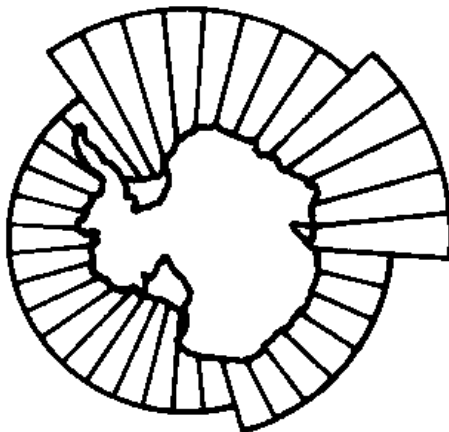


**COMMISSION POUR LA CONSERVATION
DE LA FAUNE ET LA FLORE MARINES DE L'ANTARCTIQUE**



**PROGRAMME DE CONTRÔLE
DE L'ÉCOSYSTÈME DE LA CCAMLR**

MÉTHODES STANDARD

CCAMLR
PO Box 213
North Hobart
Tasmania 7002
AUSTRALIE

Téléphone : 61 3 6210 1111
Fac-similé : 61 3 6224 8744
E-mail : ccamlr@ccamlr.org
Site Web : www.ccamlr.org

Juin 2014 (version révisée)

Ce document est publié dans les langues officielles de la Commission : l'anglais, l'espagnol, le français et le russe. Des exemplaires peuvent en être obtenus auprès du secrétariat de la CCAMLR à l'adresse indiquée ci-dessus.

TABLE DES MATIÈRES

	Page
INTRODUCTION	(iii)
TABLEAUX RÉCAPITULATIFS ET CARTES	(v)

PARTIE I : MÉTHODES STANDARD DE CONTRÔLE DES PARAMÈTRES D'ESPÈCES PRÉDATRICES

Section 1 : Manchots

Partie I, section 1 :

Méthode A1 – Poids des adultes à l'arrivée dans la colonie de reproduction	A1.1–A1.5
Méthode A2 – Durée du premier tour d'incubation	A2.1–A2.4
Méthode A3 – Taille de la population reproductrice :	
A Dénombrement à terre	A3.1–A3.5
B Dénombrement par photographie aérienne	A3.7–A3.10
Méthode A4 – Survie et recrutement annuels selon l'âge	A4.1–A4.9
Méthode A5 – Durée des sorties alimentaires	A5.1–A5.8
Méthode A6 – Réussite de la reproduction	A6.1–A6.7
Méthode A7 – Poids des jeunes à la première mue	A7.1–A7.5
Méthode A8 – Régime alimentaire des jeunes	A8.1–A8.7
Méthode A9 – Chronologie de la reproduction	A9.1–A9.8

Section 2 : Oiseaux volants

Partie I, section 2 :

Méthode B1 – Taille de la population reproductrice	B1.1–B1.4
Méthode B2 – Réussite de la reproduction	B2.1–B2.4
Méthode B3 – Survie et recrutement annuels selon l'âge	B3.1–B3.4
Méthode B4 – Régime alimentaire des jeunes	B4.1–B4.5
Méthode B5 – Taille de la population, réussite de la reproduction	B5.1–B5.7
Méthode B6 – Survie et recrutement annuels des adultes	B6.1–B6.4

Section 3 : Phoques

Partie I, section 3 :

Méthode C1 – Durée des sorties alimentaires des femelles/périodes d'allaitement	C1.1–C1.7
Méthode C2 – Croissance des jeunes	C2.1–C2.7

Section 4 : Suivi d'espèces ne dépendant pas du krill

Partie I, section 4 :

Méthode T1 – Régime alimentaire des adultes chez le cormoran antarctique pendant la saison de reproduction	T1.1–T1.4
--	-----------

PARTIE II :
MÉTHODES STANDARD DE CONTRÔLE
DES PARAMÈTRES DE L'ENVIRONNEMENT

Méthode F1 – Couverture de glace de mer vue du site du CEMP	PARTIE II : F1.1
Méthode F2 – Glaces de mer dans les zones d'étude intégrée (ISR) . . .	F2.1
Méthode F3 – Conditions météorologiques locales	F3.1–F3.2
Méthode F4 – Couverture de neige sur le site du CEMP	F4.1

PARTIE III :
DÉCLARATION ET TRAITEMENT DES DONNÉES DU CEMP

Section 1 : Formulaire de présentation des données du CEMP	Partie III, section 1
Section 2 : Directives relatives à la présentation des données du CEMP	Partie III, section 2 : 1–7
Section 3 : Indices du CEMP : calcul et comparaison par le secrétariat	Partie III, Section 3 : 1–34

PARTIE IV :
PROTOCOLES ET TECHNIQUES D'OBSERVATION

Section 1 : Détermination du sexe des manchots	Partie IV, Section 1 : 1–6
Section 2 : Recommandations relatives à une technique de lavage d'estomac des manchots	Partie IV, Section 2 : 1
Section 3 : Contrôle des populations dans les vastes colonies de pétrels antarctiques	Partie IV, Section 3 : 1–5
Section 4 : Utilisation des TDR pour la collecte des données sur le comportement en mer des manchots et des otaries de Kerguelen	Partie IV, Section 4 : 1–7
Section 5 : Protocoles de collecte d'échantillons en vue d'analyses toxicologiques	Partie IV, Section 5 : 1–3
Section 6 : Protocoles de collecte d'échantillons en vue d'analyses pathologiques lorsque l'on soupçonne la présence de maladies chez les espèces d'oiseaux contrôlées	Partie IV, Section 6 : 1–13

INTRODUCTION

Lors de la création de la CCAMLR, on s'est rendu compte que la réglementation de l'exploitation des ressources marines vivantes de l'Antarctique conforme à l' "approche fondée sur l'écosystème" renfermée dans l'Article II, reposait sur le contrôle de l'effet produit par cette exploitation sur les espèces dépendantes. Dans ce contexte, le terme "espèces dépendantes" se réfère principalement aux animaux prédateurs d'espèces exploitées sur le plan commercial (soit, à l'heure actuelle, le krill et le poisson), tels que les oiseaux et les phoques.

LA CCAMLR a entamé en 1984, la planification de son programme de contrôle de l'écosystème (CEMP), dont les objectifs étaient définis comme suit :

- i) détecter et relever tout changement important dans les composants critiques de l'écosystème afin d'avoir une base pour la conservation des ressources marines vivantes de l'Antarctique; et
- ii) distinguer les modifications dues à l'exploitation des espèces commerciales de celles dues aux variations tant physiques que biologiques du milieu.

Le groupe de travail sur le contrôle et la gestion de l'écosystème (WG-EMM), comme son prédécesseur, le groupe de travail du CEMP (WG-CEMP), a pour responsabilité de concevoir et de coordonner le programme de contrôle ainsi que d'analyser et d'interpréter les données qui en découlent. La plus grande partie du programme porte sur le contrôle des espèces dépendantes (les prédateurs) mais, pour distinguer les changements dus à l'exploitation de ceux dus à la variabilité du milieu, le programme contrôle également les espèces exploitées, les stratégies d'exploitation et les paramètres de l'environnement.

Le programme ne tente pas de contrôler toutes les espèces dépendantes au sein de l'écosystème antarctique, mais vise celles qui sont susceptibles de répondre aux changements survenant dans la quantité disponible d'espèces exploitées (ces espèces dépendantes répondent quelquefois au terme d' "espèces indicatrices"). Il s'agit de prédateurs dépendant spécifiquement des proies identifiées, ayant une large répartition géographique et jouant un rôle important dans l'écosystème. A l'heure actuelle, la liste (tableau 1) comporte le phoque crabier et l'otarie de Kerguelen, les manchots Adélie, à jugulaire et papou, le gorfou macaroni, les pétrels, antarctique et du Cap, et l'albatros à sourcils noirs.

Deux ensembles de sites ont été sélectionnés pour le programme de contrôle : un ensemble principal de sites dans trois zones d'étude intégrée définies (ISR – secteurs d'étude intensive des interactions des prédateurs, des proies et de l'environnement), et un réseau de sites supplémentaires qui complète la recherche dans ces régions (tableaux 2 et 3 et cartes 1 à 3). Dans les ISR, les sites soit sont adjacents aux secteurs exploités, soit en sont séparés, permettant ainsi un contrôle expérimental.

Plusieurs paramètres sont contrôlés pour chacune des espèces dépendantes. L'échelle à laquelle ces paramètres sont censés intégrer les changements du statut de l'écosystème varient de plusieurs jours à plusieurs semaines autour des sites de contrôle (réussite de la reproduction ou taux de croissance des jeunes, par ex.) ou de toute la région (poids des oiseaux proches de la reproduction ou survie des adultes, par ex.).

C'est à titre volontaire que les États membres de la CCAMLR participent aux programmes en réalisant des travaux sur le terrain et en procédant à l'acquisition de données. Les données collectées sont présentées au secrétariat de la CCAMLR qui effectue des analyses

spécifiques standard à l'intention du WG-EMM. Le secrétariat collecte et archive également les données pertinentes au programme en les acquérant d'autres programmes, nationaux ou internationaux, de contrôle de l'environnement (données sur la température des glaces de mer et de la surface de la mer obtenues par satellite, par ex.).

Depuis la création des méthodes standard du CEMP en 1987, la CCAMLR a collecté des données sur plus de 50 combinaisons de sites, espèces et paramètres. Huit États membres au moins se chargent actuellement d'acquérir des données. Certaines séries de données débutent à la fin des années 50, la plupart cependant commencent au milieu des années 80, lors de la mise en place du CEMP.

Le WG-EMM effectue l'analyse de ces données en vue de produire une évaluation annuelle de l'écosystème. Les tendances et les années anormales dans les paramètres contrôlés des espèces dépendantes (prédateurs) sont identifiées pour chaque espèce et chaque site. Ces phénomènes sont examinés en fonction des paramètres contrôlés des espèces exploitées et de l'environnement, les changements dus à la variation naturelle du milieu pouvant ainsi être distingués de ceux dus aux effets de la pêche.

Les méthodes décrites dans cette publication ont été définies par la CCAMLR à l'intention expresse du CEMP. À celles-ci sont annexées des notes sur la collecte et l'analyse des données d'où seront dérivées des séries standard de données comparables d'un site à un autre et d'une espèce à une autre.

En août 1997, suite à l'adoption de nouvelles méthodes standard et à la révision importante de la plupart des anciennes, une nouvelle édition des *Méthodes standard du CEMP* a été publiée. Celle-ci comporte des protocoles et des techniques d'observation, ainsi que tout un matériel de référence.

Le manuel, publié sous forme de classeur à feuilles volantes, est divisé, en fonction du sujet, en six parties, elles-mêmes divisées en sections. Les révisions sont publiées périodiquement, en tant que pages de remplacement, ou nouvelles pages à insérer dans le classeur, selon les instructions qui les accompagnent. Toutes les révisions doivent être insérées dans le classeur dès réception, conformément aux instructions, pour que le manuel soit toujours à jour.

Tableau 1 : Liste des espèces.

Code de l'espèce	Nom de l'espèce	Nom anglais	Nom français	Nom espagnol	Nom russe
PYD	<i>Pygoscelis adeliae</i>	Adélie penguin	Manchot Adélie	Pingüino adelia	Пингвин Адели
PYN	<i>Pygoscelis antarctica</i>	Chinstrap penguin	Manchot à jugulaire	Pingüino de barbijo	Антарктический пингвин
PYP	<i>Pygoscelis papua</i>	Gentoo penguin	Manchot papou	Pingüino papúa	Папуасский пингвин
EUC	<i>Eudyptes chrysolophus</i>	Macaroni penguin	Gorfou macaroni	Pingüino macaroni	Золотоволосый пингвин
SEA	<i>Arctocephalus gazella</i>	Antarctic fur seal	Otarie de Kerguelen	Lobo fino antártico	Южный морской котик
SET	<i>Lobodon carcinophagus</i>	Crabeater seal	Phoque crabier	Foca cangrejera	Тюлень-крабод
DIM	<i>Diomedea melanophrys</i>	Black-browed albatross	Albatros à sourcils noirs	Albatros de ceja negra	Чернобровый альбатрос
TAA	<i>Thalassoica antarctica</i>	Antarctic petrel	Pétrel antarctique	Petrel antártico	Южный буревестник
DAC	<i>Daption capense</i>	Cape petrel	Pétrel du Cap	Damero del cabo	Капский голубь

Tableau 2 : Sites des zones d'étude intégrée dans lesquelles le contrôle des prédateurs a été ou doit être entrepris dès maintenant.

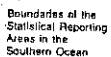
Site	Espèce	Période critique
1. ZONE DE LA PÉNINSULE ANTARCTIQUE		
Ile Anvers (archipel Palmer) (côte sud)	manchot Adélie	novembre–janvier
Ile Livingston (îles Shetland du Sud) (côte nord)	manchot à jugulaire manchot papou otarie de Kerguelen	novembre–février novembre–février décembre–mars
Ile du Roi George (îles Shetland du Sud) (côtes nord ? et sud) (côtes nord et sud) (côte nord)	manchot Adélie manchot à jugulaire manchot papou otarie de Kerguelen	octobre–janvier novembre–février novembre–février décembre–mars
Ile Éléphant (îles Shetland du Sud) (côte ouest)	manchot à jugulaire manchot papou gorfou macaroni damier du Cap	novembre–février novembre–février décembre–février décembre–février
Ile Seal (îles Shetland du Sud)	manchot à jugulaire gorfou macaroni otarie de Kerguelen damier du Cap	novembre–février décembre–février décembre–mars décembre–février
Zones des glaces de mer	phoque crabier*	janvier–décembre
2. ZONE DE LA GÉORGIE DU SUD		
Ile Bird	otarie de Kerguelen gorfou macaroni manchot papou albatros à sourcils noirs	décembre–mars décembre–février octobre–février octobre–avril
3. ZONE DE LA BAIE PRYDZ		
Terre Mac. Robertson	manchot Adélie pétrel antarctique	octobre–janvier novembre–février
Zones des glaces de mer	phoque crabier*	janvier–décembre

* Espèces pour lesquelles les méthodes standard n'ont pas encore été établies.

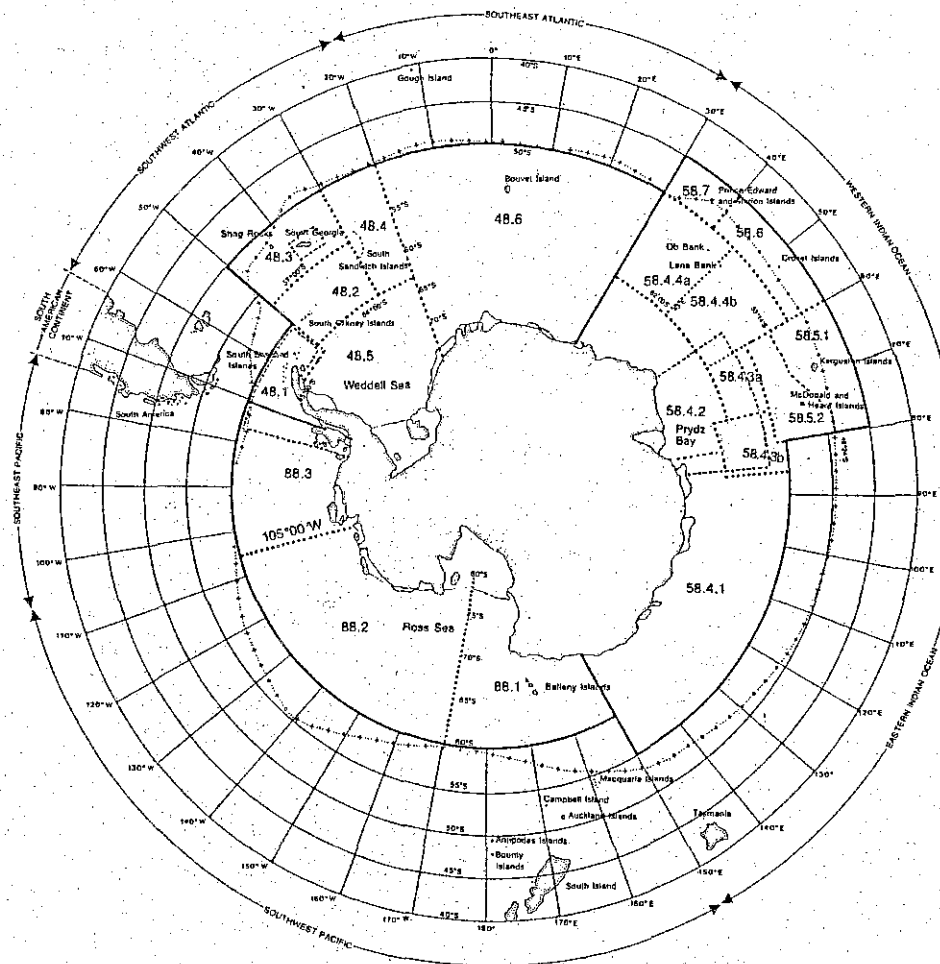
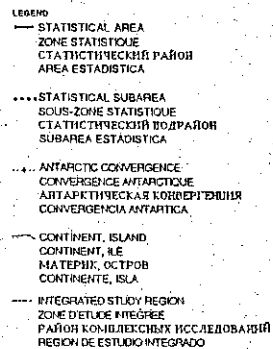
Tableau 3 : Réseau de sites sélectionnés ou suggérés pour les études de contrôle destinées à servir de complément aux programmes entrepris dans les trois principales zones d'études intégrées.

Espèce	Sites
Manchot Adélie	Nord-ouest de la mer de Ross (caps Hallett et Adare) Côte Budd* Iles Ongul (près de la station Syowa) Ile Shepard* Ile Signy, îles Orcades du Sud Ile Laurie, îles Orcades du Sud
Manchot à jugulaire	Ile Signy, îles Orcades du Sud Iles Sandwich du Sud* Ile Bouvet
Manchot papou	Ile Signy, îles Orcades du Sud île Marion
Manchot macaroni	Ile Bouvet Iles Kerguelen* île Marion
Pétrel antarctique	Svarthamaren (Terre de la reine Maud)*
Damier du Cap	Ile Signy, îles Orcades du Sud Ile Bouvet Iles Rauer (près de la station Davis) Ile Éléphant (îles Shetland du Sud)
Otarie de Kerguelen	Ile Bouvet Iles Kerguelen
Phoque crabier	Mer de Weddell* Mers Amundsen et Bellingshausen*

