de anillo
Año de nacimiento
Colonia natal
Año (actual)
Edad
Sexo
Experiencia (como anterior pero agregar: 2 = más de una reproducción)
Número del anillo del otro miembro de la pareja
Fecha de la primera puesta
Número de huevos
Número de polluelos nacidos
Número de polluelos emplumados

FECHAS DE OBSERVACION:

Fechas promedio e intervalos notificados para la primera llegada de los pingüinos adultos y la partida de los polluelos de la colonia de reproducción designada:

	Regreso de pingüinos adultos*			Partida de los polluelos				Refs.
	Adelia	Barbijo	Macaroni	Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni	
Bahía de Prydz	12 Oct (4–17 Oct)	NA	NA	X	NA		NA	3
Orcadas del Sur	2 Oct (21 Sept–8 Oct)	31 Oct (16 Oct–12 Nov)	X	6 Feb (4–15 Feb)	1 Mar (25 Feb–2 Mar)		X	2
Georgias del Sur	NA	X	17 Oct (14–23 Oct)	NA	X	23 Feb–1 Mar	25–26 Feb	5, 6
Shetlands del Sur	20 Oct	2 Nov	X	X	X		X	4

* no se incluye el pingüino papúa ya que ésta es una especie 'residente'.
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

(2) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(3) Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(4) Trivelpiece, W.Z. and N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675–681.

(5) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

(6) Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

DOCUMENTOS DE REFERENCIA:

Ainley, D.G., R.C. Wood and W.J.L. Sladen. 1978. Bird life at Cape Crozier, Ross Island. *Wilson Bull.*, 90: 492–510.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

Conroy, J.W.H., O.H.S. Darling and H.G. Smith. 1975. The annual cycle of the chinstrap penguin, *Pygoscelis antarctica*, on Signy Island, South Orkney Islands. In: Stonehouse, B. (Ed.). *The Biology of Penguins.* MacMillan: 353–362.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Croxall, J.P. and P.A. Prince. 1980. Food, feeding ecology and ecological segregation of seabirds at South Georgia. *Biol. J. Linn. Soc.*, 14: 103–131.

Downes, M.C., E.H.M. Ealey, A.M. Gwynn and P.S. Young. 1959. The birds of Heard Island. *ANARE Rep. Ser. B*, 1.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

Watson, G.E. 1975. *Birds of the Antarctic and Sub-Antarctic.* American Geophysical Union.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo y macaroni
(*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Duración de los viajes de alimentación

PARAMETROS RELACIONADOS:

Exito de la reproducción; peso del polluelo al emplumar; dieta.

OBJETIVOS:

Determinar las diferencias en un año y entre años en el tiempo empleado en buscar alimento para los polluelos, para que sirva como indicador del radio de alimentación, el esfuerzo de alimentación y la disponibilidad de alimento.

RECOLECCION DE DATOS:

PROCEDIMIENTO GENERAL:

1. Este parámetro puede ser medido eficazmente con el uso de radio telemetría e instrumentos de registro automático de datos. El equipo necesario comprende 20 a 40 radiotransmisores (con una duración de las pilas de dos meses, alcance 0.5 km, peso menor de 25 g), antena, receptor de exploración y registrador de datos o de banda.

2. Seleccionar un mínimo de 20 parejas que estén vigilando a los polluelos de una a dos semanas de edad; fijar un radio transmisor a ambos adultos, tomando nota de su sexo. Debido a que el comportamiento de alimentación difiere considerablemente en los pingüinos macaroni machos y hembras, será preferible vigilar a un sólo sexo, de modo que las comparaciones interanuales tengan un tamaño de muestra suficiente; para los pingüinos macaroni, sólo se colocarán radio transmisores a los machos adultos (en 40 nidos).

3. Serán necesarias dos personas para la colocación de los radiotransmisores. Esto se hará, de ser posible, cuando se observe un cambio en el turno de incubación; se capturará al miembro de la pareja que se va y se le fijará un transmisor de peso conocido según se describe más abajo. Anillar al ave o marcarla con tintura antes de soltarla. Si no es posible capturar al miembro que se va, se capturará al otro miembro de la pareja mientras vigila a los polluelos. Colocar a los polluelos en el bolsillo para mantenerlos calientes y protegidos de la depredación. Inmediatamente antes de soltar al adulto y una vez fijado el transmisor, se devolverán los polluelos al nido.

4. Tapar los ojos del pingüino adulto con un paño o guante para mantenerlo calmado al fijarle el transmisor. Mientras una persona sostiene al animal, la otra mezcla epóxido de secado rápido[1] y lo pone sobre las plumas dorsales a la altura de los hombros con un aplicador. La parte cubierta debería ser 1 cm mayor que el tamaño del transmisor. Presionar el epóxido entre el plumaje de

[1] Algunas marcas de resinas epoxídicas que han resultado exitosas incluyen: Componentes RS (Corby, Northants, UK), Devcon - epóxido de 5 minutos de fijación. Los adhesivos constituidos por resinas cianoacrílicas son inadecuados para el empleo a largo plazo (p. ej. Loctite 501).

manera que alcance la base de las plumas. Colocar el transmisor sobre el epóxido (la antena debería apuntar hacia la cabeza o la cola según el tipo) y fijarlo utilizando una o dos ataduras electrónicas plásticas; las ataduras deben rodear a los transmisores y a las plumas debajo del mismo untadas de epóxido. Alisar los bordes superior y lateral de la unidad transmisor/epóxido con epóxido adicional para formar una sólida unión hidrodinámica con las plumas. Algunos científicos han podido fijar los transmisores con abrazaderas o ataduras de plástico en lugar de adhesivos, con la ventaja de que se colocan y quitan con más facilidad y no se dañan las plumas. Un posible inconveniente es que se pierden más transmisores.

5. Colocar un receptor analizador de frecuencias en un lugar cercano a los nidos y a la playa de estudio de manera que se pueda detectar la presencia de las aves con transmisor. Programar las frecuencias de transmisión (deben ser todas distintas) en el registrador de datos. Se recomienda efectuar barridos para cada ave cada 20 minutos o menos. La precisión de las mediciones de la duración de los viajes de alimentación aumenta a medida que el intervalo entre barridos para cada ave disminuye. Las transmisiones se reciben sólo cuando el ave está dentro del alcance del barrido (en tierra), de esta manera se mantiene un registro continuo de los intervalos en tierra y mar.

6. El número de polluelos de cada nido y su suerte durante el período de observación tendrá un efecto muy importante en el comportamiento de alimentación de los adultos. Anótese el número de polluelos en cada nido durante la colocación inicial de instrumentos. Durante los períodos de cinco días subsiguientes, se registrará el número de polluelos presentes. En casos donde los adultos no lleven radio transmisores (macaroni), se deberá verificar semanalmente si ambos adultos siguen vivos.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Día y hora de llegada y salida del nido por cada viaje de alimentación de las aves con instrumentos durante el período de observación.

2. Registrar (por fecha) el número de polluelos presentes en cada nido durante el período de observación.

3. Registrar (por fecha) el número de adultos que alimentan polluelos en cada nido durante el período de observación.

4. Lista de los números de identificación de los nidos y/o de los números de identificación de los anillos o transmisores por cada adulto observado en cada nido.

5. Una descripción de la velocidad de barrido de los radio receptores utilizados. Esta velocidad determina la precisión con la cual se ha medido la duración de los viajes de alimentación.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Fechas de eclosión del huevo en cada nido estudiado. Si no se conoce, sería conveniente hacer una estimación.

2. Se deberá registrar el número de polluelos que alimenta una pareja ya que esto puede influir en el comportamiento alimentario (y en la dieta) de los adultos.

3. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Si el radio receptor se deja en una posición donde pueda recibir transmisiones de las aves que no están cerca de sus nidos (por ejemplo, caminando a cierta distancia entre el mar y su nido, nadando cerca de la playa), estas transmisiones afectarán la estimación de la duración de los viajes de alimentación. Una solución sería ajustar (disminuir) la captación del receptor, de manera que sólo se reciban transmisiones en la vecindad inmediata a los nidos observados. En todo caso, se debe tener cuidado al instalar la antena y el equipo receptor procediéndose de la misma manera cada año, así las comparaciones interanuales del comportamiento de las aves no se confundirá con los cambios en la sensibilidad o ubicación del equipo de observación.

OBSERVACIONES:

1. Si se les quitan los transmisores a las aves al final del período de observación (la alternativa es dejar que se caigan solos durante la muda), se deberá tener especial cuidado de no cortar más plumas de las necesarias. Es preferible dejar un poco de adhesivo en el borde de las plumas (que se caerán pocas semanas después de la muda), antes que cortar las plumas, ya que éstas son esenciales para el aislamiento térmico de las aves;

2. Se insta a los investigadores a llevar a cabo estudios específicos para evaluar detalladamente si sería mejor fijar el instrumento a uno o a ambos miembros de la pareja. Los factores que deben tenerse en cuenta serán: (a) el efecto de los instrumentos en el comportamiento de las aves, (b) las complicaciones estadísticas de observar dos aves alimentando a los mismos polluelos, y (c) el grado de confusión en las comparaciones interanuales debidas en general a las diferencias entre sexos (para adelias y barbijos).

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Los machos y las hembras deben ser analizados por separado. Para describir correctamente la duración del período de alimentación, los datos se deberán analizar de dos maneras: por la duración promedio de los viajes de alimentación en cada período estándar de cinco días (párrafos 2 a 5 a continuación), y por ave.

2. Para evitar sesgos en los cálculos debido a la frecuencia de los viajes de alimentación, se deberá calcular la duración promedio de los viajes de alimentación en un período de cinco días, a partir de la duración promedio de los viajes de alimentación de cada ave sin ponderar por el número de viajes. De este modo, la duración promedio del viaje de alimentación del ave *i* en el

período j, se representa por $B_{ij} = \frac{k = n\sum d_{ijk}}{n_{ij}}$ y la duración promedio de los viajes de alimentación del todo el período por $D_j = \frac{i = a\sum B_{ij}}{a_j}$ en donde d_{ijk} es la duración del viaje de alimentación k en el período j para el ave i; n_{ij} es el número de viajes de alimentación del ave i en el período j, y a_j es el número de aves que se alimentan en el período de muestreo.

3. Se deberán calcular y notificar la desviación cuadrática de este promedio, D_j y los valores máximos y mínimos de B_{ij}.

4. Asignación a los períodos de cinco días; para el propósito de este cálculo, un viaje pertenece al período de cinco días dentro del cual cae el día de partida.

5. Sólo las aves con polluelos deberán ser incluidas en el análisis de la duración promedio de los viajes de alimentación; no se las incluirá en los análisis de los períodos en los que no tenían polluelos durante el período completo de registro.

6. Deberá elaborarse también un resumen de datos de cada ave estudiada incluyendo las fechas de comienzo y término del período y el número de polluelos al principio y final de éste. Este período deberá ser el período completo de registro.

7. El cálculo de un índice anual debería incluir, probablemente, el análisis por período para investigar las características de la variancia de los períodos de cinco días y de los individuos.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

1. La duración de los viajes de alimentación depende fundamentalmente de la disponibilidad de alimento, y es de suma importancia para el éxito (de la reproducción) de las parejas reproductoras. Las demoras en el regreso con alimento para el polluelo que se cría pueden causar la deserción del otro miembro de la pareja y la muerte del polluelo por inanición.

2. La duración de los viajes de alimentación puede ser afectada por los siguientes factores:

   a) condiciones meteorológicas y del hielo marino; y
   b) disponibilidad, calidad y cantidad de las especies presa.

3. Las diferencias interanuales en la duración de los viajes de alimentación en los sitios adyacentes a las regiones más extensas de la plataforma tal vez reflejen diferencias en la distribución de kril, y no en la disponibilidad o en la biomasa *per se*. Por ejemplo, el pingüino adelia de isla Anvers efectúa viajes largos justamente cuando existe una predominancia de clases de talla mayor en las poblaciones de kril; los viajes cortos se correlacionan con una predominancia de kril juvenil. El kril de talla mayor se encuentra distribuido en el borde de la plataforma donde tiene lugar el desove, el kril pequeño se encuentra cerca de la costa. Para los sitios como isla Anvers donde el borde de la plataforma se encuentra a más de 120 km de distancia, una gran variabilidad interanual en la

duración de los viajes alimentarios refleja diferencias en la distribución del kril y las distancias que el pingüino adelia debe recorrer para obtener su alimento.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Si algunas aves muestran patrones muy variables en sus actividades en el período de alimentación, o patrones de gran asimetría, sería aconsejable excluir estos datos de los análisis. El resumen de datos notificados aquí sería suficiente para identificar este problema pero habría que referirse a los datos originales para hacer un nuevo cálculo de la duración de los viajes de alimentación.

2. Los métodos detallados anteriormente no utilizan datos de los sexos combinados (donde se estudia a los machos y hembras de la misma pareja). Se insta a los miembros que investiguen el comportamiento de alimentación de estas parejas.

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deberán notificarse usando la última versión del formulario de notificación E/A5 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Los datos para diferentes colonias, especies y sexos deberán notificarse en formularios separados.

FECHAS DE OBSERVACION:

Cronología del desarrollo de los polluelos: (a) fecha promedio de la eclosión del primer huevo ± error típico e intervalo de fechas, (b) duración del período de cría ± error típico e intervalo de fechas, (c) duración del período de guardería:

		Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni*	Refs.
Bahía de Prydz	a	13 Dic ± 1.3 (10–16 Dic)				
	b	X	NA	NA	NA	2
	c	X				
Orcadas del Sur	a	4 Dic (1–12 Dic)	1 Jan (26 Dic-7 Ene)	X	X	
	b	18 días ± 1.3; (14–24 días)	24 días ± 1.5 (20–30 días)		X	3
	c	42 días	30 días		X	
Georgia del Sur	a		X	7 Dic ± 0.6 (1–13 Dic)	27 Dic ± 0.8 (21 Dic–3 Ene)	
	b	NA	X	29 días ± 0.2 (19–35)	24 días ± 0.5 (21–28)	1, 6, 7
	c		X	c 51 días	37 días ± 0.5 (32–41)	
Shetlands del Sur	a	23 Nov	20 Dic	X	X	
	b	X	X		X	4, 5
	c	X	X		X	

* datos del segundo huevo (por lo general el primero suele perderse antes de la puesta del segundo)
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

(2) Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(3) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(4) Trivelpiece, W.Z., S.G. Trivelpiece and N.J. Volkman. 1987. Ecological segregation of Adélie, gentoo and chinstrap penguins at King George Island, Antarctica. *Ecology*, 68: 351–361.

(5) Nielsen, D.R. 1983. Ecological and behavioural aspects of the sympatric breeding of the south polar skua (*Catharacta maccormicki*) and the brown skua (*Catharacta lönnbergi*) near the Antarctic Peninsula. Unpubl. MS Thesis, Univer. Minnesota, Minneapolis.

(6) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

(7) Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

Croll, D.A., S.D. Osmek and J.L. Bengtson. 1991. An effect of instrument attachment on foraging trip duration in chinstrap penguins. *Condor*, 93: 777–779.

Croxall, J.P., R.W. Davis and M.J. O'Connell. 1988. Diving patterns in relation to diet of gentoo and macaroni penguins at South Georgia. *Condor*, 90: 157–167.

Culik, B., R. Bannasch and R.P. Wilson. 1994. External devices on penguins: how important is shape? *Marine Biology*, 118: 353–357.

Heath, R.G.M. 1987. A method for attaching transmitters to penguins. *J. Wildl. Manage.*, 51: 399–401.

Heath, R.G.M. and R.M. Randall. 1989. Foraging ranges and movements of jackass penguins, *Spheniscus demersus*, established through radio telemetry. *J. Zool. Lond.*, 217: 367–379.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

Trivelpiece, W.Z., J.L. Bengtson, S.G. Trivelpiece and N.J. Volkman. 1986. Foraging behaviour of gentoo and chinstrap penguins as determined by new radiotelemetry techniques. *Auk*, 103: 777–781.

Warham, J. 1975. The crested penguins. In: Stonehouse, B. (Ed.). *The Biology of Penguins*. Macmillan: p. 555.

Williams, A.J. 1982. Chick feeding rates of macaroni and rockhopper penguins at Marion Island. *Ostrich*, 53: 129–34.

Williams, T.D. and P. Rothery. 1990. Factors affecting variation in foraging and activity patterns of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, during the breeding season at Bird Island, South Georgia. *J. Appl. Ecol.*, 27: 1042–1054.

Wilson, R.P. and C.A.R. Bain. 1984a. An inexpensive depth gauge for penguins. *J. Wildl. Manage.*, 48: 1077–84.

Wilson, R.P. and C.A.R. Bain. 1984b. An inexpensive speed meter for penguins at sea. *J. Wildl. Manage.*, 48: 1360–1364.

Wilson, R.P., W.S. Grant and D.C. Duffy. 1986. Recording devices on free-ranging marine animals: does measurement affect foraging performance? *Ecology*, 67: 1091–1093.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo, papúa y macaroni (*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Pygoscelis papua, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Exito de la reproducción

OBJETIVOS:

1. Evaluar la productividad. Esto puede hacerse de una manera indirecta mediante un índice del cambio relativo en el número de polluelos nacidos de un año a otro (Método A), o directamente, registrando el nacimiento de los polluelos (Métodos B y C).

2. Nota: Para los nuevos estudios es obligación utilizar el método B o C. Se sugiere utilizar el método A como una valiosa adición a los programas. Ambos métodos deberán llevarse a cabo cada año, por lo menos durante diez años, para que puedan conocerse las tendencias del éxito de la reproducción.

3. Los pingüinos adelia y barbijo ponen dos huevos que suelen eclosionar, aunque a veces sólo un polluelo alcanza a emplumar. En las temporadas cuando hay abundancia de alimento cerca de las colonias, un número mayor de aves logra criar dos polluelos en comparación con otras temporadas. Los pingüinos macaroni ponen generalmente dos huevos, pero rechazan uno de ellos.

RECOLECCION DE DATOS:

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A (recuento de polluelos):

1. Seleccionar una o más colonias separadas que puedan considerarse como una comunidad completa y que no estén afectadas por otros estudios o por actividades en las estaciones. Estos lugares deben estar bien definidos y distribuidos extensamente en el área de estudio - algunos en el centro, otros cerca o lejos de la playa, etc. Lo ideal es que cada año el número total de nidos del área del recuento sea de 1 000 a 2 000, con un mínimo de 100 nidos. Cada año deberá hacerse un censo de las mismas colonias para este parámetro.

2. Las colonias serán las mismas que se han seleccionado para evaluar el tamaño de la población reproductora (véase el método A3), debiendo seguirse el mismo criterio de selección, especialmente en lo que se refiere a evitar al máximo los trastornos causados por actividades de investigación o de otro tipo en la estación. Las colonias deben estar claramente marcadas e indicadas en los mapas. Numérese cada colonia marcándola de forma permanente mediante estacas metálicas u otros medios. Estos lugares se señalarán en un mapa indicando su posición en el área de estudio (quizás, con una foto aérea), y se entregará este mapa a la Secretaría de la CCRVMA; éste deberá citarse en todos los informes.

3. **Cada año, en la misma fecha,** se contarán los polluelos de cada colonia. Esto deberá hacerse cuando las dos terceras partes de los polluelos estén en la etapa de guardería; para los adelia, el 7 de enero a 77°S (isla Ross), y el 2 de

enero a 62°S (isla Rey Jorge/25 de Mayo); para los barbijo, el 2 de febrero a 62°S; para los macaroni, el 25 de enero a 60°S (Georgia del Sur). Anotar cada recuento por separado para cada colonia.

4. Se deberán hacer tres recuentos por separado de cada una de las colonias seleccionadas en el mismo día. Si uno de estos recuentos variase en más de un 10% con respecto a los otros, se deberá hacer un cuarto recuento ese día. Anotar cada recuento por separado.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método B (polluelos criados por pareja reproductora):

1. El día en que se ponga el primer huevo en la colonia (alrededor del 20 de octubre (adelia) y 20 de noviembre (barbijo) en la isla del rey Jorge; el 28 de octubre (papúa) y el 14 de noviembre (macaroni) en Georgia del Sur), seleccionar 100 nidos contiguos a lo largo de una línea que atraviese varios sitios de reproducción. Marcar cada par de nidos con una roca pintada o una estaca con bandera, clavada en el suelo entre los dos nidos; marcar cada décimo nido con una estaca numerada (1, 10, 20, 30 etc.). Si fuera posible verter un chorro de tintura en el pecho de los ocupantes de los nidos (no es necesario capturarlos).

2. En ese primer día, y cada período de cinco días subsiguientes, tomar nota del número de huevos, polluelos y pingüinos adultos presentes en cada nido. Cuando nazcan los polluelos, verter tintura en sus espaldas. Continuar las visitas hasta que los polluelos entren a la guardería. La productividad se determina por el número de polluelos criados hasta llegar a la edad de guardería por pareja territorial de pingüinos.

3. Con el fin de obtener un nivel de exactitud ligeramente mayor (especialmente durante el período cuando los polluelos adquieren movilidad) puede aumentarse la frecuencia de las observaciones (días alternos, por ejemplo); sin embargo, la frecuencia no debería variar de un año a otro (Ref. 1).

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método C (polluelos criados por colonia):

1. Seleccionar una o más colonias separadas que puedan considerarse como una unidad completa (por lo menos cinco para los pingüinos adelia o barbijo; una de tamaño adecuado para macaroni) y realizar tres recuentos durante la temporada:

   a) el día en que el 95% de los nidos tengan huevos, contar el número de nidos con huevos;

   b) cuando la incubación haya terminado, contar el número de nidos con polluelos; y

   c) cuando todos los polluelos hayan ingresado a la guardería, contar el número total de polluelos en la guardería.

2. La fecha de los recuentos se determinará de los datos del estudio de cronología (Método A9).

3. Por cada recuento (a, b, c), deberán hacerse tres recuentos por separado en el mismo día (p. ej. cuando la incubación haya terminado, hacer tres recuentos separados del número de nidos con polluelos en una colonia determinada). Si uno de estos recuentos variase en más de un 10% con respecto a los otros, se contará una cuarta vez en ese mismo día. Anótese cada recuento por separado.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Número de polluelos presentes en cada localidad o colonia (regístrese entre tres y cuatro recuentos por separado).

2. Fecha de los recuentos.

Método B:

1. Números de identificación de los nidos.

2. Número de huevos, polluelos y pingüinos adultos presentes en cada nido en cada fecha en que el nido ha sido observado (cada dos o cinco días).

3. Hora y fecha de la observación.

Método C:

1. Número de nidos con huevos en cada colonia o localidad (regístrese entre tres y cuatro recuentos por separado).

2. Número de nidos con polluelos en cada colonia o localidad (regístrese entre tres y cuatro recuentos por separado).

3. Número de polluelos en fase de guardería en cada colonia o localidad (regístrese entre tres y cuatro recuentos por separado).

4. Fecha de los recuentos.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Método A:

1. Número de adultos presentes en cada localidad o colonia.
2. Hora del día en que se hicieron los recuentos.

Método B:

No se han especificado datos complementarios hasta ahora.

Método C:

1. Número de huevos por nido (nidos con un huevo comparado con nidos con dos huevos).

2. Número de polluelos por nido (nidos con un polluelo comparado con nidos de dos polluelos).

Métodos A, B y C:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

La intervención humana juega un papel muy importante en la pérdida de huevos, ya que cualquier perturbación en la colonia provoca la ruptura de los huevos o la depredación por los skúas. La intervención también disuade el reclutamiento de subadultos a la colonia y por lo tanto si la perturbación es demasiado grande, el número de aves reproductoras (y de polluelos) disminuirá al cabo de algunos años. Por lo tanto se deberá caminar con cuidado.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Los tres métodos detallados para este parámetro requieren diferentes enfoques analíticos. Por eso, se empleará el mismo método cada año para una temporada y sitio determinados. Al comienzo del proyecto de seguimiento, se deberá escoger cuidadosamente el método que se ha de emplear y también las colonias que han de ser investigadas. Las colonias o métodos no deberán cambiar en años sucesivos.

2. La época de muestreo deberá ser comparada con las épocas de los acontecimientos observados en el estudio de cronología (Método A9), y donde éstas sean significativamente diferentes, los recuentos de polluelos deberán ser ajustados según corresponda. Si los recuentos de polluelos tienen que ser ajustados, la época de muestreo deberá cambiarse en los años subsiguientes.

3. Los resultados del método A deberán analizarse para que den promedios de los polluelos en cada colonia o área de reproducción, para el número de recuentos empleados (tres como mínimo). Estos datos pueden utilizarse, directamente, como un índice del éxito de reproducción mediante comparaciones entre los recuentos de determinadas colonias o grupos de colonias, o indirectamente, expresando los resultados como un promedio de los polluelos por pingüinos adultos en un grupo de colonias, dando una variancia de presencia. Es importante establecer una uniformidad en las colonias o áreas reproductoras y en las fechas de los recuentos.

4. Los resultados del método B deberán ser analizados para que provean el número de parejas que crían 0, 1 y 2 polluelos. Se deberá calcular el promedio y desviación cuadrática del número de polluelos por pareja. Para los pingüinos adelia y barbijo, el índice anual podría ser el promedio de los polluelos que son criados por cada pareja; los métodos estándar pueden utilizarse para comparar estos promedios entre varios años. Como alternativa, se podrían emplear métodos para el análisis de proporciones, este podría resultar el método más útil para analizar los datos del pingüino macaroni.

5. Cuando se analice el método C, se deberán calcular los promedios y desviaciones cuadráticas de un número de recuentos, de manera similar a aquella utilizada en el método A. Se puede calcular un índice del número de polluelos por nido con huevos y emplearse como un índice, tal como se hizo en el método A. Nuevamente, es importante que las comparaciones entre años utilicen las mismas colonias y épocas de recuento.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

1. El éxito reproductor será un indicador de muchos factores, especialmente de la condición de los pingüinos adultos y tamaño de la colonia, disponibilidad de alimento, influencia de los depredadores, condiciones del hielo y otras características ambientales. El éxito de reproducción, expresado como total de polluelos criados y número de polluelos criados por adulto, tendrá importantes consecuencias en el tamaño de la población en el futuro.

2. La variación del éxito de reproducción entre una temporada y otra puede ser considerable. Por ejemplo, en la Ref.6 se informa que el éxito de reproducción del pingüino adelia en el Cabo Royds ha sido de un 26, 47 y 68% en tres temporadas.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. El uso de promedios de razones en estos análisis podría conducir a sesgos en las estimaciones de la variancia. Por esta razón, puede ser más conveniente realizar comparaciones entre proporciones que considerar el número de polluelos por nido/adulto.

2. Los análisis pueden ser muy susceptibles a cambios anuales en el número de colonias estudiadas.

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados usando la últimas versiones de los formularios de notificación E/A6/A, E/A6/B y E/A6/C de la CCRVMA para los métodos A, B y C (véase 3ª Parte, sección 1). Datos para diferentes especies deben notificados en formularios separados.

FECHAS DE OBSERVACION:

Fecha promedio de puesta del primer huevo ± error típico (a), intervalo de la puesta (b) y fecha promedio e intervalo de partida de los polluelos (c):

		Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni*	Refs.
Bahía de Prydz	a	10 Nov ± 1.0		NA		
	b	5–13 Nov	NA		NA	2
	c	X				
				X		
Orcadas del Sur	a	3 Nov ± 0.3	4 Dic ± 0.3		X	
	b	27 Oct–9 Nov	28 Nov–10 Dec		X	3
	c	6 Feb (4–15 Feb)	1 Mar (25 Feb–2 Mar)	28 Oct ± 0.4 (8 Oct–18 Nov)	X	
				35 días ± 0.1 (32–38)		
Georgias del Sur	a		X	23 Feb–1 Mar	24 Nov ± 0.2	4, 5
	b	NA	X	X	22–24 Nov	
	c		X		25 Feb	

* datos del segundo huevo (por lo general el primero suele perderse antes de la puesta del segundo)
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Ainley, D.G. and R.P. Schlatter. 1972. Chick raising ability in Adélie penguins. *Auk*, 89: 559–566.

(2) Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(3) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(4) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

(5) Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

(6) Yeates, G.W. 1968. Studies on the Adélie penguin at Cape Royds 1964–65 and 1965–66. *N.Z. J. Mar. 8. Fresh-Wat. Res.*, 2: 472–496.

REFERENCIAS ADICIONALES

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

BIOMASS 1979. Antarctic Bird Biology. *BIOMASS Report*, 8.

BIOMASS. 1982. Monitoring studies of seabirds. *BIOMASS Handbook*, 19.

BIOMASS. 1982. Penguin census methods. *BIOMASS Handbook*, 20.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

Emison, W.B. 1968. Feeding preferences of the Adélie penguin at Cape Crozier, Ross Island. *Antarct. Res. Series*, 12: 191–212.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo, papúa y macaroni *(Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Pygoscelis papua, Eudyptes chrysolophus)*

PARAMETROS: Peso del polluelo al emplumar

PARAMETROS RELACIONADOS:

Duración de los viajes de alimentación; éxito de la reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar el peso promedio de los polluelos al emplumar.

RECOLECCION DE DATOS:

Se describen dos métodos para este parámetro. Se prefiere el método A (por lo menos para los pingüinos adelia y barbijo) porque éste toma muestras durante todo el período de emplumaje. El método B se recomienda solamente para los casos cuando el emplumaje es altamente sincrónico (pingüino macaroni) o cuando por razones de orden logístico, no se pueden tomar muestras por un período más largo.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

El método A requiere que el muestreo se realice durante todo el período del emplumaje. Con esto se trata de evitar los sesgos que pueden ocurrir si la cronología del emplumaje se relaciona con el tamaño del polluelo o la ubicación de la colonia:

1. Pesar entre 50 y 100 polluelos por períodos de cinco días (no menos de 250 polluelos en total), empezando y terminando cuando aparezcan los primeros y últimos ejemplares emplumados en la playa, respectivamente.

2. Los polluelos deben ser capturados en la playa justo antes de su partida al mar; la captura deberá realizarse utilizando una red de mano. Colocar una mancha de tintura a los polluelos que hayan sido pesados para evitar que sean pesados nuevamente. Si se halla en marcha un estudio de anillado, incluir a los polluelos pesados en la muestra de anillado (registrar el número de anillo y el peso).

3. Redondear el peso de cada ave a los 10-50 gramos más próximos (según la condición y precisión de la balanza empleada). Verificar periódicamente la precisión de la balanza mediante un peso conocido.

Método B:

El método B consiste en pesar los polluelos en un solo día cuando el emplumaje esté en su punto máximo. Es posible que éste sea el método más apropiado para los pingüinos macaroni cuyas fechas de emplumaje son altamente sincrónicas:

1. Alrededor del tiempo de máximo emplumaje, determinado según el estudio cronológico de la colonia (Método A9) y por observaciones regulares de las playas en donde los polluelos puedan encontrarse, pesar un total aproximado de 250 a 500 polluelos en la playa.

2. Las etapas 2 y 3 del método A también son pertinentes al método B.

Método C:

El procedimiento C requiere pesar a los polluelos anillados como parte de los estudios demográficos en curso (Método A4).

1. Capturar a los polluelos anillados que se encuentren en la playa y que están por emplumar. Pesar a cada polluelo (redondeando a los 10–50 gramos más próximos) y anotar el número del anillo.

2. Visitar regularmente todas las playas (una o dos veces al día) durante todo el período de emplumaje, mientras se continúa capturando y pesando a los polluelos anillados.

3. Tratar de capturar de 200 a 300 ejemplares por año.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Fechas de muestreo (para cada período de cinco días).
2. Pesos de cada polluelo emplumado ([por período de cinco días).

Método B:

1. Fecha de muestreo.
2. Pesos individuales de cada polluelo emplumado.

Método C:

1. Fecha de muestreo.
2. Pesos individuales de cada polluelo emplumado.
3. Número del anillo.

DATOS MUY CONVENIENTES

1. Recuentos diarios de polluelos en las guarderías y/o cerca del agua.

2. Fecha cuando se observa la partida al mar, distribución de las fechas de partida (es decir, cuando se observe al primer y último polluelo emplumado en la playa).

3. Fecha, peso, número de anillo (si procede) y edad de los polluelos que mueren durante el período de guardería.

4. Causas de mortalidad, siempre que sea posible.

5. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ej., cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Los polluelos que estén en las colonias cerca de la playa, que han perdido sus plumas pero que aún no han emplumado, pueden ser confundidos con aquellos que se han rezagado en la playa antes de su partida al mar. Los polluelos que aún son alimentados por sus padres serán más pesados que los polluelos que están emplumando y por lo tanto introducirán sesgos en las muestras. Se debe pesar a los polluelos que están emplumando en un área donde se minimice la posible confusión con los polluelos sin emplumar Un estudio reciente sobre la relación entre el peso del polluelo y el índice de disponibilidad de kril (Ref. 4) indicó que la correlación con el peso durante la guardería es positiva, en contraste con la correlación inversa demostrada con el peso al emplumar. Se propuso la hipótesis que esto refleja la diferencia en la supervivencia de los polluelos en años 'buenos' y 'malos', donde solamente los polluelos más pesados sobreviven durante los años malos, pero una muestra más representativa sobrevive durante años buenos. Se sugiere que hasta que no se comprueben estas suposiciones, los investigadores pesen los polluelos durante el período de guardería y también durante el emplumaje.

OBSERVACIONES:

1. El procedimiento C proporcionará una serie cronológica de las fechas de emplumaje para cada año y permitirá un examen posterior de la relación entre el peso del polluelo al emplumar y su supervivencia.

2. El procedimiento propuesto para seleccionar una muestra de nidos parece ser demasiado restrictivo; se debe aumentar su flexibilidad a fin de tener en cuenta las diferencias en las condiciones del sitio y el tamaño de la colonia, conservando a la vez el tamaño de la muestra requerido.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Calcular el peso promedio y la desviación cuadrática media de todas las aves que emplumen dentro de un período de cinco días. El método A (es decir, la toma de muestras durante todo el período) proveerá información sobre muchos períodos de cinco días. El método B probablemente proveerá pesos para un sólo período de cinco días.

2. También se debe obtener el porcentaje de aves que emplumen durante los períodos de cinco días, para obtener un factor de ponderación que permita calcular un índice del peso al emplumaje. Este porcentaje deberá calcularse de los resultados del estudio de cronología (Método A9), o de otra fuente.

3. La elaboración de un índice anual de peso al emplumaje probablemente necesitaría pesos promedios; las pruebas estadísticas para detectar las diferencias entre años requerirían comparaciones de valores promedios y ANCOVA anidados.

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

1. El peso de los polluelos al emplumaje proporcionará una indicación de la probabilidad de supervivencia durante el invierno en el mar, teniendo los polluelos más livianos menos probabilidad de sobrevivir que los polluelos más pesados. El peso de los polluelos al emplumaje puede reflejar la disponibilidad de especies presa así como la experiencia reproductora de los padres.

2. El peso del polluelo al emplumaje puede verse afectado por:

   i) la experiencia reproductora y edad de los padres;
   ii) la disponibilidad de las especies presa;
   iii) la variación individual; y
   iv) las variaciones en las fechas de los eventos de reproducción.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Cuando los análisis de variancia revelen diferencias significativas entre estaciones en el peso al emplumaje, especialmente cuando se estudie cierta tendencia, podría ser más apropiado escoger un determinado grupo de períodos de cinco días para el índice anual. Alternativamente, podrían utilizarse los análisis ANCOVA. En la Ref. 4 se encontrará una advertencia acerca de la interpretación de datos sobre el peso del polluelo al emplumaje.

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/A7 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1).

FECHAS DE OBSERVACION:

Fechas promedio de emplumaje notificadas ± error típico en las zonas de reproducción designadas.

	Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni	Refs.
Bahía de Prydz	X	NA	NA	NA	
Orcadas del Sur	6 Feb ± 0.6	1 Mar ± 0.5	X	X	1
Georgias del Sur	NA	X	23 Feb–1 Mar	25 Feb ± 1	3, 4
Shetlands del Sur	25 Ene (1er. emplumaje)	25 Feb (1er. emplumaje)	X	X	2, 3

X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

REFERENCIAS:

(1) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(2) Nielsen, D.R. 1983. Ecological and behavioural aspects of the sympatric breeding of the south polar skua (*Catharacta maccormicki*) and the brown skua (*Catharacta lonnbergi*) near the Antarctic Peninsula. Unpubl. MS Thesis, Univer. Minnesota, Minneapolis.

(3) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

(4) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1990. Is chick fledging weight a good index of food availability in seabird populations? *Oikos*; 59 (3): 414–416.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G. and R.J. Boekelheide. 1990. *Seabirds of the Farallon Islands: Ecology, Structure and Dynamics of an Upwelling-system Community.* Stanford University Press, California.

Croxall, J.P. 1984. Seabirds. In: Laws, R.M. (Ed.). *Antarctic Ecology*, 2. Academic Press: 533–619.

Harris, M.P. 1984. *The Puffin.* Poyser.

Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

Ricklefs, R.E., D.C. Duffy and M. Coulter. 1984. Weight gains of blue-footed booby chicks: an indicator of marine resources. *Ornis. Scand.*, 15: 162–66.

Trivelpiece, W.Z., S.G. Trivelpiece and N.J. Volkman. 1987. Ecological segregation of Adélie, gentoo and chinstrap penguins at King George Island, Antarctica. *Ecology*, 68: 351–361.

Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo y macaroni
(*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Dieta de los polluelos

OBJETIVOS:

Determinar las características de la composición general de la dieta de los polluelos.

RECOLECCION DE DATOS:

Se detallan dos procedimientos para este método. La ejecución del método A es obligatoria. El método B proporciona datos muy convenientes que complementan los resultados del método A.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

1. Recolectar cinco muestras en cada período de cinco días durante todo el período de guardería. Reunir treinta muestras (por lo menos).

2. Capturar las aves adultas en la playa cuando salgan del mar. Usar una red de mano. No se deben incluir ejemplares ya marcados para otros estudios.

3. Recolectar el contenido estomacal de las aves en un cubo mediante la técnica de lavado gástrico descrita en la 4ª Parte, Sección 2 (véanse Refs. 1, 4 y 7).

4. Registrar el peso húmedo de la muestra total después de ser escurrida. A continuación, clasificar el material en tres categorías principales (calamares, peces y crustáceos) y registrar el peso húmedo de cada categoría.

5. Clasificar el material crustáceo en cuatro categorías: (a) *Euphausia superba*, (b) *E. crystallorophias*, (c) otros eufáusidos, (d) otros crustáceos; registrar el peso húmedo de cada categoría.

Método B:

Calamares:

1. Intentar la identificación de cualquier calamar entero (Ref.3). Fijar y conservar éstos y los que estén más o menos enteros en una solución al 4% de formaldehido/agua marina, o bien en la solución de Steedman. De los demás restos de calamar, escoger las mandíbulas y conservarlas en una solución de etanol al 70% o de formaldehido al 1%. Conservar juntas todas las mandíbulas de una misma muestra y asegurarse de que cada frasco esté rotulado. Anotar el número de calamares enteros y de mandíbulas inferiores.

2. Identificar las mandíbulas (Ref. 2) y medir la longitud del rostro inferior. Determinar la longitud y peso del calamar aplicando las ecuaciones de regresión pertinentes (Ref. 2).

Peces:

1. Intentar la identificación de cualquier pez completo (Ref.3). Extraer los otolitos de los cráneos enteros y guardar cada par por separado (así se sabe que provienen del mismo ejemplar), y rotularlos. Reunir todos los otolitos sueltos y guardarlos juntos en un lote aparte. Guardar en lugar seco y seguro (los otolitos son frágiles). Registrar el número de otolitos (pares y sueltos) de cada muestra.

2. Asignar un número de referencia a cada par de otolitos extraídos. Identificar y medir la longitud y el grosor máximos de cada uno (Ref. 5). Registrar el número, la medición y la identificación. Utilizar ecuaciones estándar (Ref. 5) para estimar el peso y longitud original de los peces digeridos. Es muy probable que los otolitos sueltos se desgasten y sean difíciles de identificar, aún así, debería ser posible clasificarlos entre los grupos taxonómicos principales – y quizás en otros. Las estimaciones del peso y longitud de peces hechas a partir de otolitos sueltos serán menos exactas (debido a la digestión) que aquellas obtenidas de los otolitos extraídos del cráneo, los cuales no han sido digeridos.

Crustáceos:

1. Una vez que la composición general haya sido determinada y no se prevea continuar con análisis adicionales, fijar el material en una solución amortiguadora al 4% de formalina/agua marina para el análisis detallado subsiguiente. La solución de formalina deberá ser reemplazada periódicamente.

2. Clasificar e identificar el material en las otras categorías de eufáusidos y de crustáceos, según sea necesario.

3. Seleccionar al azar 25 a 50 ejemplares de cada muestra de *E. superba* y *E. crystallorophias* que tengan enteros el cefalotórax y, por lo menos, el primer segmento abdominal y las patas. Si existen menos de 25 ejemplares que cumplan estos requisitos, utilizarlos todos. Quitar los caparazones de los tejidos subyacentes. Para cada ejemplar, registrar el sexo (Ref. 6), determinar la fase de madurez (Ref. 8) y, por medio de un cuadriculado, medir la longitud de la parte del caparazón extraído a lo largo de la línea dorsal mediana, con el dorso hacia abajo. La longitud total puede calcularse entonces a partir de las ecuaciones de regresión (Ref. 9) en la tabla 1 (ver los métodos analíticos *infra*).

DATOS OBLIGATORIOS (Método A):

1. Sexo de las aves muestreadas (ver 4ª Parte, Sección 1).

2. Número de polluelos del ave al efectuarse el muestreo. Este dato podría obtenerse mediante la captura del ave en su nido en vez de en la playa, o bien marcando al ave luego del muestreo y siguiéndola hasta su nido.

3. Anotar todos los datos, sin tener en cuenta el contenido estomacal (es decir, aún cuando el estómago estuviese vacío).

4. Fecha y hora de cada muestreo.

5. Peso húmedo total de la muestra después de ser escurrida.

6. Peso húmedo de cada una de las siguientes categorías: calamar, peces y total de crustáceos.

7. Peso húmedo de cada una de las siguientes categorías de crustáceos: *E. superba, E. crystallorophias*, otros eufáusidos y crustáceos.

DATOS MUY CONVENIENTES

(Método B):

1. Identificación y cantidad de peces y calamares en la muestra.

2. Longitud del rostro inferior de las mandíbulas de calamares.

3. Cálculo de la longitud y el peso de los calamares mediante ecuaciones de regresión.

4. Longitud y ancho máximos de otolitos (uno de cada par).

5. Cálculo de longitud y peso originales de peces mediante ecuaciones de regresión.

6. Sexo, fase de madurez y longitud total calculada de una muestra de *E. superba* y *E. crystallorophias*.

7. Identificación y contribución por peso de cualquier crustáceo que no sea *E. superba* o *E. crystallorophias* y que represente una proporción significativa de cualquier muestra.