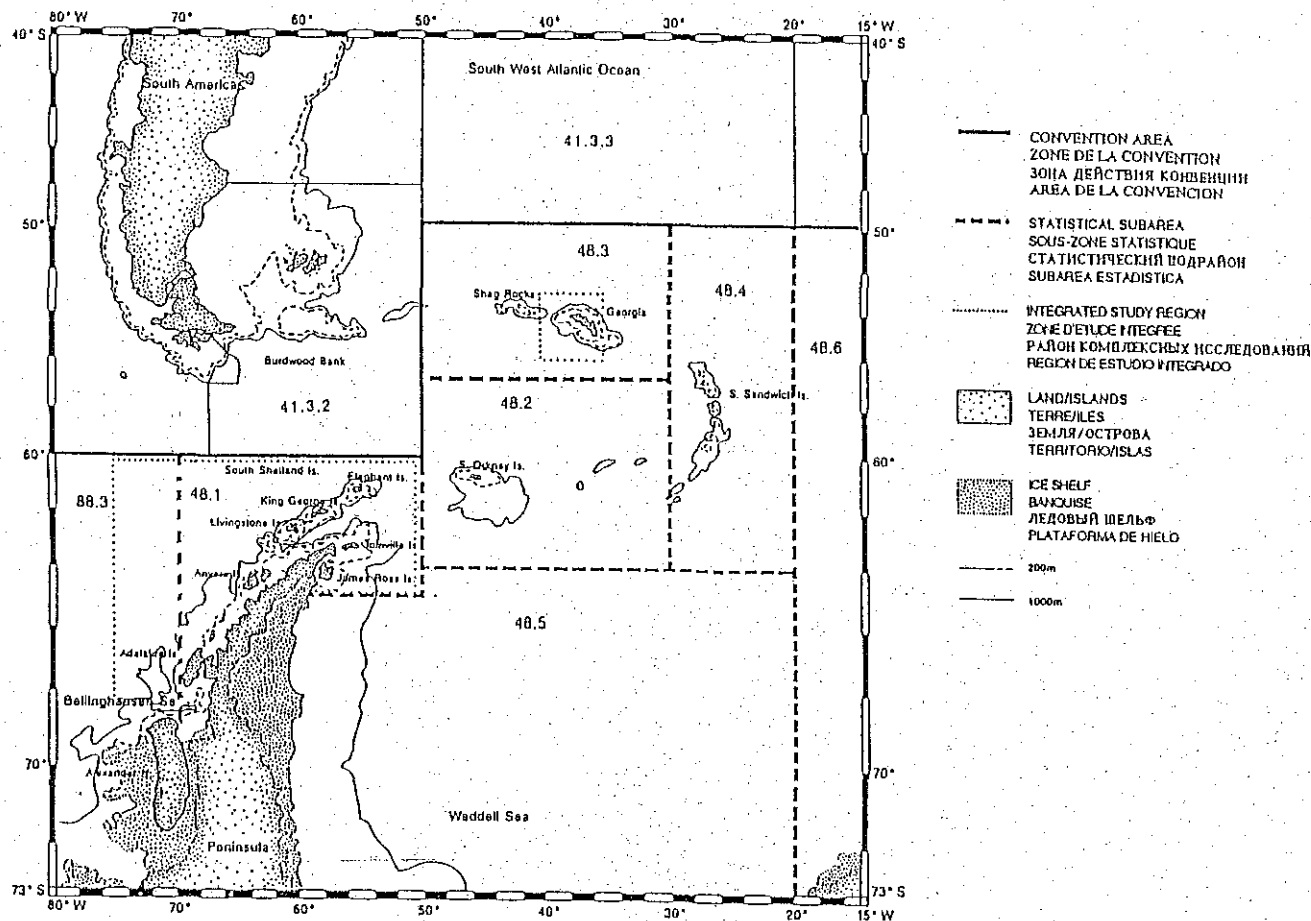
* sites suggérés



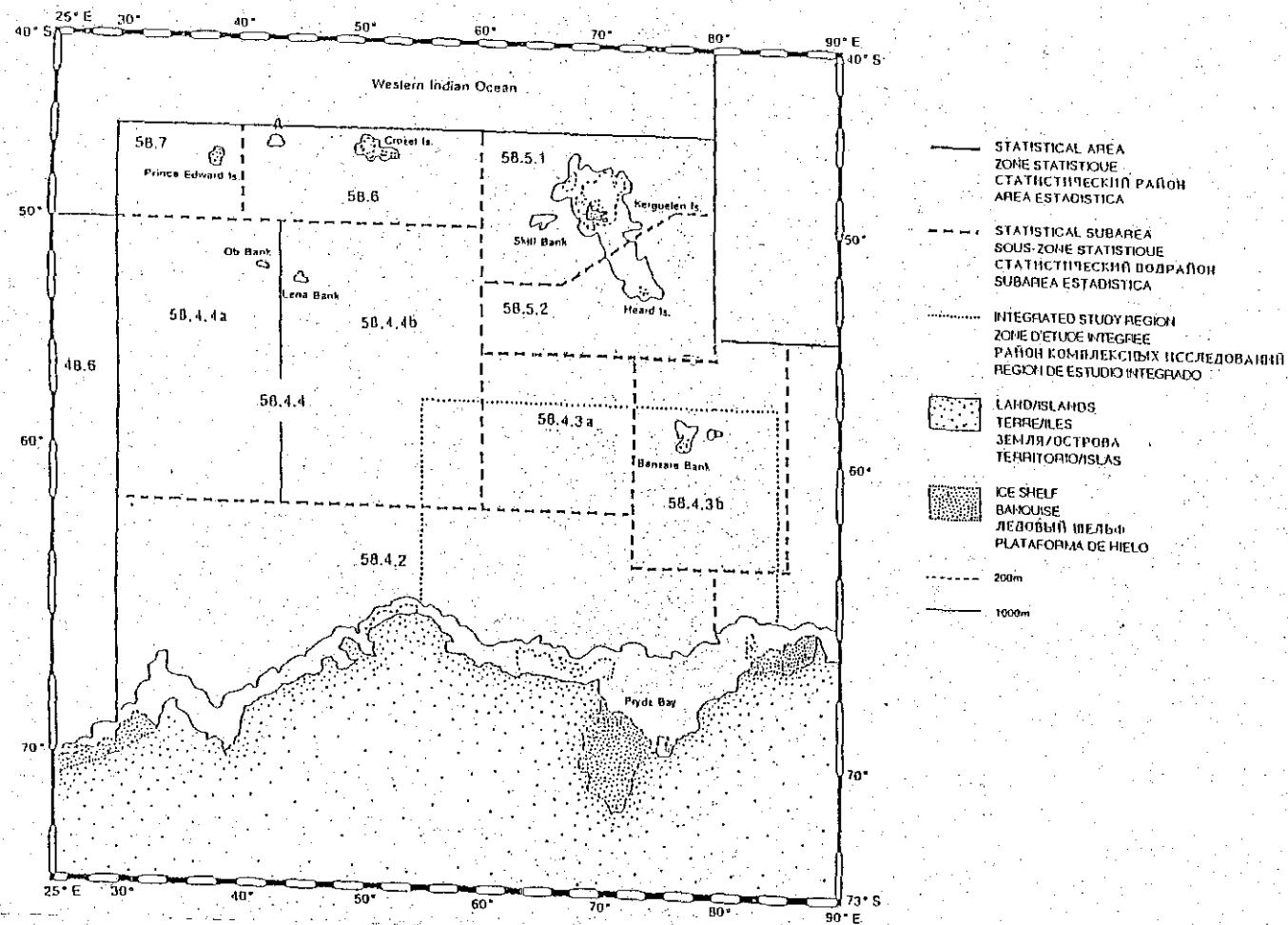
CCAMLR



Carte 1 : Limites des zones de déclaration de la zone de la Convention de la CCAMLR.



Carte 2 : Secteur sud-ouest de l'océan Atlantique.



Carte 3 : Secteur occidental de l'océan Indien.

PREMIÈRE PARTIE

**MÉTHODES STANDARD DE CONTRÔLE
DES PARAMÈTRES D'ESPÈCES PRÉDATRICES**

PREMIÈRE SECTION

MANCHOTS : MÉTHODES A1 – A9

ESPÈCE : Manchots : Adélie, à jugulaire, gorfou macaroni
(*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Poids des adultes à l'arrivée dans la colonie de reproduction

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Survie pendant l'hiver; durée du premier tour d'incubation; taille de la population reproductrice; réussite de la reproduction; poids des adultes lors de la première mue des jeunes; poids des jeunes à la première mue; poids des adultes avant la mue (gorfou macaroni uniquement).

BUT :

Déterminer le poids moyen des oiseaux reproducteurs des deux sexes dès leur retour à la colonie.

RECUEIL DES DONNÉES :

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

La procédure A nécessite un échantillonnage se prolongeant tout au long de la période d'arrivée, et ce, pour tenter de tenir compte des biais dans la date d'arrivée et les différences de poids dues à l'âge et/ou à l'expérience, en particulier chez le manchot Adélie et le manchot à jugulaire, pour lesquels les dates d'arrivée des deux sexes se chevauchent considérablement :

1. Capturer au hasard un échantillon d'oiseaux adultes, sur la plage, au moment où ils quittent les glaces de mer ou la banquise; ne pas capturer ceux qui occupent déjà des territoires dans la colonie.
2. Peser chaque oiseau de 10 à 50 g près (selon les conditions et la précision de la balance utilisée). Spécifier le type et la précision de la balance utilisée. Vérifier la balance à intervalles réguliers à l'aide d'un poids connu.
3. Déterminer le sexe des oiseaux en mesurant la longueur et la hauteur du bec, et en appliquant des analyses appropriées de fonction discriminante (voir la 1^{ère} section de la IV^e partie).
4. En commençant par la première période complète de cinq jours suivant l'observation initiale des adultes dans la colonie, enregistrer le poids d'au moins 75 oiseaux de sexe inconnu, ou celui de 25 oiseaux de chaque sexe, d'un échantillon prélevé au hasard d'un minimum de 50 oiseaux par période de cinq jours pendant deux à quatre périodes consécutives (ou jusqu'à ce que les dénombrements effectués chronologiquement dans la colonie (méthode A9) révèlent l'arrivée de la majorité des adultes reproducteurs).

Méthode standard A1 (v3) de la CCAMLR

Procédure B :

La procédure B implique un échantillonnage de chaque sexe, en un seul jour, proche de l'afflux maximum à l'arrivée. Cette méthode semble être particulièrement appropriée aux gorfous macaroni, dont les dates d'arrivée des deux sexes se chevauchent peu :

1. Les étapes 1 à 3 de la procédure A s'appliquent également à la procédure B.
2. Vers la période de pointe des arrivées de chaque sexe, déterminée par une observation régulière et directe de la colonie à l'étude, enregistrer le poids de 100 oiseaux, chaque sexe en un jour différent.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Poids individuel des oiseaux par période de cinq jours.
2. Sexe des oiseaux lorsqu'il est estimé.
3. Hauteur et longueur du bec des oiseaux dont le sexe est estimé.
4. Dates auxquelles les oiseaux ont été pesés.
5. Type et précision de la balance utilisée.

Procédure B :

1. Poids individuel des oiseaux de sexe connu.
2. Sexe des oiseaux.
3. Dates auxquelles les oiseaux ont été pesés.
4. Type et précision des balances utilisées.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Procédure A :

Déterminer le sexe de tous les oiseaux.

Procédure B :

Données d'arrivée d'après l'étude chronologique (méthode A9).

Procédures A et B :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

Il serait souhaitable de posséder des enregistreurs automatiques de données, capables de relever la plupart des données requises pour ce paramètre. Un équipement (appareil photographique) permettant d'enregistrer l'espèce, la date et le poids de chaque individu réduirait considérablement l'effort manuel de collecte des données et en augmenterait la précision.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUE :

1. Les données sur les mâles et les femelles doivent être analysées séparément.
2. Le poids moyen à l'arrivée, l'écart-type et l'intervalle de poids doivent être calculés par période de cinq jours. Si la procédure B est utilisée, ces valeurs ne sont valables que pour une date, et doivent être vérifiées par rapport aux résultats de l'étude chronologique (méthode A9).
3. Avec la procédure A, le pourcentage d'animaux arrivant pendant la période de cinq jours doit également être calculé. Pour "population totale" et "population dont le sexe n'est pas déterminé", les pourcentages corrects sont ceux qui concernent le nombre d'adultes arrivant à la colonie pendant la période de cinq jours, chiffre facilement obtenu par l'étude chronologique (méthode A9) si celle-ci est réalisée. En l'absence d'étude chronologique, ces pourcentages doivent être estimés.
4. Pour calculer les pourcentages corrects de mâles et de femelles par période de cinq jours, il convient :
 - a) de multiplier le nombre total d'adultes arrivant pendant la période de cinq jours (à partir de la méthode A9, ou estimé d'une autre source) par la proportion de mâles ou de femelles observés dans l'échantillon pris au hasard pour déterminer le poids des manchots à l'arrivée; et
 - b) d'après le nombre obtenu de mâles et de femelles arrivant pendant la période de cinq jours et les totaux calculés pour toutes les périodes, de calculer les pourcentages arrivant pendant la période.
5. Les résultats doivent être tout d'abord analysés en fonction des variations saisonnières et intersaisonnières en utilisant des analyses à emboîtements (pondérées) de variance, ou des méthodes similaires. Suivant les résultats de ces analyses, les poids moyens pondérés à l'arrivée, pour une période précise de la saison, pourraient donner un indice annuel utile.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

La date moyenne d'arrivée et le poids moyen à l'arrivée après la période hivernale en mer peuvent fournir un indice de condition générale (réserves de graisse) et indiquer la disponibilité et la qualité de la nourriture au début du printemps. Le poids à l'arrivée peut être affecté par :

Méthode standard A1 (v3) de la CCAMLR

1. La quantité de nourriture disponible, sa qualité et son accessibilité.
2. Des variations individuelles - âge, statut social, santé et condition physique de chaque oiseau.
3. La distance de la haute mer à la colonie.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

Il est nécessaire d'entreprendre des recherches afin de déterminer quelle procédure convient le mieux à chaque espèce.

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de présentation des données E/A1 de la CCAMLR, (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Celles provenant de zones, d'espèces, de sexes et de procédures (A ou B) différents doivent être communiquées sur des formulaires séparés.

DATES DES OBSERVATIONS :

Dates et intervalles moyens relevés des premières arrivées dans les zones de reproduction désignées :

	Manchot Adélie	Manchot à jugulaire	Gorfou Macaroni	Références
Baie Prydz	12 oct. (4-17 oct.)	NA	NA	1
Orcades du Sud	2 oct. (21 sept.-8 oct.)	31 oct. (16 oct.-12 nov.)	X	2
Géorgie du Sud	NA	X	17 oct. (14-23 oct.)	4
Shetland du Sud	20 oct.	2 nov.	X	3

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 1) Johnstone G.W., D.J. Lugg et 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. et N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675-681.
- 4) Williams, T.D. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G. et W.B. Emison. 1972. Sexual size dimorphism in Adélie penguins. *Ibis*, 114: 267-271.
- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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. et 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. Rapport du groupe de travail ad hoc sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie : 81-137.

ESPÈCE : Manchots : Adélie, à jugulaire
(*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*)

PARAMÈTRE : Durée du premier tour d'incubation

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Poids à l'arrivée dans la colonie de reproduction; réussite de la reproduction; poids des adultes lors de la première mue des jeunes; poids des adultes avant la mue (gorfou macaroni uniquement).

BUT :

Mesurer la durée moyenne du premier tour d'incubation pour chaque membre du couple.

RECUEIL DES DONNÉES :

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Sélectionner 100 couples avant le commencement de la période de ponte. Noter : ces oiseaux peuvent être les mêmes que ceux servant à déterminer la réussite de la reproduction par la procédure B.
2. Capturer et baguer ou marquer (de teinture) les deux membres du couple peu avant la période de ponte pour réduire les risques de désertion.
3. Vérifier les nids tous les jours, noter les dates de relève. Lorsque les deux oiseaux se trouvent au nid durant un contrôle, il convient de compter une demi-journée pour chacun.
4. Continuer de contrôler les nids tous les jours jusqu'à l'éclosion des jeunes et jusqu'à ce que les deux membres du couple aient été aperçus, certifiant ainsi qu'ils sont tous les deux vivants.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Date à laquelle le premier compagnon à couvrir les œufs est observé en train de couvrir, seul au nid, et est marqué de teinture pour la première fois.
2. Date à laquelle le deuxième partenaire à couvrir les œufs est vu pour la première fois en train de couvrir, après être revenu de son premier voyage en mer suivant la ponte.
3. Date à laquelle le premier partenaire à couvrir les œufs est vu à nouveau en train de couvrir, après être revenu de son premier voyage en mer suivant la ponte.
4. Date et cause d'un échec du nid (non-retour du compagnon ou autres raisons - spécifier).

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Si un oiseau en train de couver n'est pas relevé, continuer l'observation journalière du nid et prendre note de la date de désertion.
2. Lorsqu'un membre du couple revient de sa sortie en mer mais ne relaie pas immédiatement son partenaire en commençant à couver, la présence de cet individu aux alentours du nid doit être notée.
3. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Les perturbations causées par les visites peuvent conduire à l'abandon du nid. Ne manipuler aucun oiseau (par ex., ne pas enlever les oiseaux de leur nid pour vérifier s'il y a des œufs).
2. Pour les manchots Adélie et à jugulaire, le mâle prend en général le premier tour d'incubation. Toutefois, un petit pourcentage de femelles débutent l'incubation, normalement pour quelques jours seulement (incubation à "rôle inverse") (réf. 1). La taille de l'échantillon doit cependant être suffisante pour permettre d'identifier les points d'observations "aberrantes" provenant de ces nids.
3. Il est quelquefois difficile d'identifier lequel des membres du couple occupe le nid au début du premier tour d'incubation. On prendra soin de contrôler le nid un ou deux jours après avoir marqué de teinture l'oiseau en place. À ce moment-là, un oiseau non marqué signifierait que la femelle aurait été marquée plutôt que le mâle. On prendra grand soin de noter les dates de tout changement ultérieur dans l'incubation.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. À des fins d'analyse, n'utiliser que des couples ayant pondu deux œufs qui ont éclos avec succès (noter : ceci réduira les différences d'âge/d'expérience parmi les nids échantillonnés d'une année à une autre).
2. Pour chaque nid, le jour 0 correspond à la date de la fin de la ponte du deuxième œuf.
3. Calculer la durée du premier tour d'incubation des mâles et des femelles.
4. Calculer le nombre total de jours passés au nid par les mâles et les femelles pendant toute la période d'incubation.
5. Déterminer le nombre total de relèves du nid pendant la période d'incubation.
6. Noter les dates et les causes d'échec.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. La durée du premier tour d'incubation fournit une indication sur la qualité de la nourriture et son accessibilité au cours de la période de pré-ponte et pour l'oiseau prenant le deuxième tour. Elle est influencée par l'expérience de reproduction des oiseaux incubateurs et les réserves en graisse des individus.
2. L'analyse de la durée des tours d'incubation dans un ou plusieurs sites indique qu'à des sites donnés, ces tours d'incubation sont assez constants d'une année à une autre alors qu'entre différents sites, les différences sont considérables (réf. 3). Il est possible que les manchots Adélie, durant leurs premiers longs tours d'incubation, retournent dans des secteurs de productivité connue (réf. 4), de là la durée assez constante, d'une année à une autre, des tours d'incubation dans un site. Les différences entre les sites peuvent refléter les différences dans la durée des sorties pour atteindre les secteurs féconds au début du printemps.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A2 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données sur des colonies et des espèces différentes doivent être déclarées sur des formulaires distincts.

DATES DES OBSERVATIONS :

Durée du premier et du deuxième tours d'incubation (moyenne $\pm$ erreur-standard, intervalle) et sexe de l'oiseau incubateur :

	Tour d'incubation	Adélie	à jugulaire	Réf.
Baie Prydz	premier deuxième	X X	NA NA	
Orcades du Sud	premier deuxième	M: 13.7 $\pm$ 0.2 (9-18) F: 12.7 $\pm$ 0.2 (8-18)	F: 6.0 $\pm$ 0.2 (1-14) M: 9.8 $\pm$ 0.3 (5-18)	2

M mâle

F femelle

X données non disponibles

NA non applicable, l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 1) Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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. En prép. The significance of variations in the incubation shifts of Adélie penguin populations.
- 4) Trivelpiece, W.Z. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- 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 cloacoscope. *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 et N.J. Volkman. 1987. Ecological segregation of Adélie, gentoo and chinstrap penguins at King George Island, Antarctica. *Ecology*, 68: 351-361.

ESPÈCES : Manchots : Adélie, à jugulaire, papou, gorfou macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Taille de la population reproductrice

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Survie pendant l'hiver; poids à l'arrivée, réussite de la reproduction.

BUT :

Déterminer les tendances interannuelles dans la taille des populations reproductrices.

RECUEIL DES DONNÉES :

Cette méthode ne se rapporte qu'aux dénombrements de nids à terre de colonies entières.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Sélectionner une ou plusieurs colonies très localisées, pouvant chacune être comptées comme une unité à part entière et qui ne seront pas affectées par d'autres études ou des activités de station. Ces sites doivent être bien déterminés et répartis à divers endroits de la zone à l'étude - certains au centre, d'autres éloignés ou proches de la plage, etc. L'idéal serait que le nombre total de nids dénombrés annuellement dans une zone étudiée compte environ 1 000 à 2 000 nids; au minimum, le total pour une zone devrait atteindre 100 nids. Les mêmes colonies devront être recensées pour ce paramètre chaque année.
2. Les colonies utilisées doivent être celles qui ont servi à l'évaluation du nombre de poussins (voir la procédure A de la méthode A6) et doivent répondre aux mêmes critères de sélection, en particulier, à l'absence de perturbation due à des activités humaines (station, recherche ou autres). Les colonies doivent être clairement délimitées et situées sur une carte. Numéroter chaque colonie et la délimiter de façon permanente avec des pieux en métal ou d'autres moyens. Porter ces sites sur une carte en indiquant leur position dans la zone d'étude (peut-être à l'aide d'une photo aérienne), et faire parvenir cette carte au secrétariat de la CCAMLR; s'y référer dans tous les rapports.
3. Une semaine après la période de pointe de la ponte (déterminée par la méthode A9 ou voir ci-dessous les "dates d'observation"), compter le nombre de nids occupés dans chacune des colonies ainsi que le nombre de nids dans lesquels des œufs sont en cours d'incubation. La date doit être aussi proche que possible de celle des années précédentes. Présumer que tous les oiseaux couchés à l'intérieur des limites de la colonie sont en train de couvrir; ne pas soulever les oiseaux pour vérifier.
4. Trois dénombrements distincts doivent être effectués le même jour, pour chacune des colonies sélectionnées. Si l'un des dénombrements diffère de plus

Méthode standard A3A (v4) de la CCAMLR

de 10% des autres, il faut en faire un quatrième, le même jour que les trois autres. Enregistrer chaque dénombrement séparément.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Pour chaque dénombrement, enregistrer le nombre total de nids occupés et celui de nids dans lesquels couvent des oiseaux (enregistrer trois ou quatre dénombrements séparément).
2. Dater chaque dénombrement.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Il est important que les mêmes colonies soient dénombrées chaque année et que les dénombrements soient faits une semaine après la période de pointe de la ponte. Si l'on dispose de données provenant de l'étude chronologique d'une colonie (méthode A9), celles-ci doivent être utilisées pour déterminer le moment le plus opportun pour procéder aux dénombrements.

COMMENTAIRES :

L'utilisation de transects pour sous-échantillonner de grandes colonies ou des études aériennes n'est pas encore considérée comme partie intégrante de la procédure A3 (voir la réf. 4, paragraphes 36 et 37).

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Calculer le nombre de nids occupés et le nombre de nids dans lesquels des œufs sont couvés en prenant la moyenne des trois (ou quatre) dénombrements indépendants dans la colonie.
2. Les moyennes du nombre de nids occupés et du nombre de nids dans lesquels des œufs sont couvés pour plusieurs colonies combinées peuvent fournir un indice annuel de la taille de la population reproductrice. Les comparaisons interannuelles devraient probablement inclure des analyses de variance.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

Le nombre total d'oiseaux engagés dans des activités de reproduction peut être influencé par :

1. La taille de la cohorte au moment de la première mue et le taux de recrutement de chaque cohorte dans la population reproductrice.

Méthode standard A3A (v4) de la CCAMLR

2. L'approvisionnement en nourriture durant les périodes de pré-ponte et d'incubation.
3. L'âge des oiseaux (et par conséquent, la structure d'âge de la colonie).
4. L'expérience antérieure de reproduction chez les individus.
5. La durée du lien entre compagnons.
6. La présence du compagnon.
7. La taille et l'emplacement de la colonie.
8. La condition de la glace avant l'occupation par la colonie.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Il est important que les méthodes de dénombrement soient fixes pour plusieurs années afin que le niveau de perturbation reste identique. Il est également important que les colonies choisies pour cette méthode soient utilisées d'année en année.

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A3 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Celles provenant d'espèces différentes doivent être déclarées sur des formulaires séparés.

DATES DES OBSERVATIONS :

Date moyenne de ponte $\pm$ erreur standard (dates limites) (a), considérée conjointement avec la période moyenne d'incubation $\pm$ erreur standard (période limite d'incubation) (b) :

		Adélie	à jugulaire	papou	macaroni*	réf.
Baie Prydz	a	10 nov $\pm$ 1 (5–15 nov)	NA	NA	NA	3
	b	34 jours $\pm$ 0.3 (32–25)				
Orcades du Sud	a	3 nov $\pm$ 0.3 (27 oct–9 nov)	4 déc $\pm$ 0.3 (28 nov–10 déc) 36 jours $\pm$ 0.2 (33–39)	X	X	1
	b	35 jours $\pm$ 0.2 (33–39)				
Géorgie du Sud	a	NA	X	28 oct $\pm$ 0.4 (8 oct–18 nov) 35 jours $\pm$ 0.1 (32–38)	24 nov $\pm$ 0.2 (22–24 nov) 35 jours $\pm$ 0.4 (31–37)	5, 6
	b					
Shetland du Sud	a	3 nov	27 nov X	X	X	2
	b	X				

* données sur le deuxième œuf (le premier œuf est généralement perdu avant que le deuxième ne soit pondu)

X données non disponibles

NA non applicable, l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 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. et 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 et D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.
- 4) SC-CAMLR. 1989. Rapport du groupe de travail de la CCAMLR sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la huitième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-VIII)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 297-347.
- 5) Williams, T.D. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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 et 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. Rapport du groupe de travail ad hoc sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 81-137.

ESPÈCE : Manchots: Adélie (*Pygoscelis adeliae*). Les commentaires peuvent être applicables à d'autres espèces.

PARAMÈTRES : Taille de la population reproductrice

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Survie pendant l'hiver; poids à l'arrivée, réussite de la reproduction.

BUT :

Déterminer les tendances interannuelles dans la taille des populations reproductrices.

RECUEIL DES DONNÉES :

Cette méthode, reposant sur la photographie aérienne, est une méthode, autre que celle au sol, de recensement des nids de colonies entières.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Le moment le plus opportun pour le recensement des couples reproducteurs en une seule fois est (pour la mer de Ross) début décembre, lorsque 70 à 90% des oiseaux à terre incubent des œufs, alors que leur compagnon, et la plupart des oiseaux non reproducteurs s'alimentent en mer. Les oiseaux incubateurs, régulièrement espacés, sont alors faciles à distinguer des autres oiseaux présents. Dans d'autres secteurs de l'Antarctique, le moment optimal sera différent, et doit être déterminé avant que l'on ne survole les colonies pour les photographier.
2. Utiliser un avion ou un hélicoptère pour survoler les colonies. L'altitude minimale requise pour éviter de déranger les adultes incubateurs dépend du type d'avion, ainsi que de la durée des survols et de leur nombre. Par exemple, un Bell 212, l'un des hélicoptères employés en Antarctique, ne devrait jamais voler à moins de 2 000 pieds du sol, et davantage si possible. Des hélicoptères moins bruyants tels que le Dauphin ou le Squirrel, pourraient survoler à 1 500 pieds s'ils ne passent qu'une fois, mais s'ils doivent passer plusieurs fois ou s'attarder, ils devraient également voler à plus de 2 000 pieds. Le Lockheed Hercules, relativement silencieux et rapide, peut survoler en une fois une colonie d'Adélie à 1 500 pieds, en ne causant que très peu de perturbation, mais s'il doit passer plusieurs fois, il devrait rester à plus de 2 000 pieds du sol. Il en est de même pour un twin Otter.

Si un appareil photo vertical de grand format est disponible dans l'avion, il convient de l'utiliser. En raison de la clarté de l'image produite par le grand format, il est souhaitable de voler à une altitude supérieure à celle qui est recommandée plus haut. Sinon, utiliser un appareil de format moyen (au minimum de 60 x 40 mm), et faire, par la porte ouverte de l'avion, des prises de vue dont l'axe se rapproche de la verticale. Par exemple, un appareil Pentax 645 motorisé, avec un objectif de 150 mm, est bien adapté. Utiliser une pellicule de bonne qualité, noir et blanc, telle que l'Ilford FP4, exposée à 200 ASA, et à une vitesse d'obturation de 1/1 000 de seconde. Survoler la

Méthode standard A3B (v1) de la CCAMLR

colonie en suivant des trajectoires parallèles pour garantir que tous les secteurs sont bien photographiés et que les prises de vue se chevauchent d'environ 50%.

3. Au laboratoire, faire de chaque négatif un tirage 20 x 26 cm. Disposer les photos de manière à ce qu'elles représentent l'ensemble de la colonie, et marquer sur chacune d'elle la partie à utiliser (pour éviter les trous ou les recouvrements). Agrandir les sections retenues à la taille idéale et compter, à la loupe, le nombre de nids occupés dans chaque groupe de nids, et dans la colonie tout entière. Le meilleur moyen d'y parvenir est de perforer la photo avec une aiguille électronique reliée à un enregistreur. Ne compter que les oiseaux occupant des nids. Ignorer les partenaires se tenant entre les nids, et les oiseaux se tenant, ou se promenant autour de la colonie ou des sous-colonies.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. À partir des photos, noter le nombre de nids occupés sur l'ensemble de la colonie.
2. Marquer et dater le jeu de négatifs et le jeu de photos.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Il est important de compter les mêmes colonies chaque année. Si l'on dispose de données provenant d'une colonie de l'étude chronologique (méthode A9), celles-ci doivent être utilisées pour déterminer le moment le plus opportun pour procéder à la photographie aérienne.

COMMENTAIRES:

Selon les résultats de la région de la mer de Ross, pour les petites colonies (3 000 à 4 000 couples reproducteurs), les recensements par photographie aérienne sont aussi justes que les recensements effectués avec soin terre, tout en étant nettement moins perturbant. Pour les très grandes colonies, les dénombrements par photographie aérienne sont plus précis que ceux effectués à terre qui durent des jours entiers, ou ne comptent qu'un sous-échantillon de sous-colonies. Vu que l'ensemble de la colonie est compté par photographie aérienne, cette technique est particulièrement recommandée lorsque les colonies sont en phase d'expansion ou de contraction rapide. Les estimations de la taille de colonies par sous-échantillonnage ne sont pas des indicateurs fiables des changements dans les colonies.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Lorsqu'une personne a compté toute une colonie, 30 sous-échantillons sélectionnés au hasard contenant entre 50 et 100 oiseaux devraient être recomptés par trois autres personnes (utiliser de nouvelles photos à chaque

fois). Les résultats des quatre jeux de sous-échantillons sont ensuite soumis à une analyse de variance et utilisés pour une estimation corrigée des couples reproducteurs, avec des intervalles de confiance à 95%. Ces intervalles reflètent la qualité des photos et la capacité d'interprétation des personnes chargées de compter les oiseaux.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

Le nombre total d'oiseaux engagés dans des activités de reproduction peut être influencé par :

1. La taille de la cohorte au moment de la première mue et le taux de recrutement de chaque cohorte dans la population reproductrice.
2. L'approvisionnement en nourriture durant les périodes de pré ponte et d'incubation.
3. L'âge des oiseaux (et par conséquent, la structure d'âge de la colonie).
4. L'expérience antérieure de reproduction chez les individus.
5. La durée du lien entre compagnons.
6. La présence du compagnon.
7. La taille et l'emplacement de la colonie.
8. La condition de la glace avant l'occupation par la colonie.

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A3 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie).

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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 et 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 et 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. Rapport du groupe de travail de la CCAMLR sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 81-137.
- SC-CAMLR. 1989. Rapport du groupe de travail de la CCAMLR sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la huitième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-VIII)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 297-347.
- Taylor, R.H., P.R. Wilson et 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. et 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.

ESPÈCES : Manchots : Adélie, à jugulaire, papou, gorfou macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRES : Survie et recrutement annuels selon l'âge

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Taille de la population reproductrice; poids à l'arrivée dans la colonie reproductrice; réussite de la reproduction; poids des adultes lors de la première mue des jeunes; poids des adultes avant la mue.

BUT :

Déterminer les paramètres démographiques de la population.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux méthodologies différentes sont présentées : la procédure A demande beaucoup moins de main-d'œuvre que la procédure B mais ne procure qu'une estimation de la survie annuelle des adultes reproducteurs. La procédure B est plus souhaitable car elle fournit des estimations de survie et de recrutement annuels en fonction de l'âge. Les mesures démographiques ne doivent être entreprises qu'à condition d'avoir la ferme intention de poursuivre ces études à long terme. Pour plus de précisions sur ces procédures, voir la référence 1.

PROCÉDURE GÉNÉRALE

Procédure A :

1. Dans une colonie, plutôt que sur sa périphérie, choisir trois sites de reproduction d'environ 30 nids chacun; les observer chaque jour au cours de la période de ponte, en notant le nombre de nids qui contiennent ou ne contiennent pas d'œufs. Le jour où le tiers des nids (à savoir, un total de 30 sur les trois sites) contiennent au moins un œuf, commencer la procédure décrite ci-dessous.
2. Sélectionner 50 nids qui ne sont pas déjà observés à d'autres fins, contiennent au moins un œuf et dont les deux adultes sont encore présents. Ces nids doivent se trouver presque à la périphérie des colonies (au fil des jours, d'autres couples installeront probablement leurs nids encore plus loin du centre de la colonie). Marquer les nids avec une pierre ou un pieu numéroté (à la fin de la saison, un repère permanent devrait être établi à chaque nid). Marquer chaque oiseau à la teinture.
3. Observer de près les deux oiseaux de chaque couple. Décider lequel est le plus gros et lequel n'a pas de cannelures sur le dos (mâle); confirmer le sexe par taille relative et ordre des tours d'incubation (les mâles Adélie et les femelles à jugulaire devraient incuber les premiers).
4. Pour chaque nid, capturer et baguer les deux adultes à l'aide d'un filet à main pour celui qui ne couve pas, et en plaçant une main devant les yeux de celui qui

Méthode Standard A4 (v5) de la CCAMLR

incube, tout en glissant les bagues de l'autre main (réf. 1). Noter le numéro des bagues de chaque membre du couple, par sexe. Ne pas déterminer le sexe par examen interne du cloaque, à moins qu'il ne soit possible de capturer un des oiseaux pendant la période d'élevage en crèche. La femelle peut toutefois être identifiée pendant une courte période après la ponte des œufs, par la présence d'une enflure du cloaque.

5. L'année suivante, avant et pendant la période de ponte, rechercher ces oiseaux bagués sur le site; la plupart (mais pas tous), s'ils sont vivants, seront retrouvés dans le nid -ou à proximité- où ils ont été bagués à l'origine. L'effort de recherche doit être le même chaque année (même nombre de personnes à la recherche des oiseaux bagués pendant le même nombre de jours au cours des périodes de pré-ponte et de ponte).
6. Chaque année, baguer un nouveau groupe de 50 couples en suivant les étapes de 1 à 3 ci-dessus, et les rechercher l'année suivante.

Procédure B :

1. Choisir une colonie d'un minimum d'environ 2 000 couples. Noter que dans les colonies de plus de 10 000 couples, il est plus difficile de retrouver les oiseaux bagués.
2. Chaque année, à la fin de la période d'élevage en crèche, mais avant que les jeunes n'aient commencé leur première mue, baguer un minimum de 1 500 gros poussins à l'âge d'élevage en crèche. Choisir pour le baguage plusieurs sites de reproduction voisins dans la même partie de la colonie. Relever les numéros des bagues utilisées chaque année. Inclure dans l'échantillon de jeunes d'oiseaux dont l'âge est connu (bagués de façon à ce que les parents soient connus). Si les colonies sont répertoriées et numérotées ainsi qu'il est décrit dans la méthode A3, noter la colonie précise où le baguage a lieu.
3. Les années suivantes, rechercher les oiseaux bagués dans la colonie; l'effort de recherche doit être le même chaque année (même nombre de personnes, même nombre de jours passés à rechercher les oiseaux bagués). Les jeunes oiseaux apparaissent vers la fin de la saison de reproduction, arrivant plus tôt à mesure qu'ils prennent de l'âge.
4. Lorsqu'un oiseau bagué établit un site pour son nid, s'accouple et pond des œufs, marquer le site en question et s'y rendre les années suivantes pour noter si l'oiseau se reproduit avec succès. Eventuellement, baguer son compagnon.
5. Le sexe des manchots Adélie et à jugulaire dont l'âge est connu et qui retournent à leur colonie natale peut être déterminé de manière assez précise par des indices qui sont, ci-dessous, classés du moins précis au plus précis :
 - I = Incubation : en ce qui concerne les Adélie, entre 15 et 21 jours après la ponte du premier œuf, la plupart (92 à 99% aux colonies étudiées à ce jour) des oiseaux incubateurs sont des mâles.
 - S = Taille : chez les couples au site du nid, le mâle a le plus grand bec et la plus grande tête (voir la 1^{ère} section de la IV^e partie).

- B = Comportement : le couple est au nid; le mâle parade en extase accompagné de la femelle qui parade en silence (voir réf. 1).
- T = Empreintes de pattes : dans un couple, un seul des membres (femelle) a le dos couvert d'empreintes boueuses.
- C = Position de copulation : le mâle est sur le dos de la femelle durant la copulation.
- E = Ponte.
6. Noter la méthode de détermination du sexe des manchots utilisée (I, S, B, T, C ou E) et remplacer les données sur un individu lorsque de meilleurs critères sont disponibles (par ex., le sexe d'un oiseau est tout d'abord déterminé par sa taille puis par sa position lors de la copulation).

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. La liste des numéros de bagues repérées à chaque saison de reproduction.
2. La liste des numéros de bagues pour les poussins et les adultes (sexe inclus lorsqu'il est connu) bagués pour la première fois à chaque saison de reproduction.
3. La liste de tous les numéros de bagues récupérées sur des poussins et des adultes morts à chaque saison de reproduction.
4. Les dates et les emplacements des oiseaux bagués pour la première fois.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Le numéro de bague des partenaires.
2. Les dates et les emplacements du repérage des bagues.
3. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES A CONSIDÉRER :

1. Les perturbations causées par les visites humaines peuvent entraîner la prédation des œufs et des jeunes par les skuas. Dans les îles subantarctiques, les pétrels géants, les mouettes, les wekas et les chionis peuvent être des prédateurs d'œufs et de poussins.
2. N'utiliser que des bagues d'ailerons en acier inoxydable ou d'un alliage adéquat. Le numérotage doit être coordonné entre les chercheurs travaillant sur les mêmes îles ou dans les mêmes régions.

COMMENTAIRES :

1. Ces paramètres sont de loin les plus laborieux à contrôler. Les observations sont alors menées chaque année, dès l'arrivée des manchots au printemps, pendant la ponte et une partie de la période de crèche. La procédure nécessite le

Méthode Standard A4 (v5) de la CCAMLR

baguage des manchots qui peut provoquer une certaine mortalité. La perte des bagues doit aussi être considérée.

2. Des enregistreurs de données automatiques capables de relever certaines des données présenteraient un avantage.
3. Un équipement permettant de relever le numéro de bague (par ex. codé par un code à barres), la date d'arrivée et la date de départ des individus réduirait l'effort manuel d'enregistrement des données.
4. Les numéros de bagues doivent être codés par localité et en utilisant un préfixe de trois lettres suivi d'un nombre à cinq chiffres (avis du Sous-Comité du SCAR sur la biologie des oiseaux).

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUE :

Procédure A : Survie des adultes

L'estimation de la survie annuelle de l'adulte est déduite des repérages visuels des manchots bagués la saison précédente. Les résultats présentés sont les taux annuels moyens de survie pour chaque année de l'étude (tous les oiseaux) et pour les mâles et les femelles séparément.

Procédure B : Démographie

Recrutement

1. Le recrutement dans la population est estimé à partir des repérages visuels des jeunes bagués dans la colonie à l'étude alors qu'ils étaient en mue. Le recrutement est ainsi défini :
 - a) proportion de jeunes qui, après la mue, survivent jusqu'à ce qu'ils soient reproductifs (par ex., méthode standard B3); et
 - b) proportion de jeunes qui, après la mue, survivent jusqu'à l'âge de la première reproduction.
2. En ce qui concerne les manchots, la déclaration des données selon la méthode a) dépend d'une observation des oiseaux qui déterminera si l'année de la première ponte aura été identifiée correctement.
3. Les jeunes se reproduisant pour la première fois, sont souvent de médiocres parents qui perdent leur(s) œuf(s) dans les quelques heures qui suivent la ponte. Toutefois, s'il est possible de collecter des données exactes de ce type, il serait utile, en ce qui concerne le recrutement chez les manchots d'utiliser un tableau de survie dans lequel les données seraient ainsi présentées :

Année du baguage	Nombre d'indiv. bagués	% survivant jusqu'à l'âge (années)									
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10+

4. Les données des deux sexes sont dans la mesure du possible présentées séparément.
5. Les données sur l'âge moyen à la première reproduction sont récapitulées et déclarées pour chaque cohorte et séparément pour les mâles et les femelles de chaque cohorte en tant qu'âge moyen à la première reproduction.
6. Formule à utiliser pour calculer l'âge moyen à la première reproduction :

Déclaration des données selon la méthode b) : l'âge moyen à la première reproduction est de trois ans pour les manchots Adélie et à jugulaire et de deux ans pour les manchots papous. Il est considéré que les manchots ont recruté dans la population s'ils ont respectivement survécu jusqu'à ces âges, que la reproduction soit évidente ou non (par ex., réf. 2). Les données sont récapitulées et déclarées en tant que pourcentage d'oiseaux bagués ayant survécu jusqu'à l'âge moyen à la première reproduction pour chaque cohorte et séparément pour les mâles et les femelles de chaque cohorte.

Survie de l'adulte

Les données sont récapitulées et déclarées comme pour la procédure A.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. Le retour des oiseaux bagués à la colonie, après une période d'hiver en mer, peut être utilisé pour calculer le taux de survie annuel des adultes et des non-adultes. La mortalité au cours des mois d'hiver peut être due :
 - a) à la disponibilité des espèces-proies (quantité, qualité et accès);
 - b) à la prédation par les léopards de mer, les orques;
 - c) aux conditions météorologiques;
 - d) autres.
2. Le baguage des jeunes avant leur première mue permet de déterminer la mortalité dans la cohorte, c'est-à-dire que les taux de mortalité selon l'âge peuvent être déterminés.
3. Le baguage sur une grande échelle se poursuivant sur toute la durée de vie d'une cohorte fournit des données sur la mortalité d'année en année (c.-à-d. un indicateur du milieu). Si le baguage est effectué dans plusieurs colonies très localisées sur le plan géographique, les résultats peuvent indiquer si un résultat observé est local ou non. Pour finir, des tableaux de survie pourraient être dressés à partir des données recueillies sur chaque cohorte.
4. Le pourcentage de jeunes manchots qui décident de tenter la reproduction reflète les conditions de l'hiver précédent; ainsi, des conditions favorables sont censées produire un haut pourcentage de tentatives de reproduction.
5. Les activités des pré-reproducteurs sont susceptibles d'être des indices sensibles à la condition générale des oiseaux, indices qui refléteraient alors les conditions marines de la région. Il est possible que les années où les ressources sont supérieures à la moyenne soient corrélées au fait que les pré-reproducteurs sont repérés pour la première fois plus tôt, à un temps de résidence plus long dans la colonie et à un accroissement du temps attribué aux

Méthode Standard A4 (v5) de la CCAMLR

activités liées à la reproduction (par ex., seul au nid, couple au nid), plutôt qu'à un comportement d'errance.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Plusieurs facteurs conduisent les taux de recrutement à des sous-estimations de la survie réelle dans les cohortes des jeunes en mue, notamment :
 - a) l'immigration des jeunes en mue vers des colonies autres que leur colonie natale; facteur qui varie entre les espèces et éventuellement au sein d'une même espèce en fonction de la taille et de la proximité des autres colonies de la région; et
 - b) la perte des bagues et la mortalité induite par les bagues.
2. Les bagues ne devraient être posées que par des personnes familiarisées avec la pose de bagues ou du personnel qu'elle aurait formé.
3. Il est préconisé d'étudier d'autres techniques de marquage.

COMMENTAIRES:

DÉCLARATION DES DONNÉES :

1. Le format de présentation des données n'a pas encore été conçu.
2. Les bases de données suivantes sont des exemples du type d'informations pouvant s'avérer utiles aux études de contrôle. Lorsque l'on rencontre un manchot d'âge connu au cours des travaux journaliers à la colonie, les informations suivantes sont enregistrées (par ex. les manchots Adélie, à jugulaire et papous à l'île du roi George, aux îles Shetland du Sud).

Date

Numéro de bague

Sexe et manière dont le sexe a été déterminé (voir critères ci-dessus)

Emplacement (colonie où l'oiseau est observé)

Statut :

0 = Errant (associé à aucun nid)

1 = Seul au nid

2 = Couple au nid

3 = En état de reproduction.

Ces informations sont entrées dans une base de données, dans le dossier de cet oiseau pour l'année.

À la fin de la saison, un dossier récapitulatif est créé pour chaque manchot dont l'âge est connu et qui aura été repéré durant l'année.

La base de données des pré-reproducteurs est récapitulée sous le format et dans les rubriques suivants :

Numéro de bague
 Année de naissance
 Colonie natale
 Année (en cours)
 Âge
 Sexe
 Expérience (0 = première année où il aura été repéré à la colonie, 1 = repéré à la colonie au cours de l'année précédente, sans toutefois s'être apparemment reproduit).
 Jour un (jour où il est repéré pour la première fois dans la saison).
 Total des jours (nombre de jours entre le premier et le dernier repérage de l'oiseau; par ex., un oiseau, repéré pour la première fois le 1^{er} décembre et pour la dernière fois le 31 janvier, aura passé 61 jours dans le secteur, même s'il n'a été repéré que ces deux fois).
 Nombre total de repérages
 % d'oiseaux errants (% du nombre total de repérages au cours desquels il est noté que l'oiseau errait).
 % seuls au nid
 % couples au nid

La base de données des reproducteurs est récapitulée sous le format et dans les rubriques suivants :

Numéro de bague
 Année de naissance
 Année (en cours)
 Âge
 Sexe
 Expérience (comme ci-dessus, mais ajouter : 2 = qui a déjà effectué une reproduction)
 Bague de l'autre membre du couple
 Date du début des couvées
 Nombre d'œufs
 Nombre d'éclosions
 Nombre de jeunes ayant mué

DATES DES OBSERVATIONS :

Dates moyennes déclarées (et limites) du premier retour des adultes, et du départ moyen des jeunes de la colonie de reproduction désignée :

	Retour des adultes*			Départ des jeunes				Réf.
	Adélie	à jugulaire	macaroni	Adélie	à jugulaire	papou	macaroni	
Baie Prydz	12 oct (4-17 oct)	NA	NA	X	NA		NA	3
Orcades du Sud	2 oct (21 sept-8 oct)	31 oct (16 oct-12 nov)	X	6 fév (4-15 fév)	1 mars (25 fév-2 mars)		X	2
Géorgie du Sud	NA	X	17 oct (14-23 oct)	NA	X	23 fév-1 mars	25-26 fév	5, 6
Shetlands de Sud	20 oct	2 nov	X	X	X		X	4

* manchot papou non inclus car l'espèce est "résidente"

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 1) Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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 et D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.
- 4) Trivelpiece, W.Z. et N.J. Volkman. 1979. Nest site competition between Adélie and chinstrap penguins: an ecological interpretation. *Auk*, 96: 675-681.
- 5) Williams, T.D. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.C. Wood et 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 et 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. et 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 et P.S. Young. 1959. The birds of Heard Island. *ANARE Rep. Ser. B*, 1.
- SC-CAMLR. 1985. Rapport du groupe de travail ad hoc sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 81-137.
- Watson, G.E. 1975. *Birds of the Antarctic and Sub-Antarctic*. American Geophysical Union.