Métodos A y B:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. A todos los contenidos estomacales se les deberá escurrir el agua de la misma manera (tanto como sea posible) para producir pesos húmedos comparables. Una metodología que se podría aplicar sería poner las muestras en un cilindro plástico cuya base tiene una malla de tamaño fijo, y someterlas a una presión estándar de 3 kg por una duración de dos minutos antes de envasarlas. Este método necesitaría ser normalizado.

2. Dado que la hora del día puede influenciar la disponibilidad relativa de las especies presa y por lo tanto aquellas consumidas por las aves, los investigadores podrían fijar la hora en que se tomará muestras en su localidad de investigación.

3. El lavado estomacal deberá ser efectuado sólo por investigadores experimentados o aquellas personas bajo su supervisión.

4. El lavado estomacal de los pingüinos deberá hacerse con sondas de goma blanda ya que éstas no se endurecen ni resquebrajan en condiciones de frío, evitándose de esta manera el riesgo de una lesión. Las sondas pueden ser suavizadas en forma permanente con una autoclave cuidadosamente controlada.

5. Para los pingüinos adelia en la zona de la Bahía de Prydz se debe analizar e informar la primera muestra de regurgitado y las subsiguientes, por separado, en particular, porque se ha demostrado que los pingüinos macho y hembra de esta especie exhiben estrategias alimentarias diferentes; los machos obtienen más alimento de la zona nerítica. Los elementos alimenticios de esta zona son más comunes en el primer regurgitado ya que son recolectados por las aves cuando regresan a su colonia de reproducción.

6. Se debe considerar un posible sesgo de los resultados para las especies con ejemplares cuyos viajes de alimentación pueden o no incluir la noche en el mar.

7. Es necesario considerar el desarrollo de un procedimiento estándar que permita una evaluación cuantitativa del contenido del estómago. Esto incluiría la evaluación del peso de la muestra húmeda comparado con el volumen de desplazamiento, los métodos de extracción del exceso de agua de la muestra, y la utilización de un volumen estándar de agua en cada muestra.

OBSERVACIONES:

Se alienta a los miembros a proponer modificaciones del método B relacionadas con objetivos específicos. En especial, sería provechoso analizar los datos que se requieren para detectar y diferenciar los cambios en las características de las especies presa en un cierto período de una temporada. Igualmente, se insta a los miembros a que realicen análisis que clarifiquen las propiedades estadísticas de las estimaciones, hechas según el método A, de la composición general de las especies presa.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Los métodos mencionados aquí se refieren solamente a la composición general de la dieta del polluelo (Método A). Aún no se han elaborado métodos analíticos para el método B con el fin de determinar las frecuencias de tallas, las fase de madurez y el sexo (del kril, por ejemplo); datos que son muy convenientes.

2. Las ecuaciones presentadas en la tabla 1 deberán emplearse para determinar la longitud total de los ejemplares utilizando la longitud del caparazón solamente. Esto deberá realizarse para todos los ejemplares cuyo sexo y edad pueda

determinarse. Si estas características no pueden ser determinadas debido a una descomposición avanzada de las muestras, se podrá obtener una estimación de la longitud total empleando la ecuación compuesta para todas las etapas presentada en la tabla 1. No obstante, estos resultados deberán tratarse con precaución debido a que el valor cuadrático medio (RMS) de esta ecuación es mucho más alto que para las otras.

3. Registrar los datos originales para su posterior envío a la CCRVMA. Estos datos proveerán pesos promedios y proporciones de diferentes tipos de alimentos.

4. Aún no se ha determinado qué tipo de análisis se ha de llevar a cabo con estos datos, para determinar un índice anual de la disponibilidad de alimento pero la recolección y notificación de los datos originales permitirá la realización de los análisis apropiados. Un ejemplo del tipo de análisis que se podría considerar sería un análisis de la frecuencia de la presencia de alimento y un análisis de variancias de los pesos promedios absolutos de alimentos.

Tabla 1: Ecuaciones de regresión para el cálculo de la longitud total (L) de *E. superba* a partir de la longitud del caparazón (l) obtenida de Ref. 6. No se dispone todavía de las relaciones similares para *E. crystallorophias*.

	Ecuación de regresión	R-cuadrada	Valor cuadrático medio (RMS)
Juveniles	$L = -1.59 + 3.28\ l$	95.4%	1.248
Sub-adultos:			
Machos	$L = 3.33 + 2.99\ l$	90.7%	1.541
Hembras	$L = 14.6 + 2.17\ l$	61.8%	1.818
Adultos:			
Machos	$L = 15.6 + 2.48\ l$	40.0%	2.811
Hembras	$L = 13.5 + 2.48\ l$		
Todas las etapas:	$L = 11.6 + 2.44\ l$	77.4%	7.70

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

La dieta de los polluelos influye directamente en la supervivencia de los mismos. Indirectamente, la disponibilidad de alimento afectará la condición de los adultos y el período de alimentación, lo que podría alterar los índices de deserción de nidos. Los análisis de la composición proporcional de la dieta de los polluelos y del volumen total de comida proveen una indicación directa de la disponibilidad de especies presa específicas.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/A8 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Los datos de diferentes especies de pingüinos y playas deberá notificarse en formularios separados.

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Adams, N.J. and N.T. Klages. 1987. Seasonal variation in the diet of the king penguin (*Aptenodytes patagonicus*) at sub-Antarctic Marion Island. *J. Zool., Lond.*, 212: 303–324.

(2) Clarke, M.R. (Ed.). 1986. *A Handbook for the Identification of Cephalopod Beaks.* Clarendon Press, Oxford: 1–273.

(3) Fischer, W. and J.-C. Hureau (Eds). 1985. *FAO Species Identification Sheets for Fishery Purposes. Southern Ocean (CCAMLR Convention Area Fishing Areas 48, 58 and 88)*, Vol. II. Prepared and published with the support of the Commission for the Conservation of Antarctic Marine Living Resources. FAO, Rome: 233–470.

(4) Gales, R.P. 1987. Validation of the stomach-flushing technique for obtaining stomach contents of penguins. *Ibis,* 129: 335–343.

(5) Hecht, T. 1987. A guide to the otoliths of Southern Ocean fishes. *S. Afr. J. Antarct. Res.*, 17: 1–87.

(6) Hill, H.J. 1990. A new method for the measurement of Antarctic krill, *Euphausia superba* Dana, from predator food samples. *Polar Biol.*, 10: 300–317.

(7) Kirkwood, J.M. 1982. A guide to the Euphausiacea of the Southern Ocean. *ANARE Research Notes,* 1: 1–45.

(8) Makarov, R.R. and C.J. Denys. 1982. Stages of sexual maturity of *Euphausia superba* Dana. *BIOMASS Handbook,* 11.

(9) Wilson, R.P. 1984. An improved stomach pump for penguins and other seabirds. *J. Field Ornithol.*, 55: 109–112.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Anon. Bird Island Penguin Monitoring Studies. Collection and Processing of Prey Samples. Available from: British Antarctic Survey, Cambridge, UK.

Clarke, J and K. Kerry. 1994. The effects of monitoring procedures on Adélie Penguins. *CCAMLR Science*, 1: 155–164.

Robertson, G., S. Kent and J. Seddon. Effects of the water-offloading techniques on Adélie penguins. *J. Field Ornithol.*, 65 (3): 376–380.

ESPECIES: Pingüinos: adelia, barbijo, papúa y macaroni (*Pygoscelis adeliae, Pygoscelis antarctica, Pygoscelis papua, Eudyptes chrysolophus*)

PARAMETROS: Cronología de la reproducción

OBJETIVOS:

1. Determinar sobre una base anual, los índices de la llegada a la colonia para ambos sexos, de la puesta y de la eclosión, la fecha de término del período de cría (inicio de la guardería) y la fecha de emplumaje.

2. Los siguientes parámetros: peso del adulto a la llegada (Método A1 (B)), tendencias anuales en la población reproductora (Método A3), reclutamiento y supervivencia por edades (Método A4(A)), éxito reproductor (Método A6) y peso del polluelo al emplumar (Método A7), dependen de la obtención de los datos necesarios detallados en el punto 1 anterior (véase la tabla 1). Sin embargo, es posible que las fechas de estos eventos varíe de un año a otro. El propósito de este método es obtener una serie cronológica de datos sobre una base anual y proporcionar así una oportunidad para corregir los datos acumulados en tiempos menos favorables.

RECOLECCION DE DATOS:

PROCEDIMIENTO GENERAL

1. Seleccione una colonia que contenga alrededor de 200 parejas cerca de la colonia (colonias) donde se lleve a cabo la observación de los parámetros A1, A3, A6 y A7. La situación de esta colonia debe ser tal que el acceso a la misma sobre el hielo y su acceso al mar abierto sea similar a las otras en el área y no debe estar afectada por otras actividades de investigación o de otro tipo en la estación. Con el fin de determinar la proporción del emplumaje fácilmente, se debe seleccionar una colonia que esté claramente separada de la playa donde los polluelos se congregan antes de su partida al mar.

2. Varios de los métodos estándar requieren que los datos se reúnan en grupos de cinco días (véase 3ª Parte, sección 2). No obstante, resulta más apropiado reunir los datos más frecuentemente (diariamente o día por medio, por ejemplo) y resumirlos en grupos de cinco días para establecer la cronología de la colonia.

3. **Proporción y fecha promedio de llegada.** Cuente diariamente el número de aves que se encuentren presentes dentro de los límites de la colonia, determinados de acuerdo al área ocupada por los nidos de la temporada previa. Continúe los recuentos diarios hasta que la cantidad de aves en la colonia se mantenga aproximadamente constante.

4. **Fecha promedio de la puesta.** El día en que se pone el primer huevo en la colonia (alrededor del 20 de octubre (adelia) y 20 de noviembre (barbijo) en la isla rey Jorge; 28 de octubre (papúa) y 14 de noviembre (macaroni) en Georgia del Sur), seleccione 100 nidos contiguos a lo largo de una línea que pase por varias zonas de reproducción. Marque cada par de nidos con una roca pintada o una estaca con bandera clavada entre los dos nidos; marque cada décimo nido con una estaca numerada (1, 10, 20, 30 etc.). Si es posible vierta

un chorro de tintura en el pecho de los ocupantes del nido el día que se observe el primer huevo. Después, cada día por medio, anote el número de huevos presentes. Registre también los nidos que fracasen.

5. **Proporción y fecha promedio de eclosión.** Cuando el período de eclosión se aproxime, verifique diariamente todos los nidos ya mencionados en el punto 4 y registre para cada nido la fecha cuando el primer polluelo esté completamente fuera del cascarón (o sea, la fecha de eclosión del huevo). Continúe diariamente las observaciones de los nidos marcados hasta que todos los polluelos hayan salido del cascarón o hasta que el nido fracase.

6. **Término de la cría.** Comenzando el día anterior al comienzo del período de guardería (basado en la información de las temporadas previas), visite diariamente cada nido marcado y registre la presencia de cualquier ave adulta que esté vigilando al polluelo. Continúe este registro hasta que el 90% de los nidos con polluelos haya terminado el período de cría.

7. **Fecha promedio de emplumaje.** Registre la fecha cuando se termine de criar al último polluelo en la colonia. Luego cuente diariamente el número de polluelos presentes en la colonia. Continúe esto hasta cuando todos los polluelos hayan partido hacia la playa. No es necesario registrar los nidos marcados porque el recuento de todos los nidos en la colonia será suficiente.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Total de adultos presentes cada día durante el período de llegada (contar diariamente).

2. Fecha cuando se pone el primer huevo en la colonia.

3. Número de huevos en cada nido (en una muestra de 100 nidos) desde el comienzo de la puesta hasta el final de la incubación (contar cada dos días).

4. Fecha de eclosión del primer huevo en cada nido (en una muestra de 100 nidos).

5. Para cada nido (de la muestra de 100 nidos), fecha cuando termina el período de cría.

6. Fecha cuando se termina de criar al último polluelo (en una muestra de 100 nidos).

7. Total de polluelos en la colonia desde el final del período de cría hasta el término del emplumaje (contar diariamente).

8. Fechas de todos los recuentos.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Se necesita determinar anualmente la cronología del ciclo reproductor (en un principio por 10 años) para poder establecer el intervalo crítico de fechas para el parámetro que se estudia.

2. La interferencia humana es un factor principal en la pérdida de huevos, ya que cualquier perturbación en la colonia causa la rotura de huevos o la depredación por los skúas. La interferencia también disminuye el reclutamiento de aves subadultas a la colonia y si la perturbación es demasiado alta, el número de aves reproductoras (y polluelos) disminuirá al cabo de algunos años. Por lo tanto, camine con cuidado.

OBSERVACIONES:

El procedimiento propuesto para seleccionar una muestra de nidos parece ser demasiado restrictivo; se debe aumentar su flexibilidad a fin de tener en cuenta las diferencias en las condiciones del sitio y el tamaño de la colonia, conservando a la vez el tamaño de la muestra requerido.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Para este método se necesitan dos tipos de resúmenes de datos, índices y fechas de los acontecimientos. Para calcular estos dos grupos de datos, construya una tabla de frecuencia de días versus el número de acontecimientos. Los días deben expresarse como fechas y números de días que han transcurrido desde el primer día de estudio. Los acontecimientos para cada día deberán ser: número de adultos que llegan, número de nidos que tienen el primer huevo, número de nidos donde ocurre la primera eclosión del huevo, número de nidos donde termina el período de cría y número de polluelos que empluman.

2. De la tabla de frecuencia, calcular las fechas promedio de los acontecimientos y, donde corresponda, las fechas de conclusión de 1/3, 2/3 y 95% de los acontecimientos. Las fechas de comienzo y conclusión de los acontecimientos también se pueden obtener de esta tabla.

3. De los datos en la primera tabla de frecuencia, construya una segunda tabla de períodos de cinco días versus la cantidad de acontecimientos. Cada columna en esta tabla deberá conformarse a una distribución de frecuencia.

4. Si se han estudiado los métodos A1 y A7, calcular el porcentaje de adultos que llegan o los polluelos que empluman para cada período de cinco días y emplee estos resultados en el análisis de los métodos A1 y A7.

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

1. Estos resultados se pueden aplicar directamente a los métodos A1, A3, A6 y A7; los períodos de cinco días de máxima ocurrencia de los acontecimientos pueden deducirse fácilmente de estos datos.

2. Los análisis a largo plazo proporcionarán estimaciones de la variabilidad de varios acontecimientos y deberán influenciar la planificación de la investigación en el futuro.

3. El éxito de reproducción puede variar considerablemente de una temporada a otra.

4. El éxito reproductor puede estar influenciado por:
   [tamaño de la colonia – las colonias más grandes tienden a tener mayor éxito];
   [condiciones del hielo – se recomiendan mapas diarios de la cubierta del hielo].

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Sólo se logrará una representación verídica de los parámetros cronológicos si se registran los acontecimientos en forma regular, desde antes o al comienzo de tales acontecimientos. Por esta razón, la fecha promedio de llegada depende en gran medida de cuándo se comienzan los registros al principio de la temporada de terreno. Los valores de las medianas y de las modas de las fechas de llegada pueden presentar sesgos menores.

OBSERVACIONES:

Tome nota de que si un nido fracasa durante un período, éste no deberá ser incluido en el cálculo del 'total estudiado' para la próxima sección (Puntos 35 y 36 del formulario E/A9). Por ejemplo, si se observaron 100 nidos en el período de puesta y cinco fracasaron, entonces el total estudiado para la eclosión de huevos debiera ser 95.

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/A9 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Datos para diferentes especies deberán ser notificados en formularios separados.

FECHAS DE OBSERVACION:

Fecha promedio de puesta del primer huevo ± error típico (a), intervalo de puesta (b) y fecha promedio y época de partida de polluelos (c).

		Adelia	Barbijo	Papúa	Macaroni*	Refs.
Bahía de Prydz	a	10 Nov ± 1.0		NA		
	b	5–13 Nov	NA		NA	1
	c	X				
Orcadas del Sur	a	3 Nov ± 0.3	4 Dic ± 0.3	X	X	
	b	27 Oct–9 Nov	28 Nov–10 Dic		X	2
	c	6 Feb (4–15 Feb)	1 Mar (25 Feb–2 Mar)		X	
Georgias del Sur	a		X	28 Oct ± 0.4 (8 Oct–18 Nov)	23 Nov ± 3	3, 4
	b	NA	X	35 días ± 0.1 (32–38)	X	
	c		X	23 Feb–1 Mar	X	

* datos del segundo huevo (por lo general el primero suele perderse antes de la puesta del segundo)
X no existen datos disponibles
NA no corresponde, especie ausente del área seleccionada

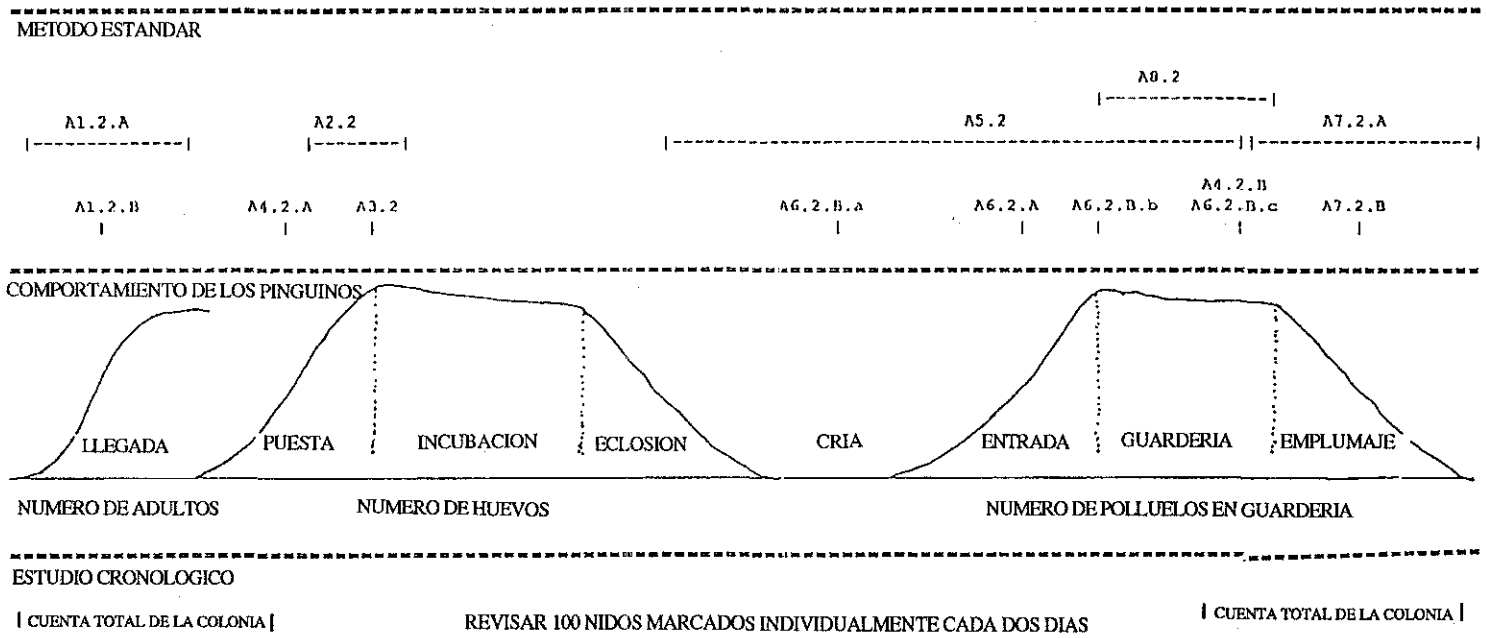


Figura 1: Diagrama de la relación entre el acontecimiento de los métodos estándar, el estudio cronológico y el comportamiento de los pingüinos

Tabla 1: Relación entre los parámetros de la cronología con otros métodos estándar.

Parámetro de cronología	Método de cronología	Método estándar pertinente
Proporción de llegada de adultos	Recuento total de la colonia	A1(A) (peso del adulto al arribo) A1(B) (peso del adulto al arribo)
Proporción de puesta y fracaso	100 nidos marcados	
Fecha cuando 1/3 huevos puestos	100 nidos marcados	A4(A) (supervivencia/reclutam.)
Fecha cuando 95% de nidos con huevos	100 nidos marcados	A6 (C)a (nidos con huevos)
Fecha cuando termina la puesta	100 nidos marcados	A3 (tendencia. pob. reproductora)
Proporción de eclosión y mortalidad	100 nidos marcados	
Fecha de término de la incubación	100 nidos marcados	A5 (viajes de alimentación) A6(C)b (nidos con polluelos)
% de polluelos en edad de guardería	100 nidos marcados	
Fecha cuando 2/3 polluelos en guardería	100 nidos marcados	A6(A) (cuenta de polluelos)
Fecha cuando todos los polluelos en guardería	100 nidos marcados	A6(C)c (cuenta de polluelos)
Una semana antes del emplumaje	aproximación	A6(B) (cuenta de polluelos) A4(B) (supervivencia/reclutam.)
Proporción de emplumaje	Total de la colonia	A7(A) (peso al emplumaje) A7(B) (peso al emplumaje)

Métodos estándar:

- A1 Peso adulto al llegar a la colonia
- A2 Duración del primer turno de incubación
- A3 Tendencia anual del tamaño de la población reproductora
- A4 Supervivencia y reclutamiento anual por edades
- A5 Duración de los viajes de alimentación
- A6 Exito de la reproducción
- A7 Peso del polluelo al emplumaje
- A8 Dieta de los polluelos

REFERENCIAS:

(1) Johnstone, G.W., D.J. Lugg and D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.

(2) Lishman, G.S. 1985. The comparative breeding biology of Adélie and chinstrap penguins, *Pygoscelis adeliae* and *P. antarctica*, at Signy Island, South Orkney Islands. *Ibis*, 127: 84–99.

(3) Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins, *Pygoscelis papua*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

(4) Williams, T.D. and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguins, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 223: 189–202.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G., R.E. Leresche and W.J.L. Sladen. 1983. *Breeding Biology of the Adélie Penguin.* University of California Press.

Ainley, D.G. and R.P. Schlatter. 1972. Chick raising ability in Adélie penguins. *Auk*, 89: 559–566.

BIOMASS 1979. Antarctic bird biology. *BIOMASS Report*, 8.

BIOMASS. 1982. Monitoring studies of seabirds. *BIOMASS Handbook*, 19.

BIOMASS. 1982. Penguin census methods. *BIOMASS Handbook*, 20.

BIOMASS. 1983. Meeting of BIOMASS Working Party on Bird Ecology. *BIOMASS Report*, 34.

Emison, W.B. 1968. Feeding preferences of the Adélie penguin at Cape Crozier, Ross Island. *Antarct. Res. Series*, 12: 191–212.

SC-CAMLR. 1985. Report of the Ad Hoc Working Group on Ecosystem Monitoring. In: *Report of the Fourth Meeting of the Scientific Committee (SC-CAMLR-IV)*, Annex 7. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–137.

Yeates, G.W. 1968. Studies on the Adélie penguin at Cape Royds 1964–65 and 1965–66. *N.Z. J. Mar.*, 8; *Fresh-Wat. Res.*, 2: 472–496.

SECCION 2

AVES QUE VUELAN: METODOS B1 – B6

ESPECIES: Albatros de ceja negra (*Diomedea melanophris*)

PARAMETROS: Tamaño de la población reproductora

PARAMETROS RELACIONADOS:

Exito de la reproducción, dieta, supervivencia y reclutamiento anual por edades.

OBJETIVOS:

Determinar las tendencias interanuales en el tamaño de la población reproductora.

RECOLECCION DE DATOS:

Se presentan dos métodos. El método A debe ser llevado a cabo conjuntamente con los estudios demográficos y requiere que se hagan visitas diarias durante el período de puesta. El método B requiere de una sola visita.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

1. En la colonia de estudio de 200 a 500 parejas, habrá que hacer visitas diarias durante el período de puesta (19 de octubre al 11 de noviembre en Georgia del Sur), y poner marcas numerales en los pedestales de los nidos que tengan huevos.

2. Cuando la puesta haya terminado, registre el número total de nidos que contengan huevos.

Método B:

1. Cuente todos los nidos en los cuales haya aves incubando, lo más luego posible después de la puesta (11 de noviembre en Georgia del Sur).

2. Se deberán hacer tres recuentos diarios por separado de cada una de las colonias seleccionadas. Si uno de estos recuentos variase en más de un 10% en comparación con los otros, un cuarto recuento deberá hacerse en el mismo día. Registre cada recuento por separado.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Fecha y hora de las observaciones.
2. Número de marcas colocadas cada día.
3. Número de identificación del nido.
4. Total de nidos con huevos.

Método B:

1. Fecha de los recuentos.
2. Total de nidos con huevos.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Método A:

Fechas de comienzo y término de la puesta.

Métodos A y B:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Si se ha utilizado el método B, de los tres (o cuatro) recuentos, calcular el promedio de nidos en los que se está incubando. Si se empleó el método A, se deberán emplear números absolutos de los nidos con huevos.

2. Los promedios de los nidos incubados (Método B) o las cantidades totales y los índices de puesta (Método B) podrían proveer índices útiles para hacer comparaciones anuales.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

Vastos cambios en el tamaño de la población reproductora, fechas de término de puesta, o índices de puesta, podrían indicar variaciones en la condición previa a la reproducción. Una vez que se preparen los modelos apropiados del índice de puesta, es posible que se pueda hacer una comparación entre años consecutivos y/o colonias. El número total de nidos incubados tiene consecuencias importantes en las tendencias demográficas en el futuro.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos del método B1 deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/B1 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Este formulario debe emplearse para los métodos B1 y B2, los que normalmente deben ser llevados a cabo en conjunto.

FECHAS DE OBSERVACION:

Distribución de los eventos de la temporada de reproducción para el albatros de ceja negra (Georgias del Sur):

Puesta	Eclosión	Emplumaje	Ref.
27 Oct (19 Oct–11 Nov)	3 Ene (26 Dic–11 Ene)	28 Abr (17 Abr–9 May)	1

REFERENCIAS:

(1) Tickell, W.L.N. and R. Pinder. 1975. Breeding biology of the black-browed albatross, *Diomedea melanophris*, and grey-headed albatross, *D. chrysostoma*, at Bird Island, South Georgia. *Ibis*, 117: 433–450.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince and P. Rothery. 1988. Reproductive performance of seabirds and seals at South Georgia and Signy Island, South Orkney Islands, 1976–1987: implications for Southern Ocean monitoring studies. In: Sahrhage, D. (Ed.). *Antarctic Ocean and Resources Variability*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg: 261–285.

Prince, P.A., P. Rothery, J.P. Croxall and A.G. Wood. 1994. Population dynamics of black-browed and grey-headed albatrosses, *Diomedea melanophris* and *D. chrysostoma*, at Bird Island, South Georgia. *Ibis*, 136: 50–71.

ESPECIES: Albatros de ceja negra (*Diomedea melanophris*)

PARAMETROS: Exito de la reproducción

PARAMETROS RELACIONADOS:

Tamaño de la población reproductora, dieta.

OBJETIVO:

Evaluar la productividad, en lo posible en términos de los huevos incubados a término y los polluelos que alcanzan la emancipación.

RECOLECCION DE DATOS:

Se presentan dos métodos. El método A es una continuación del método empleado para determinar el tamaño de la población reproductora y requiere hacer visitas diarias durante el período de puesta y varias visitas alrededor del tiempo del emplumaje. El método B requiere de dos visitas.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

1. En la misma colonia donde todos los nidos fueron marcados para la determinación del tamaño de la población reproductora (Método B1), hacer visitas diarias entre el 26 de diciembre y el 11 de enero para determinar la cantidad de huevos que han sido incubados exitosamente. Quitar las marcas de los nidos que hayan fracasado y registrar el total.

2. Antes del 16 de abril, anillar todos los polluelos que sobrevivan y quitar las marcas de los nidos cuyos polluelos han desaparecido.

3. Visitar la colonia cada dos o tres días hasta que todas las aves hayan emplumado y registrar el número de nidos donde hayan polluelos anillados muertos . Registrar el número de polluelos que hayan muerto desde que fueron anillados y agregar esto a la pérdida de polluelos entre la eclosión y el anillado y calcular el éxito total de las eclosiones (polluelos emplumados como proporción de los polluelos nacidos).

4. Exito reproductor total es la proporción de polluelos emplumados en relación con los huevos puestos.

Método B:

1. En la misma colonia donde el censo de la población reproductora se llevó a cabo alrededor del 12 de enero, contar el número de nidos que tienen aves adultas incubando polluelos.

2. Alrededor del 16 de abril contar el número de polluelos que han sobrevivido.

3. De estos dos recuentos evaluar el éxito de la incubación y del emplumaje.

4. Se deberán hacer tres recuentos separados de la colonia de estudio en el mismo día. Si uno de estos recuentos variase en más de 10% en comparación con los otros, deberá hacerse un cuarto recuento en el mismo día en que se han hecho los otros tres. Registrar cada recuento por separado.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Fechas de todos los recuentos.
2. Número de huevos eclosionados o en el nido en cada visita.
3. Número de polluelos que mueren entre la eclosión y el anillado.
4. Número de polluelos que mueren entre el anillado y el emplumaje.
5. Números de los anillos de todos los polluelos, incluyendo la fecha de anillado, fecha de emplumaje y/o fecha de muerte.
6. Número total de los nidos fracasados.

Método B:

1. Fechas de todos los recuentos.
2. Número de nidos con aves adultas que crían polluelos.
3. Número de polluelos que sobreviven hasta antes del emplumaje.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Fechas de la primera y última puesta, eclosión y emplumaje.

2. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Es importante efectuar los estudios en las mismas fechas (o aproximadamente las mismas) cada año para el método B.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Calcular el número de huevos puestos (Método A solamente), polluelos nacidos y polluelos emplumados. Con estas cifras calcular:

(a) éxito reproductor = polluelos emplumados/huevos puestos;
(b) éxito de eclosión = polluelos nacidos/huevos puestos; y
(c) éxito del emplumaje = polluelos emplumados/polluelos nacidos.

2. El éxito reproductor es probablemente el índice más útil para efectuar comparaciones entre varios años; por otra parte, el análisis estadístico más apropiado para efectuar dichas comparaciones es el análisis de frecuencias. En el cuadro 17.10, página 766 de la Ref. 2, se presenta un método para calcular el tamaño de muestra necesario para detectar una diferencia real entre dos proporciones ('Análisis de Potencia').

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos del método B2 deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/B1 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1). Este es el mismo formulario empleado para el método B1. La información del método B2 deberá notificarse como una continuación de los datos del método B1 en este formulario y los dos métodos deben realizarse en conjunto.

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Prince, P.A., P. Rothery, J.P. Croxall and A.G. Wood. 1994. Population dynamics of black-browed and grey-headed albatrosses, *Diomedea melanophris* and *D. chrysostoma*, at Bird Island, South Georgia. *Ibis*, 136: 50–71.

(2) Sokal, R.R. and F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research.* 2nd Edition. Freeman, New York.

REFERENCIAS ADICIONALES:

ESPECIES: Albatros de ceja negra (*Diomedea melanophris*)

PARAMETROS: Supervivencia y reclutamiento anual por edades

PARAMETROS RELACIONADOS:

Tamaño de la población reproductora, éxito de la reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar los parámetros demográficos de la población.

RECOLECCION DE DATOS:

Este estudio requiere una colonia de 200 a 500 parejas y se puede combinar adecuadamente con la determinación del éxito y tamaño de la población reproductora, esto idealmente debería ser registrado sobre la base de parejas específicas utilizando los nidos marcados.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

1. Hacer visitas diarias durante la puesta de huevos (19 de octubre al 11 de noviembre) anillando y registrando la identidad de ambos individuos en todos los nidos donde hay huevos.

2. Anillar todos los polluelos justo antes del emplumaje, antes del 17 de abril.

3. Registrar la identidad de todos los polluelos que mueren antes de emplumar.

4. Reanudar este procedimiento cada año.

Véase la descripción de los métodos de campo en Ref. 3.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Lista de los números de anillo de los ejemplares adultos en estado de reproducción.

2. Lista de los números de anillo de polluelos que sobrevivan hasta emplumar.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Determinar el sexo de las aves (por observación de la cópula o medición del largo del pico).

2. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Después de siete años aproximadamente, será necesario revisar las colonias reproductoras contiguas en busca de las aves que fueron marcadas como polluelos en la colonia de estudio y que han emigrado a estas colonias para reproducirse. Nótese que una vez que los adultos se han reproducido en una colonia, ellos no se separan de la misma. Véanse los resultados del estudio de la inmigración y emigración en la Ref.3.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

1. Debido a la complejidad y gran diversidad de enfoques para el análisis de datos demográficos, se uniformará en el futuro el tratamiento de los datos así como los protocolos de análisis y notificación de los mismos, tomando en consideración los procedimientos utilizados actualmente en los programas individuales de los miembros;

2. En la Ref.3 se describe el tratamiento de datos y los métodos analíticos para el estudio de los albatros de ceja negra en la isla de los Pájaros, Georgia del Sur. En breve, los datos están archivados en un sistema Oracle de administración de la base de datos relacional. Al momento de hacer la entrada de datos en el terreno, se efectúa una verificación preliminar de los mismos. Una vez que la información ha sido transferida a una unidad principal en el Reino Unido, se verifican los datos mediante otros programas. Los datos son escogidos para el análisis mediante preguntas escritas en un Sistema Estructurado de Consultas.

   La información con respecto a la base de datos, su sistema de administración y los protocolos analíticos puede obtenerse del Dr. A.G. Wood, British Antarctic Survey, High Cross, Madingley Road, Cambridge CB3 0ET, UK.

METODOS ANALITICOS:

Supervivencia adulta:

Los índices de supervivencia adulta (estimados de las aves capturadas años después de la observación de su primer intento de reproducción) fueron deducidos mediante el método de la Ref. 1. Para comprobar la variación anual en la supervivencia en un período determinado, se comparó un modelo de reducción que supone una supervivencia constante en ese período con un modelo que incluye variación; el ajuste se hizo mediante el programa SURGE (Ref. 2).

Reclutamiento:

El reclutamiento, definido como la proporción de polluelos emplumados que alcanzan la edad de reproducción, fue calculado de las capturas subsiguientes de los polluelos en las colonias donde fueron anillados al emplumar.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Supervivencia adulta:

En la Ref. 3 se consideran algunos sesgos de menor importancia, así como otros problemas potenciales.

Reclutamiento:

La subestimación en las tasas de reclutamiento estará dada por la magnitud del reclutamiento de los polluelos emplumados en colonias distintas de su colonia natal. En la Ref. 3 se concluyó que este sesgo era relativamente pequeño en su estudio, no obstante, es importante verificar este hecho para cada localidad o población en estudio mediante la búsqueda de polluelos emplumados anillados en colonias alejadas de su colonia natal de estudio.

NOTIFICACION DE DATOS:

Supervivencia adulta:

Los resultados deben presentarse como el promedio aritmético de los índices de supervivencia anuales (con los errores típicos) para cada año de estudio, para las hembras, los machos y todas las aves en forma separada. La notificación de datos de supervivencia en este formato se presenta en la Ref. 3, tabla 10.

Reclutamiento:

El contenido y formato empleado en la Ref.3, tabla 6, parece ser adecuado, al menos por ahora.

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Cormack, R.M. 1965. Estimates of survival from the sightings of marked animals. *Biometrika*, 51: 429–438.

(2) Lebreton, J.D. and J. Clobert. 1986. *User's Manual for Program SURGE*. CEPE/CNRS, Montpellier, France.

(3) Prince, P.A., P. Rothery, J.P. Croxall and A.G. Wood. 1994. Population dynamics of black-browed and grey-headed albatrosses, *Diomedea melanophris* and *D. chrysostoma*, at Bird Island, South Georgia. *Ibis*, 136: 50–71.

REFERENCIAS ADICIONALES:

ESPECIES: Damero del cabo y petrel antártico (*Daption capense*, *Thalassoica antarctica*)

PARAMETROS: Dieta del polluelo

PARAMETROS RELACIONADOS:

OBJETIVOS:

Determinar los elementos constitutivos de la dieta de los polluelos.

RECOLECCION DE DATOS:

Se han descrito dos procedimientos para la recolección de datos para este método. La ejecución del procedimiento A es obligatoria mientras que el procedimiento B proporciona datos muy convenientes que complementan los resultados del procedimiento A.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

Procedimiento A:

1. Seleccionar un grupo en reproducción (hasta 100 parejas) dentro de la colonia que no estén siendo controlados para otros estudios.

2. Durante todo el período de cría se deberán recolectar cinco muestras en cada período de cinco días, reuniendo un total de 30 muestras como mínimo.

3. Capturar a las aves adultas cerca de los nidos cuando se aproximan a alimentar a sus polluelos. Sólo se deberán recolectar muestras de aquellas aves que al palparles el vientre se les nota llenos.

4. Recoger y conservar todas las regurgitaciones espontáneas que ocurran cuando se manipulan a las aves y agregar a la muestra principal.

5. Recolectar el contenido estomacal en un cubo mediante la técnica de lavado gástrico descrita en la 4ª Parte, sección 2 de este manual (Refs. 4 y 11). Se deberán hacer lavados hasta que emerja agua transparente. No será necesario efectuar más de un lavado si luego del primero se obtiene agua transparente. La eficiencia de este procedimiento dependerá en gran parte de la experiencia del operador (Ref. 9). Se recomienda encarecidamente entibiar el agua antes de efectuar el lavado. Filtre el contenido estomacal a través de un colador colocado sobre un cubo. Se deberá escurrir cuidadosamente el agua del cubo hasta que aparezca el material sólido, que se supone contiene otolitos. Este material deberá agregarse a la muestra principal. Registrar el peso húmedo de la muestra total una vez filtrada.

6. Clasificar el material en tres categorías principales (peces, calamares y crustáceos) y registrar el peso húmedo de cada categoría.

7. Agrupar los crustáceos en tres categorías: (i) *Euphausia superba*; (ii) otros eufáusidos; y (iii) otros crustáceos. Registrar el peso de cada categoría.

8. Conservar el material crustáceo en una solución de etanol al 70% para el análisis detallado posterior.

Procedimiento B:

Calamares:

1. Intentar la identificación de cualquier calamar entero (Ref. 3) y fijarlos y conservarlos en una solución de formaldehido/agua marina al 4%. De los restos de calamar, remover las mandíbulas y conservarlas en una solución de etanol al 70%. Contar y anotar el número de mandíbulas inferiores de calamar.

2. Se deberán medir los rostros inferiores para determinar la longitud y peso del calamar aplicando las ecuaciones de regresión pertinentes (Ref. 2).

Peces:

1. Intentar la identificación de cualquier pez completo (Ref. 3). Extraer los otolitos de los cráneos enteros y guardar y rotular cada par por separado. Reunir todos los otolitos sueltos y guardarlos juntos en un lote aparte, en un lugar seco y seguro. Anotar el número de otolitos en pares y sueltos.

2. Juntar todos los otolitos del lado derecho y todos los del lado izquierdo por separado para cada especie; el grupo más abundante se considerará como el número aproximado de peces de una especie presentes en la muestra (Ref. 1).

3. Se deberá medir la longitud de los otolitos para deducir la longitud y peso del pez mediante la aplicación de ecuaciones estándar (véanse Refs. 5 y 10).

Crustáceos:

1. Después de la clasificación de los crustáceos por categorías, se deberá anotar el número de especímenes de cada categoría.

2. De la muestra de *E. superba*, seleccionar aquellos especímenes que tengan enteros el cefalotórax y, por lo menos, el primer segmento abdominal unido a las patas. Quitar los caparazones dejando al descubierto los tejidos subyacentes. Determinar el sexo (Ref. 7) y el estadio de madurez (Ref. 8) de cada espécimen; la longitud de los caparazones extraídos debe medirse en posición dorsal hacia abajo mediante un reticulado que mida el largo de la línea media dorsal. De esta forma se podrá deducir la longitud total (Ref. 6).

3. Para las demás categorías de crustáceos, contar los especímenes y registrar el peso de cada categoría.

DATOS OBLIGATORIOS:

DATOS MUY CONVENIENTES:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Deberá uniformarse la técnica para escurrir el agua de las muestras.
2. Se deberá fijar la hora del día en que se deberá tomar la muestra.
3. No se recomienda inducir la regurgitación o efectuar lavados estomacales a los polluelos.
4. Deberá evitarse toda perturbación de la colonia que provoque la regurgitación en las aves que no son el foco del estudio.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados en la última versión del formulario E/B4/A de la CCRVMA (véase 3ª Parte, sección 1).

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Casaux, R. and E. Barrera-Oro. 1995. A methodological proposal to monitor changes in coastal fish populations by the analysis of pellets of the blue-eyed shag *Phalacrocorax atriceps*. Document *WG-EMM-95/84*. CCAMLR, Hobart, Australia.

(2) Clarke, M.R. (Ed.). 1986. *A Handbook for the Identification of Cephalopod Beaks*. Clarendon Press, Oxford: 1–273.

(3) Fischer, W. and J.-C. Hureau (Eds). 1985. *FAO Species Identification Sheets for Fishery Purposes. Southern Ocean (CCAMLR Convention Area Fishing Areas 48, 58 and 88)*, Vol. II. Prepared and published with the support of the Commission for the Conservation of Antarctic Marine Living Resources. FAO, Rome: 233–470.

(4) Gales, R.P. 1987. Validation of the stomach-flushing technique for obtaining stomach contents of penguins. *Ibis*, 129: 335–343.

(5) Hecht, T. 1987. A guide to the otoliths of Southern Ocean fishes. *S. Afr. J. Antarct. Res.*, 17: 1–87.

(6) Hill, H.J. 1990. A new method for the measurement of Antarctic krill, *Euphausia superba* Dana, from predator food samples. *Polar Biol.*, 10: 300–317.

(7) Kirkwood, J.M. 1982. A guide to the Euphausiacea of the Southern Ocean. *ANARE Research Notes*, 1: 1–45.

(8) Makarov, R.R. and C.J. Denys. 1982. Stages of sexual maturity of *Euphausia superba* Dana. *BIOMASS Handbook*, 11.

(9) Ryan, P.G. and S. Jackson. 1986. Stomach pumping: is killing seabirds necessary? *Auk*, 103: 427–428.

(10) Williams, R. and A. McEldowney. 1990. A guide to the fish otoliths from waters off the Australian Territory, Heard and Macquarie Islands. *ANARE Research Notes*, 75: 1–173.

(11) Wilson, R.P. 1984. An improved stomach pump for penguins and other seabirds. *J. Field Ornithol.*, 55: 109–112.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Ainley, D.G., E.G. O'Connor and R.J. Boekelheide. 1984. The marine ecology of birds in the Ross Sea, Antarctica. *Am. Orn. Un. Ornith. Monogr.*, 32: 1–97.

Arnould, J.P.Y. and M.D. Whitehead. 1991. The diet of Antarctic petrels, Cape petrels and southern fulmars rearing chicks in Prydz Bay. *Antarc. Sc.*, 3 (1): 19–27.

Beck, J.R. 1969. Food, moult and age of first breeding in the Cape pigeon, *Daption capensis* Linnaeus. *Brit. Antarc. Sur. Bull.*, 21: 33–44.

Bierman, W.H. and K.H. Voous. 1950. Bird observed and collected during the whaling expedition of the Willem Barendz in the Antarctic 1946–57. *Ardea*, 37 (extra no.): 1–123.

Coria, N.R., G.E. Soave and D. Montalti. 1996. Diet of Cape petrel *Daption capense* during the post-hatching period at Laurie Island, South Orkney Islands, Antarctica. Document *WG-EMM-96/44*. CCAMLR, Hobart, Australia.

Creet, S., J.A. van Franeker, T.M. Spanje and W.J. Wolff. 1994. Diet of the pintado petrel *Daption capense* at King George Island, Antarctica, 1990/91. *Marine Ornithol.*, 22: 221–229.

Croxall, J.P. and P.A. Prince. 1980. Food, feeding ecology and ecological segregation of seabirds at South Georgia. *Biol. J. Linn. Soc.*, 14: 103–131.

Green, K. 1986. Food of the Cape pigeon (*Daption capense*) from Princess Elizabeth Land, east Antarctica. *Notornis*, 33: 151–154.

Ridoux, V. and C. Offredo. 1989. The diets of five summer breeding seabirds in Adélie Land, Antarctica. *Polar Biol.*, 9: 137–145.

Soave, G.E., N.R. Coria and D. Montalti. 1995. Diet of Cape petrel *Daption capense* during late incubation and chick-rearing period at Laurie Island, South Orkney Islands, Antarctica. Document *WG-EMM-95/85*. CCAMLR, Hobart, Australia.

Soave, G.E., N.R. Coria, P. Silva, M. Favero and D. Montalti. 1996. Diet of Cape petrel at Fildes Peninsula (King George Island) and Harmony Point (Nelson Island), South Shetland Islands, Antarctica. Document *WG-EMM-96/17*. CCAMLR, Hobart, Australia.

van Franeker, J.A. and R. Williams. 1992. Diet of fulmarine petrels in the Windmill Islands, Wilkes Land, Antarctica. Preliminary results. *Circumpolar Journal*, 1–2: 134–138.

ESPECIES: Petrel antártico (*Thalassoica antarctica*)

PARAMETROS: Tamaño de la población, éxito de reproducción

PARAMETROS RELACIONADOS:

Dieta, supervivencia y reclutamiento anuales, cronología de la reproducción

OBJETIVOS:

1. Determinar las tendencias interanuales en el tamaño de las poblaciones reproductoras.
2. Determinar la productividad, en lo posible en términos de eclosión de huevos y emplumaje de polluelos.

RECOLECCION DE DATOS:

1. Los datos se recolectan de 'parcelas de estudio y 'parcelas de referencia'. Las parcelas de estudio pueden visitarse frecuentemente para revisar los nidos, capturar aves, etc. Las parcelas de referencia en general se observan a distancia (desde un mirador) y sólo se entrará en ellas en ocasiones excepcionales. Se recomienda establecer comparaciones entre las parcelas de estudio y las de referencia para establecer un control ya sea inmediato (visita), a corto plazo (temporada de reproducción) o a largo alcance (años futuros) de las perturbaciones producidas por las actividades de investigación mismas.

2. La elección del tamaño y ubicación de las parcelas de estudio y de referencia dependerá del número de nidos y de las condiciones locales de la colonia que ha de ser estudiada. Si una colonia contiene menos de 500 parejas, divida la zona por la mitad y subdivídala según sea necesario. Cuando las colonias son de mayor tamaño, establezca aleatoriamente un sistema estratificado de parcelas de estudio y de referencia mediante el método descrito en la 4ª Parte, Sección 3 de este manual. Determinar puntos de observación que tengan una vista ininterrumpida de la colonia y estén lo suficientemente distantes como para no provocar el desbande de las aves cuando se las visite. Anotar claramente un número de identificación a cada parcela de estudio y de referencia y para los puntos de observación (miradores) y registre los detalles en mapas y fotografías.

3. Se describen tres procedimientos para la recopilación de datos: El procedimiento A está diseñado para estudios intensivos que requieren visitas diarias, o muy frecuentes, durante la temporada de reproducción (15 de noviembre al 10 de marzo) y utiliza nidos marcados en forma individual dentro de las parcelas de estudio. El procedimiento B requiere de pocas visitas y está enfocado en los períodos de puesta (aprox. 20 de noviembre al 5 de diciembre) (después que las aves retornan del último viaje previo a la puesta), eclosión (aprox, 5 al 20 de enero) y antes del emplumaje (aprox. 20 de febrero al 1º de marzo). El procedimiento C requiere una visita después de la puesta (aprox. el 5 de diciembre), y/o después de la eclosión (aprox. el 20 de enero), y/o antes del emplumaje (aprox. 20 de febrero). La precisión y fiabilidad disminuyen progresivamente desde el procedimiento A al procedimiento C. Se deberá determinar la cronología de la reproducción de cada colonia en estudio.

4. Estos procedimientos también suministrarán datos cuantitativos sobre las variaciones interanuales en el componente no reproductor de la población. Los recuentos a distancia de las parcelas de estudio forman parte de tales procedimientos ya que las aves no reproductoras pueden dejar el lugar cuando el observador entra en la zona.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

Procedimiento A:

1. En lo posible empezar este procedimiento antes del inicio de la puesta o lo más luego posible después de la misma y continuar por el período más largo posible durante la temporada de reproducción.

2. Hacer recuentos frecuentes, de preferencia diarios, de las parcelas de estudio y de referencia desde un mirador.

3. Después del recuento a distancia desde un mirador entre en la parcela de estudio y registre para cada nido la presencia de aves adultas y la presencia/ausencia de polluelos o huevos. Lo más probable es que su visita a la colonia producirá la huida de las aves no reproductoras.

4. Al principio de la temporada marque y numere todos los nidos en la parcela de estudio que no tengan marcas visibles de años anteriores.

Procedimiento B:

1. Durante los períodos de puesta, eclosión y antes del emplumaje, haga recuentos frecuentes durante unos pocos (tres a cinco?) días de las parcelas de estudio y de referencia desde el mirador.

2. Después del primer recuento a distancia, entre en la(s) parcela(s) de estudio y ponga una marca temporal en los nidos que contengan huevos o polluelos nuevos. Anote el número de nidos recién marcados.

3. Repita este procedimiento a intervalos regulares durante los períodos de puesta, eclosión y cerca del emplumaje. Se deberán hacer por lo menos tres visitas, manteniendo una coherencia en el número y las fechas de visita a través de los años.

Procedimiento C:

1. Haga recuentos a distancia de las parcelas de estudio y de referencia desde el mirador después de los períodos de la puesta, y/o eclosión, y/o antes del emplumaje.

2. Después del recuento a distancia, entre en la(s) parcela(s) de estudio y cuente el número de huevos o polluelos presentes.

3. Trate de hacer las visitas en las mismas fechas todos los años.

DATOS OBLIGATORIOS:

Procedimientos A, B y C: recuento a distancia (tamaño de la población):

1. Para cada recuento, indique el tipo de parcela y su número de identificación y fecha y hora del mismo.

2. Número de sitios aparentemente ocupados (AOS*).

Procedimientos A, B y C: recuentos en las parcelas de estudio (tamaño de la población):

1. Para cada recuento, indique el tipo de parcela y su número de identificación y fecha y hora del mismo.

2. Número de huevos y/o polluelos.

Procedimientos A, B y C: recuentos en las parcelas de estudio (productividad):

1. Para cada recuento, indique el tipo de parcela y su número de identificación y fecha y hora del mismo.

2. Número de huevos y/o polluelos presentes durante el recuento.

3. Registre el número de anillo de todos polluelos, la fecha de anillado, la fecha de emplumaje y/o la fecha de muerte.

4. Número total de nidos fracasados.

Procedimiento C, en las parcelas de estudio:

1. Para cada recuento, indique el tipo de parcela y su número de identificación y fecha y hora del mismo.

2. Número de huevos y/o polluelos presentes durante la visita.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Procedimientos A, B y C: recuentos a distancia (parcelas de estudio y de referencia):

1. Número de sitios nidificantes donde hay una pareja.
2. Número de sitios nidificantes donde hay un ave adulta solamente.
3. Número de sitios nidificantes donde hay huevos o polluelos sin vigilancia.

---

* Definición de AOS (Ref. 4): Se considera que un sitio está ocupado cuando un ave parece estar bien sentada en un terreno horizontal lo suficientemente amplio como para contener un huevo. Si hay dos aves en un sitio de este tipo formando una pareja, se contará como un sitio. Se deben excluir aquellas aves que están echadas o acurrucadas en las pendientes de los acantilados. A simple vista muchos AOS parecerán adecuados (v.g. hendiduras/cavidades en la hierba o la tierra, en un acantilado o pendiente), pero no se deben excluir otros sitios ocupados, relativamente horizontales, donde puede caber un huevo.

4. Número de aves de otro tipo (no reproductoras/reproductores fracasados) en la parcela de estudio.
5. Clima y cantidad de nieve y/o hielo cubriendo las parcelas.

Procedimientos A y B, en las parcelas de estudio. Registros diarios por nido (tanto de sitios de reproducción como en aquellos donde no hay reproductores):

1. Adultos presentes, identidad y vínculo de pareja.
2. Condición reproductora de las aves presentes (con huevo, polluelo, fracasado, en estado no reproductor).
3. Identidad de las aves no asociadas con los nidos.
4. Número de sitios nidificantes donde no hay aves presentes.
5. Número de sitios de reproducción donde hay uno o dos adultos presentes.
6. Número de sitios no reproductores donde hay uno o dos adultos presentes.
7. Número total de aves adultas.
8. Fechas de la primera y última puesta, eclosión y emplumaje.
9. Clima y cantidad de nieve y/o hielo cubriendo las parcelas.

Procedimiento C, en las parcelas de estudio:

1. Número de sitios de reproducción donde hay aves adultas.
2. Número de sitios no reproductores donde hay aves adultas
3. Número total de aves adultas.
4. Clima y cantidad de nieve y/o hielo cubriendo las parcelas.

Procedimientos A, B y C:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Las aves adultas dentro de las parcelas de estudio o campos demográficos no deben ser utilizadas para otros fines (muestreo de dieta, por ejemplo) que puedan afectar su éxito de reproducción.

2. Las parcelas de estudio y de referencia debieran incluir tanto las partes centrales como periféricas de la colonia y de preferencia, sectores donde existe potencial de reproducción fuera de la periferia actual donde se está anidando (véase 4ª Parte, Sección 3).

3. La variación diurna de la presencia de aves debe ser controlada periódicamente. Si las observaciones no se hacen a la misma hora cada día, deben hacerse al azar en un período de 24 horas; anotando la fecha y hora de dichas observaciones. Los análisis posteriores mostrarán si se introdujo un sesgo al tomar las muestras en determinadas horas del día.

4. El tamaño de la población reproductora se estima mejor en la etapa inicial de la reproducción, pero hay muchas colonias que no podrán visitarse hasta bien avanzada la fase de puesta. Si se vigila siempre la misma parte del ciclo reproductor esto no creará problemas para el seguimiento.

5. Es crucial utilizar las mismas, o casi las mismas, fechas (o fases del ciclo reproductor) cada año para el procedimiento B y especialmente para el procedimiento C.

6. Los métodos, según están descritos, suponen una cobertura anual del ciclo completo de reproducción, pero para lugares específicos, la presencia en el campo deberá adaptarse a las limitaciones logísticas.

7. Los recuentos a distancia forman parte de los procedimientos, pero puede que sea imposible realizarlos con gran exactitud si no hay marcas permanentes que muestren claramente los bordes de las parcelas de estudio (v.g. cuando se utiliza este procedimiento para colonias extensas, véase 4ª Parte, Sección 3 y Ref. 2). No se puede obtener una estimación de la variación interanual del componente no reproductor a no ser que se establezcan parcelas de estudio específicas para este propósito. Es posible que se puedan utilizar otro tipo de observaciones para calcular los efectos producidos por el observador.

8. En general los recuentos a distancia no producen estimaciones fiables de la productividad.

OBSERVACIONES:

Los recuentos a distancia no sólo sirven para controlar los efectos del observador, sino que también proporcionan una estimación de la población reproductora potencial que puede ser distinta del número de parejas que producen un huevo (población reproductora real), aún durante varios años consecutivos.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. El tamaño de la población puede ser calculado de estos datos y expresarse en función del número máximo de huevos y/o polluelos.

2. Las correlaciones por rango y los análisis GLM pueden representar estadísticas apropiadas para hacer comparaciones. Las simulaciones de Monte Carlo pueden utilizarse para determinar las tendencias en la población (Ref. 1). En la Ref. 3 (cuadro 17.10, p. 766), se presenta un método para calcular el tamaño de la muestra requerida para detectar una diferencia real entre dos proporciones ('análisis de potencia').

3. El éxito de la reproducción puede expresarse de estos datos como (Procedimiento A – preciso, Procedimiento B – estimación):

   éxito de reproducción = polluelos emplumados / nidada;
   éxito de eclosión = polluelos nacidos / nidada;
   éxito de emplumaje = polluelos emplumados / polluelos nacidos.

4. El esfuerzo de la población puede expresarse como (Procedimiento A – preciso, Procedimiento B – estimación):

   nidada / número máximo de sitios donde hay un ave presente.

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

El número total de aves que participan en las actividades de reproducción y el éxito de la reproducción pueden estar influenciados, por ejemplo, por:

El tamaño de la cohorte al emplumar y la tasa de reclutamiento de cada cohorte a la población reproductora, disponibilidad de alimento durante el período de reproducción, edad de cada ave (y por consiguiente la estructura de edades de la colonia), la experiencia reproductora previa de los individuos, duración del vínculo entre la pareja, presencia del compañero(a), tamaño y ubicación de la colonia, condiciones del hielo antes de la ocupación de la colonia, clima desfavorable durante los períodos críticos.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben notificarse en la última versión del formulario E/B5 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, Sección 1).

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Anker-Nilssen, T., K.E. Erikstad and S.-H. Lorentsen. 1996. Aims and effort in seabird monitoring: an assessment based on Norwegian data. *Wildlife Biology*, 2: 17–26.

(2) Lorentsen, S.-H., N. Røv and G. Bangjord. 1993. Documentation of the demography and population monitoring systems for Antarctic petrels at Svarthammaren, Dronning Maud Land. *NINA Oppdragsmelding*, 240: 1–71.

(3) Sokal, R.R. and F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research.* 2nd Edition. Freeman, New York.

(4) Walsh, P.M., D.J. Halley, M.P. Harris, A. del Nevo, I.M.W. Sim and M.L. Tasker. 1995. *Seabird Monitoring Handbook for Britain and Ireland.* JNCC/RSPB/ITE/ Seabird Group, Peterborough.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Anker-Nilssen, T. and O.W. Røstad. 1993. Census and monitoring of puffins *Fratercula arctica* on Røst, N Norway, 1979–1988. *Ornis Scand.*, 24: 1–9.

Green, K. and G.W. Johnstone. 1986. Breeding distribution and abundance of surface-nesting petrels in the Rauer Island, East Antarctica. *ANARE Research Notes*, 35.

Lorentsen, S.-H. 1995. *Reproductive Effort in the Antarctic Petrel Thalassoica antarctica: the Effect of Parental Body Size and Condition.* Dr scient. Thesis. University of Trondheim, Dept of Zoology, Trondheim: 41 pp + VI papers.

van Franeker, J.A. 1994. Breeding ecology and aspects of demography of the Antarctic petrel *Thalassoica antarctica* on Ardery Island, Windmill Islands, Antarctic. In: *SCAR Antarctic Communities: Species, Structure and Survival.* Abstracts SCAR VI Biology Symposium, Venice, 30 May to 3 June 1994. SCAR, Cambridge: p. 274.

Whitehead, M.D., G.W. Johnstone and H.R. Burton. 1990. Annual fluctuations in productivity and breeding success of Adélie penguins and fulmarine petrels in Prydz Bay, East Antarctica. In: Kerry, K.R. and G. Hempel (Eds). *Antarctic Ecosystems: Ecological Change and Conservation.* Springer-Verlag, Berlin Heidelberg: 214–223.

ESPECIES: Petrel antártico (*Thalassoica antarctica*)

PARAMETROS: Supervivencia y reclutamiento anual de adultos

PARAMETROS RELACIONADOS:

Tamaño de la población, éxito de reproducción, dieta, edad promedio a la primera reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar los parámetros demográficos de la población.

RECOLECCION DE DATOS:

Se proporcionan dos procedimientos asociados a los Procedimientos A y B del Método Estándar B5 para la recolección de datos. Las visitas a las parcelas de estudio en el Procedimiento C del Método B5 son muy poco frecuentes para la recolección de datos de supervivencia o reclutamiento (el anillado de polluelos y los controles de individuos marcados debiera considerarse únicamente para uso general).

PROCEDIMIENTO GENERAL:

Procedimiento A:

1. Dentro de las parcelas de estudio, anillar a todas las aves reproductoras que no tengan anillo y a las aves adultas presentes en los sitios durante las visitas (véase 'Problemas que deben tenerse en cuenta').

2. Mida al ave cuando se le coloque el anillo (para la determinación del sexo, véanse Refs. 1 y 3).

3. Registre el número de identidad de todas las aves anilladas durante cada visita. Lo ideal sería mantener registros por nidos y parejas, mediante el uso de nidos marcados permanentemente.

4. Anillar a todos los polluelos después de transcurridos dos tercios del período de cría (antes de mediados de febrero).

5. No se debe efectuar el anillado en las parcelas de referencia, a no ser que se haga con un objetivo experimental específico (v.g. para un estudio separado del efecto a largo plazo del anillado de polluelos en el reclutamiento posterior).

Procedimiento B:

1. Anillar a todos los polluelos después de transcurridos dos tercios del período de cría (antes de mediados de febrero) dentro de las parcelas de estudio.

2. Durante las visitas verificar que todas las aves tengan anillos.

3. No se debe efectuar el anillado en las parcelas de referencia, a no ser que se haga con un objetivo experimental específico (v.g. para estudiar separadamente los efectos a largo plazo del anillado de polluelos en el reclutamiento posterior).

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Lista de los números de anillos que se observan nuevamente en cada temporada de reproducción.
2. Lista de los números de anillos de los adultos reproductores.
3. Lista de los números de anillos recuperados de aves muertas o vivas.
4. Lista de los números de anillos de los polluelos que sobreviven hasta emplumar.
5. Fecha y lugar del primer anillado de aves.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Lista de adultos por nido y vínculo entre la pareja.
2. Sexo del ave.
3. Lista de los números de anillos de las aves no reproductoras presentes en los sitios.
4. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. Las aves adultas dentro de las parcelas de estudio o campos demográficos no deben ser utilizadas para otros fines (muestreo de dieta, por ejemplo) que puedan afectar su éxito de reproducción.

2. Cuando se necesiten registros de la presencia de adultos en el sitio de reproducción (desde el principio de la puesta hasta aprox. 12 días después de la eclosión del huevo), se deberá tener un cuidado extremo en el manejo o anillado de las aves. Las aves reproductoras sólo se pueden capturar durante este período cuando ambos miembros de la pareja están presentes en el sitio. Sólo se podrá considerar la captura de aves reproductoras solas si hay garantías suficientes de que se evitará la pérdida de huevos/polluelos por la depredación o el enfriamiento.

3. No se debe manipular/capturar a las hembras durante el período de la puesta.

4. Sólo deben utilizarse anillos de acero inoxidable.

5. Será difícil determinar el nivel de reclutamiento en las colonias más grandes y densas ya que es casi imposible encontrar todas las aves anilladas. Aún más, las aves no siempre regresan a su colonia natal después de alcanzar la madurez. Una vez que las aves comienzan a reproducirse, aparentemente regresan siempre al mismo sitio nidificante.

6. La subestimación en las tasas de reclutamiento estará dada por la magnitud del reclutamiento de los polluelos emplumados en colonias distintas de su colonia natal. Se recomienda verificar esto buscando los polluelos emplumados anillados en las colonias reproductoras adyacentes.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. La supervivencia anual de adultos se calcula de los avistamientos de individuos anillados o identificados en la temporada anterior. Los resultados se presentan como las tasas promedio de supervivencia anual de adultos para cada año del estudio (todas las aves) y para los machos y hembras en forma separada.

2. La probabilidad de volver a capturar a un animal y la probabilidad de supervivencia anual puede ser estimada con el programa SURGE (Ref. 2).

3. El reclutamiento, definido como la proporción de polluelos emplumados que sobreviven hasta reproducirse, puede ser estimado de los polluelos que fueron anillados cuando emplumaron y se volvieron a capturar posteriormente en las colonias de estudio.

INTERPRETACION DE RESULTADOS:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

FECHAS DE OBSERVACION:

REFERENCIAS:

(1) Lorentsen, S.-H. and N. Røv. 1994. Sex discrimination of Antarctic petrels *Thalassoica antarctica* by discriminant analysis of morphometric characters. *Polar Biol.*, 14: 143–145.

(2) Pradel and J.D. Lebreton. 1991. *Users Manual for Program SURGE, Version 4.1.* Unpubl. report, Centre d'Ecologie Fonctionelle et Evolutive, NRS, Montpellier, France.

(3) van Franeker, J.A. and C.J.F. Terbraak. 1993. A generalised discriminant for sexing fulmarine petrels from external measurements. *Auk*, 110: 492–502.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Lorentsen, S.-H. 1995. *Reproductive Effort in the Antarctic Petrel Thalassoica antarctica: the Effect of Parental Body Size and Condition.* Dr scient. Thesis. University of Trondheim, Dept of Zoology, Trondheim: 41 pp + VI papers.

van Franeker, J.A. and T. Montague. 1987. Recoveries of petrels banded near Casey Station, Wilkes Land, Antarctica, 1984 to 1985. *Corella*, 11: 37–43.

SECCION 3

FOCAS: METODOS C1 – C2

ESPECIES: Lobo fino antártico (*Arctocephalus gazella*)

PARAMETROS: Duración de los ciclos de alimentación/presencia de las madres

PARAMETROS RELACIONADOS:

Exito de la reproducción, ciclos biológicos, variaciones de peso durante el período de reproducción.

OBJETIVOS:

Determinar la duración de (a) la presencia de la madre en los períodos perinatales, (b) los viajes al mar en busca de alimento, y (c) los períodos de presencia en tierra para alimentar a los cachorros; determinar asimismo el número de viajes en busca de alimento realizados durante el período de reproducción.

RECOLECCION DE DATOS:

A continuación se exponen dos métodos para medir este parámetro. El método A utiliza radio transmisores para facilitar el seguimiento de lobos finos hembras en tierra. El método B depende principalmente de la identificación visual de las hembras que han sido teñidas y marcadas durante sus visitas a tierra. La medición de los patrones de presencia de la madre, obtenida de los animales provistos con radio transmisores será más precisa (dando los tiempos exactos de las llegadas, partidas etc.), sin embargo, esto implica capturar a las hembras para fijarles el equipo transmisor con la inconveniencia de que en sitios grandes, los animales pueden quedar fuera del alcance de radio o de la 'visión' del equipo de registro automático.

PROCEDIMIENTO GENERAL:

Método A:

1. Este parámetro puede ser medido efectivamente mediante radio telemetría e instrumentos de registro automático de datos. Los materiales que se necesitan incluyen, 40 radio transmisores (con baterías de 3 meses de duración, radio de alcance 0.5 km, y peso inferior a 50 g), antena, receptor de frecuencias exploradas y un registrador de datos o de cinta.

2. Seleccionar un mínimo de 40 hembras en estado perinatal con cachorros. Capture cada hembra y fíjele un radio transmisor antes del primer viaje al mar en busca de alimento, después del parto.

3. Para capturar una hembra, deslizar un palo con un lazo corredizo (Ref. 5) sobre la cabeza. Si se gira el palo, el lazo se estrechará alrededor del cuello del animal. Manteniendo la cabeza inmóvil, otra persona le agarra las aletas traseras. De esta manera se puede trasladar y atar con correas al animal sobre un tablero para pesarlo, marcarlo y colocarle el transmisor de radio (Ref. 5).

4. Mezclar una resina epoxídica[1] de fijación rápida y aplicarla en la espalda de la foca entre los hombros utilizando un aplicador (p. ej. espátula de madera). El área cubierta debe ser 1 cm más grande que el transmisor. Pegar el transmisor sobre la resina (la antena debe apuntar hacia la cola). Asegurarse que los bordes laterales y superior del transmisor/resina estén lisos aplicando resina suficiente para formar un sello hidrodinámico sólido.

5. Soltar la hembra tan cerca como sea posible del sitio de captura, asegurándose que retorne a su cachorro con una perturbación mínima.

6. Colocar un receptor analizador de frecuencias en un lugar cercano a la playa de estudio de manera que cualquier foca que porte un transmisor sea detectada en tierra. Programar cada frecuencia de transmisión (todas diferentes) en el radio receptor y en el registrador de datos. Se recomienda una secuencia de barrido de 20 minutos o menos para cada foca. La precisión para medir la duración de los viajes de alimentación aumenta a medida que el intervalo entre barridos para la detección de cada foca disminuye. Las transmisiones se reciben sólo cuando la foca está dentro del radio de alcance (en tierra), de esta manera se mantiene un registro más o menos continuo de los intervalos en tierra/mar.

7. La presencia del cachorro de una hembra y su suerte durante la observación tendrá un importante efecto en el patrón de alimentación de la hembra. Se debe tratar de obtener, por lo menos, una evaluación semanal para saber si el cachorro ha permanecido o no junto a su madre en los viajes de Esta a tierra.

8. Registrar los ciclos de alimentación y de presencia de la madre tanto como sea posible, continuando hasta cuando se produzca el destete de la cría. Como mínimo, se deberá tratar de observar los primeros seis viajes al mar luego del período perinatal. A medida que avanza la temporada, algunas hembras se alejarán de las playas de crianza (dependiendo de la topografía de la localidad) y será cada vez más difícil localizarlas.

9. Registrar los casos cuando los animales con transmisores no completen sus primeros seis viajes postnatales.

Método B:

1. Seleccionar un mínimo de 100 hembras con cachorros en el período perinatal. Capturar cada hembra y marcarla para su observación visual antes de que se alejen en su primer viaje de alimentación después del parto.

2. Las hembras pueden ser marcadas rápida y efectivamente echando pintura doméstica brillante sobre el pelaje del animal desde un recipiente pequeño fijado a un palo largo. Anotar la forma, color y ubicación de las marcas en el cuerpo del animal.

3. Además de las marcas con pintura se deberá usar, si fuera posible, otra forma de identificación permanente, como etiquetas. Use una red de aro o un palo con un lazo corredizo para sujetar a la hembra durante el marcaje (Ref. 5). Una persona caza la hembra con un lazo o red. En un momento oportuno, otra persona sujeta con firmeza la cabeza del animal contra el suelo, agarrando o

[1] Algunas marcas de resinas epoxídicas que han resultado exitosas incluyen: Componentes RS (Corby, Northants, UK), Devcon - epóxido de 5 minutos de fijación. Los adhesivos constituidos por resinas cianoacrílicas son inadecuados para el empleo a largo plazo (p. ej. Loctite 501).

colocando una barra sobre el cuello del animal. La primera persona puede entonces colocar las marcas. Es recomendable limpiar el lugar donde se pondrá la marca con un desinfectante suave (Savlon, Dettol, por ejemplo) para disminuir el riesgo de infección.

4. Hacer un censo visual de las playas una o dos veces al día para determinar la presencia de parejas madre/cachorro.

5. Los pasos 7 y 8 del método A también se aplican al método B.

DATOS OBLIGATORIOS:

1. Fecha de parto de cada hembra bajo estudio.

2. Fechas y horas de llegada y partida de la playa por cada viaje de alimentación de las hembras durante el período de observación.

3. Fechas en las cuales se observaron los cachorros junto a sus madres durante el período de observación.

4. Números de identificación de los transmisores y/o números de las marcas para cada hembra estudiada (según proceda para el método empleado).

5. Una descripción de la periodicidad con la cual se determinó la presencia o ausencia de las hembras en tierra (frecuencia de la observación visual o electrónica). Esta tasa determina la precisión de la duración de los viajes de alimentación.

6. Registros de los casos cuando los animales con transmisores no completan sus primeros seis viajes postnatales.

DATOS MUY CONVENIENTES:

1. Los siguientes datos deben ser recopilados cuando sea posible:

   i) fecha de la primera llegada de la hembra a la colonia;
   ii) peso del cachorro al nacer y sexo; y
   iii) fecha de cópula;

2. El cachorro también provee información útil adicional. Los siguientes métodos deben ser utilizados para marcar a los cachorros:

   i) se debe determinar el peso y sexo de las crías en el día del nacimiento, aunque no deberán tocarse hasta una hora después del parto para que pueda formarse el vínculo madre/cachorro. Las crías pueden ser separadas de la madre mediante un lazo atado a un palo que contiene en su interior una doble largada de cuerda deslizable de aproximadamente 8 mm (figura 1);

   ii) pasar el lazo por encima de la cabeza y una aleta anterior del cachorro. Acortar la cuerda floja tirando el extremo de cuerda empalmada y atrapar al cachorro con firmeza, sin apretar demasiado. Doblar la cuerda libre alrededor del palo y agarrarla firmemente para que el lazo no se escurra.

En este momento se puede separar al cachorro de la madre y pasarlo a otra persona o llevarlo a un sitio adecuado para ser marcado, etc. Invertir este procedimiento para devolver el cachorro a la madre; y

iii) los cachorros pueden ser eficazmente marcados (numerados), ya sea recortándoles un numerito en el pelaje dorsal o bien aplicándoles un decolorante ('Lady Clairol Born Blonde Hair Lightener' de Bristol-Meyers, por ejemplo). Este método dejará una nítida señal de color pajizo (en números o letras) en el pelaje neonatal negro y durará hasta la primera muda. Secar un poco el pelo mojado antes de aplicar el decolorante; y

3. Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

Si el radio receptor se deja en una posición donde pueda recibir transmisiones de las focas que no están en el área inmediata (en el mar cerca de la playa, por ejemplo), estas transmisiones afectarán el calculo de la duración de los viajes de alimentación. Una solución sería ajustar (bajar) la captación del receptor, de manera de recibir sólo transmisiones en la vecindad inmediata de la playa bajo observación. En todo caso, debe tenerse cuidado al instalar la antena y el equipo receptor procediéndose de la misma manera cada año, así las comparaciones interanuales del comportamiento de las focas no se confundirá por los cambios en la sensitividad o ubicación del equipo de observación.

COMENTARIOS:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

METODOS ANALITICOS:

1. Utilice los datos de los primeros seis viajes del período perinatal de las hembras solamente. Esto eliminará los sesgos debidos a la temporada y a la diferente duración de los viajes hechos por distintas hembras.

2. Se requieren dos tipos de cálculos: la duración promedio de los viajes por cada número de viaje (para todas las hembras combinadas), y la duración promedio de los viajes por cada hembra (todos los viajes combinados). Este último cálculo tendrá $n = 6$ y deberá incluir solamente aquellas hembras que hayan completado los seis viajes.

3. Si hay poca variación en la duración de los primeros seis viajes de cada hembra por separado, los datos deberán combinarse para suministrar un promedio anual. Esto podría resultar en un índice anual muy provechoso.

4. Si algunas focas presentan patrones de actividad muy variables en los períodos de alimentación, o patrones de actividad de distribución muy asimétrica, sería aconsejable descartar estos datos de los análisis.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

La duración de los viajes de alimentación depende de la abundancia, calidad y disponibilidad del alimento. Los viajes de larga duración originan períodos cortos de alimentación de las crías, incrementando así la mortalidad por inanición y las bajas tasas de crecimiento. En los años de escasez de alimento las hembras tendrán menos éxito en la crianza de sus cachorros. Asimismo, el éxito de la reproducción de los cachorros criados en años de escasez será menor que el de los cachorros criados en años de abundancia.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

NOTIFICACION DE DATOS:

Los datos deben ser notificados usando la última versión del formulario de notificación E/C1 de la CCRVMA (véase 3ª Parte, Sección 1).

FECHAS DE OBSERVACION:

Fechas de nacimiento de cachorros y duración de los períodos perinatales y de lactancia notificados para el lobo fino antártico.

	Localidad		Refs.
	Georgias del Sur	Shetlands del Sur	
Fecha de nacimiento			
Intervalo de medianas	4–8 Dic		2, 4, 6
Promedio normal ± SD	6 Dic ± 8 días	X	
Intervalo	21 Oct–24 Dic		
Período perinatal			
Promedio ± SD	7 ± 1 día	X	1, 4
Intervalo	6–9 días		
Período de lactancia			
Intervalo de promedios ± SD	112–116 ± 11 días	X	3, 4
Intervalo	90–132 días		

X no existen datos disponibles

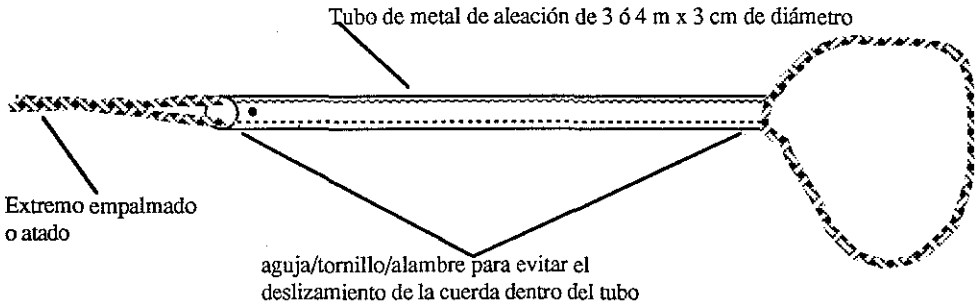


Figura 1: Diagrama de un lazo para capturar cachorros.

REFERENCIAS:

(1) Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince and P. Rothery. 1988. Reproductive performance of seabirds and seals at South Georgia and Signy Island, South Orkney Islands, 1976-1987: implications for Southern Ocean monitoring studies. In: Sahrhage, D. (Ed.). *Antarctic Ocean and Resources Variability.* Springer-Verlag, Berlin Heidelberg: 261-285.

(2) Doidge, D.W., J.P. Croxall and C. Ricketts. 1984. Growth rates of Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella* pups at South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 203: 87–93.

(3) Doidge, D.W., T.S. McCann and J.P. Croxall. 1986. Attendance behaviour of Antarctic fur seals. In: Gentry, R.C. and G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Strategies on Land and at Sea.* Princeton University Press, Princeton.

(4) Doidge, D.W. and J.P. Croxall. 1988. Factors affecting weaning weight in Antarctic fur seals *Arctocephalus gazella* at South Georgia. *Polar Biology,* 8.

(5) Gentry, R.L. and J.R. Holt. 1982. Equipment and techniques for handling northern fur seals. *NOAA Tech. Rep. NMFS SSRF*, 758: 1–15.

(6) McCann, T.S. and D.W. Doidge. 1987. Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella.* In: Croxall, J.P. and R.L. Gentry (Eds). Status, Biology and Ecology of Fur Seals. *NOAA Tech. Rep. NMFS,* 51: 5–8.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Doidge, D.W., J.P. Croxall and J.R. Baker. 1984. Density-dependent pup mortality in the Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella* at South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 202: 449–460.

Kooyman, G.L., R.W. Davis and J.P. Croxall 1986. Diving behaviour of Antarctic fur seals. In: Gentry, R.L. and G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Strategies on Land and at Sea.* Princeton University Press, Princeton: 115–125.

ESPECIES: Lobo fino antártico (*Arctocephalus gazella*)

PARÁMETROS: Crecimiento del cachorro

PARÁMETROS RELACIONADOS:

Peso al nacer, peso al destete, supervivencia, causas de mortalidad.

OBJETIVOS:

Medir la tasa de crecimiento de los cachorros para facilitar las comparaciones intra e interanuales en una misma colonia de reproducción y entre varias de ellas.

RECOLECCIÓN DE DATOS:

Existen dos métodos para medir la tasa de crecimiento del cachorro y su elección dependerá del tamaño de la colonia, la topografía del terreno y del personal disponible para este trabajo. El método A es más exacto e implica trabajar con los cachorros marcados individualmente (Ref. 5). Sin embargo, este método exige más esfuerzo y podría ser más perturbador para las colonias. El método B registra el peso de varias submuestras de la población periódicamente durante la temporada para calcular la tasa de crecimiento de los cachorros.

PROCEDIMIENTO GENERAL

Método A:

1. Marque y pese individualmente a los cachorros en el día de nacimiento y determine su sexo mediante examen. En las colonias más pequeñas se puede localizar a los recién nacidos observando los partos y anotando el lugar de los mismos para efectuar luego el muestreo de cachorros. En colonias más grandes, los cachorros recién nacidos son identificados por el cordón umbilical tierno y húmedo. El tamaño inicial de la muestra, es decir, los cachorros cuyo peso al nacer es conocido, deberá ser aproximadamente de 75 a 200 cachorros, dependiendo de la facilidad de la captura posterior en el lugar. Todas las capturas deberán efectuarse por medio de un lazo corredizo, tal como se ilustra en la figura 1.

2. Si se presenta la oportunidad durante la temporada, se deberá volver a capturar a los cachorros marcados para pesarlos. Siempre que sea posible, registre la fecha de la última comida antes de ser pesados.

3. Es importante que las fechas de pesaje de los cachorros recién nacidos se distribuyan proporcionalmente con respecto a las fechas de nacimiento, o por lo menos, se sitúen alrededor de las fechas de nacimiento promedio en la colonia.

Método B:

Determine la mediana de la fecha de nacimiento de los cachorros de la colonia (la fecha cuando ha nacido el 50% de los cachorros). Pese una muestra aleatoria aproximada de 100 cachorros, con 40 cachorros de cada sexo como mínimo, cada 30 días empezando a los 30 días de la fecha mediana de nacimiento. Idealmente, la última muestra debería tomarse justo antes del destete, es decir, unos 100 a 110 días después del nacimiento. Calcule el peso promedio para cada sexo.

DATOS OBLIGATORIOS:

Método A:

1. Marca o número de identificación.
2. Fecha de nacimiento.
3. Sexo.
4. Fecha y hora de cada pesaje.
5. Peso (redondeado al 0,1 kg más cercano).

Método B:

1. Fecha de la toma de cada muestra.
2. Hora de inicio y término de cada período de muestreo.
3. Sexo de cada cachorro.
4. Peso de cada cachorro (redondeado al 0,1 kg más cercano).
5. Mediana de la fecha de nacimiento.

DATOS MUY CONVENIENTES:

Método A:

1. Fecha de nacimiento del primer cachorro en la colonia.
2. Fecha mediana de los nacimientos para la colonia.
3. Fecha del último nacimiento en la colonia.
4. Fecha y hora de la última comida antes de medir el peso.

Método B:

1. Fecha de nacimiento del primer cachorro en la colonia.
2. Fecha mediana de los nacimientos para la colonia.
3. Fecha del último nacimiento en la colonia.

Métodos A y B:

Registros de condiciones ambientales anómalas y/o extremas observadas durante el estudio (por ejemplo, cubierta de hielo y nieve, viento y temperatura).

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

1. En el método A, la obtención del peso de los recién nacidos es la tarea más ardua y la que puede ser más perturbadora. Se debe proceder con cuidado al devolver un cachorro a su madre, y no se debe liberar a la cría hasta que la madre la haya reconocido. Este proceso deberá efectuarse lentamente para dar a la madre la oportunidad de examinar a su cachorro, ya que si se le empuja al lado de su madre corre el riesgo de ser mordido. Los cachorros que no son devueltos a sus madres vagan indefensos y pueden acercarse a hembras agresivas. La separación del cachorro de su madre inmediatamente después del nacimiento, antes de que se establezca un vínculo e impresión que determina su reconocimiento, se pone en peligro su supervivencia.

2. Se obtendrán los pesos de los cachorros en el primer mes de lactancia capturándolos en las zonas de reproducción. Se debe tratar de minimizar cualquier trastorno a los animales, acercándose a ellos lentamente, agachado si es posible, y efectuando únicamente movimientos lentos y estudiados. Los trastornos se reducen al avanzar hacia los animales desde abajo, es decir, subiendo cuesta arriba desde el mar hacia la colonia.

3. Después del primer mes, los cachorros empiezan a explorar y recorrer distancias mayores, reuniéndose en grupos, descansando o jugando en los alrededores de las zonas de reproducción, especialmente en las áreas de entre mareas. En esta fase aumentan las posibilidades de capturar a los cachorros sin causar trastornos en las zonas de reproducción.

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS:

MÉTODOS ANALÍTICOS:

1. El crecimiento de los machos y hembras debe ser analizado separadamente.

2. Los datos obtenidos de los métodos A y B requieren distintas técnicas de análisis.

3. **Para el método A**, ajuste una regresión lineal del tipo: peso (kg) = a + b.(días), tomando el día de nacimiento como el día 0. Calcule los parámetros: coeficiente de regresión (pendiente, b) y error típico (s_b); intersección (a) y error típico (s_a); razón F para la regresión; y N, el número de pesajes. Calcule también el peso promedio ($\overline{Y}$) y su error típico ($s_{\overline{Y}}$).

4. Se propone calcular el promedio de los coeficientes de regresión para obtener un índice anual, de modo de establecer comparaciones con otros años/colonias. Antes de proceder con este cálculo, sería aconsejable eliminar de los análisis aquellos animales cuyos patrones de crecimiento son obviamente aberrantes. Se deberá realizar un análisis de la igualdad de pendientes para identificar aquellos animales dentro de esta categoría.

5. La intersección puede proporcionar un índice útil. No obstante, se debe leer el párrafo más abajo 'Problemas que deben tenerse en cuenta'.

6. **Para el método B**, un índice de desviación del crecimiento (gd) en un año y se ha de calcular de la siguiente manera:

   siendo N_y el número de muestreos en un año y, de tal modo que I_y es el conjunto de las edades, en días desde la fecha mediana del nacimiento de los cachorros cuando se efectuó el muestreo en el año y, p.ej. $I_y = [30,60,90]$, $N_y = 3$;

   para cada i del conjunto I_y en el año y, calcule el peso promedio $m_{(y,i)}$ de los cachorros a edad i en el año y;

   calcule la relación de regresión $m_{(y,i)} = a + bi$ para todos los años y y edades i;

   calcule la desviación del crecimiento (gd_y) anual donde:

$$gd_y = \frac{\sum_i \left(m_{(i,y)} - a - bi\right)}{N_y}$$

INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS:

Las tasas de crecimiento de los cachorros son un claro indicio de la abundancia, calidad y disponibilidad de presas para las hembras que están alimentando a sus crías. El crecimiento del cachorro y su peso al destete afectan presumiblemente su desarrollo y supervivencia posterior, como también el inicio de su madurez sexual y el éxito de su reproducción en la fase adulta.