ESPÈCES : Manchots : Adélie, à jugulaire, gorfou macaroni
(*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Durée des sorties alimentaires

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Réussite de la reproduction; poids des jeunes à la première mue; régime alimentaire.

BUT :

Déterminer les différences intra- et interannuelles du temps nécessaire pour procurer de la nourriture aux jeunes en vue d'indiquer le secteur d'approvisionnement, l'effort d'approvisionnement et la quantité de nourriture disponible.

RECUEIL DES DONNÉES :

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Ce paramètre ne peut être mesuré de façon efficace qu'à l'aide d'instruments de télémétrie à fréquence radio et de relevés de données automatiques. Le matériel nécessaire comprend de 20 à 40 émetteurs radio (durée de la pile, deux mois, portée 0,5 km, poids inférieur à 25 g), antenne, récepteur à balayage et enregistreur de données ou de diagramme sur bande.
2. Sélectionner un minimum de 20 couples élevant des poussins âgés de 1 à 2 semaines, et attacher un émetteur radio aux deux adultes, en notant le sexe de chacun. Les modes d'approvisionnement du mâle et de la femelle macaroni étant très différents, il serait préférable de ne surveiller que l'un des deux sexes, pour que les comparaisons interannuelles portent sur un échantillon d'assez grande taille; pour les gorfous macaroni, n'attacher les émetteurs radio qu'aux mâles adultes (de 40 nids).
3. Deux personnes sont nécessaires pour attacher les émetteurs radio. Lorsqu'un tour d'incubation prend fin, capturer de préférence le membre du couple qui part et apposer un émetteur dont le poids est connu, de la façon décrite ci-dessus. Bâgner l'oiseau ou le marquer de teinture avant de le relâcher. S'il est impossible de capturer le membre qui part, capturer l'autre adulte du couple lorsqu'il garde les poussins. Mettre les poussins dans une poche pour les garder au chaud et les protéger des prédateurs. Juste avant de relâcher l'adulte, et après avoir fixé l'émetteur, remettre les poussins dans le nid.
4. Au moment de fixer l'émetteur, placer un morceau de tissu ou un gant sur les yeux de l'adulte pour qu'il reste calme. Pendant qu'une personne tient le manchot, mélanger un adhésif¹ à séchage rapide et en appliquer sur les plumes du dos à égale distance des épaules à l'aide d'un applicateur. La surface couverte doit dépasser d'un cm la taille de l'émetteur. Appuyer pour que la

¹ Parmi les marques de résines époxydes utilisées avec succès, on citera : RS components (Corby, Northants, UK); Devcon (résine à séchage en cinq minutes). On a constaté que les colles cyanoacryliques (par ex. : Loctite 501) font partie des adhésifs les moins appropriés à un usage à long terme.

résine pénètre dans le plumage et atteigne la base des plumes. Placer l'émetteur sur la résine (l'antenne dirigée vers la tête ou la queue selon le type) et l'attacher à l'aide d'une ou de deux attaches plastiques électroniques; les attaches doivent entourer l'émetteur et les plumes collées sous celui-ci. Étaler encore un peu de résine sur les parties latérales et supérieures de l'ensemble émetteur/résine afin qu'il forme un tout solide et hydrodynamique avec les plumes. Certains chercheurs ont réussi à remplacer l'adhésif en attachant des émetteurs radio à l'aide d'attaches métalliques de tuyau ou d'attaches en plastique de câble. Ces derniers offrent l'avantage d'être fixés plus rapidement et enlevés sans endommager le plumage; le désavantage étant le risque d'un taux légèrement plus élevé de perte d'instruments.

5. Placer un récepteur à balayage dans un endroit assez proche des nids à l'étude et de la plage, de sorte que tous les oiseaux munis d'un émetteur puissent être détectés s'ils sont présents. Programmer la fréquence de chaque émetteur (qui doivent toutes être différentes) sur l'enregistreur de données. Un intervalle d'exploration par balayage d'un maximum de 20 minutes est recommandé pour le contrôle de chaque oiseau. La précision des mesures de durée d'une sortie alimentaire augmente lorsque l'intervalle entre les balayages de chaque oiseau diminue. Les signaux transmis ne sont reçus que lorsque chaque oiseau est à portée (c.-à-d., à terre), permettant ainsi d'obtenir un relevé continu des intervalles en mer/à terre.
6. Le nombre de poussins présents dans chaque nid et leur sort pendant la période d'observation auront un impact important sur les modes d'alimentation des adultes. Noter le nombre de poussins dans chaque nid au moment de la pose initiale des émetteurs. Par la suite, relever, dans les périodes de cinq jours suivantes, le nombre de poussins présents. Dans les cas où ni l'un ni l'autre des deux adultes ne porte d'émetteur (macaroni), une évaluation hebdomadaire doit être faite pour établir si les deux adultes sont vivants ou non.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Les dates et les heures d'arrivée au nid et de départ du nid pour chaque sortie alimentaire des oiseaux munis d'un émetteur, tout au long de la période d'observation.
2. Le relevé (par date) du nombre de poussins présents dans chaque nid tout au long de la période d'observation.
3. Le relevé (par date) du nombre d'adultes nourrissant des poussins dans chaque nid tout au long de la période d'observation.
4. La liste des numéros d'identification des nids et de ceux de la bande et/ou de l'émetteur pour les adultes contrôlés dans chaque nid.
5. Une description du taux de balayage des récepteurs radio utilisés. Ce taux détermine la précision de la durée mesurée des sorties alimentaires.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Date de l'éclosion dans chaque nid contrôlé. Si elle n'est pas connue de manière précise, une estimation pourra être utile.

2. Noter le nombre de jeunes nourris par un couple, car il risque d'influencer le comportement alimentaire (et le régime alimentaire) des adultes.
3. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Si le récepteur radio est installé de manière à recevoir des signaux provenant d'oiseaux qui ne sont pas à proximité de leur nid (par ex. : marchant à une certaine distance entre le nid et la mer, nageant en mer près du rivage), ces signaux affecteront l'estimation de la durée des sorties alimentaires. Une solution consiste à ajuster (baisser) la réception, de manière à ne recevoir que les signaux du voisinage immédiat des nids contrôlés. Dans tous les cas, il faut faire attention à bien installer l'antenne radio et le système de réception de la même façon chaque année, de manière à ce que les comparaisons interannuelles de comportement des oiseaux ne soient pas embrouillées par les changements de la sensibilité ou de l'emplacement de l'équipement de contrôle.

COMMENTAIRES :

1. Si l'on enlève les émetteurs des oiseaux à la fin de la période d'observation (ils peuvent aussi être laissés en place jusqu'à ce qu'ils tombent d'eux-mêmes pendant la mue), il faut prendre soin de couper le moins de plumes possible. Il vaut mieux laisser la résine restant sur les extrémités externes des plumes (qui mueront quelques semaines après l'obtention du plumage des poussins) plutôt que de couper les plumes qui sont essentielles à l'isolation thermique des oiseaux.
2. Les chercheurs sont encouragés à entreprendre des recherches dirigées pour évaluer plus précisément s'il est préférable de n'équiper qu'un seul compagnon par nid, ou les deux. Les facteurs à considérer comprennent : a) l'impact des instruments sur le comportement de l'oiseau, b) les ramifications statistiques du contrôle de deux oiseaux nourrissant les même jeunes, et c) l'ampleur avec laquelle les différences entre les deux sexes (pour les manchots Adélie et à jugulaire) embrouillent les comparaisons interannuelles générales.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUE :

1. Les mâles et les femelles doivent être analysés séparément. Pour une description complète de la durée des sorties alimentaires, les données doivent être analysées en fonction de la durée moyenne des sorties alimentaires, tant par période standard de cinq jours (paragraphes 2 à 5 ci-dessous) que par oiseau.
2. Afin d'éviter les biais dans les calculs, dus à la fréquence des sorties alimentaires, la durée moyenne des sorties alimentaires au cours d'une période de 5 jours doit être calculée à partir des moyennes de la durée des sorties alimentaires d'oiseaux individuels, sans pondérer par le nombre de sorties. Ainsi, la durée moyenne de la sortie alimentaire de l'oiseau *i* au cours de la

période j , $B_{ij} = \frac{k = n \sum d_{ijk}}{n_{ij}}$ et la durée totale moyenne de la sortie alimentaire

au cours de la période, $D_j = \frac{i = a \sum B_{ij}}{a_j}$ où d_{ijk} représente la durée de la sortie

alimentaire k au cours de la période j pour l'oiseau i , n_{ij} représente le nombre de sorties alimentaires par oiseau i au cours de la période j , et a_j représente le nombre d'oiseaux s'approvisionnant au cours de la période en question.

3. L'écart-type de ce D_j moyen, ainsi que les valeurs minimales et maximales de B_{ij} doivent être calculées et notées.
4. Affectation aux différentes périodes de cinq jours; pour les besoins de ce calcul, une sortie appartient à la période de cinq jours au cours de laquelle elle a débuté.
5. Les oiseaux ne doivent être inclus dans l'analyse de la durée moyenne des sorties alimentaires que s'ils ont des poussins; ils doivent être exclus des analyses de toutes les périodes pendant lesquelles ils n'avaient pas de poussins pendant la période entière.
6. Les statistiques récapitulatives de chaque oiseau doivent également être calculées pour comprendre les dates de début et de fin de la période et le nombre de poussins au début et à la fin de la période. La période, dans ce cas, doit correspondre à la période entière d'enregistrement.
7. Les calculs d'un indice annuel devraient probablement inclure des analyses par périodes délimitées afin d'examiner les caractéristiques de variance des périodes de cinq jours et des individus.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. La durée des sorties alimentaires est extrêmement sensible à la quantité de nourriture disponible et est d'une importance fondamentale pour la réussite (de reproduction) des couples reproducteurs. Le retard du retour au nid avec un repas pour le jeune qui grandit peut entraîner la désertion du partenaire ainsi que la mort du jeune privé de nourriture.
2. La durée des sorties alimentaires peut être influencée par :
 - a) la condition des glaces de mer et les conditions météorologiques; et
 - b) la quantité d'espèces-proies disponible, leur qualité et quantité.
3. Les différences interannuelles de durée des sorties alimentaires dans des sites adjacents aux régions les plus vastes du plateau peuvent refléter des différences de distribution, mais pas de disponibilité ou de biomasse de krill en tant que telles. Par exemple, les longues sorties des manchots Adélie de l'île Anvers se produisent alors que les classes de taille importante prédominent dans la population de krill; les courtes sorties alimentaires, quant à elles, correspondent à la prédominance des juvéniles de krill. Le krill de grande taille se rencontre à la bordure du plateau, à l'endroit même de la ponte, alors que celui de petite taille se trouve près de la côte. Pour les sites tels que celui de l'île Anvers où la bordure du plateau est éloignée de plus de 120 km, la grande variabilité interannuelle de la durée des sorties alimentaires reflète des différences de

distribution de krill et les distances que doivent parcourir les manchots Adélie pour se procurer de la nourriture.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Si certains oiseaux montrent des types d'activités d'une grande variabilité dans la période de recherche de nourriture, ou des types d'activités nettement biaisés, il est conseillé de ne pas inclure ces données dans l'analyse. Les données récapitulatives, communiquées dans ce cas, devraient suffire à identifier ce problème, mais il sera nécessaire de se référer aux données brutes pour recalculer la durée des sorties alimentaires.
2. Les méthodes décrites ci-dessus ne tiennent pas compte des données connexes sur le sexe (lorsque les mâles et les femelles d'un même couple sont contrôlés). Les Membres sont encouragés à examiner le comportement alimentaire de ces couples.

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A5 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Celles portant sur des colonies, espèces et sexes différents doivent être déclarées sur des formulaires séparés.

DATES DES OBSERVATIONS :

Chronologie de développement du jeune : a) données moyennes sur l'éclosion du premier œuf $\pm$ erreur-standard et limites, b) durée du stade de garde $\pm$ erreur-standard et limites, c) durée de la période d'élevage en crèche :

		Adélie	à jugulaire	papou	macaroni*	réf.
Baie Prydz	a	13 déc $\pm$ 1.3 (10-16 déc)				
	b	X	NA	NA	NA	2
	c	X				
Orcades du Sud	a	4 déc (1 ^{er} -12 déc)	1 ^{er} janv (26 déc -7 janv)	X	X	
	b	18 jours $\pm$ 1.3; (14-24 jours)	24 jours $\pm$ 1.5 (20-30 jours)		X	3
	c	42 jours	30 jours		X	
Géorgie du Sud	a		X	7 déc $\pm$ 0.6 (1 ^{er} -13 déc)	27 déc $\pm$ 0.8 (21 déc -3 janv)	
	b	NA	X	29 jours $\pm$ 0.2 (19-35)	24 jours $\pm$ 0.5 (21-28)	1, 6, 7
	c		X	c 51 jours	37 jours $\pm$ 0.5 (32-41)	
Shetlands du Sud	a	23 nov	20 déc	X	X	
	b	X	X		X	4, 5
	c	X	X		X	

* données sur le deuxième œuf (le premier œuf est généralement perdu avant que le second ne soit pondu)

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 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 et 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 et 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 lönnerbergi*) near the Antarctic Peninsula. Unpubl. MS Thesis, Univer. Minnesota, Minneapolis.
- 6) Williams, T.D. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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. Osmeck et 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 et 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 et 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. et 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. Rapport du groupe de travail ad hoc le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 81-137.
- Trivelpiece, W.Z., J.L. Bengtson, S.G. Trivelpiece et 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. et 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. et C.A.R. Bain. 1984a. An inexpensive depth gauge for penguins. *J. Wildl. Manage.*, 48: 1077-84.
- Wilson, R.P. et 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 et D.C. Duffy. 1986. Recording devices on free-ranging marine animals: does measurement affect foraging performance? *Ecology*, 67: 1091-1093.

ESPÈCES : Manchots : Adélie, à jugulaire, papou, gorfou macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Réussite de la reproduction

BUTS :

1. Évaluer la productivité. Cela peut être effectué soit indirectement, en donnant un indice de changement relatif du nombre de poussins d'une année à l'autre (procédure A), soit directement, en mesurant réellement le taux des naissances des poussins (procédure B).
2. Note : Lors de nouvelles études, il est obligatoire de suivre les procédures B ou C; la procédure A est encouragée pour compléter les programmes. Ces procédures doivent être effectuées chaque année, pendant au moins dix ans, afin de pouvoir démontrer les tendances de la réussite de la reproduction.
3. Les manchots Adélie et à jugulaire pondent deux œufs qui éclosent le plus souvent mais, quelquefois, un seul poussin est élevé jusqu'à la première mue. Les saisons où la nourriture est abondante près des colonies, davantage d'oiseaux élèvent les deux poussins. Les gorfous macaronis pondent souvent deux œufs, mais l'un des deux est toujours rejeté.

RECUEIL DES DONNÉES :

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A (dénombrement des jeunes) :

1. Sélectionner une ou plusieurs colonies très localisées, représentant chacune une unité et qui ne soient pas affectées par d'autres études ou des activités de station. Ces sites doivent être bien déterminés et répartis à divers endroits de la zone étudiée - certains au centre, d'autres éloignés ou proches de la plage, etc. L'idéal serait que le nombre total de nids, dénombrés annuellement dans une zone étudiée, compte environ 1 000 à 2 000 nids; le total pour une zone devrait atteindre au minimum 100 nids. Les mêmes colonies doivent être recensées pour ce paramètre chaque année.
2. Les colonies utilisées doivent être celles qui ont servi à l'évaluation de la taille de la population reproductrice (voir la méthode A3), et doivent répondre aux mêmes critères de sélection, notamment, à l'absence de perturbation due à des activités humaines (station, recherche ou autres). Les colonies doivent être clairement délimitées et situées sur une carte. Numéroté chaque colonie et la délimiter de façon permanente en utilisant des pieux en métal ou d'autres moyens. Porter ces sites sur la carte en montrant leur position dans la zone considérée (peut-être à l'aide d'une photo aérienne), et faire parvenir cette carte au secrétariat; s'y référer pour tous les rapports.
3. Chaque année, à la même date, compter le nombre de jeunes et d'adultes présents dans chaque colonie. Cette date devrait correspondre au moment où environ deux tiers des jeunes sont entrés en crèche; pour les Adélie, le 7 janvier à 77°S (île de Ross), et le 2 janvier à 62°S (île du Roi George); pour les

Méthode standard A6 (v5) de la CCAMLR

manchots à jugulaire, le 2 février à 62°S; pour les macaronis, le 25 janvier à 60°S (Géorgie du Sud). Relever les dénombrements par colonie.

4. Trois dénombrements différents doivent être effectués, le même jour, pour chacune des colonies sélectionnées. Si l'un des trois dénombrements diffère de plus de 10% des autres, il faudra en faire un quatrième, le même jour que les trois autres. Enregistrer chaque dénombrement séparément.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure B (nombre de jeunes élevés par couple reproducteur) :

1. Le jour où le premier œuf est pondu dans la colonie (aux environs du 20 octobre et du 20 novembre, respectivement pour les Adélie et les manchots à jugulaire sur l'île du Roi George; le 14 novembre pour les macaronis dans la Géorgie du Sud), sélectionner 100 nids contigus le long d'une ligne traversant plusieurs sites de reproduction. Marquer les nids deux par deux avec, entre les deux, une pierre peinte ou une petite tige métallique surmontée d'un drapeau et enfoncée dans le sol; marquer tous les 10 nids avec un pieu numéroté (1, 10, 20, 30, etc.). Si possible, verser de la teinture sur la poitrine des occupants des nids (inutile de les capturer).
2. Ce premier jour, puis tous les cinq jours, noter le nombre d'œufs, de poussins et d'adultes présents dans chaque nid. Lorsque les poussins éclosent, verser de la teinture sur leur dos. Continuer les visites jusqu'à ce que les jeunes partent dans les crèches. La productivité est déterminée en fonction du nombre de poussins élevés par couple de manchots jusqu'à l'âge d'entrée en crèche.
3. Pour obtenir un niveau de précision légèrement supérieur (surtout durant la période où les jeunes commencent à se déplacer), la fréquence des observations peut être accrue (tous les deux jours par exemple); cependant, la fréquence ne doit pas changer d'une année à l'autre (réf. 1).

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure C (nombre de jeunes élevés par colonie) :

1. Sélectionner une ou plusieurs colonies très localisées, relativement isolées, et pouvant chacune être recensée comme unité à part entière (au moins cinq colonies pour les manchots Adélie ou à jugulaire; une seule de taille suffisante pour les macaronis) et procéder à trois dénombrements durant la saison :
 - a) le jour où 95% des nids contiennent des œufs, compter le nombre de nids pourvus d'œufs;
 - b) lorsque l'éclosion est terminée, compter le nombre de nids dans lesquels se trouvent des poussins; et
 - c) quand tous les poussins sont entrés en crèche, compter le nombre de poussins dans la crèche.
2. Le moment où les dénombrements sont effectués est déterminé par les données de l'étude chronologique (méthode A9).

3. Pour chacun des dénombrements (a, b, c), trois dénombrements différents doivent être effectués le même jour (par ex. : lorsque l'éclosion est terminée, faire trois dénombrements différents du nombre de nids contenant des poussins dans une colonie donnée). Si l'un des trois dénombrements diffère de plus de 10% des autres, un quatrième dénombrement doit être fait le même jour que les trois autres. Relever chaque dénombrement séparément.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Nombre de poussins par site ou colonie (relever trois ou quatre dénombrements séparément).
2. Date des dénombrements.

Procédure B :

1. Numéros d'identification des nids.
2. À chaque observation (tous les deux ou cinq jours), nombre d'œufs, de poussins et d'adultes présents par nid.
3. Heure et date des observations.

Procédure C :

1. Nombre de nids pourvus d'œufs par colonie ou site (relever trois ou quatre dénombrements séparément).
2. Nombre de nids avec des poussins par colonie ou site (relever trois ou quatre dénombrements séparément).
3. Nombre de poussins en crèche par colonie ou site (relever trois ou quatre dénombrements séparément).
4. Date des dénombrements.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Procédure A :

1. Nombre d'adultes présents par site ou colonie.
2. Heure à laquelle les dénombrements ont été effectués.

Procédure B :

Aucune donnée supplémentaire n'a été précisée dernièrement.

Procédure C :

1. Nombre d'œufs par nid (nids à un ou à deux œufs).
2. Nombre de poussins par nid (nids à un ou à deux poussins).

Procédures A, B et C :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

L'interférence humaine est une cause importante de perte des œufs, toute perturbation dans la colonie entraînant la prédation par les skuas ou la casse de certains œufs. Elle empêche également le recrutement des sub-adultes dans la colonie; en conséquence, si la perturbation est trop importante, le nombre d'oiseaux reproducteurs (et de jeunes) déclinera sur une période de plusieurs années. Il faut donc marcher avec précaution.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUE :

1. Les trois procédures identifiées pour ce paramètre nécessitent des approches analytiques différentes. Pour cette raison, la même procédure doit être utilisée chaque année dans une série chronologique, sur un site donné. Les procédures employées, de même que les colonies à étudier, doivent être soigneusement choisies lors de la mise en œuvre d'un projet de contrôle. Les procédures et les colonies ne doivent pas changer au cours des années.
2. La date de l'échantillonnage doit être vérifiée par rapport à celle d'observation des événements dans l'étude chronologique (méthode A9). Si elles diffèrent considérablement, les dénombrements de poussins doivent alors être ajustés, et dans ce cas, la date de l'échantillonnage doit être modifiée dans les années à venir.
3. Les résultats de la procédure A doivent être analysés afin de donner le nombre moyen de poussins à chaque colonie ou dans chaque zone de reproduction pour chaque dénombrement effectué (trois au minimum). Ces données peuvent être utilisées directement comme indice de la réussite de la reproduction en comparant les dénombrements des colonies, ou des groupes de colonies spécifiques, ou indirectement, en exprimant les résultats comme nombre moyen de poussins par adulte, sur un groupe de colonies, produisant une variance correspondante. Il est important de standardiser les colonies ou les zones de reproduction et la date des dénombrements.
4. Les résultats de la procédure B doivent être analysés pour donner le nombre de couples élevant 0, 1 ou 2 poussins. La moyenne et l'écart-type du nombre de poussins par couple doivent être calculés. Pour les manchots Adélie et les

manchots à jugulaire, l'indice annuel pourrait être le nombre moyen de poussins élevés par couple; les méthodes standard peuvent être utilisées pour comparer les moyennes entre les années. D'un autre côté, les méthodes d'analyse des proportions pourraient être employées, ce qui serait probablement la méthode la plus utile avec les données sur les gorfous macaroni.