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

La notificación a la Secretaría de los resultados de los análisis descritos anteriormente dará origen a una base de datos de parámetros de regresión. Sin embargo, si se necesitaran otros análisis antes de establecer comparaciones entre colonias/años (por ejemplo, comparación de coeficientes de correlación), o si las comparaciones mismas requieren estadísticas complejas como análisis de covariancia, sería aconsejable calcular y notificar sólo los siguientes datos, describiendo las regresiones del método A:

N, SX, SY, SX^2, SY^2, SXY, donde X = días, Y = peso (kg) y N = número de pesajes para cada cachorro de foca.

La notificación de datos en este formato facilitará el cálculo de todas las estadísticas ya mencionadas.

NOTIFICACIÓN DE DATOS:

Los datos deben ser notificados en la última versión de los formularios de notificación E/C2/A y E/C2/B de la CCRVMA (véase 3ª Parte, Sección 1). Los datos para cachorros de distinto sexo deberán ser notificados en formularios apartes.

FECHAS DE OBSERVACIÓN:

Fechas de nacimiento de cachorros y duración de los períodos perinatales y de lactancia notificados para el lobo fino antártico.

	Localidad		Refs.
	Georgias del Sur	Shetlands del Sur	
Fecha de nacimiento			
Intervalo de medianas	4–8 Dic		2, 4, 6
Promedio normal ± SD	6 Dic ± 8 días	X	
Intervalo	21 Oct–24 Dic		
Período perinatal			
Promedio ± SD	7 ± 1 día	X	1, 4
Intervalo	6–9 días		
Período de lactancia			
Intervalo de promedios ± SD	112–116 ± 11 días	X	3, 4
Intervalo	90–132 días		

X no existen datos disponibles

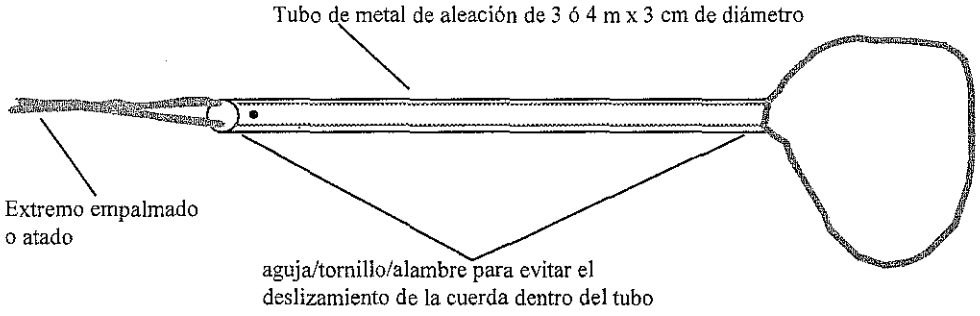


Figura 1: Diagrama de un lazo para capturar cachorros.

REFERENCIAS:

1) Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince and P. Rothery. 1988. Reproductive performance of seabirds and seals at South Georgia and Signy Island, South Orkney Islands, 1976–1987: implications for Southern Ocean monitoring studies. In: Sahrhage, D. (Ed.). *Antarctic Ocean and Resources Variability.* Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg: 261–285.

2) Doidge, D.W., J.P. Croxall and C. Ricketts. 1984. Growth rates of Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella* pups at South Georgia. *J. Zool. Lond.*, 203: 87–93.

3) Doidge, D.W., T.S. McCann and J.P. Croxall. 1986. Attendance behaviour of Antarctic fur seals. In: Gentry, R.C. and G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Strategies on Land and at Sea.* Princeton University Press, Princeton.

4) Doidge, D.W. and J.P. Croxall. 1988. Factors affecting weaning weight in Antarctic fur seals *Arctocephalus gazella* at South Georgia. *Polar Biology,* 8.

5) Gentry, R.L., M.E. Goebel and J. Calambokidis. 1988. Growth rates of northern fur seal neonates. Available from: Northwest and Alaska Fisheries Center. National Marine Mammal Laboratory, Seattle, Washington, USA.

6) McCann, T.S. and D.W. Doidge. 1987. Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella.* In: Croxall, J.P. and R.L. Gentry (Eds). Status, Biology and Ecology of Fur Seals. *NOAA Tech. Rep. NMFS,* 51: 5–8.

7) Sokal, R.R. and F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research.* 2nd Edition. Freeman, New York.

REFERENCIAS ADICIONALES:

Calambokidis, J. and R.L. Gentry. 1985. Mortality of northern fur seal pups in relation to growth and birth weights. *J. Wildl. Dis.*, 21: 327–330.

Gentry, R. and J.R. Holt. 1982. Equipment and techniques for handling northern fur seals. *NOAA Tech. Rep. NMFS SSRF*, 758: 1–15.

Kerley, G.I.H. 1985. Pup growth in the fur seals Arctocephalus tropicalis and A. gazella on Marion Island. J. Zool. Lond., 205: 315–324.

SECCION 4

SEGUIMIENTO DE LAS ESPECIES NO DEPENDIENTES DE KRIL

ESPECIES: Cormorán antártico (*Phalacrocorax bransfieldensis*)

PARAMETRO: Dieta de los cormoranes adultos durante la temporada de reproducción .

PARAMETROS RELACIONADOS:

Se deben considerar otros parámetros, tales como el tamaño de la población de reproducción, la cronología y el éxito de la reproducción, y la duración de los viajes de alimentación.

OBJETIVOS:

Detección de cambios en las poblaciones de peces costeros.

El análisis de los regurgitados del cormorán antártico parece ser el mejor método indirecto para detectar los cambios en las poblaciones de peces costeros. Comparado con el análisis del contenido estomacal, el análisis de los regurgitados es una técnica que no perturba a las aves, requiere de menos tiempo en el campo y cubre tanto la dieta de los adultos como la de los polluelos. Por lo tanto, la técnica refleja un espectro trófico mucho más amplio.

RECOPILACION DE DATOS:

1. Se deben eliminar de la colonia de estudio todos los regurgitados de las temporadas de reproducción anteriores.

2. Recoger un número representativo de regurgitados en las cercanías de los nidos. El número requerido dependerá del tamaño de la colonia. En base al tamaño de las colonias en las islas Shetland del Sur, se deberá reunir un número mínimo de 30 regurgitados por muestra. Cada muestra se debe guardar en bolsas individuales.

3. La frecuencia de la recolección de muestras dependerá de la accesibilidad a la colonia. Sin embargo, debido a los cambios en la dieta durante la temporada de reproducción, en lo posible se reunirán muestras en distintos períodos (antes de/durante la puesta de los huevos, incubación, principio y fin de la crianza, y durante el emplumaje).

PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS:

1. Se recomiendan dos métodos para separar los componentes del regurgitado mucilaginoso y facilitar la obtención de otolitos y otros componentes duros.

   i) secar los regurgitados (a 60°C) hasta que estén friables; o
   ii) remojar los regurgitados (por la noche) en una mezcla de detergente y desinfectante.

---

* Este método estándar para el seguimiento de las especies no dependientes de kril fue aprobado por el WG-EMM por un período de prueba de cinco años (SC-CAMLR-XVII, anexo 4, párrafo 9.30).

2. Separar por categorías los demás componentes sólidos presentes en los regurgitados. Los otolitos deberán ser clasificados por especie.

3. A su vez, los otolitos de cada especie deberán separarse en derecho e izquierdo, y el grupo más abundante indicará el número de ejemplares por especie en la muestra.

4. Se debe medir el largo de los otolitos y utilizar varias ecuaciones estándar para estimar la talla y peso de los peces (ver las referencias 2, 6 y 9). La ecuación apropiada se elegirá de acuerdo con las especies ícticas en estudio.

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE LOS DATOS:

1. Calcular el promedio y el intervalo de tallas para cada especie de pez.
2. Calcular el peso promedio de los peces en los regurgitados.
3. Calcular las contribuciones (número y peso, en porcentajes) de cada especie íctica a la dieta.

INTERPRETACION DE LOS RESULTADOS:

Estas estimaciones darán información sobre la variabilidad estacional de varias poblaciones de especies ícticas disponibles para el cormorán, así como sobre los cambios en su tamaño y estructura demográfica. Los datos también pueden ser utilizados para evaluar la variabilidad en las tasas de consumo y los requerimientos energéticos del cormorán.

PROBLEMAS QUE DEBEN SER CONSIDERADOS:

1. El sesgo principal del método de análisis de los regurgitados se produce por la erosión o disolución de los otolitos en el tracto gastrointestinal. Sin embargo, se considera que la magnitud del sesgo es constante. Por lo tanto, la contribución relativa de cada especie de pescado a la dieta no sería afectada, y las comparaciones entre los años deberían ser válidas.

   Sin embargo, si es necesario, la subestimación del peso de cada especie íctica puede ser compensada mediante la aplicación de factores de corrección a los valores del peso. Los factores de corrección pueden calcularse de dos maneras:

   i) comparando el número de peces ingerido por un cormorán cautivo y el contenido de los regurgitados recobrados del ave (ref. 4); y

   ii) comparando los regurgitados y el contenido estomacal obtenidos simultáneamente de cormoranes en su hábitat natural (ref. 2) (apéndice 1).

2. La dieta del cormorán cambia durante la temporada de reproducción. Por lo tanto, la fecha del muestreo deberá estandarizarse para hacer posible la comparación de los resultados de diversas áreas/estaciones.

3. Al seleccionar los sitios de estudio de la dieta del cormorán se debe tomar en cuenta la cercanía de las áreas de reproducción y/o de alimentación de las palomas antárticas (*Chionis alba*), ya que éstas retiran los regurgitados de las colonias haciendo muy difícil su recolección.

REFERENCIAS:

(1) Casaux, R. 1997. On the accuracy of the pellet analysis method to estimate the food intake in the Antarctic shag *Phalacrocorax bransfieldensis*. Document *WG-EMM-97/61*. CCAMLR, Hobart, Australia: 13 pp.

(2) Casaux, R., E. Barrera-Oro, M. Favero and P. Silva. 1995a. New correction factors for the quantification of fish represented in pellets of the blue-eyed shag *Phalacrocorax atriceps*. Document *WG-EMM-95/83*. CCAMLR, Hobart, Australia: 18 pp.

(3) Casaux, R., M. Favero, E. Barrera-Oro and P. Silva. 1995b. Feeding trial on an imperial cormorant *Phalacrocorax atriceps*: preliminary results of fish intake and otolith digestion. *Marine Ornithology*, 23 (2): 50–56.

(4) Casaux, R., M. Favero, M. Coria and P. Silva. 1995c. Comparison of the diet of the blue-eyed shag *Phalacrocorax atriceps* by the analysis of pellets and stomach contents. Document *WG-EMM-95/79*. CCAMLR, Hobart, Australia: 14 pp.

(5) Favero, M., R. Casaux, P. Silva, E. Barrera-Oro and N. Coria. 1998. The diet of the blue-eyed shag during summer at Nelson Island, Antarctica. *The Condor*, 100: 112–118.

(6) Hecht, T. 1987. A guide to the otoliths of Southern Ocean fishes. *S. Afr. J. Antarct. Res.*, 17 (1): 1–86.

(7) Russell, A., S. Wanless and M. Harris. 1995. Factors affecting the production of pellets by shag *Phalacrocorax aristotelis*. *Seabird*, 17: 44–49.

(8) Wanless, S., M. Harris and F. Russell. 1993. Factors influencing food-load sizes brought in by shags *Phalacrocorax aristotelis* during chick rearing. *Ibis*, 135: 19–24.

(9) Williams, R. and A. McEldowney. 1990. A guide to the fish otoliths from waters off the Australian Territory, Heard and Macquarie Islands. *ANARE Research Notes*, 75: 1–173.

APENDICE 1

Anteriormente se pensaba que, ya que el contenido estomacal aparentemente refleja principalmente la dieta de los polluelos en lugar de la dieta de los adultos (refs. 5 y 8) mientras que los regurgitados son representativos de ambas dietas, los factores de corrección estimados por este último probablemente ajustan las diferencias entre las dietas del adulto y del polluelo en particular, en lugar de compensar por la pérdida de otolitos causada por la erosión y digestión. Sin embargo, se han hecho las siguientes observaciones:

i) a partir de la época anterior a la postura hasta la mitad de la crianza por lo menos el alimento llevado a los nidos por el cormorán antártico refleja también la dieta de los adultos (Casaux, en preparación); y

ii) los resultados plausibles se obtuvieron al aplicar los factores de corrección estimados por este método (ref. 1; Casaux, en preparación).

Si se requiere una estimación cuantitativa, se puede calcular el consumo diario de alimento por ave *(DFI)* de la siguiente manera:

$$DFI = \grave{e}\ (MP \cdot RC_i \cdot NP \cdot CF_i)$$

donde MP es el peso promedio de peces presentes en los regurgitados, RC_i (= M_i%/100) es la contribución relativa de la presa 'i' a la dieta (M_i es la contribución de la dieta (%) por masa de la presa 'i'), NP es el número promedio de regurgitados producidos diariamente por cada ave (0,51, 0,74, 0,59 y 0,60 regurgitados para el cormorán antártico durante la incubación, la crianza (principio y fin) y la totalidad de la temporada de reproducción respectivamente (véase Ref. 2) y CF_i es el factor de corrección para compensar por la pérdida y digestión de los otolitos de las especies 'i' (véase la tabla 1 a continuación).

Para el caso de las especies que constituyen una fracción pequeña de la dieta y para las cuales no se estimó un factor de corrección, se excluye 'CF_i'. Estas estimaciones se pueden obtener para la totalidad o para períodos distintos de la temporada de reproducción.

Tabla 1: Factores de corrección estimados para compensar por la digestión y pérdida de otolitos (a través del tracto gastrointestinal) de los peces presentes en los regurgitados del cormorán antártico (*Phalacrocorax bransfieldensis*) (véase la ref. 2).

	Incubación	Principio de la crianza	Fin de la crianza	Período completo
Notothenia coriiceps	2,87	4,23	9,52	5,20
Harpagifer antarcticus	0,76	0,58	6,50	1,43
Lepidonotothen nudifrons	1,95	2,17	12,77	4,28
Trematomus newnesi	4,17	3,78	5,59	5,15
Gobionotothen gibberifrons	6,80	-	1,36	2,30
Notothenia rossii	-	2,36	-	-
Pagothenia bernacchii	-	0,75	133,00	2,00

La tasa de producción de regurgitados en especies/ejemplares diferentes puede variar según la composición de la dieta (véase la ref, 3) o bien en relación a la edad, sexo y el estadio de reproducción de las aves (véase la ref, 7), Por lo tanto, en lo posible, el número de regurgitados producidos diaramente por ave debe calcularse para cada colonia, También se deberán estimar nuevos factores de corrección para aquellas especies/colonias de cormoranes cuya presa íctica principal difiere de las presentadas en la tabla 1.

SEGUNDA PARTE

METODOS ESTANDAR PARA EL SEGUIMIENTO DE LOS PARAMETROS DEL MEDIO AMBIENTE

METODOS F1 – F4*

* Estos métodos están en estado preliminar y aún no se solicita el envío de datos a la CCRVMA.

CATEGORIA: Parámetros ambientales con un efecto directo en los depredadores

PARAMETROS: Cubierta de hielo marino vista desde la localidad del CEMP

OBJETIVOS:

Determinar la magnitud de la cubierta de hielo en las proximidades de las colonias antes y durante la llegada de los depredadores a la playa.

RECOLECCION DE DATOS:

1. Dos o tres semanas antes de la llegada de los ejemplares adultos de aves o focas, observe la extensión de hielo marino en los alrededores y en las rutas de acceso de los animales al área de estudio. Las observaciones se deberán efectuar una vez cada cinco días como mínimo. Continúe con las observaciones siempre que haya hielo marino visible desde la colonia durante las actividades de seguimiento.

2. Elija un sitio(s) de observación desde donde se puedan ver áreas costeras próximas a las colonias de estudio. Señale el sitio(s) mediante una estaca de metal u otro medio, e indique la ubicación en un mapa proporcionado a la Secretaría de la CCRVMA.

3. Registre la cubierta de hielo (en décimos), su extensión (distancia observada desde la costa) y tipo (anual, multianual, témpano, bandejón fijo a tierra). Indique y describa la presencia de los principales canales que puedan haber en el hielo. La experiencia demuestra que un mapa o foto constituye un complemento útil en la interpretación de los valores numéricos registrados.

DATOS OBLIGATORIOS:

Se les pide a los investigadores que archiven estos datos en sus laboratorios, para su análisis y presentación posterior a la CCRVMA.

DATOS MUY CONVENIENTES:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

NOTIFICACION DE DATOS:

No se requiere la presentación de datos en esta etapa.

REFERENCIAS:

REFERENCIAS ADICIONALES:

CATEGORIA: Parámetros ambientales con un efecto directo en los depredadores

PARAMETROS: Hielo marino dentro de las Regiones de Estudio Integrado (ISR)

OBJETIVOS:

Determinar la magnitud y características del hielo marino dentro de las ISR.

RECOLECCION DE DATOS:

1. La distribución local del hielo marino sólo se puede determinar usando técnicas de detección remota. Varios satélites cuyas órbitas pasan sobre las ISR son capaces de proporcionar imágenes de la cubierta del hielo.

2. Se deberá recopilar información del hielo marino, por lo menos, dos o tres semanas antes de la llegada de las aves adultas o focas, continuándose hasta que el recuento indique que la mayoría de los adultos reproductores han arribado. Además, sería conveniente considerar la información sobre el hielo marino que ha sido obtenida vía satélite durante todo el año.

3. Siempre que sea posible, convendría obtener información sobre la cubierta del hielo marino, su extensión y tipo.

DATOS OBLIGATORIOS:

DATOS MUY CONVENIENTES:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

NOTIFICACION DE DATOS:

Aún no se diseñan los formularios de notificación de datos para este parámetro y no se exige por ahora el envío de información.

REFERENCIAS:

REFERENCIAS ADICIONALES:

CATEGORIA: Parámetros ambientales con un efecto directo en los depredadores

PARAMETROS: Condiciones meteorológicas locales

OBJETIVOS:

Obtener observaciones sinópticas de la temperatura, pluviosidad, presión barométrica, velocidad y dirección del viento durante el período de estudio.

RECOLECCION DE DATOS:

1. Registre información sobre el estado del tiempo, por lo menos, durante el período cuando los investigadores están recogiendo datos biológicos en las colonias de estudio. Lo ideal sería que este período comience dos o tres semanas antes de la llegada de los primeros ejemplares adultos y continuar hasta el término de la temporada de estudio. continúe

2. Escoja una ubicación para las observaciones meteorológicas que sea lo más fiel a la localidad del CEMP. En los casos en que se considere que la ubicación de una estación meteorológica ya existente refleja las mismas condiciones de la localidad del CEMP, ésta deberá ser utilizada con tal propósito.

3. Registre en forma diaria, o más frecuentemente (Ref. 1), la temperatura (mínima y máxima), pluviosidad dentro de las 24 horas, presión barométrica (mínima y máxima), velocidad del viento (mínima y máxima) y dirección predominante del viento.

4. Anote especialmente la naturaleza, magnitud y duración de fenómenos meteorológicos devastadores (como temporales de vientos, etc.).

DATOS OBLIGATORIOS:

Se les pide a los investigadores que archiven estos datos en sus laboratorios para su análisis y presentación posterior a la CCRVMA.

DATOS MUY CONVENIENTES:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

NOTIFICACION DE DATOS:

No se requiere la presentación de datos en esta etapa.

REFERENCIAS:

(1) Agnew, D.J. 1990. Investigations of required sampling regimes for environmental parameters. In: *Selected Scientific Papers, 1990 (SC-CAMLR-SSP/7)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 561–573.

REFERENCIAS ADICIONALES:

CATEGORIA: Parámetros ambientales con un efecto directo en los depredadores

PARAMETROS: Cubierta de nieve en las localidades del CEMP

OBJETIVOS:

Determinar la profundidad y extensión de la capa de nieve en las colonias en las cuales se efectúan los estudios de seguimiento.

RECOLECCION DE DATOS:

1. Durante la temporada de campo, registre la cubierta de nieve cada cinco días. Continúe siempre que haya nieve presente.

2. Seleccione varias colonias que constituyan diferentes nichos ecológicos en la localidad del CEMP (por ejemplo, cerca o lejos de la playa, a distinta altura con respecto al nivel del mar, en pendientes llanas o escarpadas). En cada una de éstas, determine el grosor promedio y la extensión (proporción cubierta) de la capa de nieve.

DATOS OBLIGATORIOS:

Se les pide a los investigadores que archiven estos datos en sus laboratorios para su análisis y presentación posterior a la CCRVMA.

DATOS MUY CONVENIENTES:

PROBLEMAS QUE DEBEN TENERSE EN CUENTA:

OBSERVACIONES:

TRATAMIENTO Y ANALISIS DE DATOS:

NOTIFICACION DE DATOS:

Aún no se diseñan los formularios de notificación de datos para este parámetro y no se exige por ahora el envío de información.

REFERENCIAS:

REFERENCIAS ADICIONALES:

TERCERA PARTE

NOTIFICACION Y TRATAMIENTO DE DATOS DEL CEMP

SECCION 1

FORMULARIOS DE NOTIFICACION DE DATOS DEL CEMP

Notificación de datos a la CCRVMA | **Form. E/A1 V4**

METODO A1 DEL CEMP: Peso del pingüino adulto al arribo a la colonia

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A1 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia o playa __ __ __ __
10.* Especie __ __ __
11. Sexo: Total ☐ Macho ☐ Hembra ☐ Desconocido ☐
12. Procedimiento A (período completo) ☐ Procedimiento B (a la llegada máxima) ☐

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA - ¿Se han obtenido los porcentajes de llegada de la hoja de cronología E/A9? Sí ☐ No ☐

	Primer día de un período de 5 días o fecha si es Método B (A/M/D)	Peso promedio al arribo (g)	Desv. cuadrática media del peso (S_{n-1})	Peso mínimo (g)	Peso máximo (g)	Tamaño de la nuestra (n)	% que llega en este período
13.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
14.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
15.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
16.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
17.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
18.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __

19. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA

Form. E/A2 V4

METODO A2 DEL CEMP: **Duración del turno de incubación para los pingüinos**

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A2 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Primer turno de incubación

	Duración promedio (días)	Desv. cuadrática media (S_{n-1})	Duración mínima (días)	Duración máxima (días)	Tamaño de la muestra (n)	Fecha de comienzo del turno (A/M/D) Primera	Ultima
11. Relevo logrado[1]	__ __ • __	__ __ • __ __	__ __	__ __	__ __ __	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __ / __ __
12. Fracaso por abandono[2]	__ __ • __	__ __ • __ __	__ __	__ __	__ __ __	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __ / __ __
13. Duración de presencia antes del relevo[3]	__ __ • __	__ __ • __ __	__ __	__ __	__ __ __		

14. Total de nidos observados __ __ __
15. Total de nidos que fallan por abandono __ __ __
16. Número de roles invertidos __ __ __
17. Total de otros fracasos __ __ __

[1] Incluya aquí la duración del turno de incubación para los nidos donde el relevo ocurre correctamente - excluya fallas e inversiones.
[2] Incluya aquí la duración del turno de incubación para nidos fracasados debido a un regreso tardío o abandono por un miembro de la pareja.
[3] Incluya aquí la duración de la presencia del ave de relevo en el nido, antes del relevo.

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia _ _ _ _ Especie _ _ _)

Form. E/A2 V4

Segundo turno de incubación

	Duración promedio (días)	Desv. cuadrática media (S_{n-1})	Duración mínima (días)	Duración máxima (días)	Tamaño de la muestra (n)	Fecha de comienzo del turno (A/M/D) Primera	Ultima
18. Relevo logrado[1]	_ _ • _	_ _ • _ _	_ _	_ _	_ _ _	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _ / _ _
19. Fracaso por abandono	_ _ • _	_ _ • _ _	_ _	_ _	_ _ _	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _ / _ _
20. Duración de presencia antes del relevo[3]	_ _ • _	_ _ • _ _	_ _	_ _	_ _ _		

21. Total de nidos observados _ _ _
22. Total de nidos que fallan por abandono _ _ _
23. Total de otros fracasos _ _ _

24. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

[1] Incluya aquí la duración del turno de incubación para los nidos donde el relevo ocurre correctamente - excluya fallas e inversiones.
[2] Incluya aquí la duración del turno de incubación para nidos fracasados debido a un regreso tardío o abandono por un miembro de la pareja.
[3] Incluya aquí la duración de la presencia del ave de relevo en el nido, antes del relevo.

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA | **Form. E/A3 V5**

METODO A3 DEL CEMP: Tamaño de la población del pingüino en reproducción

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A3 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

10. Método de muestreo: Visual ☐ Fotográfico ☐

	Indicador de la colonia	Promedio de nidos ocupados	Desv. cuad. media (ocupados) (S_{n-1})	Promedio de nidos incubando	Desv. cuad. media (incubando) (S_{n-1})	Fecha de los recuentos (A/M/D)	Tamaño de la muestra (n)
11.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ / __ __ / __ __	__ __
12.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ / __ __ / __ __	__ __
13.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ / __ __ / __ __	__ __
14.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ / __ __ / __ __	__ __
15.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ __ __	__ __ __ • __	__ __ / __ __ / __ __	__ __

16. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA | **Form. E/A5 V5**

METODO A5 DEL CEMP: Duración de los viajes de alimentación de los pingüinos

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A5 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __/__ __/__ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10.* Especie __ __ __
11. Sexo: Macho ☐ Hembra ☐ Mixto/Desconocido ☐

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Duración de los viajes de alimentación por período

12. ¿Existe información sobre la eclosión en la hoja de cronología E/A9? Sí ☐ No ☐
13. ¿Existe información sobre el término de la crianza en la hoja de cronología E/A9? Sí ☐ No ☐

	Primer día de un período de 5 días (A/M/D)	Duración promedio de los viajes[1] (horas)	Desv. cuadrática media[1] (S_{n-1})	Duración mínima[1] (horas)	Duración máxima[1] (horas)	Tamaño de la muestra (n)	Promedio de polluelos por ave
14.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
15.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
16.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
17.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
18.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
19.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
20.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __
21.	__ __/__ __/__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __•__ __	__ __	__•__ __

[1] Calculado como promedio, desv. cuad. media, mín., máx. de todos los promedios de aves individuales en el período (véase Método Estándar A5.2 'Procedimientos Analíticos')

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia ____ Especie ___ Sexo (M/H/D) __)

Form. E/A5 V5

CATEGORIA C – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Duración de los viajes de alimentación por ejemplar

	Fechas de los períodos Inicio (A/M/D)	Fechas de los períodos Término (A/M/D)	Identificación del nido	Duración promedio (horas)	Desv. cuadrática media de la duración	Tamaño de la muestra (*n*)	Número de polluelos inicio	Número de polluelos término	Fecha de pérdida del polluelo (A/M/D)
22.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
23.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
24.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
25.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
26.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
27.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
28.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
29.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
30.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
31.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
32.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
33.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
34.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
35.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
36.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
37.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
38.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
39.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
40.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__
41.	__/__/__	__/__/__	___	__•__	__•__	___	__	__	__/__/__

42. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/A6/A V5

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO A6 DEL CEMP: Exito de la reproducción del pingüino – Procedimiento A

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A6 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Procedimiento A solamente (recuento de polluelos)

	Indicador de la colonia	Promedio del n.° de polluelos	Desv. cuad. media de polluelos (S_{n-1})	Fecha de recuentos (A/M/D)	Tamaño de la muestra (n)
10.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
11.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
12.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
13.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
14.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
15.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
16.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
17.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
18.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__
19.	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ / __ __ / __ __	__

20. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

E/A6/A V5

página ____ de _____

Form. E/A6/B V5

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO A6 DEL CEMP: Exito de la reproducción del pingüino – Procedimiento B

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A6 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Procedimiento B solamente (polluelos criados por una pareja reproductora)

11. Fecha de inicio de las observaciones (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
12. Fecha de término de las observaciones (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
13. Fecha de puesta del primer huevo (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
14. Fecha de eclosión del primer huevo (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
15. Fecha cuando el primer polluelo entró a la guardería (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
16. Número total de nidos observados __ __ __
17. Total de nidos con un huevo __ __ __
18. Total de nidos con dos huevos __ __ __
19. Total de huevos que eclosionan de nidos con un solo huevo __ __ __
20. Total de huevos que eclosionan de nidos con dos huevos __ __ __
21. Total de parejas criando 1 polluelo hasta la edad de guardería __ __ __
22. Total de parejas criando 2 polluelos hasta la edad de guardería __ __ __
23. Promedio de polluelos por nido criados hasta la edad de guardería __ __ __
24. Desviación cuadrática media (de #22) [S_{n-1}] __ • __ __

25. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA | **Form. E/A6/C V4**

METODO A6 DEL CEMP: Exito de la reproducción del pingüino – Procedimiento C

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A6 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Procedimiento C solamente (polluelos criados por colonia)

	Fecha de los recuentos (A/M/D)	Promedio de los recuentos	Desv. cuadrática media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)
11. Cuando el 95% de nidos tiene huevos – total de nidos con huevos	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__
12. Al final de la incubación – total de nidos con polluelos	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__
13. Cuando todos los polluelos están en guardería – total en guardería	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__

14. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA | **Form E/A7 V5**

METODO A7 DEL CEMP: Peso del polluelo de pingüino al emplumaje

CATEGORIA A - TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A7 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia o playa __ __ __ __
10.* Especie __ __ __
11. Procedimiento A (muestreo durante el período completo) ☐ Procedimiento B (muestreo durante la época de mayor emplumaje) ☐

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

12. ¿Se ha calculado el % emplumado de la hoja de cronología E/A9? Sí ☐ No ☐

	Primer día del período de 5 días (A/M/D) (o fecha si es Proced. B)	Peso promedio (g)	Desv. cuadrática media (S_{n-1})	Peso mínimo (g)	Peso máximo (g)	Tamaño de la muestra (n)	% que emplumó en este período
13.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
14.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
15.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
16.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
17.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
18.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
19.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
20.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
21.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __
22.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __

23. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA

Form. E/A8/A V5

METODO A8 DEL CEMP: **Dieta del polluelo del pingüino – Composición general**

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A8 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia o playa __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

	Fecha de muestreo (A/M/D)	Hora de muestreo[1] (h/m)	Peso total antes de la clasificación[2] (g)	Calamares (g)	Peces (g)	Total crustáceos (g)	*Superba*[3] (g)	*Crystal's*[4] (g)	Otros eufáusidos (g)	Otros crustáceos (g)	Otros componentes (g)
11.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
12.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
13.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
14.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
15.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
16.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
17.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
18.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
19.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __

1 Hora media de Greenwich
2 Incluye los estómagos vacíos
3 *Euphausia superba*
4 *Euphausia crystallorophias*

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia _ _ _ _ Especie _ _ _)

Form. E/A8/A V5

	Fecha de muestreo (A/M/D)	Hora de muestreo[1] (h/m)	Peso total antes de la clasificación[2] (g)	Calamares (g)	Peces (g)	Total de crustáceos (g)	*Superba*[3] (g)	*Crystal's*[4] (g)	Otros eufáusidos (g)	Otros crustáceos (g)	Otros componentes (g)
20.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
21.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
22.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
23.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
24.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
25.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
26.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
27.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
28.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
29.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
30.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
31.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
32.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
33.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
34.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
35.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
36.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
37.	_ _ / _ _ / _ _	_ _ / _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _

38. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

[1] Hora media de Greenwich
[2] Incluye los estómagos vacíos
[3] *Euphausia superba*
[4] *Euphausia crystallorophias*

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO A9 DEL CEMP: Cronología de reproducción del pingüino

Form. E/A9 V5

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión A9 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – PROGRESO DE LOS ACONTECIMIENTOS (COMPLETE DONDE CORRESPONDA)

	Primer día de un período de 5 días (A/M/D)	Número de adultos que llegan a la colonia durante este período	<------ Muestra de 100 nidos ------>			N° de polluelos que dejan la colonia en este período
			N° de nidos con huevos puestos en este período	N° de nidos donde el primer polluelo sale del huevo en este período	N° de nidos que terminan la incubación en este período	
11.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
12.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
13.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
14.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
15.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
16.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
17.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
18.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
19.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
20.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
21.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
22.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __
23.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ __	__ __	__ __	__ __	__ __ __ __

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia ____ Especie ___)

Form. E/A9 V5

	Primer día de un período de 5 días (A/M/D)	Número de adultos que llegan a la colonia durante este período	<------ Muestra de 100 nidos ------> N.° de nidos con huevos puestos en este período	N.° de nidos donde el primer polluelo sale del huevo en este período	N.° de nidos que terminan la incubación en este período	N.° de polluelos que dejan la colonia en este período
24.	__/__/__	____	__	__	__	____
25.	__/__/__	____	__	__	__	____
26.	__/__/__	____	__	__	__	____
27.	__/__/__	____	__	__	__	____
28.	__/__/__	____	__	__	__	____
29.	__/__/__	____	__	__	__	____
30.	__/__/__	____	__	__	__	____
31.	__/__/__	____	__	__	__	____
32.	__/__/__	____	__	__	__	____
33.	__/__/__	____	__	__	__	____
34.	__/__/__	____	__	__	__	____
35.	__/__/__	____	__	__	__	____
36.	Total observados		___	___	___	
37.	Total de fracasos		__	__	__	

CATEGORIA C – RESUMEN DE FECHAS (A/M/D) (COMPLETE DONDE CORRESPONDA)

		Llegada	Puesta	Eclosión	Guardería	Emplumaje
38.	Medianas de las fechas[1]	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__
39.	Modas de las fechas	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__
40.	Fecha de inicio	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__
41.	Fecha de término	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__	__/__/__

42. Fecha cuando el 95% de los nidos tienen huevos __/__/__
43. Fecha cuando un tercio de los huevos han eclosionado __/__/__
44. Fecha cuando dos tercios de los polluelos están en guardería __/__/__

45. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

[1] Calcule las medianas sólo para los nidos que tuvieron éxito en un período.

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/B1 V4

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO B1 DEL CEMP: Tamaño y éxito de la población reproductora del albatros de ceja negra

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión B1/2 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10. Procedimiento A (varias visitas y anillado) ☐ Procedimiento B (visitas únicas) ☐

CATEGORIA B - COMPLETE A O B DONDE CORRESPONDA

Procedimiento A solamente

11. Total de parejas reproductoras __ __ __ __
12. Número de eclosiones __ __ __ __
13. Total anillado __ __ __ __
14. Total que muere después del anillado __ __ __
15. Número que logra emplumar __ __ __ __
16. Exito reproductor en % (#14 ÷ #10) __ __ • __ __
17. Eclosiones exitosas en % (#11 ÷ # 10) __ __ • __ __
18. Exito del emplumaje en % (#14 ÷ # 11) __ __ • __ __

Procedimiento B solamente

	Fecha del recuento (A/M/D)	Promedio	Desviación cuad. media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)
19. Total de parejas reproductoras	__ __/__ __/__ __	__ __ __ • __	__ __ __ • __	__
20. Total de nidos con polluelos	__ __/__ __/__ __	__ __ __ • __	__ __ __ • __	__
21. Total que sobrevive hasta antes del emplumaje	__ __/__ __/__ __	__ __ __ • __	__ __ __ • __	__

22. Exito reproductor en % (#20 ÷ #18) __ __ • __ __
23. Eclosiones exitosas en % (#19 ÷ #18) __ __ • __ __
24. Exito de crianza en % (#20 ÷ #19) __ __ • __ __

25. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo, la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/B4/A V2

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO B4 DEL CEMP: Dieta del polluelo de petrel – Composición general

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión B4 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia o playa __ __ __ __
10.* Especie __ __ __

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA: Procedimiento A ☐ B ☐

	Fecha de muestreo (A/M/D)	Hora de muestreo[1] (h/m)	Peso total antes de la clasificación (g)	Calamares+ (g)	Peces+ (g)	Total crustáceos (g)	*Euphausia Superba*+ (g)	Otros eufáusidos (g)	Otros crustáceos (g)	Otros componentes (g)
11.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
12.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
13.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
14.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
15.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
16.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
17.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
18.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __
19	__ __ / __ __ / __ __	__ __ / __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __	__ __ __	__ __ __	__ __ __ __

+ Los pesos totales han sido estimados mediante ecuaciones estándar para el Procedimiento B solamente.
1 Hora media de Greenwich

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia _ _ _ _ Especie _ _ _)

Form. E/B4/A V2

	Fecha de muestreo (A/M/D)	Hora de muestreo[1] (h/m)	Peso total antes de la clasificación (g)	Calamares[+] (g)	Peces[+] (g)	Total crustáceos (g)	*Euphausia Superba*[+] (g)	Otros eufáusidos (g)	Otros crustáceos (g)	Otros componentes (g)
20.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
21.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
22.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
23.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
24.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
25.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
26.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
27.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
28.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
29.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
30.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
31.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
32.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
33.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
34.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
35.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
36.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _
37.	_ _/_ _/_ _	_ _/_ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _	_ _ _	_ _ _	_ _ _ _

38. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

[+] Los pesos totales han sido estimados mediante ecuaciones estándar para el Procedimiento B solamente.

[1] Hora media de Greenwich

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/B5 V2

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO B5 DEL CEMP: Tamaño y éxito de la población reproductora del petrel antártico

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión B5 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10. Procedimiento A (varias visitas y anillado) ☐ Procedimiento B (visitas esporádicas) ☐ Procedimiento C (visitas únicas) ☐

CATEGORIA B – COMPLETE A O B COMO CORRESPONDA

Procedimiento A solamente

11. Total parejas reproductoras __ __ __ __
12. Total de eclosiones __ __ __ __
13. Total anillado __ __ __ __
14. Total muertos tras anillado __ __ __
15. Número que logra emplumar __ __ __ __
16. Exito reproductor en % (#14 ÷ #10) __ __ • __ __
17. Eclosiones exitosas en % (#11 ÷ # 10) __ __ • __ __
18. Exito de emplumaje en % (#14 ÷ # 11) __ __ • __ __

Procedimiento B solamente	Fecha del conteo (A/M/D)	Promedio	Desv. cuad. media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)
19. Total parejas reproductoras	__ __/__ __/__ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__
20. Total de nidos con polluelos	__ __/__ __/__ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__
21. Total que sobrevive hasta antes del emplumaje	__ __/__ __/__ __	__ __ __ __ • __	__ __ __ • __	__

22. Exito reproductor en % (#20 ÷ #18) __ __ • __ __
23. Eclosiones exitosas en % (#19 ÷ #18) __ __ • __ __
24. Exito de emplumaje en % (#20 ÷ #19) __ __ • __ __

Procedimiento C solamente	Después de la puesta	Después de la eclosión	Antes del emplumaje
25. Fecha del recuento (A/M/D)	__ __/__ __/__ __	__ __/__ __/__ __	__ __/__ __/__ __
26. Total de parejas reproductoras	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ __
27. Número de nidos incubando	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ __
28. Total que sobrevive hasta antes del emplumaje	__ __ __ __	__ __ __ __	__ __ __ __

29. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo, la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/C1 V5

Notificación de Datos a la CCRVMA

METODO C1 DEL CEMP: Viajes de alimentación de la hembra de lobo fino antártico

CATEGORIA A - TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión C1 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __

CATEGORIA B – INFORME SOBRE LOS PRIMEROS SEIS VIAJES PERINATALES DE LAS HEMBRAS

10. Fecha partida del 1er. viaje (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __ hora (h/m) __ __ / __ __
11. Fecha llegada del último viaje (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __ hora (h/m) __ __ / __ __

Todas las hembras

Viaje Nº	Duración media (horas)	Desv. cuad. media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)	Mínimo (horas)	Máximo (horas)
1.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
2.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
3.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
4.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
5.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
6.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __

Todos los viajes

Hembra Nº					
1.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
2.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
3.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
4.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
5.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
6.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
7.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
8.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
9.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __
10.	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __	__ __ __ • __ __	__ __ __ • __ __

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

CONTINUA EN LA PAGINA SIGUIENTE

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

(Colonia _ _ _ _ Especie _ _ _)

Form. E/C1 V5

Hembra N°	Duración media (horas)	Desv. cuad. media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)	Mínimo (horas)	Máximo (horas)
11.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
12.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
13.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
14.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
15.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
16.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
17.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
18.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
19.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
20.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
21.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
22.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
23.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
24.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
25.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
26.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
27.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
28.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
29.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
30.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
31.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
32.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
33.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
34.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
35.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
36.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
37.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
38.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
39.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _
40.	_ _ _ • _ _	_ _ • _ _	_ _	_ _ _ • _ _	_ _ _ • _ _

41. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo, la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Notificación de Datos a la CCRVMA | **Form. E/C2/A V4**

METODO C2 DEL CEMP: Crecimiento del cachorro de lobo fino antártico – Procedimiento A

CATEGORIA A – TODOS LOS PUNTOS DEBEN SER COMPLETADOS

1. Método Estándar Versión C2 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10. Sexo: Macho ☐ Hembra ☐

CATEGORIA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

Procedimiento A solamente – informe para cada cachorro

	Fecha de nacimiento (A/M/D)	Coeficiente de regresión $b_{y.x}$ (kg/día)	Error típico S_b	Intersección a (kg)	Error típico S_a	Razón F para la regresión	Tamaño de la muestra (n)	Patrón de crecimiento aberrante
11.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
12.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
13.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
14.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
15.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
16.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
17.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
18.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
19.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐
20.	__ __ / __ __ / __ __	0 • __ __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ • __ __ __	__ __ • __ __	__ __	☐

21. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/C2/B V5

Notificación de Datos a la CCRVMA

MÉTODO C2 DEL CEMP: Crecimiento del cachorro de lobo fino – Procedimiento B

CATEGORÍA A – COMPLETE TODOS LOS PUNTOS

1. Método Estándar Versión C2 • __
2. Fecha de preparación (A/M/D) __ __ __ __ / __ __ / __ __
3.* Miembro __ __ __
4. Investigador responsable __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __ __
5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐
6.* Area/subárea/división __ __ __ __
7. Año emergente __ __ __ __
8. Indicador de la localidad __ __ __
9. Indicador de la colonia __ __ __ __
10. Sexo: Macho ☐ Hembra ☐ Desconocido/No determinado ☐

CATEGORÍA B – COMPLETE DONDE CORRESPONDA

PROCEDIMIENTO B SOLAMENTE

11. Fecha de la primera observación (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
12. Fecha de la última observación (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
13. Fecha del primer nacimiento (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
14. Fecha del último nacimiento (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __

RESUMEN ESTADÍSTICO

15. Mediana de la fecha de nacimiento (A/M/D) __ __ / __ __ / __ __
16. Coeficiente de regresión (kg/día) 0 • __ __ __
    Error típico __ • __ __ __
17. Intersección (kg) __ __ • __ __
    Error típico __ • __ __ __
18. Razón F para la regresión __ __ • __ __
19. Número de mediciones __ __

	Fecha (A/M/D)	Peso promedio (kg)	Desv. cuadrática media (S_{n-1})	Tamaño de la muestra (n)
20.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
21.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
22.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
23.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
24.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
25.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
26.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __
27.	__ __ / __ __ / __ __	__ __ __ • __ __	__ __ • __ __	__ __ __

28. Observaciones (en particular si las condiciones ambientales, por ejemplo, la cubierta de nieve/hielo, viento y temperatura, son anómalas o extremas):

_____

_____

_____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP*.

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

Form. E/G1 V3

Notificación de Datos a la CCRVMA
Lista de las colonias del CEMP

1.* Miembro ___

2. Fecha de preparación (A/M/D) ____ / __ / __

3. Investigador responsable _____

4.* Area/subárea/división ____

5. Datos recopilados de acuerdo al protocolo del método estándar Sí ☐ No ☐

6. Nombre de la localidad _____ (30)

7 Nombre de la colonia _____ (30)

8.* Especies en la colonia 1 ___
2 ___
3 ___

9. Ubicación del grueso de la colonia latitud en grados __

10. latitud en minutos __

11. latitud en segundos __

12. longitud en grados ___

13. longitud en minutos __

14. longitud en segundos __

15. Hemisferio E ☐ W ☐

16. Extensión de la colonia N/S (m) ____

17. E/W (m) ____

Este formulario debe ser acompañado por un mapa

Proporcionado por la Secretaría:

18. Indicador de la localidad ___

19. Indicador de la colonia ____

* Los códigos pertinentes figuran en la 3ª parte, sección 2 de los *Métodos Estándar del CEMP.*

Use letras mayúsculas y lápiz oscuro o tinta negra

E/G1 V3

página ____ de _____

SECCION 2

INSTRUCCIONES PARA LA PRESENTACION DE DATOS AL CEMP

INSTRUCCIONES PARA LA PRESENTACION DE DATOS AL CEMP

FORMATOS PARA LA PRESENTACION DE DATOS AL CEMP

1. Los datos deberán presentarse a la Secretaría utilizando los formularios de notificación de datos de la CCRVMA. Se deberá adjuntar una carta de introducción que incluya el nombre y dirección de la persona responsable de los datos, a quien se puede contactar.

2. No se alienta la notificación de los datos en medios electrónicos (cintas magnéticas o discos) en esta etapa del programa del CEMP. La presentación de datos de esta manera implicaría la descripción del formato de registro necesario para cada método individual. Aunque es una tarea relativamente simple, se recomienda que mientras los métodos del CEMP estén en fase de desarrollo, todos los datos sean presentados en los formularios descritos a continuación.

3. El título del formulario se refiere al método estándar del CEMP al cual se hace referencia. Estos formularios poseen un código que indica el número del método, el tipo de procedimiento dentro del método y la versión de cada formulario. Por ejemplo:

   'E/C2/B V1', significa:

   'Programa de seguimiento del Ecosistema/(número del método)/(tipo de procedimiento) V(número de versión del formulario)', en el ejemplo, método C2 (crecimiento del cachorro de lobo fino), Procedimiento B (muestreo aleatorio), Primera versión del formulario.

   'E' se requiere para distinguir este formulario de los otros formularios de notificación de la CCRVMA. El tipo de procedimiento se utiliza cuando se identifican dos o más procedimientos que requieren análisis por separado, en la sección "Recolección de Datos" de un método estándar. Nótese que el número de la versión en este código no es el número de la versión del método estándar del CEMP sino, el número de versión del formulario. De este modo, los métodos pueden cambiarse sin cambiar el formulario de notificación y viceversa.

4. Se utilizan los siguientes códigos en los formularios:

E/A1	Peso del pingüino adulto a la llegada a la colonia
E/A2	Duración del turno de incubación del pingüino
E/A3	Tamaño de la población reproductora de pingüinos
E/A4	(reservado para la supervivencia y reclutamiento anual de pingüinos por edades)
E/A5	Duración de los viajes alimentarios del pingüino
E/A6/A	Exito de reproducción del pingüino - procedimiento A
E/A6/B	Exito de reproducción del pingüino - procedimiento B
E/A6/C	Exito de reproducción del pingüino - procedimiento C
E/A7	Peso del polluelo de pingüino al emplumaje
E/A8/A	Dieta de los polluelos de pingüino - composición general
E/A8/B	(reservado para la dieta de los polluelos de pingüino - composición detallada)
E/A9	Cronología de reproducción del pingüino
E/B1	Tamaño y éxito de la población reproductora de albatros de ceja negra
E/B3	(reservado para la supervivencia del albatros de ceja negra)
E/B4/A	Dieta de los polluelos de petreles - composición general
E/B5	Tamaño y éxito de la población reproductora del petrel antártico

E/C1	Viajes de alimentación de las hembras de lobo fino
E/C2/A	Crecimiento del cachorro de lobo fino antártico – Procedimiento A
E/C2/B	Crecimiento del cachorro de lobo fino antártico – Procedimiento B
E/D	(reservado para focas cangrejeras)
E/E	(reservado para rorcuales aliblancos)
E/F	(reservado para parámetros ambientales)
E/G1	Lista de colonias

5. Todos los formularios de notificación de datos se componen de varios puntos divididos en dos o más categorías. La categoría A contiene información acerca de la recopilación de los datos y todos los puntos en esta categoría deben ser completados. La categoría B contiene el resumen de los datos y generalmente contiene puntos y campos que son optativos, según los datos recolectados. Los siguientes párrafos explican en detalle cómo completar los formularios de notificación de datos.

6. Todos los datos deben ser registrados en los espacios provistos. Los datos en números enteros deberán estar alineados a la derecha. Si se desconoce una cifra que es requerida en un punto, registre '99' ó '9999'.

Categoría A

Punto 1. Versión del Método Estándar: esta es la versión descrita en la primera parte de los métodos estándar (v.g. A1.2).

Punto 2. Fecha de preparación: la fecha en que la hoja fue preparada, en año/mes/día, (v.g. 1992/06/23).

Punto 3. Miembro: el código de nacionalidad del miembro que presenta los datos, como lo describe el siguiente cuadro:

Miembro	Código	Miembro	Código
Alemania	DEU	India	IND
Argentina	ARG	Italia	ITA
Australia	AUS	Japón	JPN
Bélgica	BEL	Noruega	NOR
Brasil	BRA	Nueva Zelandia	NZL
Comunidad Europea	EEC	Polonia	POL
Chile	CHL	Reino Unido	GBR
España	ESP	República de Corea	KOR
Estados Unidos de América	USA	Sudáfrica	ZAF
Federación Rusa	RUS	Suecia	SWE
Francia	FRA	Ucrania	UKR
		Uruguay	URY

Punto 4. Investigador responsable: registre un identificador de hasta 15 caracteres para la persona que se puede contactar. Puede ser un nombre (v.g. AGNEW) o el código de una institución reconocida por el investigador o por el país miembro (por ej. BAS-CEMPCO = Coordinador del CEMP del British Antarctic Survey).

Punto 5. Area/subárea/división: el código para el área/subárea/división de la CCRVMA en la cual se desarrolla el estudio, de acuerdo al siguiente cuadro (v.g. 4810 para la subárea de la Península).

Nombre	Area/Subárea/División	Código
Area Atlántica Antártica	48	4800
Subárea de la Península	48.1	4810
Subárea Orcadas del Sur	48.2	4820
Subárea Georgia del Sur	48.3	4830
Subárea Sandwich del Sur	48.4	4840
Subárea de Weddell	48.5	4850
Subárea de Bouvet	48.6	4860
Area Antártica del Océano Indico	58	5800
Subárea de Enderby-Wilkes	58.4	5840
Enderby-Wilkes División I	58.4.1	5841
Enderby-Wilkes División II	58.4.2	5842
Enderby-Wilkes División III	58.4.3	5843
Enderby-Wilkes División IV	58.4.4	5844
Subárea de Kerguelén	58.5	5850
División de Kerguelén	58.5.1	5851
División de Heard-McDonald	58.5.2	5852
Subárea de Crozet	58.6	5860
Subárea de Marion-Edward	58.7	5870
Pacífico Antártico	88	8800
Subárea del Mar de Ross Oriental	88.1	8810
Subárea del Mar de Ross Occidental	88.2	8820
Subárea del Mar de Amundsen	88.3	8830
Desconocido		9999

Punto 6. Año emergente: los años emergentes se identifican por el último año del año dividido (v.g. para la temporada 1988/89 registre '1989').

Punto 7. Indicador de la localidad: este ha sido definido por la Secretaría luego de la entrega de la Lista de Colonias del CEMP. Esta lista no está terminada aún: contáctese con la Secretaría para obtener mayor información acerca de las localidades que están clasificadas.

Punto 8. Indicador de la colonia: este es el indicador de colonia que ha sido definido por la Secretaría luego de la entrega de la Lista de Colonias del CEMP. Esta lista no está terminada aún: contáctese con la Secretaría para obtener mayor información acerca de las colonias que están clasificadas antes de clasificar una nueva colonia. En algunos formularios se pide el indicador(es) de la colonia como parte de la categoría B, esto es, cuando se informan en un formulario los datos de varias colonias dentro de una sola localidad.

Para el detalle de estos procedimientos, se remite a los miembros a las instrucciones para clasificar colonias. Nótese que una colonia deberá estar descrita primero en la lista de colonias y tener un indicador de localidad y colonia dado por la Secretaría antes de que se pueda enviar datos de cualquier método estándar para la colonia.

Punto 9. Especies: anote el código que corresponda.

Nombre de la especie	Nombre común	Código
Aves	Aves	BIZ
Diomedeidae	Albatros	ALZ
Diomedea chrysostoma	Albatros de cabeza gris	DIC
Diomedea epomophora	Albatros real	DIP
Diomedea melanophrys	Albatros de ceja negra	DIM
Diomedea exulans	Albatros errante	DIX
Macronectes giganteus	Petrel gigante antártico	MAI
Macronectes halli	Petrel gigante subantártico	MAH
Phoebetria palpebrata	Albatros oscuro de manto claro	PHE
Phoebetria fusca	Albatros sombrío	PHU
Procellariidae	Petreles y fardelas	PTZ
Daption capense	Damero del cabo	DAC
Procellaria aequinoctialis	Petrel de mentón blanco	PRO
Thalassoica antarctica	Petrel antártico	TAA
Oceanitidae		
Oceanities oceanicus	Petrel de Wilson	OCO
Spheniscidae	Pingüinos	PYZ
Eudyptes chrysolophus	Pingüino macaroni	EUC
Pygoscelis adeliae	Pingüino adelia	PYD
Pygoscelis antarctica	Pingüino de barbijo	PYN
Pygoscelis papua	Pingüino papúa	PYP
Lobodon carcinophagus	Foca cangrejera	SET
Arctocephalus gazella	Lobo fino antártico	SEA
Balaenoptera acutorostrata	Rorcual aliblanco	MIW
Pisces	Peces	MZZ
Crustacea	Crustáceos	FCX
Euphausia crystallorophias	Kril glacial	KRC
Euphausia spp.	Eufáusidos	KRX
Euphausia superba	Kril antártico	KRI
Salpidae	Salpas	SPX
Ommastrephidae	Calamares voladores	SQU
Loligo spp.	Potas	SQC

Punto 10. Método: marque el casillero correspondiente para describir el método o procedimiento utilizado para recolectar los datos.

Categoría B

Aquí no se considerará una descripción detallada del registro de datos. Tampoco hay registros codificados en la categoría B. Las siguientes convenciones se emplean en los formularios de datos:

Fechas y horas: todas las fechas y horas deben darse en Hora Media de Greenwich.

Fechas (A/M/D)	= año/mes/día	v.g. 92/02/24 por 24 de febrero de 1992
Hora (h/m)	= hora/minuto	v.g. 14/23 por 2 horas y 23 minutos pm
Duración de un evento (horas)	= horas/fracciones	v.g. 14.6 horas para 0.6 h = 36 minutos

Primer día de un período de cinco días (a/m/d) = la fecha del primer día de un período estándar de cinco días, utilizado para calcular un resumen de los datos. El siguiente cuadro muestra una lista con los períodos estándar de cinco 5 días.

Fechas de inicio de los períodos estándar de 5 días del CEMP:

Año normal		Año bisiesto 1991/92, 1999/2000	
05-Jul	01-Ene	05-Jul	01-Ene
10-Jul	06-Ene	10-Jul	06-Ene
15-Jul	11-Ene	15-Jul	11-Ene
20-Jul	16-Ene	20-Jul	16-Ene
25-Jul	21-Ene	25-Jul	21-Ene
30-Jul	26-Ene	30-Jul	26-Ene
04-Ago	31-Ene	04-Ago	31-Ene
09-Ago	05-Feb	09-Ago	05-Feb
14-Ago	10-Feb	14-Ago	10-Feb
19-Ago	15-Feb	19-Ago	15-Feb
24-Ago	20-Feb	24-Ago	20-Feb
29-Ago	25-Feb	29-Ago	25-Feb
03-Sep	02-Mar	03-Sep	01-Mar
08-Sep	07-Mar	08-Sep	06-Mar
13-Sep	12-Mar	13-Sep	11-Mar
18-Sep	17-Mar	18-Sep	16-Mar
23-Sep	22-Mar	23-Sep	21-Mar
28-Sep	27-Mar	28-Sep	26-Mar
03-Oct	01-Abr	03-Oct	31-Mar
08-Oct	06-Abr	08-Oct	05-Abr
13-Oct	11-Abr	13-Oct	10-Abr
18-Oct	16-Abr	18-Oct	15-Abr
23-Oct	21-Abr	23-Oct	20-Abr
28-Oct	26-Abr	28-Oct	25-Abr
02-Nov	01-May	02-Nov	30-Abr
07-Nov	06-May	07-Nov	05-May
12-Nov	11-May	12-Nov	10-May
17-Nov	16-May	17-Nov	15-May
22-Nov	21-May	22-Nov	20-May
27-Nov	26-May	27-Nov	25-May
02-Dic	31-May	02-Dic	30-May
07-Dic	05-Jun	07-Dic	04-Jun
12-Dic	10-Jun	12-Dic	09-Jun
17-Dic	15-Jun	17-Dic	14-Jun
22-Dic	20-Jun	22-Dic	19-Jun
27-Dic	25-Jun	27-Dic	24-Jun
	30-Jun		29-Jun

Cuando se cita la hora en relación a esto, se entiende que se habla de la hora GMT.

Términos estadísticos: la mayoría de los métodos requieren promedios, desviaciones cuadráticas medias y *n*.

Desviación cuadrática media (S_{n-1}) se da en las mismas unidades del promedio al cual se refiere.

Desviación cuadrática media de Y (S_{n-1}) = $\sqrt{\frac{\left(\sum y^2 - \left(\sum y\right)^2\right)}{n-1}}$

n = número empleado en una muestra para calcular el promedio y la desviación cuadrática media..
b = coeficiente de regresión (pendiente)
s_b = error típico del coeficiente de regresión
a = intersección de la regresión
s_a = error típico de la intersección
$\bar{Y}$ = promedio de Y
$s_{\bar{Y}}$ = error típico de Y

Unidades
No. = 'número'
g = gramos
kg = kilogramos
h = horas

Ubicación:
Indicador de la colonia: vea información bajo la categoría A.

Observaciones:
Se podrá incluir un comentario de hasta 79 caracteres.

LISTA DE COLONIAS DEL CEMP DEL CENTRO DE DATOS DE LA CCRVMA

Función de la lista oficial

1. La Secretaría de la CCRVMA mantiene una Lista Oficial de Colonias del CEMP. Los objetivos de esta lista son los siguientes:

   i) identificar las colonias claramente de manera de evitar confusiones entre los investigadores y facilitar el análisis de los datos obtenidos de una misma colonia por diferentes investigadores; y

   ii) asignar a cada colonia un designador único que se empleará al presentar los datos al centro de datos de la CCRVMA.

2. En esta sección se emplean las siguientes definiciones:

   i) Localidad del CEMP: una zona en la cual se lleva a cabo el estudio de una o más colonias;

ii) Colonia del CEMP: una agrupación discreta de animales en fase de reproducción, estable en el tiempo y espacio, seleccionada por un investigador para realizar estudios de parámetros según los métodos estándar del CEMP.

3. Todas las colonias estudiadas en el marco del CEMP, de acuerdo con los métodos estándar, deben ser incluidas en la lista oficial y se les deberá asignar un indicador de colonia y localidad. Los miembros que deseen clasificar una colonia deberán completar el formulario E/G1 y presentarlo a la Secretaría.

4. Si la colonia ha sido clasificada previamente por un miembro, o se sospecha que ése es el caso dada la información de la localidad, la Secretaría consultará con todos los miembros involucrados para llegar a un acuerdo en la descripción de la colonia.

5. Debido a que se necesita incluir un indicador de colonia en los formularios de notificación, será necesario que aquellos que pretendan notificar datos consulten previamente con la Secretaría a fin de obtener el indicador de la colonia. El detalle de las colonias en la lista será distribuido a las instituciones pertinentes de los países miembros, de manera de facilitar las comparaciones de parámetros entre instituciones y años.

SECCION 3

INDICES DEL CEMP: CALCULOS Y COMPARACIONES REALIZADOS POR LA SECRETARIA

INDICES DEL CEMP: CALCULOS Y COMPARACIONES REALIZADOS POR LA SECRETARIA

INTRODUCCION

En este documento se explican los pormenores de los métodos utilizados para el cálculo de índices de los datos del CEMP presentados al Centro de Datos de la CCRVMA, dándose ejemplos y listas de los programas FORTRAN empleados (anexo A). En la mayoría de los casos, el criterio de selección de un índice es evidente, en otros se precisan más explicaciones, las cuales figuran en el anexo B. Esta sección de los *Métodos Estándar del CEMP* se ha desarrollado a partir de Agnew (1992).

Los siguientes criterios de elección y cálculo de los índices de los parámetros del CEMP fueron definidos por Agnew (1991):

a) un índice debe ser capaz de sintetizar correctamente los datos especificados en los métodos estándar;

b) los cambios registrados en el parámetro estudiado deben reflejarse en la variación del índice en la escala temporal pertinente (en este caso la escala temporal será de uno o más años);

c) el índice debe ser insensible a las variaciones temporales en escalas menores que las citadas en (b); si se sabe de antemano que un parámetro sufre variaciones durante la temporada, los índices escogidos deben reflejarlas o eliminarlas claramente;

d) cuando el método estándar permita calcular la variancia de un parámetro, se debe registrar ésta o una estimación de la variancia del índice;

e) el índice y su variancia deben ser adecuados para el análisis estadístico;

f) se debe poder comparar distintos índices sin tener que recurrir a los datos originales; y

g) el índice debe ser lo más conciso posible para facilitar su interpretación.

Cada año existen normalmente varios registros de diferentes localidades, colonias, especies, y a veces de distintos sexos. En la mayoría de los casos, los datos de distintas colonias (y/o sexos) se combinan en un sólo índice, de manera que todos los datos presentados queden reducidos a un solo valor (punto (a) anterior). Así, la mayoría del trabajo de cálculo tiene que ver con el método de agrupación de los datos en un solo índice. Los datos presentados a la Secretaría constan, por lo general, del promedio, la desviación cuadrática media y el tamaño de la muestra.

Se explica con mayor detalle la forma de presentar los índices y sus estadísticas correspondientes a fin de que se puedan comparar estadísticamente entre ellos a partir de los datos presentados (punto (e) anterior). El cálculo de índices varía según el método, y por lo tanto se citarán por método (es decir, $I_{(A3)}$ es el índice obtenido para el método A3).

Hay tres métodos que no han sido representados: A4, B1 y B2. Aún no se ha decidido el formato de A4, y por ahora el Centro de Datos de la CCRVMA dispone de escasos datos para B1 y B2. A medida que se vayan registrando datos de dichos métodos, se desarrollarán los índices correspondientes.

PROGRAMAS

El anexo A contiene la lista de los programas citados en este documento. Muchos de ellos calculan los valores a partir de las distribuciones t- , χ^2- y F- llamando a las subrutinas BETAI y GAMMQ. Estas obtienen valores a partir de funciones Beta y Gamma incompletas, y fueron obtenidas de Press et al. (1989); las listas de estas subrutinas en Press et al. en FORTRAN pueden adquirirse en disco IBM a un precio módico (unos US$27) de Cambridge University Press, 110 Midland Avenue, Port Chester, New York 10573, EEUU.

Los programas listados en el anexo A constituyen la formulación más elemental utilizada en el cálculo de índices y requieren el registro manual de datos. Las copias de las últimas versiones de estos programas pueden obtenerse de la Secretaría.

D.J. Agnew
Administrador de datos
1º de noviembre 1992

METODO A1

Indices:

$I_{(A1,1)}$: El peso promedio al arribo para varias colonias, ponderado por el porcentaje de llegadas en un período dado. Se da también la desviación cuadrática media (SD) y n.

Programa: COMBSAMP.

Cálculo: El informe de cada colonia consta del peso promedio, SD, n y porcentaje de llegadas a cada colonia de varios períodos de cinco días. Para calcular el índice, se combinará el peso promedio de llegada de cada período mediante el porcentaje de llegadas en el período como factor de ponderación. Si se combinan los pesos de llegada de distintas colonias, se utilizará la misma metodología que para una sola colonia, con las mismas unidades y escalas en los factores de ponderación (% llegadas por período). En la explicación que sigue, existen a registros (n_c colonias de n_p períodos) que contienen $\bar{x}_i$, s_i^2, n_i y w_i.

En primer lugar determine $\left(\sum^n x\right)_i$ y $\left(\sum^n x^2\right)_i$ de cada i de los registros a,

$$\left(\sum^n x\right)_i = n_i \bar{x}_i,$$

$$\left(\sum^n x^2\right)_i = s_i^2(n_i - 1) + \frac{\left(\sum^n x\right)_i^2}{n_i} \qquad \text{para } i = 1, a$$

Luego, aplicando los factores de ponderación para encontrar $w_i\left(\sum^n x\right)_i$ y $w_i\left(\sum^n x^2\right)_i$ se calcula el promedio y la desviación cuadrática media de las poblaciones combinadas:

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x\right)_i}{\sum_{i=1}^{a} w_i n_i} \tag{1}$$

$$S_X = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x^2\right)_i - \frac{\left(\sum^a w_i\left(\sum^n x\right)\right)^2}{\sum^a w_i n_i}}{\sum^a w_i n_i - 1}} \tag{2}$$

Ejemplo: Localidad SPS, colonia SP1, especie PYD, país ARG, año 1988, sexo desconocido.

Fecha	Peso promedio	SD	n	w_i *	$\left(\sum^n x\right)_i$	$\left(\sum^n x^2\right)_i$
1987/10/28	4314.10	605.10	32	1	1.38E5	6.07E8
1987/09/23	4650.40	746.70	5	1	2.33E4	1.10E8
1987/10/03	5807.80	550.80	51	1	2.96E5	1.73E9
1987/10/08	5327.60	505.80	29	1	1.55E5	8.30E8
1987/10/13	5233.30	506.70	33	1	1.73E5	9.12E8
1987/10/18	5300.00	100.00	2	1	1.06E4	5.62E7
1987/10/23	4764.70	602.10	17	1	8.10E4	3.92E8
Totales			169		8.76E5	4.64E9

$I_{(A1)} = \overline{X} = 8.76E5/169 = 5185.2$

y porque todo $w_i = 1$, $\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x\right)_i = 8.76E5$ y $\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x^2\right)_i = 4.64E9$

y $\sum_{i=1}^{a} w_i n_i = 169$. Entonces,

$$S_x = \sqrt{\left(4.64E9 - (8.76E5)^2/169\right)/(169-1)} = 768.101$$

Observaciones: Cuando se trabaje con más de una colonia, todos los factores de ponderación deben estar en las mismas unidades (porcentajes, proporciones o arbitrarios). En el ejemplo anterior, si se añadieran datos de otra colonia con factores de ponderación porcentuales, los factores de este ejemplo deberán ajustarse a 100/7 cada uno. Se da un ejemplo de la utilización de los factores de ponderación de porcentaje en el método A7.

Nota: Las futuras referencias al programa COMBSAMP, se harán como 'ponderado por ..' o 'no ponderado'. En el último caso, el cálculo se realizará ajustando todos los factores de ponderación a 1, igual que en el ejemplo anterior.

METODO A2

Indice:

$I_{(A2,1)}$: Duración del primer turno de incubación para varias colonias (promedio, SD y n).
$I_{(A2,2)}$: Duración del segundo turno de incubación de varias colonias (promedio, SD y n).

Programa: COMBSAMP.

Cálculos: Son parecidos a los de A1, sin ponderar.

---

* No se han notificado todavía, de manera satisfactoria, los porcentajes de llegadas en cada período de cinco días, que sirven para formar el factor de ponderación de este método. Las ecuaciones muestran la forma de incorporarlas, ya sea en proporción o en porcentaje. En este ejemplo, el factor de ponderación se ha fijado en 1 (sin ponderar).

METODO A3

Indice:

$I_{(A3,1)}$: Tamaño total de la población de varias colonias.

Programa: No es necesario.

Cálculo: Suma de todas las colonias contadas. Aunque en la actualidad los errores de cálculo pueden ser notificados o no, éstos no se tienen en cuenta al calcular el índice.

Colonia	Número de nidos ocupados	Fecha
JN01	1600	1989/11/05
MC99	2849	1989/11/05
SQ01	0527	1989/10/22

Entonces $I_{(A3)} = \sum^{a} x_i = 4976$.

METODO A5

Indices:

$I_{(A5,1)}$: Duración promedio de los viajes alimentarios al inicio de la crianza (además SD y n).
$I_{(A5,2)}$: Duración promedio de los viajes alimentarios al inicio de la guardería (además SD y n).

Programa: COMBSAMP.

Cálculo: Para calcular este índice hace falta conocer los puntos máximos de las épocas de nacimiento y guardería debido a las variaciones de la duración de los viajes alimentarios durante la temporada (Agnew, 1991). Se calculan dos índices:

$I_{(A5,1)}$: 'Duración de los viajes alimentarios al iniciarse la época de cría': Períodos 3, 4, 5 donde el período 1 = período máximo de nacimientos; y

$I_{(A5,2)}$: 'Duración de los viajes alimentarios al iniciarse la época de guardería': Períodos 3, 4, 5 donde el período 1 = punto álgido de la época de guardería.

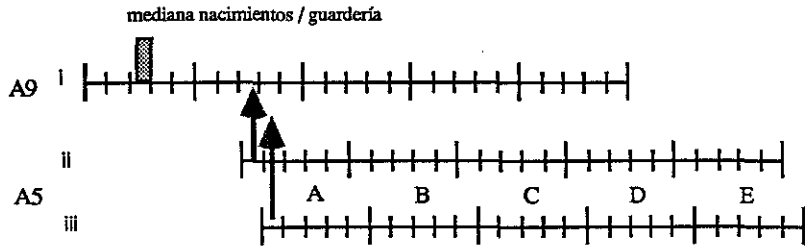


Figura A5: El cálculo de índices $I_{(A5,1)}$ y $I_{(A5,2)}$. La parte (i) muestra cinco períodos de cinco días del método A9, con la mediana de nacimientos y guardería en el tercer día del primer período de A9. En la parte (ii) el inicio del período A de A5 cae luego después de la mediana y por lo tanto, el índice se calcula a partir de los períodos B, C y D de A5 (el período D se inicia el día 20). En la parte (iii) el inicio del período A de A5 cae seis días después de la fecha mediana y así, el índice se calcula a partir de los períodos A, B y C de A5.

El criterio de selección de ambos índices se explica en Agnew (1991) y se presenta en el anexo B. Los períodos de cinco días se escogen de los datos de A5 si caen en los períodos 3, 4 y 5, en donde el período 1 es el punto máximo de nacimientos o guardería. En la práctica, la asignación de los períodos A5 se hace con referencia a la mediana calculada de las fechas de nacimiento y guardería. En primer lugar, las fechas medianas de la época de nacimientos y de guardería se identifican a partir de los datos registrados en el método A9: cronología reproductora del pingüino (figura A5) mediante interpolación lineal. Contando esta fecha como día 1 de A9, los datos del método A5 se utilizan si el primer día del período de cinco días cae entre seis y 20 días después de la mediana de la época de nacimientos y de guardería (figura A5).

Después de asignar los períodos A5, los índices se calculan de la forma habitual, combinando los datos de los períodos y colonias en cuestión (ecuaciones 1 y 2).

Ejemplo: Localidad SES, colonia 71, especie EUC, país EEUU, año 1990, sexo hembra.

Datos A9

Fecha – Primer día del período	Número de nidos con el 1er polluelo en este período	Número de nidos que terminan la cría en este período
22/12/89	18	0
27/12/89	12	0
1/1/90	1	0
6/1/90	1	0
11/1/90	0	3
16/1/90	0	19
21/1/90	0	5
26/1/90	0	5
31/1/90	0	0

Datos A5

Fecha – Primer día del período	Duración media de los viajes de alimentación	SD	n	w_i	$\left(\sum^n x\right)_i$	$\left(\sum^n x^2\right)_i$
8/1/90	26.4	13.8	5	1	132	4246.6
13/1/90	38.2	10.9	5	1	191	7771.4
18/1/90	50.5	18.5	5			
23/1/90	26.8	15.6	4			
28/1/90	37.1	0	1	1	37.1	1376.4
2/2/90	57.5	0	1	1	57.5	4682.7

Los períodos de nacimientos de A9 son: período (1) 22 al 26 de diciembre, (2) 27 al 31 de diciembre, (3) 1 al 5 de enero, (4) 6 al 10 enero, (5) 11 al 15 enero. El período del 8 al 12 enero de A5 tiene su punto medio el 10 de enero, dentro del período (4) de A9 y así el índice $I_{(A5,1)}$ está compuesto por los períodos que empiezan el 8 y el 13 de enero.

$I_{(A5,1)} = \overline{X} = 32.3$, $S_X = 13.27$, $n = 10$.

De igual forma, el punto máximo de la fase de guardería del período A9 cae entre el 16 al 20 de enero, y el período 3 de A9 empieza el 26 de enero. El punto medio del período A5 que empieza el 23 de enero, es el 25 enero, que no cae dentro del período 3 de A9. Por lo tanto, para el cálculo del índice $I_{(A5,2)}$, solamente los dos últimos períodos de A5 pueden utilizarse, obteniéndose

$I_{(A5,2)} = \overline{X} = 47.3$, $S_X = 14.43$, $n = 2$.

METODO A6

Existen tres procedimientos para este método.

A: Un día al año, contar el número de polluelos y el número de aves adultas presentes.

B: Observar una muestra de nidos y calcular el promedio de polluelos por nido que pasan a la fase de guardería.

C: Contar el número de nidos ocupados y el número de polluelos en la fase de guardería.

Indices:

$I_{(A6,1)}$: Número de nidos ocupados;

$I_{(A6,2)}$: Número de polluelos (procedimiento A) o el número de polluelos en la fase de guardería (procedimiento C);

$I_{(A6,3)}$: Número de polluelos criados por nido, normalizado. Este es el índice definitivo de la tasa de éxito, siendo necesario normalizar por el posible número de polluelos por las razones expuestas en el anexo B;

$I_{(A6,4)}$: número de adultos contados (procedimiento A);

$I_{(A6,5)}$: número de polluelos criados por adulto presente (procedimiento A).

Programa: Ninguno, por ahora.

Cálculo:

Procedimiento A: Para obtener $I_{(A6,1)}$, para todas las colonias agrupadas, sumar todos los recuentos de los nidos con polluelos del método A3, si se han notificado. Para obtener $I_{(A6,2)}$, sumar todos los recuentos del número de polluelos, obtenidos en el método A6. Por las razones explicadas en el anexo B, se calculará un índice final de la tasa de éxito normalizado por el número posible de polluelos.

Calcular

$$I_{(A6,1)} = \sum^{a} n_i \quad \text{y} \quad I_{(A6,2)} = \sum^{a} c_i$$

donde n y c son el número de nidos con polluelos y el número de polluelos respectivamente, de a colonias, y luego calcúlese el índice final

$$I_{(A6,3)} = \frac{\sum^{a} c_i}{k\sum^{a} n_i} = \frac{I_{(A6,2)}}{kI_{(A6,1)}}$$

donde k es el número posible de polluelos por nido (v.g. para los pingüinos de barbijo $k = 2$, y para los macaroni $k = 1$).

Por otro lado, si n no ha sido notificado en el método A3, se podrá utilizar la cifra de adultos en la colonia registrada según el procedimiento A, para calcular un índice sustitutivo de $I_{(A6,1)}$,

$$I_{(A6,4)} = \sum^{a} d_i$$

donde d es el número de adultos presentes, y un índice adicional $I_{(A6,5)}$ se calcula de

$$I_{(A6,5)} = \frac{\sum^{a} c_i}{k\sum^{a} d_i} = \frac{I_{(A6,2)}}{kI_{(A6,4)}}$$

Procedimiento B: $I_{(A6,1)}$ y $I_{(A6,2)}$ se calculan como se indica arriba: n_i se notifica con el procedimiento B, pero c_i se notifica únicamente como el número de parejas que crían 1 y 2 polluelos hasta la fase de guardería ($p1$ y $p2$), y por lo tanto $c_i = p2_i + p1_i$. $I_{(A6,3)}$ puede obtenerse directamente a partir de los datos, pero debe ser normalizado según el enunciado anterior.

Procedimiento C: Se notifican c y n y por lo tanto, el método de cálculo es igual que para el Procedimiento A.

Ejemplo: Localidad SES, colonias notificadas, especie PYD, país EEUU, año 1990.

Procedimiento C notificado

Colonia	Número de nidos con polluelos al final de la época de nacimiento	Número de polluelos en guardería cuando todos están en esta etapa
54	223	147
24	13	1
51	39	7
42	187	241
31	233	354
66	192	313
9	250	351
32	80	109
33	119	182
21	60	87
Totales	1 396	1 792

$I_{(A6,1)} = 1\ 396$
$I_{(A6,2)} = 1\ 792$
$I_{(A6,3)} = 1\ 792/(1\ 396 \times 2) = 0.642$

Observaciones: No se da un cálculo del error para estos índices, aunque suelen hacerse tres recuentos de colonias con los procedimientos A y C, registrándose las variancias de los recuentos (errores de medición). Debido a que los recuentos se suman simplemente, es difícil incluir su variancia; se podría subsanar incluyendo el coeficiente medio de variación (CV) de $I_{(A6,1)}$ y de $I_{(A6,2)}$.

Con el procedimiento B se dispone de una variancia más válida, relacionada con el número medio de polluelos criados por nido, en lugar del error de medición.

METODO A7

Indices:

$I_{(A7,1)}$: Peso promedio al emplumaje (también SD, *n*).

Programa: COMBSAMP.

Cálculos: Igual que para el método A1.

Ejemplo: Localidad SES, colonia 102, especie PYN, país EEUU, año 1991.

Fecha – Primer día del período	Peso promedio	SD	n	w_i	$\left(\sum^n x\right)_i$	$\left(\sum^n x^2\right)_i$
1991/03/02	2926.00	348.84	25	6	7.32E4	2.17E8
1991/02/15	2827.00	302.40	44	30	1.24E5	3.56E8
1991/02/20	2894.00	272.58	95	41	2.75E5	8.03E8
1991/02/25	2880.00	325.58	90	15	2.59E5	7.56E8
Totales			254		7.312E5	2.13E9

y $\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x\right)_i = 1.93E7$ y $\sum_{i=1}^{a} w_i\left(\sum^n x^2\right)_i = 5.62E10$

y $\sum_{i=1}^{a} w_i n_i = 6715$. Por lo tanto

$I_{(A7)} = \overline{X} = 1.93E7/6715 = 2878.73$

$$S_X = \sqrt{\left(5.62E10 - (1.93E7)^2/6715\right)/(6715-1)} = 290.89$$

METODO A8

Indices:

$I_{(A8,1)}$: Peso promedio del contenido estomacal (también SD, *n*).

$I_{(A8,2)}$: Proporción media de crustáceos (convertida en arcoseno) (también SD, proporción equivalente - conversión al inverso del arcoseno).

Programa: ARCSIN.

Cálculo: Se calcula el peso promedio y la desviación cuadrática media de la masa estomacal para $I_{(A8,1)}$. El peso del crustáceo (*Wc*) se expresa como una proporción del peso del contenido estomacal (*Ws*), esta proporción se convierte luego mediante la función

$$T = \arcsin\sqrt{\frac{Wc}{Ws}}$$

Y luego

$I_{(A8,2)} = \overline{T}$, SD.

También se presenta la conversión al inverso del arcoseno de la media, $\left(\sin\overline{T}\right)^2$, para permitir la comparación visual, aunque el índice en sí se utiliza para la comparación estadística entre las muestras.

Peso del contenido estomacal *Ws* (g)	Peso de crustáceos *Wc* (g)	Proporción	Conversión del arcoseno *T* (grados)
1 098	1098.000	1.000	90.000
.	.	.	.
.	.	.	.
545	544.0	0.998	87.545
716	682.6	0.953	77.527
640	640.0	1.000	90.000
700	700.0	1.000	90.000
411	405.3	0.986	83.237
519	440.6	0.849	67.129
724	724.0	1.000	90.000
798	798.0	1.000	90.000
788	788.0	1.000	90.000
497	439.5	0.884	70.115
538	504.5	0.938	75.550
752	752.0	1.000	90.000
703	703.0	1.000	90.000
20 637			2 786.7

$I_{(A8,1)}$ = 644.906 g, SD = 178.759.
$I_{(A8,2)}$ = 87.083 grados, SD = 6.017 grados (conversión al inverso del arcoseno: proporción relativa = 0.997).

METODO A9

Indices:

$I_{(A9,1)}$: Mediana de la fecha de nacimientos.
$I_{(A9,2)}$: Mediana de la fecha de guardería.
$I_{(A9,3)}$: Mediana de la fecha de emplumaje.

Programa: MEDIAN.

Cálculos: Los datos se notifican como recuentos de nidos/aves cada cinco días. Para permitir el cálculo de medianas para las colonias agrupadas, se asigna cada recuento equitativamente entre los días del período de cinco días del cual se informa. Los valores estimados diariamente de los recuentos se combinan luego para cada colonia y se calcula una mediana combinada. Este método permite calcular (estimar) las medianas cuando los períodos de cinco días no son idénticos.

Ejemplo: Localidad SES, colonias 4 y 25, especie PYD, país EEUU, año 1990; se informa el número de nacimientos. En este caso los datos de ambas colonias fueron informados para los mismos períodos de cinco días.

Fecha – Primer día del período	Colonia 4 – Número de nidos donde el primer polluelo ha nacido	Colonia 25 – Número de nidos donde el primer polluelo ha nacido	Fecha – días	Número estimado de nidos donde el primer polluelo ha nacido	Acumulativo	
22/12/89	51	50	22	20.2	20.2	
			23	20.2	40.4	
			24	20.2	60.6	
			25	20.2	80.8	<--- 79
			26	20.2	101.0	
27/12/89	27	24	27	10.2	111.2	
			28	10.2	121.4	
			29	10.2	131.6	
			30	10.2	141.8	
			31	10.2	152.0	
1/1/90	3	1	1	0.8	152.8	
			2	0.8	153.6	
			3	0.8	154.4	
			4	0.8	155.2	
			5	0.8	156.0	
6/1/90	2	0	6	0.4	156.4	
			7	0.4	156.8	
			8	0.4	157.2	
			9	0.4	157.6	
			10	0.4	158.0	

$I_{(A9,1)}$ = 25 de diciembre de 1989

METODO C1

Indices:

$I_{(C1,1)}$: Duración promedio de los viajes alimentarios iniciales de las hembras (y SD, n)

Programa: COMBSAMP.

Cálculo: Se informan las duraciones medias de cada uno de los seis primeros viajes de varias hembras de una colonia. Se calcula el índice mediante la combinación de datos de todos los viajes para varias colonias, siguiendo los procedimientos de A1 (sin ponderar).

METODO C2

Indices:

$I_{(C2,1)}$: Tasa de crecimiento: error típico del índice, coeficiente de correlación, n.

Programa: REG.

Cálculo: La información notificada - fecha de muestreo, peso promedio de las crías y la desviación cuadrática media del peso - se utiliza para obtener las sumas y las sumas de los cuadrados (SS) tal como sigue: dada una cantidad a de muestras, cada una de las cuales con X_i (fecha de muestreo i), $\overline{Y}_i$ (peso medio de las crías de la muestra i) y s_i (SD del peso), calcule:

$$\sum^{n_i} X_i = n_i X_i$$

$$\sum Y_i = n_i \overline{Y}_i$$

$$\sum X^2{}_i = n_i X_i^2$$

$$\sum Y^2{}_i = s_i^2(n_i - 1) + \frac{\left(\sum Y_i\right)^2}{n_i} = s_i^2(n_i - 1) + n_i\left[\overline{Y}_i\right]^2$$

$$\sum XY_i = n_i X_i \overline{Y}_i$$

luego sume estas expresiones para $i = 1$ a a para obtener $\sum^{a}\sum^{n_i} X_i$ etc., y emplee el método de Sokal y Rohlf (cuadro 14.4, pág. 480-482) para calcular los coeficientes de regresión.

Ejemplo: Localidad SES, colonia 501, especie SEA, país EEUU, sexo hembras.

Tiempo (días) X_i	Peso medio (kg) $\bar{Y}_i$	SD s_i	n_i	$\sum^{n_i} X_i$	$\sum^{n_i} Y_i$	$\sum^{n_i} X^2{}_i$	$\sum^{n_i} Y^2{}_i$	$\sum^{n_i} XY_i$	$\frac{\left(\sum^{n_i} Y_i\right)^2}{n_i}$
1	7.23	0.95	24	24	173.5	24.0	1275.3	173.5	1254.5
3	7.24	1.14	24	72	173.8	216.0	1287.9	521.3	1258.0
14	8.79	1.63	14	196	123.1	2744.0	1116.2	1722.8	1081.7
15	9.34	1.01	31	465	289.5	6975.0	2734.9	4343.1	2704.3
29	10.4	1.4	24	696	249.6	20184.0	2640.9	7238.4	2595.8
30	11.06	1.08	22	660	243.3	19800.0	2715.6	7299.6	2691.1
31	10.15	1.88	4	124	40.6	3844.0	422.7	1258.6	412.1
43	11.44	1.82	24	1032	274.6	44376.0	3217.2	11806.1	3141.0
44	11.69	1.43	18	792	210.4	34848.0	2494.6	9258.5	2459.8
56	12.32	1.63	24	1344	295.7	75264.0	3703.9	16558.1	3642.8
Totales			209	5405	2074.1	208275.0	21609.2	60180.0	21241.2

De éstos, se podrá calcular lo siguiente mediante el método de Sokal y Rohlf (cuadro 14.4), cuyos detalles no se especifican aquí:

* Número de grupos $a = 10$
* $\sum^{a} n_i = 209$

SS_{total} 1026.786

SS_{grupos} 658.760

$SS_{dentro\ de\ los\ grupos}$ 368.026

Suma de los cuadrados de X, $\sum x^2$ 68494.98

Suma de los productos, $\sum xy$ 6542.21

Suma de los cuadrados con explicación $\sum \hat{y}^2$ 624.87

Suma de los cuadrados sin explicación $\sum d^2_{Y.X}$ 33.8898

* Desviación cuadrática media $\sum^2_{y.x} = 33.89/_{(10-2)} = 4.2361$

Así, las sumas de los cuadrados y sus grados de libertad (DF) resultan:

	DF	SS
Entre grupos	a-1 = 9	658.760
Regresión lineal	1	624.871
Desviaciones de las regresiones	a-2=8	33.890
Dentro de los grupos	190	368.026
Total	208	1026.786

* Coeficiente de regresión (pendiente), $b_{Y.X} = \frac{\sum xy}{\sum x^2} = 0.0955$

Media al cuadrado $s^2_{Y.X} = \dfrac{\sum d^2_{Y.X}}{a-2} = 4.2362$

* Error típico $s_b = \sqrt{\dfrac{s^2_{Y.X}}{\sum x^2}} = 0.0079$

Coeficiente de correlación R, $= \dfrac{\sum xy}{\sqrt{\sum x^2 \sum y^2}}$, donde $\sum y^2 = \sum Y^2 - \dfrac{(\sum Y)^2}{n}$

Todas las cifras marcadas (*) han sido notificadas,

$I_{(C2,1)}$ = 0.955 kg/día, con un error típico s_b = 0.0079 y suma de los cuadrados de X, $\sum x^2$ = 68494.98, coeficiente de correlación R = 0.780, número de muestras a = 10 y número de animales $\sum^a n_i$ = 209.