5. Lors de l'analyse de la procédure C, les moyennes et les écarts-types doivent être calculés à partir d'un certain nombre de dénombrements, de la même façon que pour la procédure A. Un indice du nombre de poussins par nid pourvu d'œufs peut être calculé et utilisé de la même manière que pour la procédure A. Il est à nouveau important que les comparaisons entre les années concernent les mêmes colonies et les mêmes dates de dénombrement.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. La réussite de la reproduction révélera plusieurs facteurs, notamment la condition des adultes et la taille de la colonie, la quantité de nourriture disponible, l'impact des prédateurs, la condition des glaces et d'autres caractéristiques de l'environnement. La réussite de la reproduction, exprimée à la fois en nombre total de poussins élevés et nombre de poussins élevés par adulte, aura des répercussions importantes sur la taille de la population à venir.
2. La réussite de la reproduction peut varier considérablement d'une saison à une autre. Par exemple, l'auteur de la réf.6 signale que la réussite de la reproduction des manchots Adélie au Cap Royds était de 26, 47 et 68% au cours de trois saisons différentes.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Dans ces analyses, l'utilisation des moyennes des rapports peut conduire à des estimations de variance biaisées. Pour cette raison, les comparaisons des proportions peuvent être plus adéquates que l'étude du nombre de poussins par nid/adulte.
2. Les analyses peuvent être très sensibles aux changements du nombre de colonies contrôlées d'une année à une autre.

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version des formulaires de déclaration des données E/A6A, E/A6/B et E/A6/C de la CCAMLR, pour les procédures A, B et C (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données concernant des espèces distinctes doivent être communiquées sur des formulaires séparés.

DATES DES OBSERVATIONS :

Date moyenne de ponte du premier œuf $\pm$ erreur-standard (a), limites des dates de ponte (b) et date moyenne et limites de départ des jeunes (c).

		Adélie	à jugulaire	papou	macaroni*	réf.
Baie Prydz	a	10 nov $\pm$ 1.0		NA		2
	b	5-13 nov	NA		NA	
	c	X		X		
Orcades du Sud	a	3 nov $\pm$ 0.3	4 déc $\pm$ 0.3		X	3
	b	27 oct-9 nov	28 nov-10 déc		X	
	c	6 fév (4-15 fév)	1 ^{er} mars (25 fév-2 mars)	28 oct $\pm$ 0.4 (8 oct-18 nov) 35 jours $\pm$ 0.1 (32-38)	X	
Géorgie du Sud	a		X	23 fév-1 ^{er} mars	24 nov $\pm$ 0.2	4, 5
	b	NA	X	X	22-24 nov	
	c		X		25 fév	

* données sur le deuxième œuf (le premier œuf est généralement perdu avant que le second ne soit pondu)

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 1) Ainley, D.G. et R.P. Schlatter. 1972. Chick raising ability in Adélie penguins. *Auk*, 89: 559-566.
- 2) Johnstone, G.W., D.J. Lugg et 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. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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. Rapport du groupe de travail ad hoc sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 81-137.

ESPÈCES : Manchots : Adélie, à jugulaire, papou, gorfou macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Poids des jeunes à la première mue

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Durée des sorties alimentaires; réussite de la reproduction.

BUT :

Déterminer le poids moyen des jeunes à la première mue.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux méthodes sont exposées pour ce paramètre. La procédure A est préférée (notamment pour les manchots Adélie et à jugulaire) car elle échantillonne tout au long de la période de première mue. La procédure B n'est suggérée que dans les cas où la première mue est extrêmement synchrone (gorfou macaroni), ou lorsque le programme de logistique ne permet pas d'échantillonner sur une période plus étendue.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A:

La procédure A nécessite un échantillonnage durant toute la période d'obtention du plumage, et ce, pour tenir compte de biais pouvant survenir au cas où la date de la première mue est fonction de la taille des jeunes ou de l'emplacement de la colonie :

1. Peser 50 à 100 jeunes par période de cinq jours (pour arriver à un total d'au moins 250 jeunes), du début à la fin des arrivées sur la plage des jeunes en mue.
2. Capturer les jeunes sur la plage, à l'aide d'un filet à main, lorsqu'ils s'apprêtent à partir en mer. Mettre une marque à la teinture sur les jeunes qui sont pesés de sorte qu'ils ne soient pas pesés une seconde fois. Si une étude par baguage est en cours, inclure les jeunes en mue pesés dans l'échantillon bagué (noter le numéro de la bague et le poids).
3. Peser chaque oiseau de 10 à 50 g près (selon les conditions et la précision de la bascule utilisée). Tester la balance avec un poids déterminé, à des intervalles réguliers.

Procédure B :

La procédure B nécessite la pesée des jeunes en un seul jour proche du moment le plus intense de la mue. Cette méthode semble être surtout appropriée aux gorfous macaroni, chez qui les dates de première mue sont extrêmement synchrones :

Méthode standard A7 (v4) de la CCAMLR

1. Peser environ 250 à 500 jeunes en mue sur la plage, vers le moment le plus intense de la mue, qui est déterminé par l'étude chronologique de la colonie (méthode A9) et par les observations régulières des plages où les jeunes en mue sont susceptibles de se trouver.
2. Les étapes 2 et 3 de la procédure A s'appliquent aussi à la procédure B.

Procédure C :

Il convient pour cette procédure de peser les jeunes qui sont bagués dans le cadre de l'étude démographique continue (méthode A4).

1. Capturer les jeunes oiseaux bagués qui se trouvent sur la plage sur le point d'obtenir leur plumage. Peser chacun d'entre eux (de 10 à 50 g près) et relever leur numéro de bague.
2. Retourner régulièrement (1 à 2 visites par jour) sur toutes les plages durant toute la période de mue pour capturer et peser les oiseaux bagués.
3. Tenter de capturer 200 à 300 individus par an.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Date des échantillons (pour chaque période de cinq jours).
2. Poids individuel des jeunes à la première mue (par période de cinq jours).

Procédure B :

1. Date de l'échantillon.
2. Poids individuel des jeunes à la première mue.

Procédure C :

1. Date de l'échantillon.
2. Poids individuel des jeunes à la première mue.
3. Numéro des bagues.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Dénombrements quotidiens des jeunes en crèches et/ou au bord de l'eau;
2. Dates observées de départ en mer, écart entre les dates de départ (à savoir : date de l'observation du premier et du dernier jeune en mue sur la plage).
3. Date, poids, numéro de bague (si bagué) et âge des jeunes qui meurent durant la phase d'élevage en crèche.
4. Causes de la mortalité des jeunes s'il est possible de les déterminer.

5. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Les jeunes de colonies proches de la plage, ayant mué mais qui n'ont pas encore leur nouveau plumage, peuvent être confondus avec les jeunes émancipés, traînant sur la plage avant le départ en mer. Les poussins encore nourris par leurs parents ont des chances d'être plus lourds que les jeunes vraiment émancipés et biaiseront donc les échantillons. Il faut prendre soin de peser les jeunes émancipés dans un endroit où une éventuelle confusion avec des jeunes n'ayant pas encore leur plumage est réduite au minimum. Une étude récente du rapport entre le poids du jeune et un indice de la disponibilité du krill (réf. 4) indique qu'alors que le poids en période de crèche démontre une relation positive, le poids à la première mue semble indiquer une relation inverse. Une hypothèse est soulevée, selon laquelle ces conclusions refléteraient la survie différentielle du jeune suivant les années "bonnes" ou "mauvaises", par laquelle pendant les mauvaises années, seuls les jeunes les plus lourds survivent, alors que pendant les bonnes années, un groupe représentatif entier survit. Avant que ces conclusions ne soient généralisées par des études, il est suggéré que les chercheurs envisagent de peser les jeunes manchots tant en période d'entrée en crèche qu'à la première mue.

COMMENTAIRES :

1. La procédure C fournira chronologiquement les dates de mue chaque année et permettra ensuite d'examiner le rapport entre le poids des jeunes effectuant leur première mue et la survie.
2. La procédure proposée pour sélectionner un échantillon de nids semble trop restrictive. Elle devrait être plus flexible pour tenir compte des conditions différentes dans les sites et de la taille différente des colonies tout en maintenant la taille de l'échantillon requis.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODE ANALYTIQUE :

1. Calculer le poids moyen et l'écart-type de tous les oiseaux en mue pour la première fois pendant une période de cinq jours. L'utilisation de la procédure A - échantillonnage tout au long de la période - donnera des données couvrant plusieurs périodes de cinq jours. La procédure B donnera vraisemblablement les poids pour une seule période de cinq jours.
2. Le pourcentage, par période de cinq jours, d'oiseaux subissant la première mue doit également être obtenu afin de fournir un facteur de pesée pour le calcul d'un indice du poids des jeunes en mue. Ce pourcentage doit être calculé en utilisant les résultats de l'étude chronologique (méthode A9), ou estimé d'une autre source.
3. Le développement d'un indice annuel du poids des jeunes en mue nécessitera, selon toute probabilité, les poids moyens; les tests statistiques de différences interannuelles pourraient inclure la comparaison entre les calculs des moyennes et les calculs emboîtés ANCOVA.

Méthode standard A7 (v4) de la CCAMLR

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. Le poids des jeunes à la première mue laissera entrevoir les chances de survie pendant la période d'hiver en mer, les plus légers ayant moins de chances de survivre que les plus lourds. Le poids des jeunes à la première mue peut être le reflet de la quantité d'espèces-proies disponibles ainsi que de l'expérience des parents en matière de reproduction.
2. Le poids des jeunes lors de la première mue peut être affecté par :
 - i) l'expérience des parents en matière de reproduction et leur âge;
 - ii) la quantité d'espèces-proies disponibles;
 - iii) des variations individuelles; et
 - iv) des variations concernant la date des phases de la reproduction.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Lorsque l'analyse de la variance révèle d'importantes différences de poids au cours des saisons chez les jeunes à leur première mue, particulièrement si se dessine une tendance, il pourrait être plus adéquat de choisir une série particulière de périodes de cinq jours pour l'indice annuel. D'un autre côté, il se peut que les analyses ANCOVA soient nécessaires. Voir également la note d'avertissement de la réf. 4 quant à l'interprétation des données concernant le poids des jeunes à la première mue.

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être déclarées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A7 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie).

DATES DES OBSERVATIONS :

Dates enregistrées de première mue des jeunes $\pm$ erreur-standard dans les zones de reproduction désignées :

	Adélie	à jugulaire	papou	macaroni	réf.
Baie Prydz	X	NA	NA	NA	
Orcades du Sud	6 fév $\pm$ 0.6	1 mars $\pm$ 0.5	X	X	1
Géorgie du Sud	NA	X	23 fév-1 mars	25 fév $\pm$ 1	3, 4
Shetlands du Sud	25 janv (première mue)	25 fév (première mue)	X	X	2, 3

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

RÉFÉRENCES :

- 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 lönnerbergi*) near the Antarctic Peninsula. Unpubl. MS Thesis, Univer. Minnesota, Minneapolis.
- 3) Williams, T.D. et 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. et J.P. Croxall. 1990. Is chick fledging weight a good index of food availability in seabird populations? *Oikos*, 59 (3): 414-416.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G. et 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 et D.A. Brown. 1973. The biology of the Vestfold Hills, Antarctica. *ANARE Sci. Rep. Ser. B*, 1.
- Ricklefs, R.E., D.C. Duffy et 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 et 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.

ESPÈCES : Manchots: Adélie, à jugulaire, gorfou macaroni
(*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Régime alimentaire des jeunes

BUT :

Caractériser la composition générale du régime alimentaire des jeunes.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux procédures sont esquissées dans cette méthode. La procédure A est obligatoire. La procédure B procure des données fort souhaitables, qui complètent les résultats de la procédure A.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Prélever cinq échantillons par période de cinq jours, durant toute la période d'élevage en crèche. Trente échantillons (au moins) doivent être prélevés.
2. Capturer des adultes sur la plage au moment où ils sortent de la mer. Utiliser un filet à main. Ne pas inclure les individus marqués qui font l'objet d'autres études.
3. Par la technique de lavage d'estomac décrite à la 2^e section de la IV^e partie, recueillir le contenu stomacal des oiseaux dans un seau (voir les références. 1, 4 et 7).
4. Relever le poids mouillé de l'échantillon entier après l'avoir égoutté. Classer ensuite les éléments en trois catégories principales (calmars, poissons, crustacés) et enregistrer le poids mouillé de chaque catégorie.
5. Classer les crustacés en quatre catégories : a) *Euphausia superba*, b) *E. crystallorophias*, c) autres euphausiacés, d) autres crustacés, et enregistrer le poids mouillé de chaque catégorie.

Procédure B :

Calmars :

1. Essayer d'identifier tout calmar intact (réf. 3). Fixer et conserver entier dans une solution de formaldéhyde/eau de mer à 4% ou dans une solution Steedman tout calmar plus ou moins intact. Enlever les becs des calmars restants et les conserver dans de l'alcool éthylique à 70% ou du formaldéhyde à 1%. Garder les becs avec chaque échantillon ensemble et s'assurer que tous les récipients portent une étiquette. Enregistrer le nombre de calmars intacts et de becs inférieurs.

Méthode standard A8 (v5) de la CCAMLR

2. Identifier les becs (réf. 2) et mesurer la longueur du rostre inférieur. Déterminer la longueur et le poids du calmar par les équations de régression appropriées (réf. 2).

Poissons :

1. Essayer d'identifier tout poisson intact (réf. 3). Enlever les otolithes des crânes intacts. Conserver à part chaque paire d'otolithes ainsi extraite (pour qu'on sache qu'ils proviennent du même individu) et l'étiqueter. Recueillir tous les otolithes détachés et les garder ensemble dans un lot séparé. Les conserver à sec en lieu sûr (les otolithes sont fragiles). Noter pour chaque échantillon le nombre de paires d'otolithes et d'otolithes détachés.
2. Attribuer un numéro de référence à chaque paire d'otolithes extraite. Identifier (réf. 5) et mesurer la longueur et la largeur maximales de chacun. Noter le numéro, les mensurations et l'identification. Utiliser les équations standard (par ex. réf. 5) pour estimer la longueur et le poids d'origine de chaque poisson ingéré. Les otolithes libres risquent de s'être érodés et d'être devenus difficiles à identifier mais il devrait être possible de les classer suivant les principaux groupes taxonomiques - voire même plus précisément. Les estimations de longueur et de poids des poissons effectuées à partir d'otolithes détachés seront moins précises (à cause de la digestion) que celles provenant d'otolithes prélevés sur les crânes, car ceux-ci n'auront pas été digérés.

Crustacés :

1. Lorsque l'analyse complémentaire ne suit pas immédiatement la détermination de la composition générale, fixer les matières dans une solution tamponnée à 4% de formol/eau de mer pour une analyse ultérieure minutieuse. Le formol doit être remplacé fréquemment.
2. Trier les matériaux dans les autres catégories d'euphausiacés et de crustacés et les identifier.
3. Des restes d'*E. superba* et *E. crystallorophias* de chaque échantillon, sélectionner au hasard 25 à 50 spécimens dont la carapace est intacte et le premier segment abdominal, au moins, et les pattes sont encore attachées. Lorsque moins de 25 spécimens répondent à ces critères, les utiliser tous. Enlever les carapaces des tissus sous-jacents. Pour chaque spécimen, enregistrer le sexe (réf. 6), déterminer le stade de maturité (réf. 8) et mesurer la longueur de la carapace enlevée, le long de la ligne médio-dorsale, la face dorsale étant tournée vers le bas. La longueur totale (du crustacé) peut alors être calculée par les équations de régression (réf. 9) du tableau 1 (voir les méthodes analytiques ci-dessous).

DONNÉES OBLIGATOIRES (Procédure A) :

1. Sexe des oiseaux échantillonnés (voir la 1^{ère} section de la IV^e partie).
2. Nombre de jeunes de chaque oiseau au moment de l'échantillonnage. Ces données peuvent être obtenues soit en capturant l'oiseau au site de son nid plutôt que sur la plage ou en marquant l'oiseau après l'échantillonnage et en le suivant jusqu'au nid.

3. Noter toutes les données quel que soit le contenu stomacal (par ex., même lorsque l'estomac est vide).
4. Heure et date de prélèvement de chaque échantillon.
5. Poids total mouillé des échantillons égouttés.
6. Poids mouillé de chacune des catégories suivantes : calmars, poissons et l'ensemble des crustacés.
7. Poids mouillé de chacune des catégories de crustacés suivantes : *E. superba*, *E. crystallorophias*, autres euphausiacés et autres crustacés.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

(Procédure B) :

1. Identité des poissons et des calmars dans les échantillons et leur nombre.
2. Longueur du rostre inférieur du bec des calmars.
3. Estimation de la longueur et du poids des calmars dérivée des équations de régression.
4. Longueur et largeur maximales des otolithes (un par paire).
5. Estimation des longueurs et poids d'origine des poissons dérivée des équations de régression.
6. Sexe, stade de maturité et longueur totale calculée d'un échantillon d'*E. superba* et d'*E. crystallorophias*.
7. Identité et contribution en poids de tout crustacé, autre qu'*E. superba* et *E. crystallorophias*, représentant une proportion significative d'un échantillon quelconque.

Procédures A et B :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Tous les échantillons stomacaux doivent être égouttés de la même manière (autant que possible) afin de fournir des poids mouillés comparables. Un exemple de méthodologie applicable à ce problème serait de placer les échantillons dans un cylindre gradué en plastique dont la base serait remplacée par une maille de taille fixe. Ensuite, soumettre le tout à une pression standard de 3 kg pour une durée de deux minutes, avant de l'emballer. Cette méthodologie aurait besoin d'être standardisée.

Méthode standard A8 (v5) de la CCAMLR

2. Etant donné l'influence potentielle de l'heure sur la disponibilité relative des proies et en conséquence sur les proies ingérées par les oiseaux, les chercheurs peuvent vouloir standardiser l'heure à laquelle ils prélèvent les échantillons sur leurs sites de recherches.
3. Le lavage d'estomac ne doit être pratiqué que par des chercheurs expérimentés ou des personnes agissant sous leur surveillance.
4. Le lavage d'estomac des manchots doit être effectué avec des tuyaux en latex souple qui ne durcissent ou ne s'effritent pas au contact du froid, afin de réduire considérablement les risques de blessures. Il est possible d'assouplir les tuyaux de manière permanente en les passant avec précaution à l'autoclave.
5. En ce qui concerne les manchots Adélie du secteur de la baie Prydz, la première régurgitation et les suivantes doivent être analysées et déclarées séparément. En effet, il est démontré que les mâles et les femelles Adélie suivent des stratégies alimentaires différentes, les mâles s'approvisionnant davantage dans la zone néritique. La nourriture provenant de ces secteurs est plus souvent présente dans la première régurgitation, car elle est ingérée par les oiseaux sur le trajet de retour à leur colonie de reproduction.
6. Il convient de considérer les biais possibles relatifs aux espèces comptant des individus dont les sorties alimentaires comportent ou non des périodes de nuit en mer.
7. Le développement d'une procédure normalisée qui permettrait d'effectuer une évaluation quantitative du contenu stomacal doit être considéré. Elle comporterait notamment l'évaluation du poids humide de l'échantillon par rapport au volume de déplacement, les moyens d'évacuer l'excès d'eau de l'échantillon et l'utilisation d'un volume d'eau standard pour chaque échantillon.

COMMENTAIRES :

Le développement de propositions relatives à certains objectifs précis qui pourraient être considérés par de nouvelles modifications de la procédure B est encouragé. Notamment, il serait utile d'évaluer les données nécessaires pour détecter et différencier les changements dans les caractéristiques des proies au cours d'une saison. De même, les Membres sont encouragés à entreprendre des analyses qui clarifieraient les propriétés statistiques des estimations de la composition générale des proies selon la procédure A.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Les méthodes mentionnées ci-dessus ne traitent que la composition générale de l'alimentation des poussins (procédure A). Les méthodes d'analyse de la procédure B comprenant les fréquences de longueurs, le stade de maturité et le sexe - du krill par exemple - (données fort souhaitables) n'ont pas encore été développées.
2. Les équations figurant au tableau 1 doivent être utilisées pour déterminer la longueur totale des spécimens à partir de la seule longueur de la carapace. Ceci

devrait être effectué pour tous les spécimens pour lesquels le sexe et la classe d'âge peuvent être déterminés. En ce qui concerne les échantillons dont l'état est tellement mauvais qu'il empêche de déterminer ces caractéristiques, une estimation de la longueur totale peut être obtenue à partir de l'équation composite pour tous les stades donnés au tableau 1. Toutefois, ces résultats doivent être utilisés avec précaution, étant donné que la racine du carré moyen de cette équation est beaucoup plus élevée que pour les autres.

3. Enregistrer les données brutes pour les communiquer à la CCAMLR. Ces données produiront les proportions et les poids moyens des différentes catégories d'aliments.
4. Les analyses à effectuer à partir de ces données en vue de développer un indice annuel de disponibilité de la nourriture, ne sont pas encore déterminées, mais le recueil et la présentation de données brutes assureront la possibilité d'analyses adéquates. Des suggestions sur le type d'analyses à envisager pourraient inclure l'analyse de la fréquence de la disponibilité la nourriture, et l'analyse des variances de poids moyen absolu des divers aliments.