Nota: Se informa la cifra $\sum x^2$ para permitir las comparaciones entre los coeficientes de regresión k. Aunque se informan los límites de confianza del 95% de los coeficientes de regresión (= tasa de crecimiento en kg/día), se deben hacer otras comparaciones de pendientes mediante el programa REGCO, el cual se basa en el método de Sokal y Rohlf (Diagrama 14.8).

COMPARACIONES

Para poder determinar las tendencias en los índices en un período de tiempo, o entre localidades y especies, se necesitan establecer comparaciones estadísticas entre ellos. Todos los índices descritos anteriormente se notifican lo suficientemente detallados (variancia, tamaño de la muestra etc.), como para establecer comparaciones estadísticas entre ellos. La siguiente sección detalla las comparaciones estadísticas utilizadas más comúnmente en las tendencias que da cuenta el documento.

PROMEDIOS

Utiliza: A1, A2, A5, A7, A8 (en datos transformados), C1.

Programa: TTEST.

Cálculo: Las pruebas "t" se ejecutan de acuerdo a los procedimientos de Press et al. (1989); primero se ejecuta una prueba "F" para varianzas parecidas, y luego, dependiendo del resultado, el programa utiliza ya sea una prueba "t" para las distribuciones con la misma variancia,

$$t = \frac{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}{\sqrt{\dfrac{s_1^2 + s_2^2}{n_1 + n_2 - 2}\left(\dfrac{1}{n_1} + \dfrac{1}{n_2}\right)}}$$

distribuida como $t_{[n1+n2-2]}$, o una prueba t para distribuciones con variancias distintas

$$t = \frac{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}{\sqrt{\frac{s_1^2}{n_1} + \frac{s_2^2}{n_2}}}$$

distribuida aproximadamente como $t_{\left(\frac{\left[s_1^2/n_1 + s_2^2/n_2\right]^2}{\frac{\left[s_1^2/n_1\right]^2}{n_1-1} + \frac{\left[s_2^2/n_2\right]^2}{n_2-1}}\right)}$

También se puede utilizar el ANOVA para estas comparaciones.

Ejemplo: No se da un ejemplo para este cálculo de rigor.

COEFICIENTES DE REGRESION

Utiliza: C2.

Programa: REGCO.

Cálculo: Para la comparación de dos coeficientes de regresión (en donde el número de tratamientos, $k = 2$) (por ejemplo, el crecimiento de cachorros en 1990 y 1992),

siendo que $s_b = \sqrt{\frac{s_{Y.X}^2}{\sum x^2}}$ y $s_{Y.X}^2 = \frac{\sum d_{Y.X}^2}{a-2}$ (anterior), resulta fácil calcular el promedio ponderado de $s_{Y.X}^2$, $\bar{s}_{Y.X}^2$ para ambos grupos con el método de Sokal y Rohlf (Diagrama 14.8):

$$\bar{s}_{Y.X}^2 = \frac{\sum^k \sum d_{Y.X}^2}{\sum^k a - 2k} \text{ (Sokal y Rohlf)}$$

$$= \frac{\sum^k (a-2) s_{Y.X}^2}{\sum^k a - 4} \text{ (expresado según las condiciones presentadas por el programa REG).}$$

Y luego, examinar las diferencias entre los coeficientes de regresión, b

$$F_s = \frac{(b_1 - b_2)^2}{\frac{\Sigma x_1^2 + \Sigma x_2^2}{(\Sigma x_1^2)(\Sigma x_2^2)} \bar{s}_{Y.X}^2}$$

comparando F_s con $F_{\alpha[1, a_1 + a_2 - 4]}$

Ejemplo: Localidad SES, colonia 501, especie SEA, país EEUU, compare machos y hembras.

	Machos	Hembras
Coeficiente de regresión, b_{YX}	0.1124	0.0955
Error típico s_b	0.00929	0.00786
Desv. cuadrática media $s^2_{Y.X}$	5.2675	4.2361
Nº de muestras a	10	10
$\sum x^2$ estimada	61034	68568

$\bar{s}^2_{Y.X} = 4.7518$
$F_{(1,16)} = 1.9409$
$P = 0.1826$

POTENCIA – DISTRIBUCIONES NORMALES

Utiliza: A1, A2, A5, A7, A8 (en datos transformados), C1.

Programa: POWER.

Cálculos: Mediante el método de Sokal y Rohlf (1981) se calcula la potencia con que los datos pueden detectar cambios en el índice, cuando este índice se calcula como el promedio de una población con una distribución normal. El tamaño de muestra mínimo n que se requiere para detectar un cambio en el promedio δ al grado de significancia α (probabilidad de un error tipo I) y con un poder P (donde $P = 1-\beta$ y β es la probabilidad de un error tipo II) se da como:

$$n \geq 2\left(\frac{\sigma}{\delta}\right)^2 \left\{t_{\alpha[\nu]} + t_{2(1-P)[\nu]}\right\}^2$$

Donde σ es la desviación cuadrática media real, ν representa los grados de libertad $= a(n-1)$ donde a = número de años en donde se requiere detección, y los valores de t provienen de una distribución t de extremos dobles. Debido a que n aparece en ambos lados de la ecuación, el ajuste se da iterativamente.

Ejemplo: Este cálculo ha sido ampliamente utilizado por el CEMP y no se explicará en detalle en este documento (Boveng y Bengtson, 1989; Whitehead, 1989; Croxall, 1989).

POTENCIA - PROPORCIONES

Utiliza: A6.

Programa: POWERPERC.

Cálculo: Mediante el método de Sokal y Rohlf (1981) se calcula el poder con que los datos pueden detectar cambios en el índice, cuando este índice se calcula como la proporción. El número de observaciones en cada una de las dos muestras que se requieren para detectar una diferencia entre las razones p_1 y p_2 es

$$n \geq \frac{A\left[1+\sqrt{1+4(p_1-p_2)/A}\right]^2}{4(p_1-p_2)^2}$$

donde $A = \left[t_{\alpha[\infty]}\sqrt{2\overline{p}(1-\overline{p})} + t_{\alpha\beta[\infty]}\sqrt{p_1(1-p_1)+p_2(1-p_2)}\right]^2$

en donde a y b están determinadas anteriormente y $\overline{p} = (p_1 + p_2)/2$.

PROPORCIONES

Utiliza: Método A6 ($I_{(A6,2)}$, $I_{(A6,3)}$).

Programa: CHI.

Cálculo: El número de polluelos criados hasta el período de guardería representan los éxitos, s, siendo r la tasa de éxito normalizada. Así, el número de fracasos se calcula como $f = \frac{s}{r}(1-r)$,y se utiliza la fórmula estándar de un extremo χ^2 para una tabla de contingencia de 2 x 2:

$$\chi^2_{[1]} = \frac{n(f_1 s_2 - f_2 s_1)^2}{(f_1+f_2)(s_1+s_2)(f_1+s_1)(f_2+s_2)}$$

donde $n = (f_1 + f_2 + s_1 + s_2)$. En la mayoría de los casos dentro del método A6, f y s serán, con toda seguridad, altos y, por lo tanto, no se aplica el ajuste de Yates para la continuidad (ver también Sokal y Rohlf, pág. 743).

Ejemplo: Localidad SES, colonias (9.,66), especie PYN, país EEUU

	$I_{(A6,2)}$ (s)	$I_{(A6,3)}$ (r)	Calculado f
1990	1792	0.642	1 000
1991	1008	0.627	600

$\chi^2_{[1]} = 0.9879$

REFERENCIAS

Agnew, D.J. 1991. A proposal for CEMP predator parameter indices. Document *WG-CEMP-91/8*. CCAMLR, Hobart, Australia.

Agnew, D.J. 1992. CEMP indices: their calculation and comparison by the Secretariat. In: *Selected Scientific Papers, 1992 (SC-CAMLR-SSP/9)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 81–97.

Boveng, P. and J.L. Bengtson. 1989. On the power to detect changes using the standard methods for monitoring parameters of predatory species. In: *Selected Scientific Papers, 1989 (SC-CAMLR-SSP/6)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 377–397.

Croxall, J.P. 1989. Reference tables for the CEMP sensitivity analysis. Document *WG-CEMP-89/23*. CCAMLR, Hobart, Australia.

Press, W.H., B.P. Flannery, S.A. Teukolsky and W.T. Vetterling. 1989. *Numerical Recipes. The Art of Scientific Computing (FORTRAN Version)*. Cambridge University Press, Cambridge.

Sokal, R.R. and F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research*. 2nd Edition. Freeman, New York.

Whitehead, M.D. 1989. Sensitivity analysis for parameters of predatory species CCAMLR Ecosystem Monitoring Program. In: *Selected Scientific Papers, 1989 (SC-CAMLR-SSP/6)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 411–432.

Los siguientes listados de programa son los necesarios para calcular cada índice individualmente. Para calcular los índices presentados en WG-CEMP-92/8, se incorporaron estos programas como subrutinas de otros programas que permiten la salida directa de la base de datos. No se dan los listados de las funciones GAMMQ ni BETAI ya que Press et al. (1989) tienen los derechos de autor y, por lo tanto, pueden obtenerse de esta publicación.

```
      PROGRAM ARCSIN
C
C  Designed for Method A8
C
C  processes proportional data with arcsine transform
C  returns mean and s.d. of transformed data, and the
C  proportion relative to the transformed mean.
C
C  INPUTS: total (weight) and parameter (weight) which together
C        make up the proportion.
C
C  D J Agnew, May 1991
C
      CHARACTER*20 IN
      NSAMP=0

      WRITE (*,*) 'program FEEDING. computes indices for A8'
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,'(1x,A,$)') 'input file name :'
      READ (*,'(A20)') IN
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='OLD',
     & CARRIAGECONTROL='LIST',ERR=20)
      GOTO 45
C data input if no file (this method safeguards data in a crash)
20    CONTINUE
      WRITE (*,*) '***** new file *****'
      CLOSE(2)
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='NEW',CARRIAGECONTROL='LIST')
C read the data
25    NSAMP=NSAMP+1
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 'total wt ',NSAMP,' (END=9999) :'
      READ (*,*) WT1
      IF (WT1.EQ.9999.) GOTO 30
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 'crust/superba wt ',NSAMP,' :'
      READ (*,*) WT2
      WRITE (2,'(1X,F8.2,2X,F8.2)') WT1,WT2
      GOTO 25
30    CLOSE (2)
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='OLD')
c  setup count zeros
45    N=0
      SUMW=0
      SUMWW=0
      SUMR=0
      SUMRR=0
      SUMT=0
      SUMTT=0
      CONV=3.14159/180
      OPEN (UNIT=5,FILE='OUT.PRN',CARRIAGECONTROL='LIST',STATUS='NEW')
c  loop to read data and calculate sums
50    READ (2,*,END=100) WT1,WT2
      IF(WT2.GT.WT1) THEN
        WRITE (*,*) '****** ERROR ******'
        WRITE (*,'(1X,A,F8.2,A,F8.2)') 'crustacean wt',
```

```
     &      WT2,' > stomach wt',WT1
       WRITE (*,*) ' at line', N+1
       GOTO 200
     ENDIF
     RATIO=WT2/WT1
     TRAN=(ASIN(SQRT(RATIO)))/CONV
     WRITE (5,51) WT1,WT2,RATIO,TRAN
51   FORMAT (1X,4F9.3)
     N=N+1
     SUMW=SUMW+WT1
     SUMWW=SUMWW+WT1**2
     SUMR=SUMR+RATIO
     SUMRR=SUMRR+RATIO**2
     SUMT=SUMT+TRAN
     SUMTT=SUMTT+TRAN**2
     GOTO 50
c    calculate results and print
100  CONTINUE
     AVGW=SUMW/N
     AVGR=SUMR/N
     AVGT=SUMT/N
     SDEVW=SQRT((SUMWW-(SUMW**2)/N)/(N-1))
     SDEVR=SQRT((SUMRR-(SUMR**2)/N)/(N-1))
     SDEVT=SQRT((SUMTT-(SUMT**2)/N)/(N-1))
     EQUIVT=(SIN(AVGT*CONV))**2
     WRITE (*,*)
     WRITE (*,*) '-----------------------------'
     WRITE (*,101) AVGW,SDEVW,AVGR,SDEVR,AVGT,SDEVT,EQUIVT,N
101  FORMAT (1X,'combined feeding results',
      &//,1x,'mean stomach weight =',F8.3,'  s.d. =',F8.3,
      &/,1x,'mean proportion crust/superba =',F8.3,'  s.d. =',F8.3,
      &/,1x,'mean transformed proportion =',F8.3,'  s.d. =',F8.3,
      &/,1x,'relative proportion converted back =',F8.3,
     &/,1X,'N =',I4)
200  CONTINUE
     END
```

```
     PROGRAM CHISQ
C
C this simple chi squared program takes numbers of chicks and
C the normalised success from 2 samples to calculate the 2x2
C contingency table of chisquared calculation.
C
     REAL S(2),F(2)
     SUM=0
     DO 10 I=1,2
      WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' chicks to creche :'
     READ (*,*) S(I)
      WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' normalised rate  :'
     READ (*,*) F(I)
     F(I)=(1-F(I))*S(I)/F(I)
     SUM=SUM+F(I)+S(I)
10   CONTINUE
      ADD=(F(1)+F(2))*(S(1)+S(2))*(F(1)+S(1))*(F(2)+S(2))
      CH=(SUM*(F(1)*S(2)-F(2)*S(1))**2)/ADD
      DF=1.
      PROB=GAMMQ(0.5*DF,0.5*CH)
      WRITE (*,20) (S(I),I=1,2),(F(I),I=1,2),CH,PROB
20   FORMAT (1X,'          SAMPLE 1  SAMPLE 2',/,
      &1X,'Success ',2F7.1,/,
      &1X,'Fail    ',2F7.1,/,
     &1X,'CHISQUARED = ',F9.4,/,
     &1x,'PROBABILITY= ',F9.4)
     END
```

```
      PROGRAM COMBSAMP

C
C combines samples given mean, s.d. and n to a new sample mean, sd and n
C
C Author: D J Agnew 19 March 1992
C
C
      LOGICAL WEIGHT
      WEIGHT=.FALSE.

       WRITE (*,*) 'Program COMBSAMP: combines samples using mean, sd'
      WRITE (*,*)
       WRITE (*,'(1X,A,$)') 'Are you weighting mean by numbers
     & other than N? Y/N  [N] :'
      READ (*,'(A)') WEIGHT


      SUMWTM=0.
      SUMW=0.
      SUMX=0.
      SUMXX=0.
      SUMN=0.
      NN=0.

      NSAMP=1
50     WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'sample ',NSAMP,' mean (9999=end): '
      READ (*,*) SMEAN2
       IF (SMEAN2.EQ.9999.) GOTO 100
       WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'sample ',NSAMP,' s.d.: '
      READ (*,*) SDEV2
       WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'sample ',NSAMP,' n: '
      READ (*,*) N2
       IF (WEIGHT) THEN
         WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'sample ',NSAMP,' weighting: '
       READ (*,*) W2
       ELSE
        W2=1.
       ENDIF
C
C calculation of sums for mean and s.d.
      X2=SMEAN2*N2
      SUMX=SUMX+W2*X2
       XX2=(SDEV2**2)*(N2-1)+(X2**2)/N2
      SUMXX=SUMXX+W2*XX2
      SUMN=SUMN+W2*N2
      WRITE (*,*) W2,X2,XX2
      NN=NN+N2
      NSAMP=NSAMP+1
      GOTO 50

100   CONTINUE
      WRITE (*,*) SUMX,SUMN,SUMXX
      SMEAN=SUMX/SUMN
      SDEV=SQRT((SUMXX-(SUMX**2)/SUMN)/(SUMN-1))
      N=NINT(SUMN)

       WRITE (*,'(/,1X,A)') '--------------------------'
      IF (WEIGHT) THEN
      WRITE (*,20) NSAMP-1,SMEAN,SDEV,NN
20     FORMAT (1X,'Stats for ',I2,' combined weighted samples ... ',
       &//,1x,'true mean (applying sample sizes and weights) =',F10.3,
       &/,1x,'standard deviation =',F10.3,
      &/,1x,'NN, total measurements =',I4)
      ELSE
      WRITE (*,22) NSAMP-1,SMEAN,SDEV,N
```

```
22    FORMAT (1X,'Stats for ',I2,' combined unweighted
      &samples ... ',//,1x,'mean =',F10.3,
      &/,1x,'standard deviation =',F10.3,/,1x,'NN =',I4)
    ENDIF

    END
```

```
    PROGRAM MEDIAN

C
C finds median hatch/fledge/creche dates
C this program is able to combine several colonies all starting
C on different days because it allocates counts to individual julian
C days, starting from November 1st.
C
C Thus it is set up to deal with dates from 1 Nov - May, eg.
C WARNING; to change the start date for julain day calculation you must
C change the DATA and MONSTART
C
C split-year is required for leap year calculations
C
C Author: D J Agnew 19 March 1992
C
      real X(200)
c set this array to start November 1
    INTEGER DAY, ENDDAY,D,M,DAYS(12)
c number of days per month with Month 1 = November
        DATA DAYS   /30,31,31,28,31,30,31,30,31,31,30,31/
    MONSTART=10

      DO 10 I=1,200
      X(I)=0.
10    CONTINUE

      WRITE (*,*) 'Program MEDIAN: application to A9'
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'Enter split-year '
      READ (*,*) IYEAR
      IF ((IYEAR/4)*4.EQ.IYEAR) DAYS(4)=29
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'How many colonies to combine ? '
      READ (*,*) ICOL

      SUM=0.
c loop for each colony to be combined
      DO 55 I= 1,ICOL
      WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Colony ',I,
      &' start day and month of first period D,M : '
      READ (*,*) D,M
c convert to julian day where 1 = 1st Nov (start day = DAY)
      MON=M-MONSTART
      IF(MON.LT.1) MON=MON+12
      DAY=0
      IF (MON.GT.1) THEN
        DO 30 N=1,MON-1
        DAY=DAY+DAYS(N)
30      CONTINUE
      ENDIF
      DAY=DAY+D
c
c request data and allocate to each day
      DO 50 NSAMP = 1,20
        WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'count in period ',NSAMP,' (9999=end):'
        READ (*,*) C
          IF (C.EQ.9999.) GOTO 100
        STRTDAY=DAY+5*(NSAMP-1)
```

```
      DO 40 N=STRTDAY,STRTDAY+4
      X(N)=X(N)+C/5
40    CONTINUE
c SUM is used to calculate the median
      SUM=SUM+C
50    CONTINUE
100   CONTINUE
55    CONTINUE
      CMED=SUM/2.
      SUM=0.
c loop through to find the median day
      DO 150 I = 1,200
      SUM=SUM+X(I)
      IF (SUM.GT.CMED) GOTO 200
150   CONTINUE
200   CONTINUE
c having found the median, convert back to days and months
      ENDDAY=I
      DO 210 I=1,12
      ENDDAY=ENDDAY-DAYS(I)
      IF (ENDDAY.LT.1) GOTO 220
210   CONTINUE
220   ENDDAY=ENDDAY+DAYS(I)
      MON=I+MONSTART
      IF (MON.GT.12) MON=MON-12
c
      IF(MON.GT.7) IYEAR=IYEAR-1
      WRITE (*,222) ENDDAY,MON,IYEAR
222     FORMAT (/,1X,'Median is D/M/Y : ',I2,'/',I2,'/',I4)

      END
```

```
      PROGRAM POWER
C
C finds sample size required from given SDEV, Alpha, Power and Change
C
C  calls TVAL function by DJA which finds T value for given Alpha an DF
C
C  also uses functions from "Numerical Recipies", Press et al
C
C
      WRITE (*,*) 'Program POWER: find sample size required for power P'
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter standard deviation:'
      READ (*,*) SDEV
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter alpha (required probability):'
      READ (*,*) ALPHA
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter P  (power):'
      READ (*,*) P
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter DETECTABLE CHANGE:'
      READ (*,*) CH
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter number of repeats (years):'
      READ (*,*) RPT

40    CHANGE=2.*(SDEV/CH)**2.
      WRITE (*,*) 'SDEV/CH',SDEV/CH
      PNN=50.

50    DF=RPT*(PNN-1)
      TALPH=TVAL(ALPHA,DF)
      TP=TVAL(2*(1-P),DF)
      TEST=CHANGE*(TALPH+TP)**2.
      NDIFF=ABS(TEST-PNN)
      WRITE (*,*) TEST
      IF (NDIFF.LT.0.001) GOTO 100
```

```
      PNN=TEST
      GOTO 50
100   CONTINUE
      NN=NINT(PNN)
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,11) ALPHA,P,CH,NN
11      FORMAT (1X,'alpha=',F6.3,'  power=',F6.3,
     & '  change=',F8.3,'   Sample size NN = ',I4)
C
C  allow for changing any of the inputs within this run
C
110   WRITE (*,*)
      WRITE (*,*) ' ******** MENU ************'
      WRITE (*,*) ' Enter number for changing'
       WRITE (*,*) ' St. deviation.........1'
       WRITE (*,*) ' Alpha.................2'
       WRITE (*,*) ' Power.................3'
      WRITE (*,*) ' Detectable change.......4'
       WRITE (*,*) ' Replicates.............5'
      WRITE (*,*) ' See current values .....6'
       WRITE (*,*) ' Exit..................7'
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter: '
      READ (*,*) J
      IF (J.LT.1) GOTO 110
      WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter new value: '
      IF (J.EQ.1) READ (*,*) SDEV
      IF (J.EQ.2) READ (*,*) ALPHA
      IF (J.EQ.3) READ (*,*) P
      IF (J.EQ.4) READ (*,*) CH
      IF (J.EQ.5) READ (*,*) RPT
      IF (J.EQ.6) THEN
       WRITE (*,12) SDEV,ALPHA,P,CH,RPT,NN
12       FORMAT (1X,'Standard Deviation = ',F8.3,/,
     & ' Alpha = ',F8.3,/,
     & ' Power = ',F8.3,/,
     & ' Change= ',F8.3,/,
     & ' Repeat= ',F8.3,/,
     & ' Sample= ',I4)
       GOTO 110
      ENDIF
      IF (J.GE.7) GOTO 500
      GOTO 40
C
500   END


      FUNCTION TVAL(A,V)
                Author D.J. Agnew, March 1991
      TOP=50.
      BOT=0.
      TVAL=2
      COUNTER=1
10    CONTINUE
      PROB=BETAI(0.5*V,0.5,V/(V+TVAL**2))
      DIFF=ABS(PROB-A)
      IF (DIFF.LE.0.00001) GOTO 20
      IF (PROB.LT.A) THEN
       TOP=TVAL
      ELSE
       BOT=TVAL
      ENDIF
      TVAL=(TOP+BOT)*.5
      COUNTER=COUNTER+1
      IF (COUNTER.GT.1000) THEN
```

```
      WRITE (*,*) 'error; counter exeeded TVAL; T=',T
      RETURN
    ENDIF
    GOTO 10
20  CONTINUE
    RETURN
    END
```

```
    PROGRAM POWERPERC
C
C finds sample size required from 2 given percentages
C
C  calls TVAL function by DJA which finds T value for given Alpha an DF
C
C  also uses functions from "Numerical Recipies", Press et al
C
C
    DATA V/999./

    WRITE (*,*) 'Program POWERPERC
    &: find sample size required for power P'
    WRITE (*,*)
     WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter proportion 1:'
    READ (*,*) P1
     WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter alpha (required probability):'
    READ (*,*) ALPHA
     WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter P  (power):'
    READ (*,*) P
    WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter DETECTABLE CHANGE (proportion):'
    READ (*,*) CH

40  P2=P1-CH
    PBAR=(P1+P2)/2
    T1=TVAL(ALPHA,V)
    T2=TVAL(2*(1-P),V)
    TMP=T2*SQRT(P1*(1-P1)+P2*(1-P2))
    A=(T1*SQRT(2*PBAR*(1-PBAR))+TMP)**2
    TMP=A*(1+SQRT(1+4*(P1-P2)/A))**2
    NN=NINT(TMP/(4*(P1-P2)**2))

    WRITE (*,*)
    WRITE (*,11) P1,ALPHA,P,CH,NN
11    FORMAT (1X,'percent=',F6.3,'  alpha=',F6.3,'  power=',F6.3,
    & '  change=',F8.3,/,1x,'  Sample size NN = ',I4)
C
C  allow for changing any of the inputs within this run
C
110  WRITE (*,*)
     WRITE (*,*) ' ******** MENU ************'
     WRITE (*,*) ' Enter number for changing'
      WRITE (*,*) ' Percentage.............1'
      WRITE (*,*) ' Alpha..................2'
      WRITE (*,*) ' Power..................3'
     WRITE (*,*) ' Detectable change.......4'
     WRITE (*,*) ' See current values .....6'
      WRITE (*,*) ' Exit...................7'
    WRITE (*,*)
     WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter: '
    READ (*,*) J
    IF (J.LT.1) GOTO 110
    WRITE (*,'(1X,A,$)') 'enter new value: '
    IF (J.EQ.1) READ (*,*) P1
    IF (J.EQ.2) READ (*,*) ALPHA
    IF (J.EQ.3) READ (*,*) P
    IF (J.EQ.4) READ (*,*) CH
```

```
      IF (J.EQ.6.OR.J.EQ.5) THEN
        WRITE (*,12) P1,ALPHA,P,CH,NN
12        FORMAT (1X,'Percentage = ',F8.3,/,
     & ' Alpha = ',F8.3,/,
     & ' Power = ',F8.3,/,
     & ' Change= ',F8.3,/,
     & ' Sample= ',I4)
        GOTO 110
      ENDIF
      IF (J.GE.7) GOTO 500
      GOTO 40
C
500   END


      FUNCTION TVAL(A,V)
      TOP=50.
      BOT=0.
      TVAL=2
      COUNTER=1
10    CONTINUE
      PROB=BETAI(0.5*V,0.5,V/(V+TVAL**2))
      DIFF=ABS(PROB-A)
      IF (DIFF.LE.0.00001) GOTO 20
      IF (PROB.LT.A) THEN
       TOP=TVAL
      ELSE
       BOT=TVAL
      ENDIF
      TVAL=(TOP+BOT)*.5
      COUNTER=COUNTER+1
      IF (COUNTER.GT.1000) THEN
        WRITE (*,*) 'error; counter exeeded TVAL; T=',T
        RETURN
      ENDIF
      GOTO 10
20    CONTINUE
      RETURN
      END
```

```
      PROGRAM REG
C
C     Written for method C2
C
C     Calculates regression coefficients given mean and s.d. of
C     a series of samples.
C
C     see pages 480-485 Sokal & rohlf for calculation method
C
C     Called function TVAL finds a t value given alpha and v
C     Called funtions BETAI, BETACF, GAMMLN are taken from
C      Numerical Recipes, by Press, Flannery, Teukolsky & Vetterling (1989)
C
C     D J Agnew, May 1991
C
      CHARACTER*20 IN
      REAL MSREG,MSYX
C
C  blimit is the % confidence limits required
      BLIMIT=95.
      ALPHA=1-BLIMIT/100

      NSAMP=0
```

```
      WRITE (*,*) 'program REG. computes indices for C2'
      WRITE (*,*)
      WRITE (*,'(1x,A,$)') 'input file name :'
      READ (*,'(A20)') IN
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='OLD',
     & CARRIAGECONTROL='LIST',ERR=20)
      GOTO 45
C data input if no file
20    CONTINUE
      WRITE (*,*) '***** new file *****'
      CLOSE(2)
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='NEW',CARRIAGECONTROL='LIST')
25    NSAMP=NSAMP+1
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 'day ',NSAMP,' (END=9999) :'
      READ (*,*) DAY
      IF (DAY.EQ.9999.) GOTO 30
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 'mean weight ',NSAMP,' :'
      READ (*,*) WT
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 's.d. weight ',NSAMP,' :'
      READ (*,*) SD
      WRITE (*,'(1X,A,I3,A,$)') 'n ',NSAMP,' :'
      READ (*,*) N
      WRITE (2,'(1X,3(F10.5,2X),I5)') DAY,WT,SD,N
      GOTO 25
30    CLOSE (2)
      OPEN (UNIT=2,FILE=IN,STATUS='OLD')
c setup count zeros
45    NSN=0
      SY=0
      SYN=0
      SY2=0
      SX=0
      SX2=0
      SXY=0
      NSAMP=0
c loop to read data and calculate sums
50    READ (2,*,END=100) DAY,WT,SD,N
      NSN=NSN+N
      NSAMP=NSAMP+1
      SWT=WT*N
      SWT2=(SD*SD)*(N-1)+(SWT*SWT)/N
      SY=SY+SWT
      SYN=SYN+WT*WT*N
      SY2=SY2+SWT2
      SX=SX+DAY*N
      SX2=SX2+DAY*DAY*N
      SXY=SXY+DAY*SWT
      GOTO 50

c calculate results and print
100   CONTINUE
      CTY=SY*SY/NSN
      SSTOTAL=SY2-CTY
      SSGROUP=SYN-CTY
      SSWITHIN=SSTOTAL-SSGROUP
      CTX=SX*SX/NSN
      SSQX=SX2-CTX
      SPXY=SXY-SX*SY/NSN
      EXSS=SPXY*SPXY/SSQX
      SDYX=SSGROUP-EXSS
      DFDYX=NSAMP-2
      DFREG=1
      MSREG=EXSS/DFREG
      MSYX=SDYX/DFDYX
      F=MSREG/MSYX
      DF1=DFREG
      DF2=DFDYX
```

```
C single tailed F test
      PROB=BETAI(.5*DF2,.5*DF1,DF2/(DF2+DF1*F))
   B=SPXY/SSQX
   A=(SY-B*SX)/NSN
   ERROR=SQRT(MSYX/SSQX)
   T=TVAL(ALPHA,DF2)
   BLOWER=B-ERROR*T
   BUPPER=B+ERROR*T
C calculation of correlation coefficient by Sokal & Rohlf method
C    R=ABS(SPXY/(SQRT(SSTOTAL*SSQX)))
C or using equation p 84 of Clarke
   R=(NSN*SXY-SX*SY)
   R=R/(SQRT((NSN*SX2-SX*SX)*(NSN*SY2-SY*SY)))
   R2=R*R
C
C

   WRITE (*,*) '-----------------------'
   WRITE (*,*) 'Abbreviated anova table'
   WRITE (*,*) ' variation df      SS
  &   MS     F     P'
   WRITE (*,10) NINT(DFREG),EXSS,MSREG,F,PROB,
  &NINT(DFDYX),SDYX,MSYX
10   FORMAT (1X,'   REGRESSION',I3,4F10.4,/,1X,'DEV. FROM REG',
   &I3,2F10.4)
   WRITE (*,*)
   WRITE (*,11) B,ERROR,
  &BLIMIT,BLOWER,BUPPER,
  &MSYX,
  &NSAMP,NSN,R,R2,A
11   FORMAT (1X,'REPORTED VALUES',/,
   &/,1x,' by.x  slope =',F8.4,
   &/,1x,' Sb standard error of slope =',F8.5,
   &/,1x,F5.1,'% limits: ',F8.4,' & ',F8.4,
   &/,1x,' S2y.x  mean square dev =',F10.4,
   &/,1X,' number of samples =',I3,', number of animals =',I5,
   &/,1x,' correlation coefficient r =',F7.4,
  &//' OTHERS ',/,' r squared =',F7.4,
   &/,1X,'intercept =',F8.4)


   END

-----------------------------------------------------------------------------
   PROGRAM REGCO
C
C performs statistical comparison between two regression coefficients
C given the coefficient, its standard error, the mean square standard
C deviation S2y.x and the number of samples. These are all output from
c the program REG. Method for 2 samples follows Sokal & Rohlf
C Box 14.8, page 505.
C
C Author: D J Agnew, 25 March 1992
C
C
   REAL B(2),SB(2),S2YX(2),A(2),MSYX,SSQX(2)
   SUMS=0.
   SUMA=0.
   DO 10 I=1,2
    WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' reg. coeff. b:'
   READ (*,*) B(I)
    WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' std. error. reg. coef Sb:'
   READ (*,*) SB(I)
    WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' mean sq. dev S2y.x:'
   READ (*,*) S2YX(I)
    WRITE (*,'(1X,A,I2,A,$)') 'Sample ',I,' no. samples  a:'
   READ (*,*) A(I)
```

```
      SUMS=SUMS+(A(I)-2)*S2YX(I)
      SSQX(I)=S2YX(I)/(SB(I)**2)
      SUMA=SUMA+A(I)
10    CONTINUE
      MSYX=SUMS/(SUMA-4)
      SINT=MSYX*(SSQX(1)+SSQX(2))/(SSQX(1)*SSQX(2))
      F=((B(1)-B(2))**2)/SINT
      DF1=1
      DF2=SUMA-4
      PROB=BETAI(0.5*DF2,0.5*DF1,DF2/(DF2+DF1*F))
      WRITE (*,20) (B(I),I=1,2),(SB(I),I=1,2),
     &(S2YX(I),I=1,2),(A(I),I=1,2),F,PROB
20    FORMAT (1X,'       SAMPLE 1  SAMPLE 2',/,
     &1X,'Rate ',2F9.4,/,
     &1X,'Sb   ',2F9.5,/,
     &1X,'S2y.x',2F9.4,/,
     &1X,'A    ',2F9.4,//,
     &1X,'F =  ',F9.4,/,
     &1x,'PROBABILITY= ',F9.4)
      END
```

ANEXO B

BASE SOBRE LA CUAL SE ELIGIERON LOS INDICES
PARA LOS METODOS A5, A6 Y A8

(reproducción de Agnew, 1991[1])

Método A5: Duración de los viajes alimentarios

Indice:

La duración de los viajes alimentarios se informa en el formulario A5 como la 'media de las medias'. Del examen de los datos comunicados por Estados Unidos sobre los pingüinos de barbijo y macaroni, agrupados para ambos sexos, se dedujo que la duración varía en el tiempo y puede ser distinta en el período de cría y guardería (figuras 1 y 2)[2].

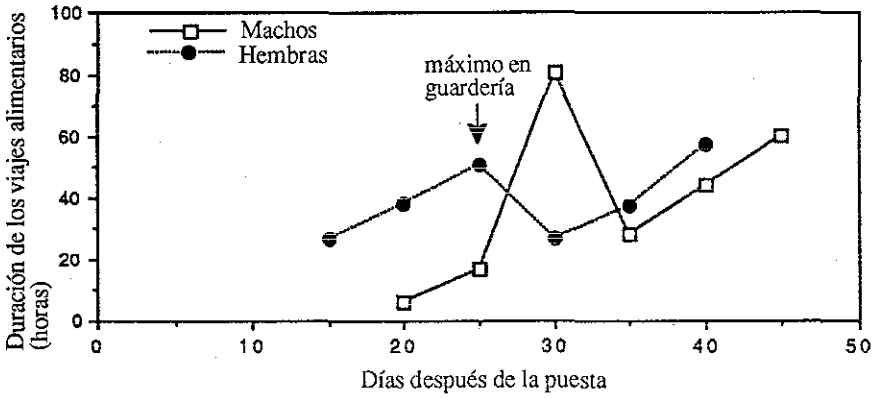


Figura 1: Isla Foca: duración media de los viajes de alimentación del pingüino de barbijo en función del tiempo para todos los períodos de cinco días. Datos de EEUU, 1990, sexos agrupados. Se muestran los errores típicos.

---

1 Agnew, D.J. 1991. A proposal for CEMP predator parameters indices. Document *WG-CEMP-91/8*. CCAMLR, Hobart, Australia.

2 Observación sobre los datos de los pingüinos de barbijo de isla Foca: aún cuando la disminución de la duración de los viajes alimentarios vista en la figura 1 va acompañada de una disminución en el promedio de polluelos en el nido, un análisis de los datos de aves por separado no detectó una diferencia significativa entre la duración de los viajes alimentarios de aves con uno y dos pollos. Este análisis sólo fue posible dado que las duraciones de la alimentación por individuos y por período fueron comunicadas en gran detalle. La notificación de este tipo debe ser estimulada hasta investigar detenidamente el efecto del número de polluelos.

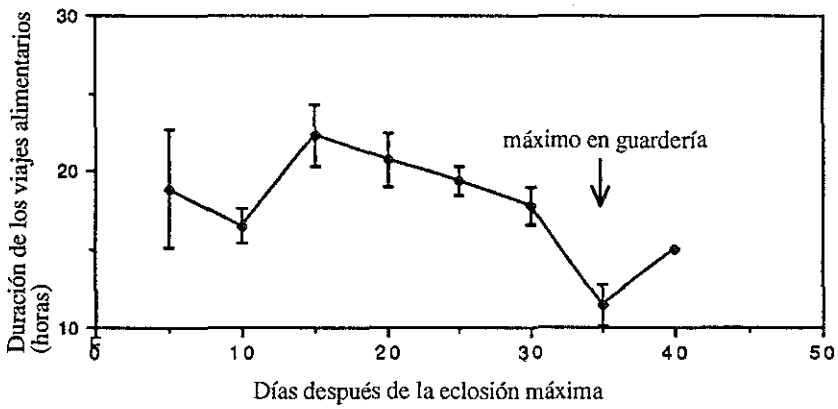


Figura 2: Isla Foca: duración de los viajes de alimentación del pingüino macaroni para todos los períodos de cinco días. Datos de EEUU, 1990.

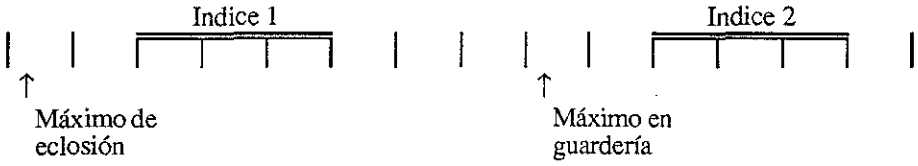
Por consiguiente, se sugieren dos índices, separados temporalmente en lo que respecta a eventos claves durante la época de cría: el momento cuando se produce el máximo número de nacimientos y el máximo reclutamiento en la guardería. Se dejan dos períodos libres después de estos máximos para asegurarse de que la mayoría de las aves hayan entrado en estas etapas de cría:

Indice 1: Inicio del período de cría: Períodos 3, 4 y 5 donde el período 1 es igual al período del máximo de nacimientos, y el

Indice 2: Inicio del período de guardería: Períodos 3, 4 y 5 donde el período 1 es igual al período cuando hay un máximo reclutamiento en la guardería;

en donde el período en cuestión es el período de cinco días de los métodos de seguimiento del CEMP.

El siguiente esquema muestra la asignación de índices: las barras muestran el inicio y fin de los períodos de cinco días.



Estos dos índices se calculan separadamente para machos y hembras.

<u>Método A6</u>: Exito de la reproducción

Indice:

Se utilizan dos índices: el total de polluelos de varias colonias, criados hasta la fase de guardería y el índice de éxitos ajustado. El índice de éxitos corresponde al número de pollos criados por nido ajustado según el número potencial de pollos. Para las especies que ponen dos huevos por nido (pingüino de barbijo), el total posible de pollos es el doble del número de nidos.

Se necesita ajustar este índice ya que las comparaciones de estos índices son más fáciles de efectuar al usar pruebas de independencia en tablas multidireccionales; las pruebas típicas son los métodos estadísticos C^2 y G. Todos estos métodos requieren una estimación del índice de éxitos/fracasos que fluctúa entre 0 y 1. Así, el índice debe expresarse como (número de pollos criados)/(total posible de pollos).

Método A8: Dieta del polluelo

Indice:

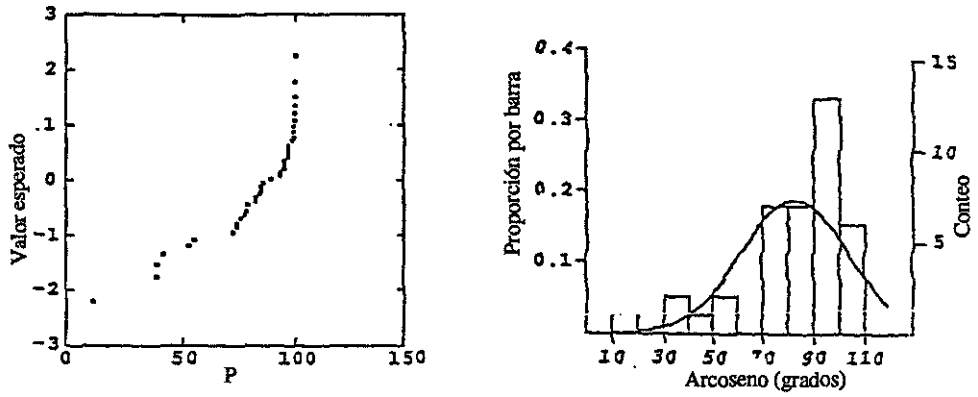
Se utilizan como índices la masa total del contenido estomacal y la proporción de crustáceos en el estómago. Cuando se disponga de más información, se podrá usar la proporción de *Euphausia superba* u otro componente alimentario.

En general, los datos proporcionales no tienen una distribución normal. Para poder compararlos, las proporciones se deberán uniformar mediante la conversión del arcoseno.