Tableau 1 : Équations de régression pour le calcul de la longueur totale (L) d'*E. superba* à partir de la longueur de sa carapace (I), tiré de la référence 6. Des relations analogues ne sont pas encore disponibles pour *E. crystallorophias*.

	Équations de régression	R carré	Racine du carré moyen
Juvenile	$L = -1.59 + 3.28 I$	95.4%	1.248
Sub-adultes :			
Mâles	$L = 3.33 + 2.99 I$	90.7%	1.541
Femelles	$L = 14.6 + 2.17 I$	61.8%	1.818
Adultes:			
Mâles	$L = 15.6 + 2.48 I$	40.0%	2.811
Femelles	$L = 13.5 + 2.48 I$		
Tous stades :	$L = 11.6 + 2.44 I$	77.4%	7.70

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

Le régime alimentaire des jeunes a un impact direct sur leur survie. La quantité de nourriture disponible aura des conséquences indirectes sur l'état des adultes et la durée de l'approvisionnement, lesquels peuvent changer le taux de désertion du nid. L'analyse de la composition proportionnelle du régime alimentaire des jeunes et le volume total de nourriture donne une indication des plus directes de la disponibilité précise des proies par espèce.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

Méthode standard A8 (v5) de la CCAMLR

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données obligatoires doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/A8 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données se rapportant aux différentes espèces de manchots et aux différentes plages doivent être communiquées sur des formulaires séparés.

DATES DES OBSERVATIONS :

RÉFÉRENCES :

- 1) Adams, N.J. et 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. et 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. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Anon. Bird Island Penguin Monitoring Studies. Collection and Processing of Prey Samples. Available from: British Antarctic Survey, Cambridge, UK.
- Clarke, J. et K. Kerry. 1994. The effects of monitoring procedures on Adélie Penguins. *CCAMLR Science*, 1: 155–164.
- Robertson, G., S. Kent et J. Seddon. Effects of the water-offloading techniques on Adélie penguins. *J. Field Ornithol.*, 65 (3): 376–380.

ESPÈCES: Manchots : Adélie, à jugulaire, papou, gorfou macaroni (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*, *Pygoscelis papua*, *Eudyptes chrysolophus*)

PARAMÈTRE : Chronologie de la reproduction

BUTS :

1. Déterminer par année le taux d'arrivée à la colonie pour les deux sexes, le taux de ponte, le taux d'éclosion, la date de la fin de la couvaison (entrée en crèche) et la date de la première mue.
2. Les paramètres de poids des adultes à l'arrivée (méthode A1(B)), la tendance annuelle de la population reproductrice (méthode A3), la survie et le recrutement selon l'âge (méthode A4(A)), la réussite de la reproduction (méthode A6) et le poids des jeunes à la première mue (méthode A7), dépendent tous de l'obtention des données nécessaires, identifiées au paragraphe 1 ci-dessus (voir le tableau 1). Cependant, il est vraisemblable que les dates de ces événements diffèrent d'année en année. Cette méthode a pour but d'obtenir des données chronologiques annuelles, pour corriger les données rassemblées à des dates qui n'étaient pas optimales.

RECUEIL DES DONNÉES :

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Sélectionner une colonie d'environ 200 couples, proche de la colonie (des colonies) où le contrôle des paramètres A1, A3, A6 et A7 est effectué. Cette colonie doit être située de façon à ce que l'approche de la colonie par la glace et son accès à la mer soient similaires aux autres colonies et ne soient affectés ni par d'autres études ni par des activités de station. Pour que le taux de première mue soit facilement déterminé, il faut choisir une colonie nettement séparée de la plage sur laquelle les jeunes se rassemblent avant de partir en mer.
2. Plusieurs méthodes standard nécessitent l'enregistrement des données par période standard de cinq jours (voir la 2^e section de la III^e partie). En établissant la chronologie de la colonie, il vaut mieux cependant, que les données soient rassemblées plus fréquemment (par ex. : tous les jours ou tous les deux jours), et qu'elles soient récapitulées en périodes de cinq jours, comme cela est demandé.
3. **Taux et date moyenne d'arrivée.** Compter, chaque jour, le nombre d'oiseaux présents dans les limites de la colonie déterminées par la zone occupée par les nids de la saison précédente. Continuer le dénombrement journalier jusqu'à ce que le nombre d'oiseaux présents dans la colonie soit approximativement constant.
4. **Date moyenne de la ponte.** Le jour où le premier œuf est pondu dans la colonie (à l'île du roi George, vers le 20 octobre pour les manchots Adélie et le 20 novembre pour les manchots à jugulaire; en Géorgie du Sud, le 28 octobre pour les manchots papous et le 14 novembre pour les gorfous macaroni), sélectionner 100 nids contigus le long d'une ligne traversant plusieurs sites de reproduction. Marquer les nids deux par deux avec, entre les deux, une pierre

Méthode standard A9 (v4) de la CCAMLR

peinte ou une petite tige métallique surmontée d'un drapeau et enfoncée dans le sol; poser une marque tous les dix nids avec un pieu numéroté (1, 10, 20, 30, etc...). Marquer de teinture la poitrine des occupants des nids le jour où le premier œuf est observé. Ensuite, tous les deux jours, noter le nombre d'œufs présents. Prendre note aussi de tous les nids qui échouent;

5. **Taux et date moyenne de l'éclosion.** À l'approche de l'éclosion, vérifier chaque jour tous les nids identifiés au paragraphe 4 ci-dessus, et pour chaque nid, enregistrer la date à laquelle le premier poussin est entièrement sorti de la coquille, (c.-à-d., la date d'éclosion). Continuer les observations de tous les nids marqués tous les jours, jusqu'à ce qu'un poussin ait éclos ou que le nid ait échoué.
6. **Fin de la couvaison.** En commençant un jour avant le début de la période de crèche (jour déterminé par les données des saisons précédentes), se rendre tous les jours aux nids marqués et noter la présence d'un adulte gardant manifestement les petits. Continuer l'enregistrement jusqu'à la fin de l'élevage des poussins de 90% des nids.
7. **Date moyenne de la première mue.** Noter la date à laquelle le dernier poussin de la colonie cesse d'être élevé. Compter, ensuite, tous les jours, le nombre de jeunes présents dans la colonie. Continuer jusqu'à ce que tous les jeunes aient quitté la colonie pour la plage. Il n'est pas nécessaire de compter les nids marqués car les dénombrements de tous les nids de la colonie suffiront.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Nombre total d'adultes présents chaque jour pendant la période d'arrivée (compter tous les jours).
2. Date de la ponte du premier œuf dans la colonie.
3. Nombre d'œufs présents dans chaque nid (sur un échantillon de 100 nids) du début de la ponte à la fin de l'éclosion (compter tous les deux jours).
4. Date de l'éclosion du premier œuf de chaque nid (sur un échantillon de 100 nids).
5. Pour chaque nid (sur un échantillon de 100 nids), date de la fin de la couvaison.
6. Date où le dernier poussin cesse d'être élevé (sur un échantillon de 100 nids).
7. Nombre total de poussins présents dans la colonie, de la fin de l'élevage individuel à la fin de la première mue (compter tous les jours).
8. Dates de tous les comptes.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. La chronologie du cycle de reproduction devra être déterminée chaque année (tout d'abord pour 10 ans) afin d'établir les limites des dates critiques pour le contrôle du paramètre.
2. L'interférence humaine est une cause importante de la perte des œufs, car toute perturbation dans la colonie entraîne la casse d'œufs ou la prédation par les skuas. Elle empêche également le repeuplement des sub-adultes dans la colonie et de ce fait, si la perturbation est trop importante, le nombre d'oiseaux reproducteurs (et de jeunes) décline sur une période de plusieurs années. Il faut donc marcher avec précaution.

COMMENTAIRES :

La procédure proposée pour sélectionner un échantillon de nids semble trop restrictive. Elle devrait être plus flexible pour tenir compte des différentes conditions dans les sites et des différences de taille dans les colonies tout en maintenant la taille de l'échantillon requis.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Deux types de données récapitulatives sont nécessaires pour cette méthode : la date et la fréquence des événements. Pour calculer ces deux ensembles de données, créer un tableau de fréquences des jours par rapport au nombre d'événements. Les jours doivent être exprimés à la fois en tant que dates et nombre de jours passés depuis le premier jour de contrôle. Les événements pour chaque jour doivent être : le nombre d'adultes arrivant, le nombre de nids où un premier œuf est pondu, le nombre de nids où le premier œuf a éclos, le nombre de nids où la couvaison cesse et le nombre de poussins atteignant la première mue.
2. En partant du tableau de fréquences, calculer la date moyenne des événements et, le cas échéant, la date à laquelle les événements sont à 1/3, aux 2/3 ou à 95% accomplis. Les dates de début et de fin des événements sont également présentées dans ce tableau.
3. D'après les données du premier tableau de fréquences, produire un deuxième tableau pour mettre en rapport les périodes de cinq jours et le nombre d'événements. Chaque colonne de ce tableau doit se présenter sous la forme d'une distribution de fréquences.
4. Lorsque les méthodes A1 et A7 sont contrôlées, calculer le pourcentage d'adultes arrivant ou de poussins atteignant la première mue, par période de cinq jours, et utiliser ces résultats dans l'analyse des méthodes A1 et A7.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

1. Ces résultats s'appliquent directement aux méthodes A1, A3, A6 et A7; à partir des données il est facile de repérer les périodes de cinq jours de pointe des événements.

Méthode standard A9 (v4) de la CCAMLR

2. Une analyse à long terme produira des estimations de la variabilité des différents événements et devrait influencer la future planification des recherches.
3. Les variations de la réussite de la reproduction peuvent être considérables d'une saison à l'autre.
4. La réussite de la reproduction peut être influencée par :
[la taille de la colonie - les grandes colonies ont tendance à mieux se reproduire;]
[les conditions de la glace - il serait souhaitable de dresser des cartes quotidiennes de la couverture de glace].

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Une représentation réelle des paramètres chronologiques ne sera possible que si les événements sont enregistrés régulièrement dès qu'ils se déroulent ou même avant. Pour cette raison, la date moyenne d'arrivée est extrêmement sensible au début de l'enregistrement, au commencement d'une saison sur le terrain. Les dates médianes ou modales d'arrivée seraient peut-être moins faussées.

COMMENTAIRES :

Noter que si un nid échoue lors d'une période, il ne doit pas être inclus dans les calculs "total contrôlé" de la section suivante (rubriques 35 et 36 du formulaire E/A9). Par exemple, si 100 nids ont été contrôlés pour la ponte et que cinq d'entre eux ont échoué, le total contrôlé pour l'éclosion sera 95.

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de présentation des données E/A9 de la CCAMLR, (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données se rapportant à différentes espèces doivent être communiquées sur des formulaires différents.

DATES DES OBSERVATIONS :

Date moyenne de ponte du premier œuf $\pm$ erreur-standard (a), dates de ponte limites (b) et dates moyenne et limites de départ des jeunes (c).

		Adélie	à jugulaire	papou	macaroni*	réf.
Baie Prydz	a	10 nov $\pm$ 1.0	NA	NA	NA	1
	b	5-13 nov				
	c	X				
Orcades du Sud	a	3 nov $\pm$ 0.3	4 déc $\pm$ 0.3	X	X	2
	b	27 oct-9 nov	28 nov-10 déc		X	
	c	6 fév (4-15 fév)	1 mars (25 fév-2 mars)		X	
Géorgie du Sud	a	NA	X	28 oct $\pm$ 0.4 (8 oct-18 nov)	23 nov $\pm$ 3	3, 4
	b		X	35 jours $\pm$ 0.1 (32-38)	X	
	c		X	23 fév-1 mars	X	

* données sur le deuxième œuf (le premier œuf est généralement perdu avant que le second ne soit pondu)

X données non disponibles

NA non applicable; l'espèce est absente de la zone spécifiée

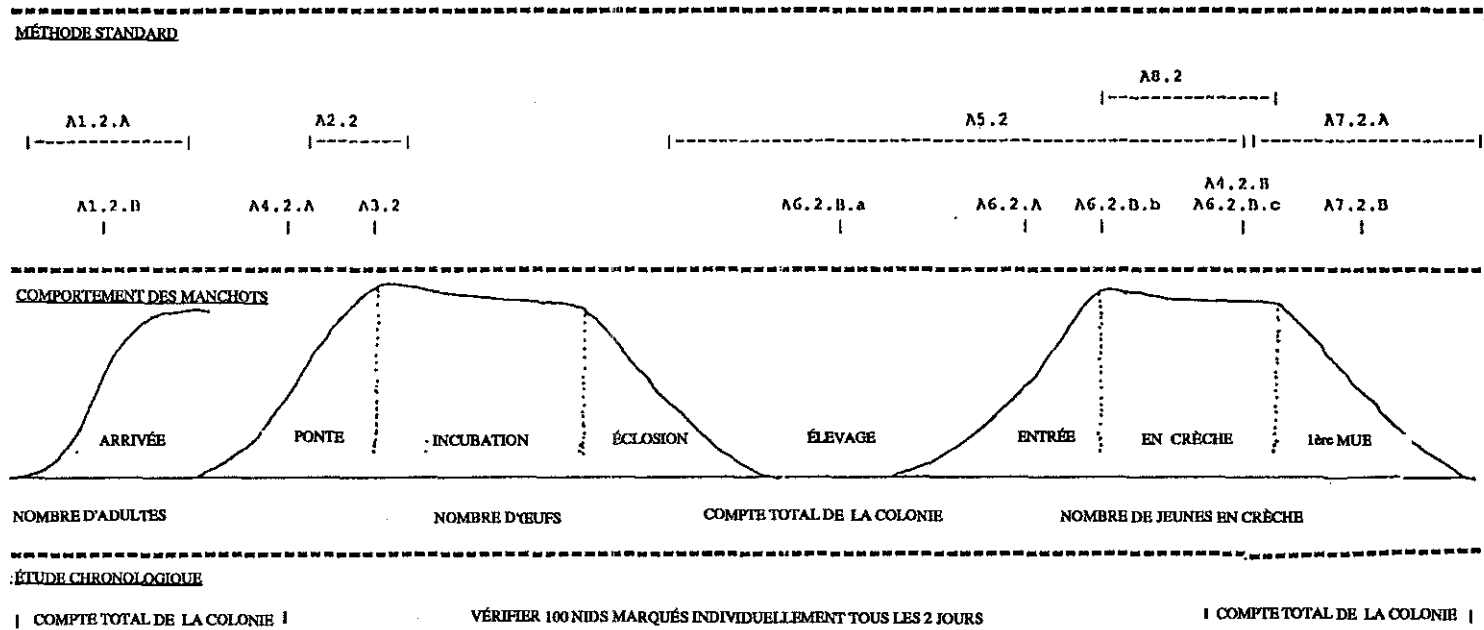


Figure 1 : Schéma du rapport entre les dates des méthodes standard, l'étude chronologique et le comportement des manchots.

Tableau 1 : Rapports entre les paramètres chronologiques et les autres méthodes standards.

Paramètre chronologique	Méthode chronologique	Méthode standard correspondante
Taux d'arrivée des adultes	Compte total de la colonie	A1(A) (poids des adultes à l'arrivée) A1(B) (poids des adultes à l'arrivée)
Taux de ponte et échec	100 nids marqués	
Date à laquelle 1/3 des œufs sont pondus	100 nids marqués	A4(A) (survie et recrutement)
Date à laquelle 95% des nids ont des œufs	100 nids marqués	A6 (C)a (nids pourvus d'œufs)
Date à laquelle la ponte est terminée	100 nids marqués	A3 (tendance de la population reproductrice)
Taux d'éclosion et de mortalité des jeunes	100 nids marqués	
Date à laquelle l'éclosion est terminée	100 nids marqués	A5 (sorties alimentaires) A6(C)b (nids avec poussins)
Taux des jeunes entrant en crèche	100 nids marqués	
Date à laquelle 2/3 des jeunes sont en crèche	100 nids marqués	A6(A) (décompte des jeunes)
Date à laquelle tous les jeunes sont en crèche	100 nids marqués	A6(C)c (décompte des jeunes)
Une semaine avant le début de la première mue	Approximation	A6(B) (décompte des jeunes) A4(B) (survie et recrutement)
Taux de première mue	Compte total de la colonie	A7(A) (poids à la 1 ^{ère} mue) A7(B) (poids à la 1 ^{ère} mue)

Méthodes standard :

- A1 Poids des adultes à l'arrivée dans la colonie de reproduction
- A2 Durée du premier tour d'incubation
- A3 Tendance annuelle de la taille de la population reproductrice
- A4 Survie et recrutement annuels selon l'âge
- A5 Durée des sorties alimentaires
- A6 Réussite de la reproduction
- A7 Poids des jeunes à la première mue
- A8 Régime alimentaire des jeunes

RÉFÉRENCES :

- 1) Johnstone, G.W., D.J. Lugg et 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. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., R.E. Leresche et 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. Rapport du groupe de travail ad hoc sur le contrôle de l'écosystème. In: *Rapport de la quatrième réunion du Comité scientifique (SC-CAMLR-IV)*, Annexe 7. CCAMLR, Hobart, Australie: 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.

DEUXIÈME SECTION

OISEAUX VOLANTS : MÉTHODES B1 – B6

ESPÈCE : Albatros à sourcils noirs (*Diomedea melanophris*)

PARAMÈTRE : Taille de la population reproductrice

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Réussite de la reproduction, régime alimentaire, survie et recrutement annuels selon l'âge.

BUT :

Déterminer les tendances interannuelles de la taille de la population reproductrice.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux méthodes sont proposées. La procédure A doit être employée parallèlement aux études démographiques et nécessite des visites journalières pendant toute la période de ponte. La procédure B n'entraîne qu'une visite.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Dans la colonie étudiée de 200 à 500 couples, faire des tournées journalières pendant la période de ponte (du 19 octobre au 11 novembre en Géorgie du Sud), et mettre des marques numérotées sur les supports des nids contenant des œufs.
2. Une fois la ponte achevée, noter le nombre total de nids dans lesquels des œufs ont été pondus.

Procédure B :

1. Compter tous les nids dans lesquels couvent des oiseaux, aussitôt que possible après la fin de la ponte (le 11 novembre en Géorgie du Sud).
2. Trois dénombrements indépendants de chaque colonie sélectionnée doivent être effectués le même jour. Si l'un des trois dénombrements diffère de plus de 10% des autres, un quatrième doit être effectué ce même jour. Enregistrer chaque dénombrement séparément.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Date et heure des observations.
2. Nombre de marques posées chaque jour.
3. Numéro d'identification du nid.
4. Nombre total de nids contenant des œufs.

Méthode standard B1 (v3) de la CCAMLR

Procédure B :

1. Date des dénombrements.
2. Nombre total de nids contenant des œufs.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Procédure A :

Dates de commencement et de fin de la ponte.

Procédures A et B :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Lorsque la procédure B est utilisée, calculer le nombre moyen de nids en cours d'incubation pour les trois (ou quatre) dénombrements. Lorsque la procédure A est utilisée, prendre le nombre absolu de nids en cours d'incubation.
2. La moyenne du nombre de nids en cours d'incubation (procédure B) ou le nombre total et les taux de ponte (procédure B) peuvent fournir des indices utiles pour des comparaisons interannuelles.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

De grandes variations de la taille de la population reproductrice, des dates de fin de ponte, ou du taux de ponte peuvent indiquer que les conditions avant la reproduction étaient différentes. Lorsque les modèles appropriés de taux de ponte sont appliqués, une comparaison entre les années successives et les colonies devient possible. Le nombre total de nids d'oiseaux incubateurs a des conséquences importantes pour les tendances démographiques à venir.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de présentation de données E/B1 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Ce formulaire doit être utilisé pour les méthodes B1 et B2 qui vont généralement de pair.

DATES DES OBSERVATIONS :

Dates des étapes de la saison de reproduction de l'albatros à sourcils noirs (Géorgie du Sud) :

Ponte	Éclosion	1 ^{ère} mue	Réf.
27 oct. (19 oct.–11 nov.)	3 janv. (26 déc.–11 janv.)	28 avril (17 avril–9 mai)	1

RÉFÉRENCES :

- 1) Tickell, W.L.N. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince et 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 et 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.

ESPÈCE : Albatros à sourcils noirs (*Diomedea melanophris*)

PARAMÈTRE : Réussite de la reproduction

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Taille de la population reproductrice, régime alimentaire.

BUT :

Évaluer la productivité : l'idéal serait de l'évaluer en fonction des œufs éclos et des jeunes ayant atteint la première mue.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux méthodes sont présentées. La procédure A fait suite à la méthode utilisée pour déterminer la taille de la population reproductrice et nécessite des tournées journalières pendant toute la période d'éclosion et plusieurs visites au moment de la première mue des jeunes. La procédure B entraîne deux visites.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Dans la colonie où tous les nids ont déjà été marqués pour déterminer la taille de la population reproductrice (méthode B1), faire des tournées journalières entre le 26 décembre et le 11 janvier afin de déterminer le nombre d'œufs qui ont réussi à éclore. Enlever les marques des nids échoués et relever le total.
2. Le 16 avril au plus tard, baguer tous les jeunes ayant survécu et enlever les marques des nids d'où les jeunes ont disparu.
3. Faire une tournée de la colonie tous les deux ou trois jours jusqu'à ce que tous les oiseaux aient atteint la première mue, afin de relever le nombre de nids où se trouvent des jeunes bagués morts. Noter le nombre total de poussins qui sont morts depuis le baguage, l'ajouter au nombre de jeunes morts entre l'éclosion et le baguage, et calculer la réussite globale de l'éclosion (proportion entre les jeunes ayant atteint la première mue et les poussins ayant éclos).
4. La réussite globale de la reproduction est la proportion de jeunes ayant atteint leur première mue par rapport au nombre d'œufs pondus.

Procédure B :

1. Dans la colonie où le recensement de la population reproductrice a déjà été effectué, compter, vers le 12 janvier, le nombre de nids dans lesquels des oiseaux adultes sont en train de couvrir des poussins.
2. Vers le 16 avril, compter le nombre de jeunes ayant survécu.

Méthode standard B2 (v3) de la CCAMLR

3. D'après ces deux dénombrements, calculer la réussite de l'éclosion et celle des jeunes atteignant l'âge de la première mue.
4. Trois dénombrements indépendants de la colonie à l'étude doivent être effectués le même jour. Si l'un des trois dénombrements diffère des autres de plus de 10%, un quatrième doit être effectué ce même jour. Noter chaque dénombrement séparément.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Date des dénombrements.
2. Nombre d'œufs présents ou qui ont éclos à chaque visite.
3. Nombre de poussins morts entre l'éclosion et le baguage.
4. Nombre de poussins morts entre le baguage et la première mue.
5. Numéros de bague de tous les poussins, avec la date de baguage, la date de la première mue, et/ou la date de la mort.
6. Nombre total de nids échoués.

Procédure B :

1. Date des dénombrements.
2. Nombre de nids où des oiseaux adultes couvent des poussins.
3. Nombre de poussins qui survivent jusqu'à un âge proche de la première mue.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Dates de la première et de la dernière ponte, de l'éclosion et de l'obtention du plumage.
2. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Il est important que les mêmes dates (ou presque) soient utilisées chaque année pour la procédure B.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Calculer le nombre d'œufs pondus (procédure A uniquement), de poussins éclos et de jeunes ayant obtenu le plumage. Avec ces chiffres calculer :

- a) la réussite de la reproduction = jeunes ayant obtenu le plumage/œufs pondus;
 - b) la réussite de l'éclosion = poussins éclos/œufs pondus; et
 - c) la réussite de l'obtention du plumage = jeunes ayant obtenu le plumage/poussins éclos.
2. La réussite de la reproduction est probablement l'indice le plus utile pour les comparaisons interannuelles. Les statistiques les plus appropriées à ces comparaisons sont probablement les analyses des fréquences. Une méthode de calcul de la taille d'échantillon requise pour détecter une différence vraie entre les deux proportions ("Analyse de puissance") figure dans l'encadré 17.10, p. 766, réf. 2.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données de la méthode B2 doivent être communiquées, comme pour la méthode B1, sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/B1 de la CCAMLR, (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données de la méthode B2 doivent être déclarées comme faisant suite à celles de la méthode B1 sur ce formulaire, les deux méthodes allant généralement de pair.

DATES DES OBSERVATIONS :

RÉFÉRENCES :

- 1) Prince, P.A., P. Rothery, J.P. Croxall et 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. et F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research*. 2nd Edition. Freeman, New York.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

ESPÈCE : Albatros à sourcils noirs (*Diomedea melanophris*)

PARAMÈTRES : Survie et recrutement annuels selon l'âge

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Taille de population reproductrice, réussite de la reproduction.

BUT :

Déterminer les paramètres démographiques de la population.

RECUEIL DES DONNÉES :

Cette étude nécessite une colonie formée de 200 à 500 couples, et peut commodément être combinée avec celle sur la détermination de la taille de la population reproductrice et la réussite de la reproduction; il serait idéal que cette dernière soit enregistrée par couple, en utilisant les nids marqués.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

1. Faire des tournées journalières pendant la saison de ponte (du 19 octobre au 11 novembre); baguer et noter l'identité de chaque compagnon de tous les nids pourvus d'œufs.
2. Baguer tous les jeunes juste avant leur première mue, avant le 17 avril.
3. Enregistrer l'identité de tous les jeunes qui meurent avant l'obtention du plumage.
4. Cette procédure doit être répétée annuellement.

Voir la réf. 3 pour une description des méthodes à suivre sur le terrain.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Liste des numéros de bagues des oiseaux adultes reproducteurs.
2. Liste des numéros de bagues des jeunes qui survivent jusqu'à l'obtention du plumage.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Déterminer le sexe des oiseaux (en observant la copulation ou en mesurant la longueur du bec).
2. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Environ sept ans plus tard, il sera nécessaire de contrôler toute colonie avoisinante pour retrouver les jeunes oiseaux qui ont été bagués dans la colonie étudiée et qui auront émigré dans ces autres colonies pour se reproduire. Il est à noter qu'une fois que les oiseaux adultes se sont reproduits dans une colonie, ils restent toujours fidèles à cette colonie. Voir la réf. 3 pour les données sur l'analyse des effets de l'immigration et de l'émigration.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

1. En raison de la complexité, et des nombreuses approches de l'analyse des données démographiques, le traitement et l'analyse standard des données et les protocoles standard de déclaration seront développés ultérieurement, à la suite de l'examen des procédures déjà employées dans les programmes des différents Membres.
2. Voir la réf. 3 pour une description des techniques analytiques et de traitement des données relatives à l'étude des albatros à sourcils noirs de l'île Bird (Géorgie du Sud). En bref, les données sont stockées dans le système de gestion d'une base de données relationnelles ORACLE. Les données sont saisies sur le terrain où l'on procède également à une première validation, puis sont soumises à d'autres programmes de vérification après leur transfert sur un ordinateur central au Royaume-Uni. Les données, extraites à des fins analytiques, le sont par des consultations écrites dans le langage d'interrogation structuré.

Les renseignements sur la base de données, son système de gestion et les protocoles analytiques sont disponibles auprès de Dr A.G. Wood, British Antarctic Survey, High Cross, Madingley Road, Cambridge CB3 0ET, Royaume-Uni.

MÉTHODES ANALYTIQUES :

Survie des adultes :

L'estimation du taux de survie des adultes (calculé d'après les recaptures des oiseaux les années suivant la première tentative observée de reproduction) a été obtenue par la méthode de la réf. 1. En vue de tester la variation annuelle de la survie pour une période donnée, un modèle réduit, dans lequel la survie est constante pour cette période, a été comparé à un modèle tenant compte de la variation; l'ajustement a été effectué par le progiciel SURGE (réf. 2).

Recrutement :

Le recrutement, à savoir la proportion de jeunes qui après la mue survivent jusqu'à la reproduction, a été estimé à partir des captures de jeunes ayant été bagués à leur première mue puis repérés par la suite dans les colonies d'étude.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Survie des adultes :

Voir la réf. 3 pour une discussion de certains biais et autres problèmes potentiels d'ordre secondaire.

Recrutement :

Les taux de recrutement seront sous-estimés en fonction du nombre de jeunes en mue qui recrutent dans des colonies qui ne sont pas leur colonie natale. Il est conclu dans une étude (réf. 3) que ce biais est plutôt mineur, mais qu'il est important de le vérifier pour toutes les études de site/population en recherchant des jeunes en mue et bagués dans des colonies autres que leur colonie natale.

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Survie des adultes :

Les résultats doivent être présentés sous forme de taux de survie annuel moyen arithmétiques (erreurs standard incluses) annuellement pour la durée de l'étude et séparément pour les mâles, les femelles et tous les oiseaux. Ce format de déclaration des données de survie correspond à celui utilisé dans le tableau 10 de la réf. 3.

Recrutement :

Dans l'intérim, il semblerait que le format et le contenu du tableau 6 de la réf. 3 soit approprié.

DATES DES OBSERVATIONS :

Méthode standard B3 (v4) de la CCAMLR

RÉFÉRENCES :

- 1) Cormack, R.M. 1965. Estimates of survival from the sightings of marked animals. *Biometrika*, 51: 429-438.
- 2) Lebreton, J.D. et J. Clobert. 1986. *User's Manual for Program SURGE*. CEPE/CNRS, Montpellier, France.
- 3) Prince, P.A., P. Rothery, J.P. Croxall et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

ESPÈCES : Damier du cap, pétrel antarctique (*Daption capense*, *Thalassoica antarctica*)

PARAMÈTRE : Régime alimentaire des jeunes

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

BUT :

Caractériser la composition générale du régime alimentaire des jeunes.

RECUEIL DES DONNÉES :

Cette méthode compte deux procédures. La procédure A est obligatoire. la procédure B fournit des données fort souhaitables qui compléteront les résultats de la procédure A.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Sélectionner dans une colonie un groupe d'oiseaux reproducteurs (un maximum de 100 couples) qui ne fera pas l'objet d'autres études.
2. Collecter cinq échantillons chaque période de cinq jours pendant toute la période d'élevage des jeunes. Collecter au moins 30 échantillons.
3. Capturer des adultes à proximité du nid lorsqu'ils arrivent pour nourrir leurs poussins. N'échantillonner que ceux dont l'estomac, après manipulation, semble plein.
4. Prélever et conserver toute régurgitation spontanée lors de la manipulation de l'oiseau et l'ajouter à l'échantillon principal.
5. Effectuer un lavage d'estomac par une technique semblable à celle décrite à la 2^e section de la IV^e partie et collecter les prélèvements dans un sceau (références 4 et 11). Pomper jusqu'à ce que de l'eau transparente émerge. Il n'est pas nécessaire de procéder à d'autres lavages d'estomac si dès le premier, de l'eau transparente apparaît. L'efficacité générale de cette procédure dépend largement de l'expérience de l'opérateur (réf. 9). Il est fortement conseillé d'utiliser de l'eau tiède. Filtrer les échantillons stomacaux dans une passoire au-dessus d'un autre sceau. Vider doucement l'excédent d'eau jusqu'à ce qu'apparaissent des matières, des otolithes en l'occurrence. Ajouter ces matières aux échantillons principaux. Relever le poids humide de tout l'échantillon égoutté.
6. Classer les matières en trois catégories principales (poisson, calmar et crustacé) et mesurer le poids humide de chacune.

Méthode standard B4 (v1) de la CCAMLR

7. Classer les matières de crustacé en trois catégories : i) *Euphausia superba*; ii) autres euphausiacés; et iii) autres crustacés. Relever le poids des matières de chaque catégorie.
8. Préserver les matières de crustacé dans de l'alcool éthylique à 70% en vue d'analyses ultérieures détaillées.

Procédure B :

Calmar :

1. Essayer d'identifier tout calmar entier (réf. 3). Les fixer et les préserver dans une solution de formaldéhyde/eau de mer à 4%. Sur les matières restantes de calmar, prélever les becs et les préserver dans de l'alcool éthylique à 70%. Compter et relever le nombre de becs inférieurs de calmars.
2. Mesurer la longueur rostrale inférieure des becs identifiés et de là, par les équations de régression correspondantes, estimer la longueur du calmar et son poids (réf. 2).

Poisson :

1. Identifier tout poisson intact (réf. 3). Retirer les otolithes des crânes intacts. Étiqueter et conserver chaque paire d'otolithes séparément. Collecter tous les autres otolithes et les conserver ensemble en un lot séparé. Les conserver en un endroit sec et sans risque. Noter le nombre d'otolithes par paire et les autres.
2. Séparer les otolithes droits et gauches de chaque espèce de poisson, les plus nombreux étant considérés comme correspondant au nombre approximatif d'individus présents par espèce dans l'échantillon (réf. 1).
3. Mesurer la longueur des otolithes; estimer la longueur et la masse des poissons par les équations normalisées (voir les références 5 et 10).

Crustacés :

1. Après avoir classé les matières de crustacés, noter le nombre de spécimens dans chaque catégorie.
2. Avec les matières d'*E. superba*, sélectionner les spécimens dont la carapace est intacte et dont au moins le premier segment abdominal et les pattes sont encore attachés. Retirer les carapaces, exposant ainsi les tissus sous-jacents. Déterminer le sexe (réf. 7) et le stade de maturité (réf. 8) de tous les spécimens; mesurer le long de la ligne mi-dorsale la longueur des carapaces retirées, côté dorsal en bas, par la méthode de graticulation. Le calcul de la longueur totale est ensuite possible (réf. 6).
3. En ce qui concerne les autres catégories de crustacés, noter le nombre de spécimens et le poids de toute la catégorie.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Standardiser la technique d'égouttage des échantillons.
2. Standardiser l'heure de l'échantillonnage journalier.
3. Provoquer la régurgitation et procéder à des lavages d'estomac sur des jeunes n'est pas recommandé.
4. Éviter une perturbation des colonies telle qu'elle provoquerait des régurgitations chez les oiseaux non visés.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Déclarer les données sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/B4/A de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie).

DATES DES OBSERVATIONS :

RÉFÉRENCES :

- 1) Casaux, R. et 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, Australie.
- 2) Clarke, M.R. (Ed.). 1986. *A Handbook for the Identification of Cephalopod Beaks*. Clarendon Press, Oxford: 1-273.
- 3) Fischer, W. et J.-C. Hureau (Eds). 1985. *Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. Océan Austral (Zone de la Convention CCAMLR Zones de pêche 48, 58 et 88)*, Vol. II. Préparé et publié avec l'aide de la Commission pour la conservation de la faune et la flore marine de l'Antarctique. FAO, Rome: 235-479.
- 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. et C.J. Denys. 1982. Stages of sexual maturity of *Euphausia superba* Dana. *BIOMASS Handbook*, 11.
- 9) Ryan, P.G. et S. Jackson. 1986. Stomach pumping: is killing seabirds necessary? *Auk*, 103: 427-428.
- 10) Williams, R. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Ainley, D.G., E.G. O'Connor et 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. et 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. et 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 et 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, Australie.
- Creet, S., J.A. van Franeker, T.M. Spanje et 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. et 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. et 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 et 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, Australie.
- Soave, G.E., N.R. Coria, P. Silva, M. Favero et 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, Australie.
- van Franeker, J.A. et R. Williams. 1992. Diet of fulmarine petrels in the Windmill Islands, Wilkes Land, Antarctica. Preliminary results. *Circumpolar Journal*, 1-2: 134-138.

ESPÈCES : Pétrel antarctique (*Thalassoica antarctica*)

PARAMÈTRES : Taille de la population, réussite de la reproduction

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Régime alimentaire, survie et recrutement annuel, chronologie de la reproduction

BUTS :

1. Déterminer les tendances interannuelles de la taille des populations reproductrices.
2. Déterminer la productivité, notamment en fonction des œufs ayant éclos et des jeunes ayant mué.

RECUEIL DES DONNÉES :

1. Collecter les données des "lots d'étude" et des "lots de référence". Les lots d'étude peuvent faire l'objet de visites régulières en vue du contrôle des nids ou de la manipulation des oiseaux, etc. Par contre les lots de référence ne sont en général examinés qu'à distance (d'un point fixe) et l'on y pénètre qu'en des occasions exceptionnelles. Il est recommandé, par une comparaison des lots d'études et de référence, de surveiller les effets immédiats (visites), à court terme (saison de reproduction) et à long terme (prochaines années) des activités liées aux études.
2. La taille et la position des lots d'étude et de référence dépendent du nombre de nids et des conditions locales de la colonie à surveiller. Si elle compte moins de 500 couples, partager le secteur en deux puis les subdiviser si nécessaire. Si elle est plus grande, mettre en place un quadrillage stratifié au hasard de lots d'étude et de référence en suivant la méthode décrite à la 3^e section de la IV^e partie. Établir des points de vue sur la colonie sans encombre mais à une distance telle que les oiseaux ne s'envolent pas lors des visites. Marquer clairement les lots d'étude et de référence et les points de vue avec des numéros d'identification et en relever les détails sur les cartes et les photographies.
3. Trois méthodes sont fournies : la procédure A convient aux études intensives journalières ou très régulières réalisées pendant toute la durée de la saison de reproduction (du 15 novembre au 10 mars) sur des nids individuellement marqués dans les lots d'étude. La procédure B repose sur le fait que des visites peu nombreuses sont effectuées et s'intéresse plus particulièrement aux périodes de ponte (du 20 novembre au 5 décembre environ) (après le retour des oiseaux de l'exode de l'après ponte), d'éclosion (du 5 au 20 janvier environ) et d'avant la première mue (du 20 février au 1^{er} mars environ). La procédure C engendre une seule visite après la ponte (vers le 5 décembre), et/ou après l'éclosion (vers le 20 janvier), et/ou avant la première mue (vers le 20 février). De la procédure A à la procédure C, il y a une diminution progressive de la précision et de fiabilité des données. Déterminer la chronologie de la reproduction de chacune des colonies surveillées.
4. Ces procédures vont également fournir des données quantitatives sur les variations interannuelles des composantes non liées à la reproduction de la population. Les

dénombrements à distance des lots d'étude font partie de ces procédures car les oiseaux non reproducteurs risquent de quitter les sites à l'arrivée des observateurs.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Entamer cette procédure de préférence avant le début de la période de ponte ou juste après si possible, la poursuivre tout au long de la saison de reproduction ou le plus longtemps possible.
2. Faire des dénombrements très réguliers, tous les jours de préférence, des lots d'étude et de référence depuis les points de vue fixes.
3. Après les dénombrements depuis les points de vue fixes (dénombrements à distance) entrer dans le(s) lot(s) d'étude et compter tous les nids dans lesquels des oiseaux adultes sont présents ou dans lesquels il y a un œuf ou un poussin, ou encore dans lesquels il n'y a pas d'œuf ou de poussin. L'entrée dans la colonie fera certainement partir tous les oiseaux non reproducteurs.
4. Au début de la saison, marquer et numéroter tous les sites de nid des lots d'étude s'ils n'ont pas déjà été marqués au cours des années précédentes.

Procédure B :

1. Durant les périodes de ponte, d'éclosion et avant la première mue, répéter les dénombrements, sur quelques jours (de trois à cinq ?), des lots d'étude et de référence depuis le point de vue fixe.
2. Après le premier dénombrement à distance, entrer dans le(s) lot(s) d'étude et marquer temporairement les sites de nid où se trouve un œuf ou un poussin. Relever le nombre de nouveaux nids marqués.
3. Répéter cette procédure à intervalles plus ou moins réguliers durant les périodes de ponte et d'éclosion, et vers celle de la première mue. Effectuer au moins trois visites pendant chaque période; il est désirable de faire concorder le nombre et les dates des visites d'une année à une autre.

Procédure C :

1. Effectuer des dénombrements des lots d'étude et de référence d'un point de vue fixe à distance après la ponte, et/ou l'éclosion, et/ou avant les périodes de première mue.
2. Après le dénombrement à distance, entrer dans le(s) lot(s) d'étude et compter le nombre d'œufs et de poussins.
3. Tenter de faire concorder les dates des visites d'une année à une autre.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédures A, B et C : dénombrements à distance (taille de la population) :

1. Pour chaque dénombrement, relever le type de lot et son numéro d'identification, la date et l'heure.
2. Nombre de sites apparemment occupés (SAO*).

Procédures A, B et C : dénombrements dans le(s) lot(s) d'étude (taille des populations) :

1. Pour chaque dénombrement, relever le type de lot et son numéro d'identification, la date et l'heure.
2. Nombre d'œufs et/ou de poussins.

Procédures A, B et C : dénombrements dans le(s) lot(s) d'étude (productivité) :

1. Pour chaque dénombrement, relever le type de lot et son numéro d'identification, la date et l'heure.
2. Nombre d'œufs et/ou de poussins présents au cours du dénombrement.
3. Numéro de bague de tous les jeunes et date à laquelle ces bagues ont été posées, date de la première mue, et/ou date de la mort.
4. Nombre total des nids échoués.

Procédure C, dans les lots d'étude :

1. Pour chaque dénombrement, relever le type de lot et son numéro d'identification, la date et l'heure.
2. Nombre d'œufs et/ou de poussins présents durant la visite.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Procédures A, B et C: dénombrements à distance (lots d'étude et de référence) :

1. Nombre de sites de nid avec des couples.
2. Nombre de sites de nid avec un seul adulte.
3. Nombre de sites de nid avec un œuf ou un poussin sans adulte.
4. Nombre des autres oiseaux (non reproducteurs/reproducteurs ayant échoué) dans le lot d'étude.

* Définition d'un SAO (réf. 4) : Un site est occupé lorsqu'un oiseau semble fermement assis relativement à l'horizontale sur une zone telle qu'elle peut contenir un œuf. Compter un site pour ceux contenant deux oiseaux, apparemment couplés. Exclure les oiseaux assis ou accroupis sur les pentes d'une falaise. Certains SAO sembleront à l'évidence convenir (dépressions/poches dans de la tourbe ou de la terre sur une falaise ou une pente), mais d'autres, relativement à l'horizontale, pouvant contenir un œuf, ne devront pas être exclus.

5. Conditions météorologiques et quantité de neige et/ou de glace couvrant les lots.

Procédures A et B, dans les lots d'étude. Relevés journaliers par site de nid (tant sur les sites reproducteurs que non reproducteurs) :

1. Adultes présents, leur identité et lien entre eux.
2. Statut reproducteur des présents (avec un œuf, un poussin, échoué, non reproducteur).
3. Relevés d'identité des oiseaux qui ne sont pas associés aux nids.
4. Nombre de sites de nid.
5. Nombre de sites reproducteurs avec un adulte ou un couple d'adultes.
6. Nombre de sites non reproducteurs avec un adulte ou un couple d'adultes.
7. Nombre total d'oiseaux adultes.
8. Dates des premières et dernières pontes, éclosions et premières mues.
9. Conditions météorologiques et quantité de neige et/ou de glace couvrant les lots.

Procédure C, dans les lots d'étude :

1. Nombre de sites reproducteurs avec un ou plusieurs adultes.
2. Nombre de sites non reproducteurs avec un ou plusieurs adultes.
3. Nombre total d'oiseaux adultes.
4. Conditions météorologiques et quantité de neige et/ou de glace couvrant les lots.

Procédures A, B et C :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Dans les lots d'étude ou les champs démographiques, les oiseaux adultes ne doivent pas se prêter à d'autres expériences (comme l'échantillonnage du régime alimentaire) qui pourraient affecter leur réussite de reproduction.
2. Les lots d'étude et de référence doivent non seulement inclure les parties centrales et périphériques de la colonie, mais également les secteurs qui, situés en dehors de la périphérie de nidification courante, sont susceptibles de servir à la reproduction (voir la 3^e section de la IV^e partie).
3. Vérifier régulièrement la variation diurne de la présence au nid. Si les observations n'ont pas lieu chaque jour à une heure standard, elles doivent alors se dérouler au hasard sur 24 heures; relever la date et l'heure de ces observations. L'analyse ultérieure montrera si l'échantillonnage à un moment particulier de la journée entraîne des biais.
4. Il est préférable d'estimer la population reproductrice au début de la période de reproduction, mais il arrive souvent que les observateurs n'arrivent à plusieurs colonies qu'à la fin de la phase de la couvaison. Dans la mesure où la même partie du cycle de la reproduction est couverte chaque année, cela ne risque pas d'entraver les processus de contrôle.