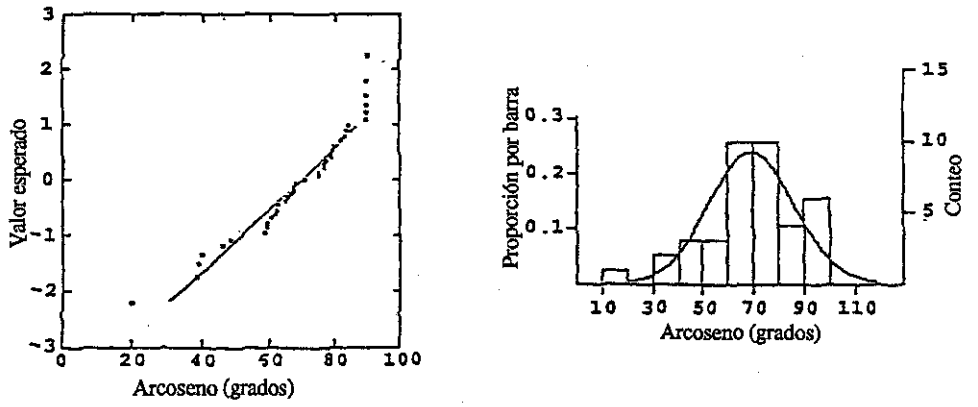
$$x_T = \text{arcoseno } \sqrt{x}$$

en donde x_T se expresa en grados. La eficacia de este método fue comprobada con los datos del Reino Unido para pingüinos macaroni desde 1990. La figura 3 (ilustrada en la página siguiente) muestra gráficos y distribuciones probabilísticas de los datos, antes y después de la conversión.

Los índices propuestos se dan por lo tanto como el peso medio del contenido estomacal y la proporción media transformada de crustáceos en el estómago.



(a) antes de la conversión p = porcentaje en peso.



(b) después de la conversión p^1 = arcoseno $\sqrt{p}$

Figura 3. Trazados probabilísticos y gráfico de barras con distribuciones normales superpuestas para la contribución porcentual de los crustáceos en el contenido estomacal (peso) de los pingüinos macaroni en la isla de los Pájaros en 1990.

CUARTA PARTE

PROTOCOLOS Y TECNICAS DE OBSERVACION

SECCION 1

DETERMINACION DEL SEXO DE PINGÜINOS

DETERMINACION DEL SEXO DE PINGÜINOS

La determinación del sexo es importante para la medición de varios parámetros del CEMP, especialmente el peso de arribo a la colonia de reproducción y la supervivencia anual y reclutamiento por edad.

La determinación del sexo en pingüinos se puede realizar mediante mediciones morfométricas (Scolaro et al., 1983; Scolaro, 1987) u observando la cópula durante la temporada de reproducción; también por el examen de la cloaca (Sladen, 1978; Samour et al., 1983) y, por lo menos en una especie, observando los turnos de incubación que son específicos para cada sexo (Kerry et al., 1993).

La medición morfométrica es el método disponible más sencillo que puede ser aplicado a los pingüinos adultos de todas las especies en cualquier temporada. A continuación se presentan los pormenores de las mediciones requeridas y de las funciones discriminantes que han sido utilizadas para determinar el sexo usando dichas mediciones. Agnew (1992) ha demostrado que, en los casos donde la función discriminante utilizada proporciona un nivel de certeza superior al 80% en la determinación del sexo, es preferible determinarlo empleando este método en lugar de no hacer determinación alguna.

PINGÜINO DE BARBIJO *(Pygoscelis antarctica)*

Amat et al. (1993) utilizaron el análisis discriminante en los pingüinos de barbijo de la isla Decepción, islas Shetland, convalidando sus datos con aves cuyo sexo fue determinado mediante la observación de la cópula. Se efectuaron mediciones del largo del pico (BL) y grosor (BD), largo de la aleta (FL) y masa corporal. Existen diferencias significativas entre los sexos al comparar las cuatro variables. No obstante, el análisis discriminante total demostró que la masa corporal no contribuye a la determinación del sexo mediante la separación de las múltiples variables. La función discriminante más efectiva fue:

$$Z = 0{,}213\ BL + 4{,}360\ BD + 0{,}137\ FL.$$

Se demostró que el grosor del pico es la variable discriminante más importante, contribuyendo 85,4% a la separación entre las múltiples variables (BL contribuye 6,4% y FL contribuye 8,3%). Los centroides del grupo son 125,61 para machos (intervalo 120,68 – 130,16) y 116,09 para hembras (% 108,93 – 121,70). Aquellos ejemplares con valores mayores que 120,85 fueron clasificados como machos. Este análisis clasificó correctamente a un 94,6% de los 55 ejemplares. Se obtuvo idéntico éxito en la clasificación al utilizar BL y BD exclusivamente:

$$Z = 0{,}409\ BL + 4{,}113\ BD.$$

Aquellos ejemplares con valores mayores de 99,77 fueron clasificados como machos.

Los autores utilizaron también procedimientos estadísticos de 'jacknife' para convalidar su función discriminante. Este análisis también clasificó correctamente un 94,6% de los ejemplares.

Protocolos y técnicas de observación

PINGÜINO MACARONI *(Eudyptes chrysolophus)*

La determinación del sexo por medio de las dimensiones del pico es bastante sencilla en los pingüinos *Eudyptes* (Downes et al., 1959; Warham, 1972, 1975; Williams y Croxall, 1991). Las mediciones recomendadas (figura 1) son:

largo del pico: desde la punta al borde más cercano de la primera cresta en la mandíbula superior;

grosor del pico: en la sínfisis mandibular.

La utilización de estas dos mediciones determinará el sexo de los pingüinos macaroni en un 100% de los casos. En Georgia del Sur, donde las mediciones fueron convalidadas en aves cuyo sexo fue determinado mediante la observación de cópulas y de los turnos de incubación (Williams and Croxall, 1991); el grosor del pico por sí solo determinó el sexo en 100% de los casos.

PINGÜINO PAPUA *(Pygoscelis papua)*

Williams (1990, tabla 1), utilizó el análisis discriminante para determinar el sexo de pingüinos papúa en Georgia del Sur, valiéndose de mediciones del pico y convalidando sus datos en aves cuyo sexo fue determinado durante la observación de la cópula. Las mediciones recomendadas (figura 2) son:

largo del pico: desde la punta hasta donde comienzan las plumas en la mandíbula superior;

grosor del pico: en la sínfisis mandibular.

La función discriminante en las aves de la Isla de los Pájaros, Georgia del Sur, es D = 0,922 de largo + 3,885 de grosor. La discriminante media fue de 112,608, siendo D > 112,608 = machos y D < 112,608 = hembras. De las 112 aves cuyo sexo era conocido, se les determinó el sexo correctamente a 107 aves (95,5%).

PINGÜINO ADELIA (*Pygoscelis adeliae*)

Scolaro et al. (1990) emplearon el análisis discriminante para determinar el sexo de los pingüinos adelia en la isla Rey Jorge/25 de Mayo y convalidaron sus datos con aves cuyo sexo fue determinado respecto al ave que inició la incubación. Se realizaron ocho mediciones, de las cuales las más importantes para la determinación del sexo (figura 3) fueron:

grosor del pico: desde el punto justo detrás de la sínfisis mandibular a los orificios nasales;

amplitud de la aleta: anchura máxima cerca de la articulación cúbitocarpal;

largo del dedo medio: incluida la uña de la pata.

Para las tres variables combinadas, la función discriminante fue D = 0,348 amplitud de aleta + 1,46 grosor del pico + 0,311 largo del dedo medio de la pata. La discriminante media fue 70,52 (machos > 70,52; hembras < 70,52). Esto permitió clasificar

correctamente el sexo de 87% de las aves. Para las dos variables más adecuadas, D = 0,428 amplitud de aleta + 1,40 grosor del pico. La discriminante media fue 49,04, que clasificó correctamente al 80% de las aves.

En otro estudio, Kerry et al. (1991) pudieron determinar correctamente el sexo de 89% de los pingüinos adelia de la isla Bechervaise, base Mawson, utilizando la función discriminante D = 0,582 (largo del pico) + 1,12 (grosor del pico) + 0,219 (amplitud de la aleta) con una discriminante media de 55,39.

DETERMINACIÓN DEL SEXO DE LOS PINGÜINOS ADELIA MEDIANTE LA OBSERVACIÓN DE LOS TURNOS DE INCUBACIÓN

Kerry et al. (1993) demostraron que se puede determinar el sexo de los pingüinos adelia mediante la observación de las aves durante la incubación. En la isla Bechervaise, se observó durante un período de tres años que la presencia de machos solitarios en el nido tiene un punto máximo entre 15 a 21 días después de la puesta del primer huevo en la colonia y en el caso de las hembras este máximo se da entre 33 a 36 días después de esta fecha. En las tres temporadas mencionadas, se pudo identificar correctamente a los machos con un 91,8 a 98,6% de precisión. Este resultado es mejor que el obtenido por el análisis discriminante de los parámetros morfométricos.

Cuando este método ha sido ajustado para una región en particular, puede ser aplicado a todas las aves de la colonia con muy poco esfuerzo. Se debe marcar a los machos con una tintura en la fecha determinada (por ejemplo 15 a 21 días desde la puesta del primer huevo en la isla Bechervaise), y a las hembras con una tintura de diferente color cuando regresa a relevar al macho. Luego se debe marcar o anillar a las aves a medida que dejan la colonia. Al poner anillos en la aleta izquierda de los machos y en la aleta derecha de las hembras, se hace posible identificar los errores incurridos en la diferenciación de los sexos cuando se observa a las parejas en las temporadas subsiguientes.

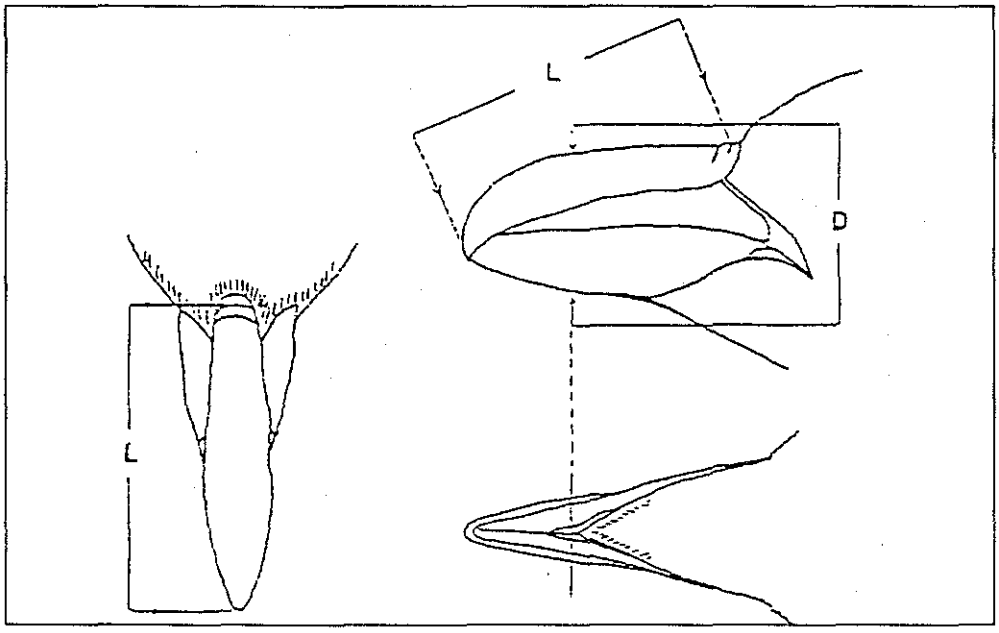


Figura 1: Pingüino macaroni, *Eudyptes chrysolophus*, largo (L) y grosor (D) del pico.

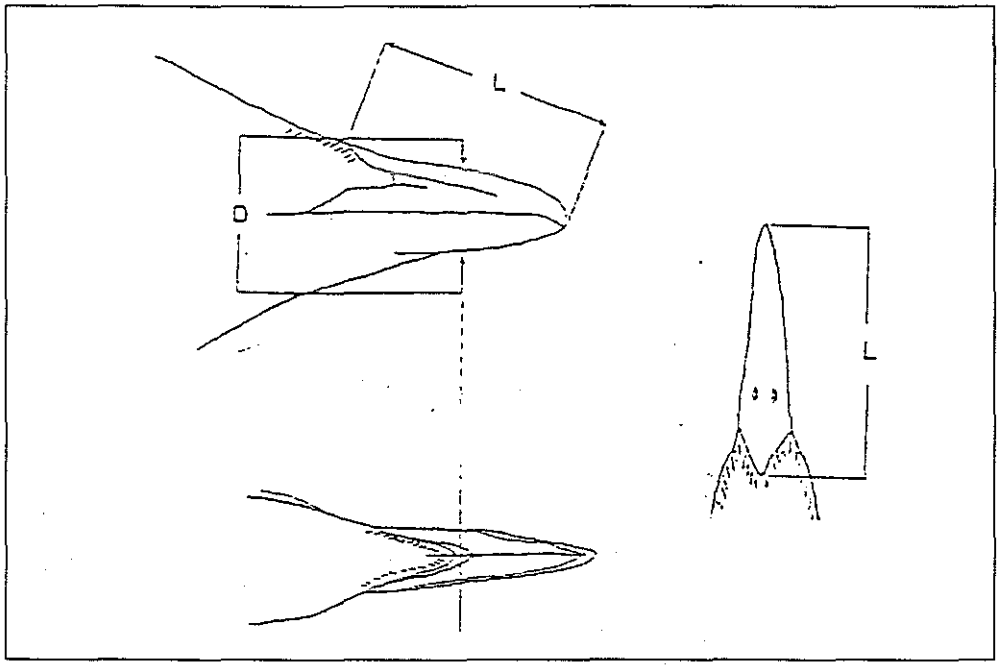


Figura 2: Pingüino papúa, *Pygoscelis papua*, largo (L) y grosor (D) del pico.

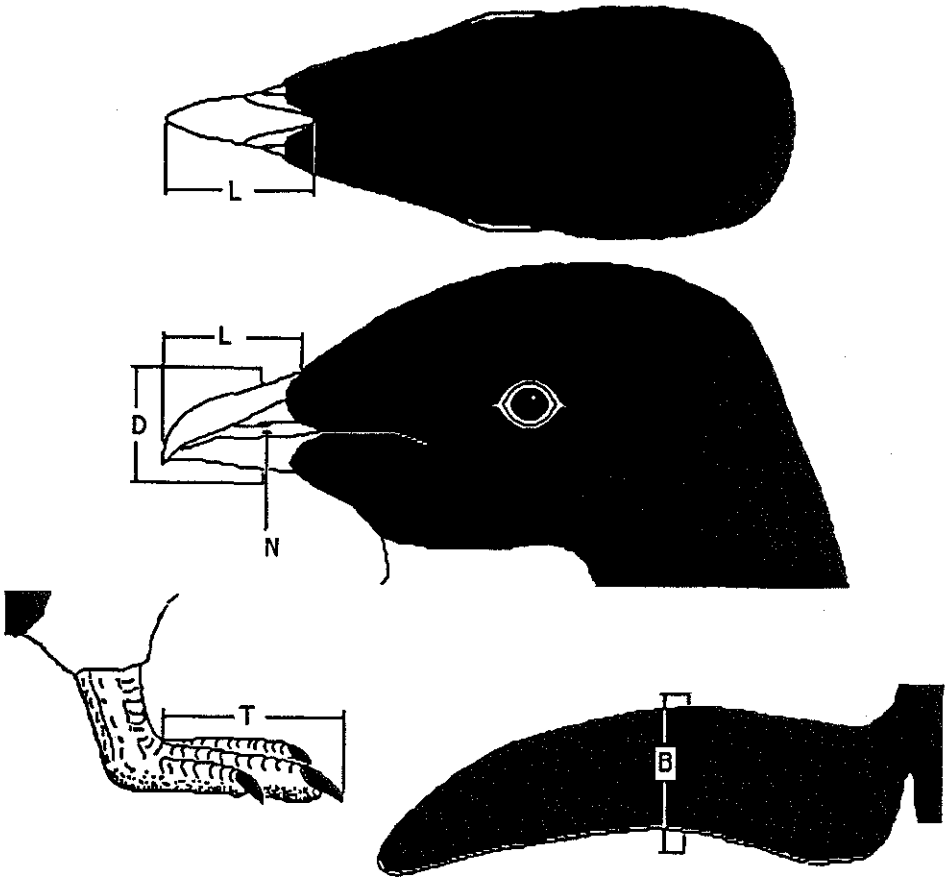


Figura 3: Pingüino adelia, *Pygoscelis adeliae*, grosor del pico (D), longitud del pico (L), posición de los orificios nasales (N), amplitud de la aleta (B) y largo del dedo medio (T).

REFERENCIAS:

Agnew, D.J. 1992. Can we use discriminant function analysis to sex penguins prior to calculating an index of a morphometric characteristic? In: *Selected Scientific Papers, 1992 (SC-CAMLR-SSP/9)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 259–272.

Amat, J.A., J. Vinuela and M. Ferrer. 1993. Sexing chinstrap penguins (*Pygoscelis antarctica*) by morphological measurements. *Colonial Waterbirds*, 16 (2): 213–215.

Downes M.C., E.H.M. Ealey, A.M. Gwynn and P.S. Young. 1959. The birds of Heard Island. *Anare Rep. Ser. B*, 1.

Kerry, K.R., R. Weatherly and G. Else. 1990. Standard Measurements on Adélie penguins. Document *WG-CEMP-90/25*. CCAMLR, Hobart, Australia.

Kerry, K.R., D.J. Agnew, J.R. Clarke and G.D. Else. 1992. The use of morphometric parameters for the determination of sex of Adélie penguins. *Australian Wildlife Research*, 19: 657–664.

Kerry, K.R., J.R. Clarke and G.D. Else. 1993. Identification of sex of Adélie penguins for observations of incubating birds. *Wild. Res.*, 20: 725–732.

Samour, H.J., M.F. Stevenson, J.A. Knight, and A.J. Lawrie. 1983. Sexing penguins by cloacal examination. *Veterinary Record*, 113: 84–85.

Scolaro, J.A. 1987. Sexing fledglings and yearlings of magellanic penguins by discriminant analysis of morphometric measurements. *Colonial Waterbirds*, 10 (1): 50–54.

Scolaro, J.A., M.A. Hall and I.M. Ximenez. 1983. The magellanic penguin (*Sphenicus magellanicus*): sexing adults by discriminant analysis of morphometric character. *Auk*, 100: 221–224.

Scolaro, J.A., Z.B. Stanganelli, H. Gallelli and D.F. Vergani. 1990. Sexing of adult Adélie penguin by discriminant analysis of morphometric measurements. In: *Selected Scientific Papers, 1990 (SC-CAMLR-SSP/7)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 543–549.

Sladen, W.J.L. 1978. Penguins: introduction. *Int. Zool. Yb.*, 18: 1–2.

Warham, J. 1972. Breeding seasons and sexual dimorphism in rockhopper penguins. *Auk*, 89: 86–105

Warham, J. 1975. The crested penguins. In: Stonehouse, B. (Ed.). *The Biology of Penguins*. Macmillan: p. 555.

Williams, T.D. 1990. Annual variation in breeding biology of gentoo penguins *Pygoscelis papua* at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 222.

Williams, T.D., and J.P. Croxall. 1991. Annual variation in breeding biology of the macaroni penguin, *Eudyptes chrysolophus*, at Bird Island, South Georgia. *J. Zool., Lond.*, 223: 189–202.

SECCION 2

TECNICA RECOMENDADA PARA EL LAVADO GASTRICO EN PINGÜINOS

TECNICA RECOMENDADA PARA EL LAVADO GASTRICO EN PINGÜINOS

Esta técnica es pertinente al Método Estándar A8, procedimiento A, parte 3 del CEMP.

Se utiliza una bomba estomacal o un embudo y sonda para introducir agua al estómago con el fin de extraer su contenido. En ambos casos la sonda debe ser de látex blando y no de plástico duro, y probada con anterioridad a bajas temperaturas para asegurar su flexibilidad en condiciones de frío. El diámetro externo no debe exceder los 15 mm y cualquier aspereza en los extremos de la sonda debe ser suavizada con una lima.

El contenido estomacal se obtiene mediante el bombeo de, o vertiendo, 1 000 ml de agua tibia (se prefiere agua dulce aunque se puede usar agua de mar) por la sonda al estómago del ave a la cual se la mantiene de pie o recostada sobre el vientre. Se abre el pico del ave y se introduce la sonda empujándola lentamente por la garganta hacia abajo hasta una distancia equivalente a la base del esternón (marcar este largo en el tubo con anterioridad). Si se encuentra resistencia a su introducción, debe retirársela e intentar de nuevo. Jamás debe forzarse la introducción de la sonda, es preferible rechazar al ave y utilizar a otra si la resistencia a este procedimiento persiste.

Verter o bombear el agua cuidadosamente dentro del ave hasta que se hayan introducido los 1 000 ml. Se debe detener el suministro de agua antes de alcanzar los 1 000 ml si ella empieza a gotear del pico o si se nota que el abdomen está muy hinchado al tacto (en aves cuyo estómago estaba lleno de alimento antes de comenzar este procedimiento). A continuación se debe extraer la sonda e invertir al ave sobre un cubo. Ejercer presión firmemente sobre el abdomen, mientras se mantiene el pico abierto y se masajea la parte de atrás de la garganta con un dedo. Sacudir el ave verticalmente para facilitar la salida de trozos de alimento. Una vez que la regurgitación ha cesado se debe poner el ave en la posición inicial y repetir el procedimiento tantas veces como sea necesario para extraer todo el contenido del estómago (es decir, hasta que el agua extraída salga clara y se note que el estómago está vacío al palparlo).

Algunas veces es difícil extraer el alimento de un ave con el estómago muy lleno porque éste contiene trozos comprimidos que no pasan con facilidad hacia el esófago. La presión excesiva del abdomen puede ocasionar la ruptura del estómago hinchado. En vez de continuar forzando al ave a regurgitar, se aconseja poner al pingüino en un corral por una media hora para permitir que el agua introducida se mezcle con el contenido estomacal y ablande los trozos comprimidos. A menudo las aves vomitan espontáneamente si se las deja reposar llenas de agua; a continuación se puede reanudar el proceso de lavado gástrico. Si el problema persiste, es mejor abandonar el procedimiento con ese pingüino en particular y elegir otra ave, que arriesgarse a infligirle daño.

Las muestras de alimento extraídas se vierten en un tamiz para escurrirles el agua y luego se las conserva en etanol puro, o congeladas, para una clasificación posterior. Los pingüinos ya irrigados deberán ser marcados con tintura antes de liberarlos para asegurarse de que más tarde puedan ser identificados en sus nidos como adultos reproductores y que no han sufrido daño a consecuencia de los procedimientos de lavado gástrico.

SECCION 3

SEGUIMIENTO DE POBLACIONES DE PETRELES ANTARTICOS EN COLONIAS DE GRAN EXTENSION

SEGUIMIENTO DE POBLACIONES DE PETRELES ANTARTICOS EN COLONIAS DE GRAN EXTENSION

Este método se basa en una versión modificada del sistema de 'Estrella' descrito por Anker-Nilssen y Røstad (1993) y documentado en Lorentsen et al. (1993) para el seguimiento de petreles antárticos en Svarthamaren, Territorio de la Reina Maud. Las ventajas principales de este enfoque son que todas las áreas de la colonia disfrutan de idéntica representación, y se puede calcular la variancia de la estimación.

1. Elaborar una red de cuadrículas con áreas de muestreo equidistantes que cubran la colonia entera, y contar el número de nidos en un área específica, la parcela de estudio (es decir 10 ó 20 m²) en el centro de cada cuadrícula. En el caso de una colonia en terreno plano es fácil aplicar esta red de cuadrículas pero en el caso de las colonias con topografía más complicada se deben utilizar de preferencia los métodos descritos por Anker-Nilssen y Røstad (1993) (véase el anexo 1).

2. El número mínimo de parcelas de estudio recomendado es 100, y de preferencia hasta 200. La distancia entre cada parcela de estudio (horizontal y verticalmente) se calcula del área total de la colonia, como también del número de parcelas de estudio que se requiere. (Para Svarthamaren se escogió una distancia de 40 m entre parcelas para una colonia de aproximadamente 331 000 m², obteniéndose así 207 parcelas de estudio). Es importante que la red de cuadrículas se extienda más allá del borde de la colonia actual a fin de acomodar la expansión futura de la población.

3. Marcar el centro de cada parcela de estudio con un poste de aluminio con el número del cuadro grabado en su extremo superior, o con pintura roja en el caso de aquellas parcelas situadas en el manto rocoso. Tomar fotografías de cada parcela a fin de reemplazar los postes que faltan o las marcas de pintura que se han borrado de la roca.

4. Contar todos los nidos dentro de un círculo de 10 (ó 20) m². Para esto, es conveniente utilizar un cordel de 1,78 metros de largo (ó de 2,52 m para una parcela de estudio de 20 m²) atado al poste de aluminio a fin de circunscribir el círculo a su alrededor. Un nido debe ser incluido en el conteo si más de la mitad de su área cae dentro del área de muestreo.

5. Calcular el número total de nidos (P) mediante la ecuación:

$$P = \frac{x^2 \sum t_i}{a} \qquad (i = 1,\mathrm{N})$$

y el error típico $SE(P)$ de la estimación:

$$SE(P) = \frac{x^2}{a}\sqrt{\frac{N\sum t_i^2 - \left(\sum t_i\right)^2}{N-1}} \qquad (i = 1,N)$$

donde x = distancia entre parcelas de estudio, t_i = número de nidos en la parcela de estudio, i y N = el número de parcelas de estudio con habitantes (es decir con un nido).

6. Mediante este método, se pueden calcular las diferencias en las tendencias de la población que son dependientes de la densidad (es decir el reclutamiento) junto con

las diferencias de densidad en los distintos nichos ecológicos de la colonia. Si se divide a la colonia en distintos nichos ecológicos, el error típico de P dentro de cada nicho ($SE(P_j)$) se calcula de manera similar, y una nueva estimación de $SE(P)$ para la colonia entera sería:

$$SE(P) = \sqrt{\sum \left(SE\left(P_j\right)\right)^2} \qquad (j = 1,S)$$

REFERENCIAS

Anker-Nilssen, T., and O.W. Røstad. 1993. Census and monitoring of puffins *Fratercula arctica* on Røst, N Norway, 1979–1988. *Ornis Scand.*, 24: 1–9.

Lorentsen, S.-H., N. Røv and G. Bangjord. 1993. Documentation of the demography and population monitoring systems for Antarctic petrels at Svarthamaren, Dronning Maud Land. *NINA Oppdragsmelding*, 240: 1–75.

ANEXO 1

EL SISTEMA DE ESTRELLA

(síntesis de: Anker-Nilssen y Røstad, 1993)

En 1983, se desarrolló e introdujo en Hernyken un nuevo método de muestreo denominado *el sistema de estrella.* El fundamento del método es la distribución sistemática de varias parcelas de muestreo pequeñas sobre toda la colonia de manera de cubrir la superficie total de la isla, tomando en cuenta su topografía. Las parcelas de muestreo son equidistantes y representan superficies del mismo tamaño. En terreno plano la superficie total se divide fácilmente en parcelas idénticas. En áreas de topografía más pronunciada como Hernyken, el método de distribución espacial tiene que ser muy diferente. Se utilizó un modelo en forma de estrella para la distribución espacial de áreas de muestreo pequeñas y circulares (figura 2).

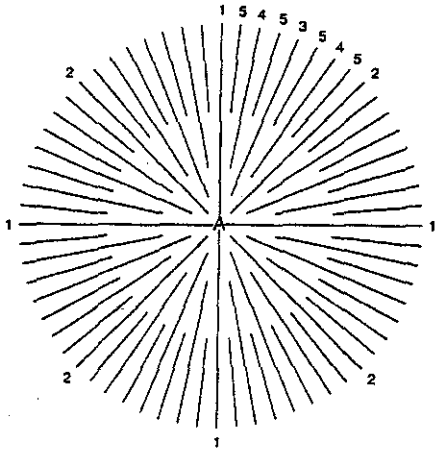


Figura 2: El modelo de distribución espacial de estrella utilizado para localizar el centro de las áreas de muestreo. 1 indica las cuatro líneas que irradian en las orientaciones principales de la brújula (líneas de 1 orden), 2 indica líneas intermedias que dividen el círculo en ocho sectores iguales (líneas de 2do orden), etc.

En primer lugar, se elige un punto cercano al centro de la colonia como el centro del modelo en forma de estrella (*A*, figura 2). Los centros de todas las áreas de muestreo restantes se sitúan en líneas que irradian de este punto. La distancia entre dos puntos adyacentes en una línea se denomina *x*. En las líneas de las cuatro orientaciones principales de la brújula desde *A* (que se llaman líneas de 1er orden) los puntos se distribuyen espacialmente con el primero en cada línea a una distancia de *x* m de *A*. En el terreno, se pone un cordel de *x* m de largo en el suelo en la dirección de la línea a fin de localizar cada centro.

Cuando se han completado las cuatro líneas de 1er orden con todos sus puntos, se procede con las cuatro líneas de 2do orden, luego con las ocho líneas de 3er orden etc. Sin embargo, la distancia de *A* al primer punto en una línea intermedia (es decir en una línea de 2do, 3er orden o más alto) no es constante sino que aumenta a medida que el orden de la línea se hace mayor (*L*) y varía con la rugosidad. El primer punto en una línea de 2do orden se encuentra poniendo un cordel de $3x/2$ de largo en el suelo desde *A*. Para las

líneas de orden más alto ($L \geq 3$), el procedimiento es algo más complicado. El primer punto se localiza entonces por un cordel cuyo largo está dado por:

$$\frac{x}{\cos\left(\frac{180°}{2^L}\right)} + \frac{x}{2}$$

Se pone el cordel en el suelo, perpendicular a la línea de orden L , y con los extremos tocando cada línea vecina. Desde la intersección del cordel con la nueva línea, el primer punto en la línea se encuentra a una distancia de $x/2$ m en dirección opuesta al punto A. Con valores crecientes de L la ecuación de arriba se aproxima a $3x/2$, y para $L \geq 4$, hemos utilizado esta aproximación.

Simplemente mediante la elección de valores específicos para la distancia x y el área de muestreo a que circunda a cada punto, el método se puede aplicar fácilmente a cualquier colonia. Este método de distribución espacial de puntos de manera uniforme en una superficie irregular puede ser de utilidad en el muestreo de otros parámetros físicos y biológicos.

En consideración al tamaño de la colonia de *Puffinus* en Hernyken, la capacidad de trabajo disponible, y la exactitud deseada, se eligió $x = 20$ m y $a = 10$ m² en nuestro estudio. Esto tiene como resultado que 2,5% del área de la colonia cae dentro de las parcelas de muestreo. La superficie total de Hernyken fue considerada como área de estudio, y el total de 415 áreas de muestreo fueron distribuidas por dos personas durante un período de tres semanas (figura 3).

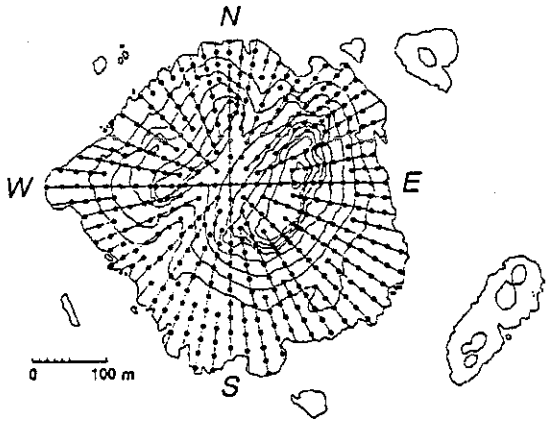


Figura 3: Mapa de Hernyken que demuestra las líneas del *sistema de estrella* y la distribución de las áreas de muestreo. Los contornos están dibujados cada 10 m.

En el terreno se utilizó un teodolito para medir direcciones y ángulos. Se asignó un número al centro de cada área y se marcó mediante un poste numerado enterrado en el lugar o por un punto con su número pintado en la roca. Se tomó una foto de cada área a fin de reemplazar los postes o marcas que se borren debido a la erosión, a las actividades humanas o de animales. Para definir el contorno exterior de un área de muestreo, se utilizó un cordel fino de largo igual a:

$$r = \sqrt{\frac{a}{\pi}} = \sqrt{\frac{10\ \mathrm{m}^2}{\pi}} = 1.784\ \mathrm{m}$$

Cada punto de muestreo representa un área de tamaño x^2 m², que se define como perteneciente a la colonia si hay por lo menos un nido ocupado dentro. De esta manera el área total de la colonia y la densidad de los nidos son dependientes (en grado menor) de la extensión del área de muestreo.

SECCION 4

USO DE TDR EN LA RECOLECCION DE DATOS SOBRE EL COMPORTAMIENTO EN EL MAR DE PINGÜINOS Y LOBOS FINOS ANTARTICOS

USO DE TDR EN LA RECOLECCION DE DATOS SOBRE EL COMPORTAMIENTO EN EL MAR DE PINGÜINOS Y LOBOS FINOS ANTARTICOS

ESPECIES

Pingüinos: adelia, barbijo, macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Eudyptes chrysolophus*); y lobo fino antártico (*Arctocephalus gazella*): hembras amamantando.

PARAMETROS

Determinar las características del comportamiento en el mar en términos de la frecuencia, profundidad y agrupamientos de los buceos.

ANTECEDENTES Y FUNDAMENTOS

1. En su versión más simple, los registradores del comportamiento en el mar, también denominados registradores de tiempo y profundidad (TDR) son dispositivos microelectrónicos de recolección y almacenamiento de datos que proporcionan mediciones de la profundidad sobre una base temporal conocida o derivada. Los más sofisticados también proporcionan mediciones de la velocidad de la natación, la temperatura del agua, la dirección y el grado de la iluminación (de las cuales se pueden hacer buenas aproximaciones de la posición basándose en el mediodía local). Estos métodos estándar preliminares se centran exclusivamente en las mediciones bivariantes de la profundidad en función del tiempo.

2. La configuración común de los TDR incluye un regulador central microelectrónico que puede ser programado para medir la presión desde un transductor calibrado previamente a fin de obtener una medición de la profundidad. Cada registro de la profundidad, que pueden tomarse a intervalos de 1 y < 255 segundos, se archiva en una memoria semiconductora volátil. Al recobrar el TDR, la información en la memoria puede transferirse a un ordenador. Se reconstruye entonces la cronología de los eventos, a partir del tiempo conocido del inicio y del intervalo en que se obtuvieron las mediciones de profundidad.

3. De los datos obtenidos se pueden derivar varios parámetros que incluyen:

   i) profundidad de buceo;
   ii) duración del buceo;
   iii) tiempo en la superficie antes o después del buceo; y
   iv) la hora del día del buceo.

4. Los análisis normalmente suponen que los registros de una profundidad mayor a 2 m representan buceos. Se usa esta profundidad porque el intervalo de la resolución de los transductores de profundidad de los TDR por lo común mide profundidades desde 1 m hasta unos 250 m (el intervalo normal de profundidad para las especies de seguimiento actuales de la CCRVMA). Dada esta resolución y el efecto potencial de los cambios dinámicos de la presión durante la natación, por lo general se ha utilizado una profundidad mínima igual al doble de la resolución máxima para definir el buceo.

5. Otra consideración de importancia es que la potencia de los transductores de presión puede variar aún cuando estén bajo pr,esión constante. Esto puede originar inexactitudes en la detección de buceos y, en general, la táctica ha sido de fijar en forma manual la profundidad cero al examinar el perfil del trazado del buceo.

6. Otra inexactitud en la detección del buceo ocurre debido al intervalo del muestreo (Boyd, 1993) que se usa en la determinación de la profundidad. Si el comportamiento del animal es tal que pasa ratos en la superficie entre los buceos que son más cortos que los intervalos entre los registros de profundidad, entonces una proporción de los buceos estarán concatenados, porque se habrán ignorado algunos ratos en la superficie. Esto puede tener como resultado una disminución del número de buceos registrados y un aumento de la duración promedio de ellos. Por lo tanto, el intervalo de programación de los TDR para la medición de la profundidad puede afectar al número de buceos detectados, y por lo general el intervalo utilizado es menos de la mitad del comportamiento más corto que se mide.

7. El intervalo del muestreo que se utiliza es crucial para la obtención de datos precisos sobre los buceos y para el registro de la duración de los mismos. Todos los TDR tienen una capacidad limitada de memoria y los protocolos para la recolección de datos necesariamente deben considerar un equilibrio entre la exactitud y la duración del registro de los buceos. El método estándar propuesto para el uso de TDR da prioridad a un intervalo de muestreo corto, en lugar del uso prolongado.

PROCEDIMIENTO GENERAL

1. Especificaciones del TDR:

   Los rasgos esenciales del TDR son:

   i) un mínimo de 128 kbytes de RAM;

   ii) una batería de vida útil de más de un mes;

   iii) resistencia a la presión equivalente a 300 m de profundidad (para las especies de seguimiento de la CCRVMA solamente);

   iv) un transductor de presión con una resolución mínima de 1 m en un intervalo de 0 a 250 m; y

   v) programación previa de los intervalos de muestreo.

   Rasgos deseables son:

   i) un conmutador de agua salada para detectar cuando el animal está en tierra; y

   (ii) programas de informática internos diseñados para ahorrar memoria cuando os animales están en tierra.

2. Programación de los TDR:

   i) cuando sea apropiado, el TDR deberá ser programado para funcionar solamente cuando el animal esté en el mar (es decir, el registrador está 'mojado') y los períodos en tierra deberían medirse;

ii) el intervalo máximo en que se muestrea la profundidad deberá ser de 5 segundos;

iii) en algunos tipos de TDR es posible programar protocolos de muestreo y ciclos de funcionamiento distintos. En este caso no debe haber ciclos y debe utilizarse un protocolo solamente durante el despliegue; y

iv) el tiempo del inicio debe estar ajustado a la hora local.

3. Duración del uso:

Siempre que sea posible, se deben obtener registros completos de los buceos en busca de alimento. Como regla general, los TDR que no registran una base temporal conjuntamente con la profundidad y que tienen 128 kbytes de RAM duran de 7 a 8 días cuando se usa un intervalo de muestreo de cinco segundos. La duración aumenta a 14 ó 15 días para dispositivos con 256 kbytes de RAM. En algunas especies, durante el período de cría de los polluelos de pingüinos, debería ser posible obtener registros para varios viajes alimentarios en un sólo ciclo de funcionamiento. Para el lobo fino antártico, un período de 7 a 8 días de funcionamiento es por lo general suficiente para un viaje alimentario completo.

4. Número de viajes alimentarios por individuo:

Lobo fino antártico: se deben medir por lo menos dos viajes alimentarios para cada ejemplar, de un número mínimo de 10 ejemplares.

Pingüinos adelia, de barbijo y macaroni: se debe obtener un registro completo de un mínimo de dos a tres viajes alimentarios para 10 ejemplares durante las etapas de cría/guardería de los polluelos.

DATOS OBLIGATORIOS

1. Fechas y horas del inicio y final de cada viaje alimentario.

2. Número de buceos en cada viaje alimentario.

3. Promedio ± desviación cuadrática media y mediana de la duración y profundidad de los buceos.

4. Promedio ± desviación cuadrática media y mediana de la duración del período en la superficie entre buceos. Esto sólo debe incluir los períodos en la superficie inferiores a cinco minutos. Se debe incluir también el tamaño de la muestra.

5. Promedio ± desviación cuadrática media y mediana de la razón entre el tiempo en la superficie y la duración del buceo previo. Esto sólo debe incluir los períodos en la superficie de menos de cinco minutos. Se debe incluir también el tamaño de la muestra.

6. Proporción del tiempo empleado en buceos durante el viaje alimentario. Esto debe incluir dos valores, la proporción del tiempo de inmersión y la proporción del tiempo empleado en intentos de buceo (definido por una secuencia de zambullidas con intervalos en la superficie no mayores de cinco minutos).

7. Proporción de buceos efectuados de noche, entre 20:00 y 04:00 hora local.

FIJACION DE INSTRUMENTOS

Antecedentes

La medición del comportamiento en el mar de los mamíferos marinos y pingüinos requiere que los dispositivos TDR se fijen externamente a la piel, pelo o plumas. Desde que se comenzó el uso de estos instrumentos en los animales ha existido la interrogante acerca de si ello afecta de alguna manera el comportamiento del animal, según las dimensiones y color del instrumento, cómo y dónde fue fijado al animal, etc. Además de asegurar el bienestar del animal, es necesario reducir al mínimo estos efectos de manera que las observaciones obtenidas puedan interpretarse como el comportamiento normal de las especies estudiadas. Existen indicaciones de que el tamaño y posición del instrumento afectan la profundidad del buceo, velocidad de la natación, el éxito de la reproducción y la duración de los viajes alimentarios (Wilson et al., 1986; Wilson y Culik, 1992; Walker y Boveng, 1994). Tomando en cuenta la necesidad de aumentar la utilización de instrumentos y la duración de la fijación de éstos en los animales, es preciso uniformar y mejorar las prácticas de fijación de ellos, a los efectos de obtener datos comparables de las distintas localidades y en las distintas escalas temporales.

Forma y tamaño de los instrumentos

Los avances en la tecnología de miniaturización de la década actual han reducido considerablemente el tamaño y peso de los instrumentos de fijación externa. El TDR de utilización más amplia en el mercado (Wildlife Computers, Mk V) pesa 45 g y mide 6.5 x 3.5 x 1.0 cm. Para las aves y mamíferos marinos el peso del instrumento tiene menos importancia que la forma y dimensiones externas del mismo. Sin embargo, siempre que sea posible, los instrumentos deben tener flotabilidad neutra. Esto se puede lograr cubriendo el instrumento en epóxido flotante.

El peso total del instrumento fijado a los pingüinos debe ser menor al 5% del peso del animal (Wilson y Culik, 1992).

El tamaño y la forma ejercen su efecto al crear arrastre adicional cuando el animal nada. El arrastre aumenta en función del área de la sección transversal del instrumento, pero ésta puede reducirse dándole una forma aerodinámica al instrumento. La forma hidrodinámica más eficiente es la de un huso, pero se debe utilizar una razón de finura (largo/diámetro) del aparato similar a la del animal en que será fijado. Una razón aproximada de 4,5 es probablemente óptima.

Los métodos de fijación que utilizan cintas adhesivas, resinas de epóxido y ligaduras de cable están bien establecidos y han sido probados en pingüinos y focas.

La cinta adhesiva (TESA) parecer afectar menos a los pingüinos (Wilson y Wilson, 1989) ya que al final del período de estudio puede ser removida sin dejar residuos en las plumas del ave. Sin embargo, puede que no sea adecuada para el uso más prolongado (de semanas, por ejemplo). También requiere que la forma del instrumento sea moldeada para permitir la fijación de la cinta adhesiva.

Se recomienda una combinación de resinas epoxídicas y amarras de cable como el método estándar para la fijación de instrumentos a focas y pingüinos.

Pingüinos: Se debe preparar al instrumento envolviéndolo en cinta aislante. Los instrumentos que han sido moldeados en epóxido pueden ser grabados con ranuras del mismo ancho que las amarras de cable en las esquinas, a fin de proporcionar un mejor asidero a éstos. Se amarran entonces los cables alrededor del instrumento y plumas

simultáneamente y se aplica resina de epóxido a la superficie superior del instrumento para impedir que los cables se corran. Se deben amarrar los cables con una pistola neumática especial. Se debe mantener a las aves encapuchadas por 5 a 10 minutos mientras se solidifica la resina.

Pingüinos y lobo fino antártico: Como alternativa, se puede utilizar epóxido de secado rápido en lugar de amarras de cable. En este caso el instrumento también se envuelve en cinta aislante y el epóxido se pone en la superficie inferior del instrumento antes de colocarlo en el ave o la foca. Se agrega entonces epóxido adicional en los costados del instrumento para asegurar la fijación a las plumas o piel del animal. Este método tiene la desventaja que se debe cortar el pelaje o plumas debajo del instrumento para su remoción. Por lo tanto, se debe cubrir un área mínima con epóxido.

Cuando se usan instrumentos más grandes, o por un tiempo más prolongado (de más de un mes) puede ser necesario adosar los instrumentos sin envoltura directamente al animal. Estos se sacan cortando cuidadosamente las plumas o el pelaje debajo del instrumento. Los que no sean retirados de esta manera se caerán durante la muda.

Lobo fino antártico: Cuando se requiere el uso de instrumentos más grandes (>100 g), o se precise retirarlos y reemplazarlos regularmente en ejemplares individuales, ellos deben fijarse con amarras de cable enhebradas en una red de nylon (1–2 cm de ancho) que va pegada a la piele con pegamento de epóxido, en porciones de su largo total, permitiendo así la formación de asas para que pase el cable, flexibilidad de movimiento del montaje junto al movimiento corporal de la foca y alteración mínima de la piel de ésta por el epóxido. Se debe utilizar un largo mínimo de red (normalmente el mismo largo que el instrumento) que permita el estudio.

Algunos pegamentos de secado rápido son exotérmicos y pueden afectar la resistencia estructural del pelaje o de las plumas, y por lo tanto su capacidad para sujetar al instrumento puede verse reducida si se genera demasiado calor. Se debe tener cuidado por lo tanto de esperar unos segundos antes de pegar el instrumento para permitir que se disipe el exceso de calor y utilizar así el mínimo de pegamento.

Pingüinos: Los instrumentos se deben fijar lo más abajo posible en la aleta caudal a lo largo de la línea media dorsal de la espalda pero en la parte anterior a la glándula uropigial del pingüino (Bannasch, 1994). Se ruega tomar nota que si la fijación del instrumento no se hace al centro, la natación puede verse muy afectada.

Lobo fino antártico: Los instrumentos se deben fijar a lo largo de la línea media dorsal de la espalda al nivel de la escápula.

Color

Pingüinos: Wilson et al. (1990) proponen que, en lo posible, el color del dispositivo debe ser similar al color de fondo del plumaje porque los pingüinos adelia picotean los instrumentos de colores vivos. Sin embargo, a menudo es ventajoso envolver los instrumentos en cinta aislante de colores vivos porque esto ayuda a su identificación a distancia. Puede que esto no presente problemas para algunas especies pero los observadores deben estar conscientes de los posibles efectos del color ya que puede distraer al animal que porta el instrumento, atraer la atención de otros pingüinos en la colonia (y como consecuencia perturbar al animal que porta el dispositivo) o atraer la atención de sus depredadores.

Lobo fino antártico: En este caso el color no es tan importante. El lobo fino antártico no parece ser atraído o distraído por los colores vivos. Sin embargo, debe evitarse la utilización del color rojo porque las aves que se alimentan de carroña tales como las palomas de mar y los skúas picotean los dispositivos y perturban al animal portador.

REFERENCIAS

Bannasch, R. 1994. Hydrodynamic aspects of design and attachment of a back-mounted device in penguins.

Bengtson, J.L., D.A. Croll and M.E. Goebel. 1993. Diving behaviour of chinstrap penguins at Seal Islands. *Antarctic Science*, 5: 9–16.

Boyd, I.L. 1993. Selecting sampling frequency for measuring diving behaviour. *Marine Mammal Science*, 9: 424–430.

Boyd, I.L., J.P.Y. Arnould, T. Barton and J.P. Croxall. 1994. Foraging behaviour of the Antarctic fur seal during periods of contrasting prey abundance. *Journal of Animal Ecology*, 63: 703–713.

Boyd, I.L. and J.P. Croxall. 1994. Diving behaviour of lactating Antarctic fur seals. *Canadian Journal of Zoology*, 70: 919–928.

Boyd, I.L., K. Reid and R.M. Bevan. 1995. Swimming speed and allocation of time during the dive cycles in Antarctic fur seals. *Animal Behaviour*, 50: 769–784.

Croll, D.A., S.D. Osmek and J.L. Bengtson. 1991. An effect of instrument attachment on foraging trip duration in chinstrap penguins. *Condor*, 93: 777–779.

Croll, D.A., A.J. Gaston, A.J. Burger and D. Konnoff. 1992. Foraging behaviour and physiological adaptation for diving in thick-billed murres. *Ecology*, 73: 344–356.

Croxall, J.P., D.R. Briggs, A. Kato, Y. Naito, Y. Watanuki and T.D. Williams. 1993. Diving pattern and performance in the macaroni penguin *Eudyptes chrysolophus*. *Journal of Zoology, London*, 230: 31–47.

Croxall, J.P. and R.W. Davis. 1990. Metabolic rate and foraging behaviour of *Pygoscelis* and *Eudyptes* penguins at sea. In: Davis, L.S. and J.T. Darby (Eds). *Penguin Biology*: 207–228. Academic Press, London, New York.

Croxall, J.P., Y. Naito, A. Kato, P. Rothery and D.R. Briggs. 1991. Diving patterns and performance in the Antarctic blue-eyed shag *Phalacrocorax atriceps*. *Journal of Zoology, London*, 225: 177–199.

Culik, B., R. Bannasch and R.P. Wilson. 1994. External devices on penguins: how important is shape? *Marine Biology*, 118: 353–357.

Culik, B.M., R.P. Wilson and R. Bannasch. 1994[b]. Underwater swimming at low energetic cost by Pygoscelid penguins. *Journal of Experimental Biology*, 197: 65–78.

Gentry, R.L., G.L. Kooyman and M.E. Goebel. 1986. Feeding and diving behaviour of northern fur seals. In: Gentry, R.L. and G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Srategies on Land and at Sea*. Princeton University Press, New Jersey: 61–78.

Feldkamp, S.D., R.L. DeLong and G.A. Antonelis. 1989. Diving patterns of California sea lions, *Zalophus californianus*. *Canadian Journal of Zoology*, 67: 872–883.

Hindell, M.A., D.J. Slip and H.R. Burton. 1991. The diving behaviour of adult male and female southern elephant seals, *Mirounga leonina* (Pinnipeds: Phocidae). *Australian Journal of Zoology*, 39: 595–619.

Pütz, K. and C.A. Bost. 1994. Feeding behaviour of free-ranging king penguins (*Aptenodytes patagonicus*). *Ecology*, 75: 489–497.

Walker, B.G. and P.L. Boveng. 1994. Effects of time-depth recorders on foraging behaviour of lactating Antarctic fur seals. Abstract, SCAR Sixth Biology Symposium, Venice, 30 May to 3 June 1994.

Watanuki, Y., A. Kato, Y. Mori and Y. Naito. 1993. Diving performance of Adélie penguins in relation to food availability in fast sea-ice areas: comparisons between years. *Journal of Animal Ecology*, 62: 634–646.

Williams, T.D., D.R. Briggs, J.P. Croxall, Y. Naito and A. Kato. 1992a. Diving pattern and performance in relation to foraging ecology in the gentoo penguin, *Pygoscelis papua*. *Journal of Zoology, London*, 227: 211–230.

Williams, T.D., A. Kato, J.P. Croxall, Y. Naito, D.R. Briggs, S. Rodwell and T.R. Barton. 1992b. Diving pattern and performance in non-breeding gentoo penguins (*Pygoscelis papua*) during winter. *Auk*, 109: 223–234.

Wilson, R.P. 1985. Seasonality in diet and breeding success of the jackass penguin. *Journal of Field Ornithology*, 126: 53–62.

Wilson, R.P. and M.P. Wilson. 1989. Tape: a package attachment technique for penguins. *Wildlife Society Bulletin*, 17: 77–79.

Wilson, R.P., H.J. Spairani, N.R. Coria, B.M. Culik and D. Adelung. 1990. Packages for attachment to seabirds: what colour do Adélie penguins dislike least? *J. Wildl. Manage.*, 54: 447–451.

Wilson, R.P. and B.M. Culik. 1992. Packages on penguins and device-induced data. In: Priede, I.G. and S.M. Swift (Eds). *Wildlife Telemetry*. Ellis Howard, Chichester: 580-673.

SECCION 5

PROTOCOLOS PARA LA RECOLECCION DE MUESTRAS PARA EL ANALISIS TOXICOLOGICO

PROTOCOLOS PARA LA RECOLECCIÓN DE MUESTRAS PARA EL ANÁLISIS TOXICOLÓGICO

El procedimiento siguiente describe los métodos para la recolección y conservación de muestras histológicas de animales vivos o muertos, cuando se sospechen agentes contaminantes o substancias tóxicas en las especies de seguimiento del CEMP.

Se deben recolectar muestras para determinar la presencia de compuestos organoclorados tales como bifenilos policlorinados (PCB), diclorodifeniltricloroetano (DDT), lindano, hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAH) y metales pesados (cadmio, mercurio, plomo, zinc y cobre). Se debe tener en cuenta que el contenido de compuestos químicos en las aves marinas puede atribuirse a razones naturales, como la dieta y comportamiento.

Se recomienda que todos los grupos que trabajan en el terreno en los programas del CEMP mantengan el equipo adecuado para la recolección, conservación y transporte de muestras para los análisis de laboratorio siguientes.

El análisis de las muestras para la detección de contaminantes comprende técnicas sofisticadas y costosas y por lo tanto requieren los servicios de centros especializados.

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE MUESTRAS

Hidrocarburos clorados

El contenido total de hidrocarburos clorados en el cuerpo puede determinarse del tejido muscular y/o adiposo, de biopsias de la piel, de huevos no eclosionados, de la sangre, del aceite de la glándula uropigial y del contenido estomacal. Se debe recolectar un mínimo de 2 g de tejido o piel y unos pocos microlitros de aceite de dicha glándula. Si se trata de un cadáver, se deben recolectar además muestras del hígado, del tejido muscular y del cerebro. Las muestras deben obtenerse de animales que han muerto recientemente, manteniendo un registro de los parámetros biométricos y de la fecha y hora de la muerte y de la toma de la muestra.

Metales pesados

La recolección de muestras de plumas, heces y biopsias de piel efectuada antes de la muerte del animal es adecuada para el análisis de metales pesados. Si se trata del muestreo post-mortem de ejemplares muertos recientemente, el muestreo puede también incluir el hígado y riñones.

Análisis bioquímico

Las alteraciones de respuestas bioquímicas específicas (es decir, reacciones enzimáticas y metabolitos) pueden denotar la contaminación de las aves. Estos análisis se llevan a

cabo en muestras similares a las descritas para los análisis anteriores. La tabla siguiente presenta un resumen de las muestras biológicas adecuadas para análisis bioquímicos específicos:

Análisis	Muestra
Porfirina (COPRO-URO-PROTO)	Heces, plumas, hígado, sangre (sin separar)
Función mixta del sistema de oxidasas: Etoxiresorufina-O-desetilasa (EROD) Pentoxiresorufina-O-desetilasa (PROD) Benziloxiresorufina-O-desetilasa (BROD)	Hígado, biopsias de piel
Benzopireno-monooxigenasa (BPMO) CYT-P450-reductasa	
Esterasas: Acetilcolinoesterasa (AChE) Butirilcolinoesterasa (BChE)	Cerebro, sangre (sin separar para los mamíferos, y suero o plasma para las aves y peces)

RECOLECCIÓN Y CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Todas las muestras deben recolectarse en envases de vidrio o tubos que puedan ser sellados de manera de evitar la deshidratación durante el almacenamiento.

Las muestras para el análisis de metales pesados y de hidrocarburos clorados deben ser congeladas lo más pronto posible a –20°C. Se debe evitar la contaminación de las muestras, en el caso de los metales pesados, por elementos metálicos en los tubos de las muestras (es decir, las tapas de metal) y, en el caso de los hidrocarburos, por plásticos (es decir, envolturas plásticas).

Las muestras para el análisis bioquímico deben almacenarse rápidamente en nitrógeno líquido ya que el éxito de los análisis de laboratorio posteriores depende de una rápida congelación de las muestras.

Todas las muestras deben ser rotuladas con los detalles de la muestra, la identidad del animal y la fecha de recolección. Es importante asegurar que las muestras de tejidos del mismo animal puedan ser identificadas en el laboratorio. Se debe mantener un cuaderno de registro detallado que pueda ser enviado con las muestras.

CUADRO RESUMEN

(Leyenda: OC = compuestos organoclorados; HM = metales pesados; BR = reacciones bioquímicas; P = porfirinas; MFO = sistema mixto de oxidasas; E = esterasas; PE = polietileno)

	Tipo de Muestra (Cantidad)	Recolección	Conservación	**Importante**
OC	Tejido adiposo, biopsias de la piel (>2 g) Aceite de la glándula uropigial (un par de µL) Hígado, cerebro (post-mortem; >2 g)	Tubos o envases de vidrio o polietileno	-20°C (se permite mantener muestras a 0°C aproximadamente por más de 12 horas hasta su almacenamiento a -20°C)	**No** use tubos/envases cuyo material incluya al **cloro**
HM	Plumas, heces, biopsias de la piel (2 g) Hígado, riñón (post-mortem; 2 g)	Tubos o envases de vidrio o polietileno	-20°C (se permite mantener muestras a 0°C aproximadamente por más de 12 horas hasta su almacenamiento a -20°C)	**No** use papel de aluminio o materiales **metálicos**
BR: P	Plumas, heces, hígado, sangre	Tubos o envases de vidrio o polietileno	Nitrógeno líquido (luego de ser congeladas pueden ser almacenadas a -80°C)	**No** mantenga muestras a **temperatura ambiente**
MFO	Hígado, biopsias de la piel	Tubos o envases de vidrio o polietileno	"	"
E	Cerebro, sangre	Tubos o envases de vidrio o polietileno	"	"

SECCION 6

PROTOCOLOS PARA LA RECOLECCION DE MUESTRAS PARA EL ANALISIS PATOLOGICO CUANDO SE SOSPECHAN ENFERMEDADES EN LAS ESPECIES DE AVES ESTUDIADAS

PROTOCOLOS PARA LA RECOLECCION DE MUESTRAS PARA EL ANALISIS PATOLOGICO CUANDO SE SOSPECHAN ENFERMEDADES EN LAS ESPECIES DE AVES ESTUDIADAS

INTRODUCCION

Las enfermedades y el parasitismo ocurren en todas las colonias de aves pero en muchos casos pasan desapercibidos. Pueden encontrarse presentes en grado subclínico, y manifestarse en períodos de estrés o de cambios en la colonia. La enfermedad manifiesta, que se reconoce por lo general cuando ocurre la muerte, es obvia, pero la enfermedad subclínica generalmente pasa inadvertida aunque se puede sospechar su existencia cuando hay etapas de disminución en la producción de polluelos o fallas del desarrollo en general.

Esta sección describe la base para la evaluación patológica cuando se sospecha la presencia de enfermedad en las especies de aves estudiadas.

Se proporciona el protocolo siguiente para la recolección de especímenes en el terreno, donde el equipo de laboratorio es rudimentario o inexistente y el personal que efectúa los análisis carece de preparación en el campo de la patología. No se espera poder determinar la causa de la muerte de inmediato, ya que por lo general se requieren el análisis microbiológico y otras investigaciones. Largas demoras en el diagnóstico son de esperar. El etiquetado y registro detallados de las muestras, su almacenamiento y descripción es de suma importancia.

Se recomienda instruir a todos los equipos que trabajan en terreno en los programas del CEMP en la recolección de especímenes, en anatomía general de las aves y en las técnicas *post mortem* descritas en este documento. Los equipos deben mantener una provisión de materiales para la obtención de muestras en su localidad de seguimiento.

Es importante establecer contacto con un patólogo veterinario antes de partir a la Antártida a fin de asegurar el análisis de las muestras, ya que el análisis de laboratorio puede requerir métodos especiales de recolección y conservación de especímenes.

ANTECEDENTES

Prevención de la diseminación de enfermedades

Aunque es posible que las aves perezcan por causas ajenas a los agentes patógenos, se debe suponer en todos los casos que la muerte puede haber sido ocasionada por un agente infeccioso. La posibilidad de diseminar una infección de una colonia a otra siempre está latente con consecuencias que pueden ser devastadoras. Las bacterias y los virus pueden sobrevivir a temperaturas bajas y algunos de estos agentes son extremadamente resistentes a condiciones extremas. La diseminación de patógenos puede ocurrir por transporte mecánico, por su adhesión a la ropa, equipo y vehículos.

En tanto que es importante establecer la amplitud del brote de la supuesta enfermedad, es de suma importancia no contribuir a su diseminación. No se debe visitar otras colonias a menos que se tomen medidas para reducir al mínimo la contaminación microbiana, tales como la limpieza y desinfección del equipo y ropa, en especial de las botas.

Protocolos y técnicas de observación

Información epidemiológica

Aunque los agentes patógenos, parásitos o microbios, causan enfermedades, por lo general existen muchos otros factores que contribuyen a los brotes de enfermedad o a la muerte de un ave. El estrés, inanición, depredación excesiva, perturbación por agentes humanos, condiciones meteorológicas inclementes, etc., contribuyen a las condiciones favorables para la manifestación clínica de la enfermedad. Estos factores son importantes en la determinación de la causa de un brote, su epidemiología y el conocimiento sobre las consecuencias de la enfermedad en el éxito de la reproducción de una población. Se deben registrar estos datos, además de recolectar muestras para el análisis patológico y de cadáveres.

Por lo tanto, es importante registrar los siguientes factores :

- factores demográficos: especie, sexo, edad, estado reproductivo, estadio en el ciclo de reproducción, tamaño de la colonia;
- factores medioambientales: ubicación, condiciones meteorológicas, hora, fecha, geografía de la colonia, acceso e intervención humana, presencia y actividad de los depredadores;
- número de aves enfermas o muertas, edad de las aves afectadas, ubicación de las aves afectadas en la colonia: proporción de las aves que se recuperan o presentan un cuadro clínico; y
- descripción de los síntomas de la enfermedad.

Salud y condiciones sanitarias del hombre

Varias enfermedades de las aves, algunas de ellas observadas en aves de la Antártida, son capaces de contagiar al hombre y de producir enfermedades serias, por ejemplo *Chlamydia* spp. (psitacosis), *Salmonella* spp., *Mycoplasma avium* (tuberculosis) e influenza avícola. Por otra parte, el hombre es portador de varios organismos patógenos y no patógenos que causan enfermedades en las aves. Las aves enfermas o estresadas son más susceptibles a tales patógenos y se deben tomar precauciones para disminuir al mínimo el riesgo de contagio a las aves. Las siguientes precauciones deben adoptarse para prevenir la transferencia y diseminación de enfermedades entre el hombre y las aves:

- usar guantes de goma;
- usar una mascarilla si la habitación carece de ventilación apropiada o si la persona que hace la disección, o está en contacto estrecho con el ave, tiene una infección respiratoria;
- mojar las plumas del ave o sumergir el ave completamente en agua antes de la autopsia o antes de abrir el abdomen;
- abrir el ave en un área con buena ventilación, y no en condiciones de viento;
- el personal debe desinfectar los rasguños y cortaduras de la piel lo más pronto posible;
- usar ropa protectora y lavarla luego del contacto con aves enfermas o muertas;

- practicar medidas sanitarias razonables; y
- estar en conocimiento de las medidas de seguridad pertinentes al uso de la formalina, el nitrógeno líquido y alcohol absoluto.

La investigación

La investigación de la muerte del ave incluye la observación y descripción de síntomas clínicos (si ellos están presentes), el examen externo del ave, la recolección de muestras, y la ejecución e informe de una autopsia. Puede que no sea necesario llevar a cabo un examen *post mortem* detallado, pero si se acatan los procedimientos siguientes, se logrará una metodología para la recolección de muestras de tejidos y de otras materias para el análisis microbiológico y de parasitología.

El examen de los órganos internos debe efectuarse de manera sistemática para evitar su contaminación microbiológica y asegurar que todos los órganos sean examinados. Las muestras para el análisis microbiológico deben tomarse de manera progresiva mediante tórulas o frotis de impresión antes de sacar órgano o muestra de tejido alguna, a fin de reducir el riesgo de contaminación cruzada. Se pueden sacar muestras de tejidos de la mayoría de los órganos cuando el tracto gastrointestinal y los órganos torácicos están *in situ*. Se debe sacar el tracto gastrointestinal para la investigación de parásitos en el intestino, para la recolección del contenido estomacal e intestinal a fin de efectuar análisis de la dieta y bacteriológicos y para el examen de los riñones y gónadas, que están detrás del intestino.

La investigación de las causas de una enfermedad y de la mortalidad en una colonia será asistida en gran parte por la mantención de registros detallados, con fotografías tomadas progresivamente, en particular antes de recolectar las muestras de tejidos. También pueden resultar útiles para la investigación las descripciones en cintas de cassettes y de video.

Examen externo de un ave

El examen de un ave debe comenzar con la palpación para detectar huesos quebrados u otras anormalidades, lo que puede resultar difícil en la presencia de *rigor mortis* y la congelación del cadáver. Se deben describir las heridas y otras lesiones (por ejemplo tumores, protuberancias, áreas sin plumas y supuraciones), incluyendo el color, consistencia y tamaño.

El examen sistemático del ave debe efectuarse en la siguiente secuencia:

- medición del peso corporal;
- evaluación morfométrica – largo y grosor del pico, longitud del ala y del dedo del medio;
- integumento – condición de la piel y plumas, señales de trauma, costras en la piel, parásitos externos;
- cabeza – ojos, orificios nasales, pico, cavidad bucal y oídos, presencia de supuraciones, tomar nota del color y la consistencia, color de las membranas mucosas – lesiones en la cavidad bucal, hinchazones;
- cuello – hinchazones y heridas;

- condición del cuerpo – tejido adiposo, normal, adelgazado, deshidratado;
- abdomen – su distensión indica que el ave ha comido recientemente, plano indica que no ha comido recientemente;
- pliegue incubatriz – presencia de lesiones costrosas; rojas y vasculares como cuando el ave está incubando;
- ano – cloaca: sucia o apelmazada; diarrea, sangre, color del excremento;
- glándula uropigial (en la parte superior de la base de la cola);
- alas – heridas, deformaciones; y
- extremidades posteriores – heridas, deformaciones.

Recolección de muestras

Recolección de aves enteras

En los casos de brotes graves de enfermedad, con muchas aves enfermas o muriéndose, se deben recolectar cadáveres enteros, de aves recién muertas si es posible, que representen en conjunto a la variedad de aves afectadas en cuanto a edad, sexo y síntomas clínicos. Los cambios experimentados después de la muerte del ave disminuyen la calidad de las muestras de tejidos para el examen histológico y microbiológico.

- Recolectar tres a cinco aves como mínimo.
- Envolver cada una individualmente en plástico si es posible y colocar en bolsa plástica.
- Congelar (-20 a -70°C) lo más pronto posible.
- Asignar un número a cada ave a fin de identificarlas individualmente.
- Poner una etiqueta en cada ave con un número de identificación, el sexo si se conoce, edad, lugar y hora de su recolección, identidad del recolector.
- Preparar un inventario completo de las aves recolectadas.

Recolección de tejidos

Seleccionar aves que exhiben varios síntomas antes de su muerte. Sacar muestras de tejido de todos los órganos principales, en particular de los que presentan lesiones macroscópicas (por ejemplo, puntos blancos en el hígado).

- Se deben tomar muestras de tejido del intestino, páncreas, hígado, riñón, bazo, pulmón, corazón, cerebro, timo, y la bursa (en polluelos) y de cualquier lesión anormal; si el ave es pequeña, se debe dejar el intestino enrollado y hacer secciones transversales de las asas y proceder luego a la fijación; se evita así la manipulación del tejido frágil.
- Se debe usar un bisturí para sacar muestras de tejidos.

- Cada muestra debe llevar una etiqueta con el número de identidad del ave, el tipo de tejido, el lugar, fecha y hora de la recolección, y nombre de la persona que la recolectó.
- Preparar un inventario completo de las aves recolectadas.

Muestras para el análisis de histopatología

- Conservar los tejidos en una solución tampón de formalina al 10%.
- Cortar pedazos de tejido no mayores de 1 cm^3.
- Conservar el tejido en líquido de preservación en una razón de 1:10 (tejido/líquido) por dos o tres días.
- Transferir el tejido fijado a otro envase con un volumen de formalina suficiente sólo para mantenerlo húmedo.
- No se deben congelar los tejidos que han sido fijados.

Muestras para el análisis microbiológico

- Tomar muestras de tejidos idénticas a las del análisis histopatológico para el aislamiento e identificación de virus.
- Congelar y conservar a -70°C.

Muestras para el análisis toxicológico– (véase 4ª Parte, Sección 5)

Contenido intestinal:

- El contenido estomacal debe ser recolectado y fijado en alcohol al 70%.
- Las muestras deben marcarse en el envase con lápiz o tinta indeleble. Se debe poner una etiqueta adicional dentro del envase.

Recolección de huevos

Cuando falla la incubación de los huevos, el reclutamiento de las aves a la colonia de reproducción en el futuro se ve gravemente afectado. Varias enfermedades bacterianas o virales pueden afectar la viabilidad del embrión dentro del huevo.

- Recolectar huevos frescos o incubados.
- En lo posible, conservarlos congelados a -70°C.
- Marcar con lápiz en la cáscara y en etiqueta adjunta el número de identidad y tipo de huevo, el lugar, fecha y hora de la recolección, y nombre de la persona que hizo la recolección.
- Preparar un inventario completo de los especímenes recolectados.

Recolección de sangre para el análisis serológico

El título de anticuerpos indica que el ave tuvo contacto con agentes infecciosos específicos. El nivel del título de los anticuerpos puede indicar si se trata de un contacto reciente o de una infección activa. Las infecciones recientes confieren los títulos más elevados de anticuerpos a las aves.

- Mediante técnicas asépticas, extraiga 2 a 3 ml de sangre de la vena branquial o de la tibia y coloque en un tubo de vidrio o un tubo esterilizado de recolección de sangre.
- Evite la coagulación de la sangre durante la recolección mediante un buen flujo sanguíneo.
- Evite la congelación de la sangre durante la recolección efectuando la venepuntura en condiciones que protejan del viento.
- Mantenga los tubos de recolección de la sangre tibios (por ejemplo en el interior de la chaqueta) y deje reposar por doce horas a una temperatura tibia a fin de asistir la coagulación.
- Evite la congelación ya que ésta causará la hemolísis y el suero estará coloreado.
- Se pueden centrifugar las muestras de sangre a fin de obtener mayor cantidad de suero.
- Succionar el suero con una pipeta, evitando la contaminación con la fracción celular.
- Guarde el suero y la fracción celular en tubos de refrigeración. Estos deben tener tapas de rosca externa para disminuir la pérdida de suero al abrirlo.
- Congelar el suero a una temperatura de -20°C a -70°C. Almacenar la fracción celular a -70°C si es posible, ya que entonces puede ser utilizada para el análisis microbiológico.
- Marque los tubos de suero y de células con el lugar y fecha de la recolección, número de identificación del ave, especie, polluelo o adulto, sexo y la identidad del recolector.
- Preparar un inventario completo de los especímenes recolectados.

Recolección y preservación de parásitos

Ectoparásitos

Los piojos y las garrapatas se encuentran por lo general fuera del alcance de los movimientos habituales de limpieza del animal, por ejemplo, debajo del pico, en los canales del oído, en la cabeza y a lo largo de la espalda. El pliegue incubatriz puede proporcionar también un lugar ideal para los ectoparásitos.

- Tomar raspados de las áreas escamosas, en el centro y en los bordes de la lesión.
- Preservar los especímenes en una solución al 70% de etanol y al 5% de glicerol.

- Marque cada envase con el lugar y fecha de la recolección, el nombre del recolector, la especie, edad aproximada y sexo del ave, si éste se conoce.
- Preparar un inventario completo de los especímenes recolectados.

Endoparásitos

Los ascáridos, las tenias y los trematodos se encuentran en el intestino y demás órganos. Se abre el tracto gastrointestinal desde el estómago a la cloaca luego de sacarlo de la cavidad abdominal. El procedimiento general para la recolección y preservación de los endoparásitos es el siguiente:

- Lavar el exceso de contenido intestinal, líquidos y restos y sacar cuidadosamente los parásitos del lumen.
- Disecar y manejar los endoparásitos con cuidado ya que son frágiles.
- Fijar en suero fisiológico con 10% de formol o en etanol al 70% caliente o tibio para el análisis posterior.
- Preservar secciones transversales del tejido infestado en suero fisiológico con 10% de formol.
- Marque cada envase con el lugar y fecha de la recolección, el nombre de quien la efectuó, la especie, el número de identidad del ave, edad y sexo si se conoce.
- Preparar un inventario completo de los especímenes recolectados.

Nematodes (ascáridos)

Estos gusanos se encuentran en la tráquea, esófago (incluso por debajo de la membrana de revestimiento), estómago e intestino delgado. Examinar los tejidos de revestimiento subcutáneos y viscerales a fin de detectar quistes o lesiones por debajo de ellos. Las larvas de los nematodes pueden formar quistes. Los parásitos en el lumen del intestino o la tráquea pueden recolectarse como se describe arriba.

- Mantener los parásitos en suero fisiológico tibio (solución al 0,9% de NaCl) por varias horas antes de la fijación.

Trematodes (gusanos)

Los gusanos se encuentran en el intestino delgado, el colon descendente, el antro de la cloaca, riñones, vesícula biliar e hígado y causan daño a los tejidos y órganos asociados. Examinar los vasos sanguíneos del mesenterio intestinal y el riñón si hay anomalías en estos órganos a fin de confirmar la presencia de gusanos en los vasos.

- Mantener los parásitos en suero fisiológico tibio (solución al 0,9% de NaCl) por varias horas.
- Si los gusanos están muy contraídos, colocar en agua destilada por varias horas y la osmosis hará que se hinchen y distiendan.

Cestodes (tenias)

Las tenias adultas se encuentran en el lumen del intestino. Sus larvas o cestodes pueden encontrarse en el tejido adiposo subcutáneo o en la cavidad corporal en la forma de quistes o vesículas esféricas. Los adultos son frágiles y a menudo numerosos.

- Recolectar unos pocos especímenes enteros, de la cabeza (éscolex) y la proglotis grávida terminal.
- Lavar suavemente en agua destilada por varias horas hasta que se distiendan.

Parásitos de la sangre

Se pueden identificar los hemoparásitos de los frotis sanguíneos. Estos pueden almacenarse indefinidamente para su examen posterior.

- Hacer un frotis fino de sangre en un portaobjetos de vidrio para el microscopio. Esto requiere de cierta práctica.
- Secar al aire. No sople aire caliente sobre el frotis.
- Fijar en metanol al 100%.
- Almacenar en un lugar oscuro y seco.
- Marcar cada portaobjeto con el lugar y fecha de la recolección, el nombre de quien la efectuó, el número de identificación del ave, su especie, su edad y sexo si se conoce.
- Preparar un inventario completo de los especímenes recolectados.

Recolección y preservación del material para la investigación de infecciones bacterianas, virales y fúngicas.

Existen brotes de enfermedades infecciosas en las aves de la Antártida. La mortalidad juvenil puede deberse a infecciones microbianas u oportunísticas cuando las aves están estresadas por el hambre, depredación o amontonamientos. Raramente se encuentran muertos a los adultos de una colonia. La muerte súbita indica una posible infección viral o bacteriana, en las cuales los síntomas clínicos pueden no ser aparentes, sin embargo, en enfermedades menos agudas o de muerte más lenta se pueden apreciar algunos síntomas. Estos pueden incluir supuración de los ojos o boca, tos, estornudos, respiración laboriosa, signos nerviosos, temblores, convulsiones y diarrea. Se debe considerar la infección viral cuando hay lesiones costrosas en las regiones sin plumas o en la cavidad bucal.

Es importante recolectar sangre para el análisis de anticuerpos, y tomar muestras para el cultivo de la fisura palatina, tráquea y cloaca mediante una tórula. Se deben tomar muestras tanto de las aves que presentan varios síntomas como de las que no presentan síntoma alguno de enfermedad.

- Recolectar el material con una tórula estéril.
- No usar tórulas con mango de madera para la recolección de *Chlamydia* spp. ya que la madera puede resultar tóxica para este organismo.

- Colocar la tórula en un tubo de refrigeración estéril.
- Agregar un medio de transporte frío a la tórula lo más pronto posible.
- Almacenar las tórulas para el aislamiento de virus y bacterias a -70°C.
- Las muestras bacteriológicas recolectadas en tubos con medio de transporte de carbón Ames deben ser almacenados a una temperatura de 0°C a 4°C.
- No se deben congelar las tórulas.
- Estas muestras deben ser cultivadas lo más pronto posible.
- Medios para el almacenamiento de muestras:

  muestras de virus-
  caldo de infusión de corazón y cerebro con antibióticos;

  muestras de bacterias-
  caldo de infusión de corazón y cerebro sin antibióticos;

  muestras de micoplasma y clamidia-
  caldo de infusión de corazón y cerebro sin antibióticos.

EXAMEN Y DISECCION DE AVES MUERTAS

Los detalles del procedimiento de disección *post mortem* se dan como guía para la recolección de muestras, a fin de reducir al mínimo la contaminación. La autopsia no es esencial y si se lleva a cabo, debe efectuarse en un ambiente limpio y cómodo. La evaluación patológica detallada de un ave puede tomar varias horas. Las fotografías a color del ave y de sus órganos expuestos, asistirán en el diagnóstico de la causa de la muerte.

Técnica de disección y autopsia

A continuación se presenta el procedimiento para la disección del cadáver y el examen de los órganos.

- Mojar el ave con un chorro de agua tibia con detergente si el cuerpo está sucio.
- Colocar el ave de espaldas en una tabla de disección bien iluminada y cubierta con un forro desechable de papel o plástico. Puede ser necesario sujetar el ave en esa posición. Dislocar las caderas en todas las aves, excepto en pingüinos, si fuera necesario.
- Apartar las plumas y hacer una incisión en la piel sobre el esternón. Extender la incisión desde la línea media del pico a la apertura del ano, sin cortar a través de la pared abdominal. Pelar hacia atrás la piel hasta exponer los músculos del cuello, del pecho (los pectorales) y del abdomen, y hasta los muslos y patas si es posible. Esto es necesario para evitar la contaminación de las cavidades abdominales y torácicas con plumas. Se debe tener mucho cuidado con las aves pequeñas y las que han muerto hace cierto tiempo ya que la presión puede romper la musculatura abdominal.

Notas de examen:
Haga una evaluación subjetiva de la masa y color de la musculatura, describiendo a presencia de hemorragias subcutáneas y musculares. Estas pueden aparecer como puntos y manchas rojas, o moretones.

- Abrir la cavidad abdominal con tijeras, cortando a lo largo de la línea media y el borde posterior de la cavidad torácica mientras se sujeta la pared abdominal con pinzas diente de ratón. Se debe tener cuidado de no pinchar la vesícula biliar, el hígado o el tracto gastrointestinal. Doblar los músculos abdominales hacia atrás para exponer el contenido del abdomen.

Notas de examen:
Color del hígado, tamaño de la vesícula biliar, presencia de líquido en la cavidad abdominal – cantidad, color y consistencia; color y distensión de las asas del intestino; presencia de alimento en el estómago e intestino.

- Cortar los músculos pectorales con un bisturí a ambos lados del esternón, a través de la superficie de las costillas. Utilizar cizallas para cortar huesos, según el tamaño y edad del ave, para cortar las costillas del esternón y levantar éste a fin de exponer el contenido del tórax y del abdomen anterior. Los sacos aéreos están expuestos. Cortar a través de las clavículas para sacar el esternón.

- Como alternativa, para aumentar al máximo la exposición de la cavidad torácica se puede sacar la mayor parte de las costillas con un corte dorsal de éstas. Esto alterará los sacos aéreos pero su examen es factible.

Notas de examen:
Los sacos aéreos son sacos membranosos transparentes localizados en el tórax y abdomen y normalmente no contienen líquido Notar la presencia de líquido, su color y consistencia. Tome muestras de cualquier líquido o material con una tórula. También se debe registrar anormalidades del grosor y transparencia de la membrana de los sacos aéreos. Registrar el color y la consistencia del líquido u otros materiales foráneos en la cavidad torácica y saco del pericardio – el saco membranoso que contiene el corazón. Además, describa los tumores u otras lesiones en los pulmones.

- Cortar a través de la mandíbula derecha y arco hioide y abrir la cavidad bucal. Examinar y tomar muestras de tejido y con tórulas de la lengua, fisura palatina, orofaringe, glotis, laringe y timo (en juveniles) cuando proceda. Abrir el esófago y tomar muestras de tejido y con tórulas si es necesario.

Notas de examen:
Observar si hay indicios de hinchazones, supuraciones, decoloración, lesiones, etc.

- Para sacar el tracto gastrointestinal, cortar el esófago transversalmente entre dos amarras que obstruyen el lumen, una por debajo de la cavidad torácica y la otra por debajo del intestino grueso cerca de la cloaca. Se puede levantar el intestino rompiendo con suavidad el mesenterio y los ligamentos suspensores. Se debe tener cuidado de no romper la vesícula biliar ya que la bilis descolora los tejidos.

- La bursa de Fabricio se encuentra cerca del ano en los juveniles – examine y tome muestras.

- Abra la tráquea, la siringe y el saco pericárdico. Por lo general no es necesario sacar los órganos torácicos.

Notas de examen:
Notar la presencia de líquido, espuma, su consistencia y color en el lumen de la tráquea. El saco es normalmente translúcido y de superficie brillante. Registrar si la membrana está engrosada, la presencia de líquido o de material en el saco del pericardio.

- Desollar la cabeza antes de sacar el cerebro. Se puede separar la cabeza del cuello en esta etapa. Cortar a través del cráneo con tijeras o cizallas para hueso. Se debe sacar el cerebro con mínima manipulación. Verter el cerebro hacia afuera mediante la gravedad, en dirección antero-posterior.

- Abrir las articulaciones de las alas y las extremidades posteriores.

Notas de examen:
El líquido de las articulaciones es por lo general claro, y el cartílago es blanco y liso. Tomar muestras con tórulas del líquido viscoso o material en la articulación que no sea claro.

- Se puede obtener médula ósea de las cavidades medulares del fémur y tibia. Si no se puede encontrar médula, se deben presentar costillas para el examen histológico.

LISTA DEL EQUIPO RECOMENDADO

El equipo que figura a continuación es suficiente para permitir la recolección completa de muestras. Los artículos marcados con un asterisco son el mínimo que se requiere para la recolección de especímenes de aves en el terreno para su análisis posterior. La recolección de muestras para la identificación de microorganismos de aves enfermas tiene prioridad.

Equipo auxiliar;

frascos de almacenamiento*
ropa – guardapolvos, monos*
mitones-guantes
bolsas de agua caliente o guateros
cajas con aislamiento para evitar la congelación del contenido*
cilindro con nitrógeno líquido o congelador*
sábana de plástico para cubrir el suelo*
termos
bolsas plásticas grandes y pequeñas*

Substancias químicas:

alcohol absoluto
desinfectantes*
solución salina o tamponada de formalina al 10%
formalina – reactivos para una solución tamponada de 10% de formalina
metanol absoluto
suero fisiológico -0,9% NaCl
tinturas – por ejemplo, Diff-Quick, azul de metileno o giemsa
agua estéril
glicerol

Protocolos y técnicas de observación

Equipo para el registro de datos:

máquina fotográfica con un lente macro de 35 mm y 50 mm*
grabadora de cassette
contadores – para el conteo de colonias
cuadernos de anotaciones – de preferencia de papel resistente al agua*
rollo para diapositivas a color*
lápices para marcar las bolsas de congelación
etiquetas para los cadáveres*
etiquetas para los especímenes*
lápices*
lápices de marcado con tinta indeleble*
cintas de goma*
gomas de borrar
cámara de video

Equipo microbiológico;

tubos de congelación – 2 ml, 5 ml, 10 ml*
medio de cultivo y almacenamiento de bacterias*
medio de cultivo y almacenamiento de virus*
tórulas – palillos estériles de madera, de plástico para *Chlamydia**
tórulas en medio de transporte – tubos de transporte de carbón Ames*

Equipo para el examen *post mortem*:

cinta adhesiva*
compresa empapada en alcohol o isopropanolol*
papel de aluminio
cizallas para hueso
sierra de huesos
botellas de 20, 50, 100 ml*
centrífuga
cubreobjetos
lápiz con punta de diamante
tablas de disección – plástico*
cubiertas desechables*
tachuelas
pinzas de secuestro: comunes y de dientes de ratón
frascos de vidrio
portaobjetos de vidrio*
guantes – látex, sin empolvar*
cuchillos – con mangos de plástico*
etiquetas
bolsas de basura grandes*
receptáculo para las agujas*
toallas de papel
bolsas de plástico para la congelación de varios tamaños
guantes de goma de varios tamaños, largos, gruesos*
reglas*
bisturíes y sus mangos tamaño 22 y 11
tijeras de punta fina y de hoja firme
envases de plástico de boca ancha y con tapa atornillada*
cáñamo*

mascarillas faciales quirúrgicas
huincha de medir*

Serología y hematología:

Tubos para la recolección de sangre – con heparina y sin, 2.5 ml, 5 ml, 10 ml*
rejilla para sujetar los tubos*
agujas de grosor 21, 23, 27 y de 1 pulgada de largo*
tubos Nunc para almacenar el suero
caja de portaobjetos
jeringas 3 cc, 5 cc, 10 cc*

REFERENCIAS

Fowler, M.E. (Ed.). 1986. *Zoo and Wild Animal Medicine*, Second Edition. W.B. Saunders Co., Philadelphia.

Friend, M. (Ed.). 1987. *Field Guide to Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Migratory Birds*. United States Department of the Interior Fish and Wildlife Service, Washington DC, Resource Publication, 167.

Geering, W.A, A.J. Forman and M.J. Nunn. 1995. *Exotic Diseases of Animals: a Field Guide for Australian Veterinarians*. Australian Government Publishing Service, Canberra.

Harrison, G.J. and L. Harrison (Eds). 1986. *Clinical Avian Medicine and Surgery*. W.B. Saunders Co., Philadelphia.

Ritchie, B.W., G.J. Harrison and L.R. Harrison (Eds). 1994. *Avian Medicine: Principles and Application*. Wingers Publishing Inc.