5. Il est très important d'utiliser les mêmes dates (ou presque) (ou les mêmes stades du cycle de la reproduction) chaque année pour la procédure B et plus particulièrement pour la procédure C.
6. Les méthodes décrites partent de l'hypothèse que le cycle de la reproduction est entièrement couvert chaque année, mais il est possible qu'en certains emplacements il soit nécessaire de tenir compte des contraintes logistiques liées à la présence des observateurs sur le terrain.
7. Les dénombrements à distance font partie des procédures, mais risquent de ne pas être possibles en détail si les limites des lots d'étude ne sont pas marquées de façon permanente sur le terrain (par exemple, voir la 2^e section de la IV^e partie et la réf. 2 lorsque cette procédure est appliquée à de grandes colonies). La variation interannuelle des composantes non liées à la reproduction ne peuvent être obtenues que si des lots d'étude sont spécifiquement établis à cet effet. Il est possible que d'autres types d'observations puissent servir à estimer les effets causés par la présence des observateurs.
8. Les dénombrements à distance ne donnent pas en général d'estimation fiable de la productivité.

COMMENTAIRES :

Les dénombrements à distance ne servent pas uniquement à surveiller les effets causés par les observateurs, mais donnent également une estimation de la population reproductrice possible, qui peut s'avérer très différente du nombre de couples produisant un œuf (population reproductrice effective), même sur un grand nombre d'années successives.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. La taille de la population peut être déterminée d'après ces données en fonction du nombre maximal d'œufs et/ou de poussins.
2. Pour établir des comparaisons, on peut se servir des statistiques provenant des corrélations de rangs et des analyses GLM. Les simulations Monte Carlo peuvent servir à établir les tendances des populations (réf. 1). Voir la référence 3 (encadré 17.10, p. 766) pour une méthode de calcul de la taille de l'échantillon nécessaire pour détecter une différence réelle entre deux proportions ("analyse de puissances).
3. La réussite de la reproduction peut s'exprimer d'après ces données en fonction de (procédure A – fiable, procédure B – estimée) :

la réussite de la reproduction = jeunes ayant effectué leur 1^{ère} mue / œufs pondus;

la réussite de l'éclosion = poussins éclos / œufs pondus;

la réussite de la 1^{ère} mue = jeunes ayant effectué leur 1^{ère} mue / poussins éclos.

Méthode standard B5 (v1) de la CCAMLR

4. L'effort de la population peut s'exprimer en fonction (procédure A – fiable, procédure B – estimée) :

des œufs pondus / du nombre maximal de sites fréquentés.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

Le nombre total d'oiseaux engagés dans des activités liées à la reproduction et la réussite de la reproduction peuvent être influencés par exemple, par :

la taille de la cohorte à la première mue et le taux de recrutement de chaque cohorte dans la population reproductrice, la quantité de nourriture disponible durant la période de la reproduction, l'âge individuel des oiseaux (et de là la structure d'âges de la colonie), l'expérience des individus en matière de reproduction, la durée de la relation du couple, la présence du compagnon, la taille et l'emplacement de la colonie, les conditions glaciaires avant l'occupation par la colonie, de mauvaises conditions météorologiques pendant les périodes critiques.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Déclarer les données sur la dernière version du formulaire de déclaration des données E/B5 de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie).

DATES DES OBSERVATIONS :

RÉFÉRENCES :

- 1) Anker-Nilssen, T., K.E. Erikstad et 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 et 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. et 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 et M.L. Tasker. 1995. *Seabird Monitoring Handbook for Britain and Ireland*. JNCC/RSPB/ITE/ Seabird Group, Peterborough.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Anker-Nilssen, T. et O.W. Røstad. 1993. Census and monitoring of puffins *Fratercula arctica* on Røst, N Norway, 1979-1988. *Ornis Scand.*, 24: 1-9.
- Green, K. et 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 et 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. et G. Hempel (Eds). *Antarctic Ecosystems: Ecological Change and Conservation*. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg: 214-223.

ESPÈCE : Pétrel antarctique (*Thalassoica antarctica*)

PARAMÈTRES : Survie et recrutement annuels des adultes

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Taille de la population, réussite de la reproduction, régime alimentaire, âge moyen à la première reproduction.

BUT :

Déterminer les paramètres démographiques de la population.

COLLECTE DES DONNÉES :

Deux procédures sont fournies parallèlement aux procédures A et B de la méthode standard B5. Les visites des lots d'étude de la procédure C de la méthode 5 ne sont pas assez fréquentes pour permettre de collecter des données sur la survie ou le recrutement (n'envisager le baguage des jeunes et le contrôle des individus bagués qu'à des fins d'ordre général).

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Au cours des tournées dans les lots d'étude, baguer tous les oiseaux reproducteurs et les adultes présents sur le site qui ne le sont pas déjà (voir les "Problèmes à considérer").
2. Mesurer chaque oiseau lors du baguage (pour la détermination du sexe, voir les réf. 1 et 3).
3. Relever l'identité de tous les oiseaux bagués au cours de chaque visite. Il conviendrait au mieux de relever ces données par nid et par couple, sur des nids marqués de façon permanente.
4. Baguer tous les jeunes aux deux tiers de la période d'élevage des jeunes (avant la mi-février).
5. Ne pas poser de bagues dans les zones de référence à moins que cela ne soit à des fins expérimentales spécifiques (comme l'étude des effets distincts à long terme du baguage des jeunes sur le recrutement ultérieur).

Procédure B :

1. Dans les lots d'étude, baguer tous les jeunes aux deux tiers de la période d'élevage des jeunes (avant la mi-février).
2. Au cours des visites, vérifier si les oiseaux sont bagués.

3. Ne pas poser de bagues dans les zones de référence à moins que cela ne soit à des fins expérimentales spécifiques (comme l'étude des effets distincts à long terme du baguage des jeunes sur le recrutement ultérieur).

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Liste des numéros de bagues repérées chaque saison de reproduction.
2. Liste des numéros de bagues des adultes reproducteurs.
3. Liste des numéros de bagues retrouvées (sur des oiseaux morts/vivants).
4. Liste des numéros de bagues de jeunes atteignant la première mue.
5. Dates et emplacement où les oiseaux sont bagués pour la première fois.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Liste des adultes en fonction du nid et de la relation de couple.
2. Sexe de l'oiseau.
3. Liste des numéros de bagues des non-reproducteurs présents au site.
4. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Dans les lots d'étude ou les champs démographiques, les oiseaux adultes ne doivent pas se prêter à d'autres expériences (comme l'échantillonnage du régime alimentaire par ex.) qui pourraient affecter la réussite de leur reproduction.
2. Lorsqu'il est nécessaire d'enregistrer la présence au site des adultes (du début de la ponte à environ 12 jours après l'éclosion), la manipulation et le baguage des oiseaux doivent être effectués avec extrême prudence. Ne capturer les oiseaux reproducteurs que durant cette période, lorsque les deux compagnons sont présents au site. N'envisager de capturer des oiseaux reproducteurs que s'il peut être garanti que la prédation ou le refroidissement des œufs/poussins seront évités.
3. Ne pas capturer/manipuler les femelles durant la période de ponte.
4. N'utiliser que des bagues en acier inoxydable.
5. Dans les colonies grandes et denses, il sera difficile de déterminer le recrutement car il est pratiquement impossible de trouver tous les oiseaux bagués. De plus, les oiseaux ne retournent pas forcément à leur colonie natale après la maturation. Une fois que les adultes commencent à se reproduire, ils semblent toujours retourner au même site de nids.
6. Les taux de recrutement seront sous-estimés par le nombre de jeunes en mue qui recruteront dans des colonies autres que leur colonie natale. Il est recommandé de surveiller les colonies adjacentes pour déterminer le nombre d'oiseaux en mue bagués.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Les estimations de la survie annuelle des adultes sont calculées en fonction des repérages d'individus bagués ou enregistrés la saison précédente. Les résultats sont présentés pour les mâles et les femelles séparément et correspondent aux taux moyens de survie pour chaque année de l'étude (tous les oiseaux).
2. Il est possible d'estimer la probabilité de recapture et de survie annuelle par le programme SURGE (réf. 2).
3. Le recrutement, à savoir la proportion de jeunes qui après la mue survivent jusqu'à la reproduction, est estimé d'après les recaptures d'oiseaux qui ont été bagués pendant la mue et qui récupèrent par la suite dans les colonies étudiées.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

DATES DES OBSERVATIONS :

RÉFÉRENCES :

- 1) Lorentsen, S.-H. et N. Røv. 1994. Sex discrimination of Antarctic petrels *Thalassoica antarctica* by discriminant analysis of morphometric characters. *Polar Biol.*, 14: 143–145.
- 2) Pradel et J.D. Lebreton. 1991. *Users Manual for Program SURGE, Version 4.1.* Rapport non publié, Centre d'Écologie Fonctionnelle et Évolutive, NRS, Montpellier, France.
- 3) van Franeker, J.A. et C.J.F. Terbraak. 1993. A generalised discriminant for sexing fulmarine petrels from external measurements. *Auk*, 110: 492–502.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- 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. et T. Montague. 1987. Recoveries of petrels banded near Casey Station, Wilkes Land, Antarctica, 1984 to 1985. *Corella*, 11: 37–43.

TROISIÈME SECTION

PHOQUES : MÉTHODES C1 – C2

ESPÈCE : Otarie de Kerguelen (*Arctocephalus gazella*)

PARAMÈTRES : Durée des sorties alimentaires des femelles/périodes d'allaitement

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Réussite de la reproduction; cycles biologiques; variations de poids au cours de la saison de reproduction.

BUTS :

Mesurer la durée a) des périodes d'allaitement périnatales; b) des voyages alimentaires en mer, et c) des périodes d'alimentation des jeunes à terre, et déterminer le nombre de sorties alimentaires effectuées au cours de la saison de reproduction.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux méthodes sont présentées pour mesurer ce paramètre. La procédure A utilise des émetteurs radio qui facilitent le contrôle de la présence des otaries femelles à terre. La procédure B dépend du repérage visuel des femelles marquées à la peinture et porteuses de marques pendant leurs visites à terre. Le contrôle des cycles de présence des animaux porteurs d'émetteurs radio sera plus précis (et donnera les heures exactes d'arrivée et de départ, etc.), mais il faut capturer les femelles pour leur attacher les émetteurs et, sur les grands sites, il se peut que les animaux sortent de la portée du repérage par radio ou du champ de vision des appareils automatiques d'enregistrement.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Ce paramètre peut être mesuré de manière effective grâce à l'emploi de la radiotélémetrie et d'instruments automatiques d'enregistrement de données. Le matériel exigé comprend 40 émetteurs radio (avec pile d'une durée de 3 mois, d'un rayon de 0,5 km, pesant moins de 50 g), une antenne, un récepteur à balayage et un enregistreur de données ou de diagramme sur bande.
2. Sélectionner un minimum de 40 femelles qui viennent de mettre bas et leurs jeunes. Attraper chaque femelle et lui fixer un émetteur radio avant son départ pour son premier voyage alimentaire post-partum en mer.
3. Pour attraper une femelle, glisser une perche à nœud coulant (réf. 5) sur sa tête. En tournant la perche, le nœud coulant se resserre autour du cou de la femelle. Lorsque la tête est retenue, une deuxième personne attrape les nageoires postérieures de la femelle. On peut alors la porter et l'attacher avec une sangle à une planche (réf. 5) pour la maintenir immobile pendant qu'on la pèse, qu'on la marque, et qu'on lui fixe un émetteur.

Méthode standard C1 (v3) de la CCAMLR

4. Mélanger une résine époxyde à prise rapide¹ et en appliquer dans le dos de l'otarie sur la fourrure, entre les épaules, en se servant d'un applicateur (par ex. un abaisse-langue en bois). L'endroit marqué devrait dépasser d'un cm la taille de l'émetteur. Fixer cet émetteur sur la résine (l'antenne doit être dirigée vers la queue). Lisser les bords supérieur et latéraux de l'émetteur/de la résine avec davantage de résine pour former une adhérence solide et hydrodynamique.
5. Relâcher la femelle aussi près que possible du site où elle a été capturée, en s'assurant qu'elle retourne à son jeune avec un minimum de perturbations.
6. Placer un récepteur de fréquences à balayage dans un site suffisamment proche de la plage étudiée pour que toutes les otaries munies d'instruments puissent être détectées si elles sont sur le rivage. Programmer la fréquence de chaque émetteur (elles doivent toutes être différentes) sur le récepteur radio et l'enregistreur de données. Il est recommandé d'effectuer l'enregistrement de contrôle de toutes les otaries au minimum toutes les 20 minutes. La précision du contrôle de la durée des sorties alimentaires augmente à mesure que diminue l'intervalle entre les enregistrements. Les signaux transmis ne sont reçus que lorsque toutes les otaries sont dans les limites de repérage (c.-à-d. à terre), ce qui permet ainsi d'offrir un relevé plus ou moins continu des intervalles en mer/à terre.
7. La présence du jeune d'une femelle et son sort pendant la période d'observation auront des conséquences importantes sur le déroulement des sorties alimentaires de la femelle. Il faudrait s'efforcer de déterminer, au moins une fois par semaine, si le jeune a été repéré avec sa mère lorsqu'elle est à terre.
8. Enregistrer les sorties alimentaires/périodes d'allaitement aussi longtemps que possible, et continuer jusqu'à ce que la mère sèvre le jeune. Il faudrait essayer de contrôler au minimum les six premières sorties en mer effectuées après la période périnatale. Plus tard dans la saison, certaines femelles, à certains sites (selon leur topographie) quitteront les plages de reproduction et deviendront de plus en plus difficiles à trouver.
9. Enregistrer les animaux équipés d'un émetteur qui n'arrivent pas à accomplir les six premières sorties post natales.

Procédure B :

1. Sélectionner un minimum de 100 femelles qui viennent de mettre bas, et leurs jeunes. Attraper chaque femelle et la marquer pour un repérage visuel avant qu'elle ne parte pour son premier voyage alimentaire en mer post-partum.
2. Les femelles peuvent être marquées d'une manière rapide et effective en versant de la peinture brillante d'usage domestique sur leur fourrure au moyen d'un petit pot attaché à une longue perche. Noter la forme de chaque tache de peinture, la couleur et l'emplacement sur le corps de l'otarie.
3. En plus des taches de peinture, une forme d'identification permanente, telle qu'une marque, devrait si possible être fixée. Utiliser un filet à poche ou une

¹ Les marques d'époxyde utilisées avec succès comprennent : Rs Components (Corby, Northants, Royaume-Uni); Devcon (résine époxyde à séchage en cinq minutes). Parmi les adhésifs qui se sont montrés les moins adaptés à l'utilisation à long terme, il faut noter les colles cyano-acryliques (par ex. Loctite 501).

perche à nœud coulant pour retenir les femelles et pour les marquer (réf. 5). Une personne attrape la femelle avec le nœud coulant ou dans le filet. À un moment opportun, une deuxième personne immobilise la tête de la femelle à terre en lui plaçant une barre sur le cou. La première personne peut alors appliquer les marques. Il est recommandé de nettoyer les emplacements de marquage avec un désinfectant léger (par exemple Savlon, Dettol) pour réduire l'infection de la plaie à l'emplacement de la marque.

4. Faire un recensement visuel de la plage une ou deux fois par jour pour déterminer la présence de couples femelle/jeune reconnaissables individuellement.
5. Les étapes 7 et 8 de la procédure A s'appliquent également à la procédure B.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

1. Date de la mise bas pour chaque femelle contrôlée.
2. Date et heure d'arrivée à la plage et de départ de chaque femelle pendant toute la période d'observation.
3. Dates auxquelles les jeunes sont observés avec leur mère pendant toute la période d'observation.
4. Numéro d'identification des émetteurs et numéro des marques pour chaque femelle étudiée (selon les besoins de la méthode employée).
5. Description de la fréquence à laquelle la présence ou l'absence des femelles à terre est contrôlée (fréquence de repérage électronique ou d'observation visuelle). Ce taux détermine la précision du contrôle de la durée des voyages alimentaires.
6. Enregistrement des animaux équipés d'un émetteur qui n'arrivent pas à accomplir les six premières sorties post natales.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

1. Dans la mesure du possible, les données suivantes doivent être recueillies :
 - i) première date d'arrivée de la femelle à la colonie de reproduction;
 - ii) poids à la naissance et sexe du jeune; et
 - iii) date de copulation.
2. Les données sur le jeune d'une femelle procurent des informations secondaires utiles. Les méthodes suivantes devraient être utilisées pour marquer les jeunes :
 - i) les jeunes doivent être pesés et leur sexe déterminé le jour où ils naissent mais ils ne doivent pas être manipulés pendant l'heure qui suit leur naissance pour qu'ils puissent former des liens mère/jeune. Il est possible de les séparer de leur mère en les soulevant avec un nœud coulant au bout d'une perche. Il s'agit d'une longue perche creuse en alliage traversée par une corde de 8 mm (environ) pliée en deux (Fig. 1);

Méthode standard C1 (v3) de la CCAMLR

- ii) passer le nœud coulant par-dessus la tête et l'une des nageoires antérieures du jeune. Tendre la corde en tirant le bout épissé et tenir le jeune fermement mais sans excès. Replier le bout libre de la corde qui flotte contre la perche et bien le tenir pour empêcher que le nœud coulant ne s'ouvre. Le jeune peut alors être séparé de sa mère en étant soulevé vers une deuxième personne ou vers un endroit où on peut le marquer, etc. On procède par ordre inverse pour rendre les jeunes à leur mère; et
 - iii) on peut marquer (numéroter) les jeunes très efficacement en tondant un chiffre pas très grand dans la fourrure ou en la décolorant avec un décolorant à cheveux. Cette procédure laisse une marque (chiffres ou lettres) d'une vive couleur de paille sur le pelage noir néonatal qui durera jusqu'à la première mue. Si le pelage est mouillé, il est conseillé de le sécher un peu avant d'appliquer le décolorant.
3. Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Si le récepteur radio est placé dans une position telle qu'il puisse capter les signaux des otaries qui sont éloignées (qui nagent en mer, près du rivage, par ex.), ces signaux vont affecter l'évaluation de la durée des voyages alimentaires. L'une des solutions consiste à ajuster (à baisser) le niveau de réception du récepteur de manière à ce qu'il ne reçoive que les signaux provenant de la proximité immédiate de la plage étudiée. Dans tous les cas, il faut prendre garde à monter l'antenne radio et le système de réception de la même façon d'année en année afin que les comparaisons de comportement des otaries ne soient pas confondues avec les changements de sensibilité ou de position du matériel de contrôle.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. N'utiliser que les données portant sur les six premières sorties postnatales des femelles. Ceci supprimera les biais dus à la saison et à la durée inégale des sorties des différentes femelles.
2. Deux types de calcul sont nécessaires; la durée moyenne des sorties pour chaque numéro de sortie (toutes femelles combinées), et la durée moyenne des sorties pour chaque femelle (toutes sorties combinées). Le dernier calcul, $n = 6$, ne doit inclure que les femelles qui ont accompli les six sorties.
3. Si l'on note peu de différences entre les variances de durée des sorties pour les six premières sorties, par femelle, grouper les données pour fournir une moyenne pour l'année. Ceci pourrait créer un indice annuel utile.
4. Si les activités de certaines des otaries présentent une grande variabilité en ce qui concerne les périodes d'approvisionnement, ou sont très biaisées, peut-être conviendrait-il d'omettre ces données de l'analyse.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

La durée des sorties alimentaires est affectée par l'abondance, la qualité et la disponibilité de la nourriture. De longs voyages alimentaires mènent à des périodes d'allaitement des jeunes relativement courtes, conduisant à une augmentation de la mortalité des jeunes due à l'inanition et à des taux de croissance faibles. La réussite de la reproduction des femelles qui élèvent des jeunes durant les années où la nourriture est peu abondante sera réduite. La réussite de la reproduction des jeunes élevés durant les années où la nourriture est rare peut être inférieure à celle des jeunes élevés durant les années où elle abonde.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :**COMMENTAIRES :****DÉCLARATION DES DONNÉES :**

Les données doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de présentation des données E/C1 de la CCAMLR (voir la 1^{re} section de la III^e partie).

DATES DES OBSERVATIONS :

Enregistrement des dates de naissance des jeunes et durée des périodes périnatales et d'allaitement de l'otarie de Kerguelen :

	Emplacement		Réf.
	Géorgie du Sud	Shetland du Sud	
Date de naissance			
Limites des médianes	4-8 déc.		2, 4, 6
Moyenne typique $\pm$ écart-type	6 déc. $\pm$ 8 jours	X	
Limite	21 oct.-24 déc.		
Période périnatale			
Moyenne $\pm$ écart-type	7 $\pm$ 1 jour	X	1, 4
Limite	6-9 jours		
Période d'allaitement			
Limites de moyennes $\pm$ écart-type	112-116 $\pm$ 11 jours	X	3, 4
Limite	90-132 jours		

X données non disponibles

Méthode standard C1 (v3) de la CCAMLR

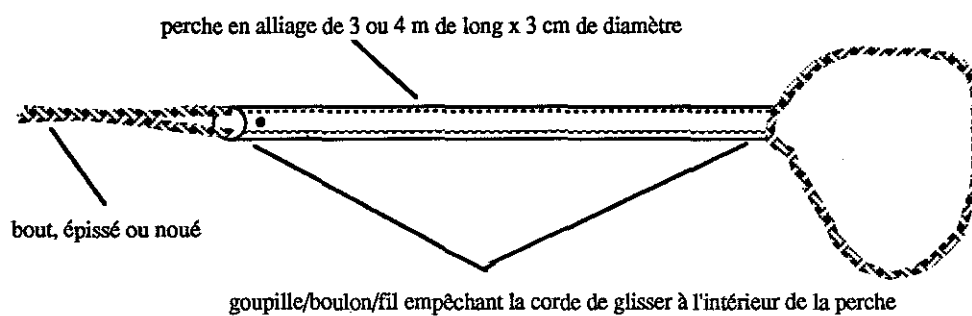


Figure 1 : Diagramme d'un nœud coulant servant à capturer les jeunes.

RÉFÉRENCES :

- 1) Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince et 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 et 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 et 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. et J.P. Croxall. 1988. Factors affecting weaning weight in Antarctic fur seals *Arctocephalus gazella* at South Georgia. *Polar Biology*, 8.
- 5) Gentry, R.L. et J.R. Holt. 1982. Equipment and techniques for handling northern fur seals. *NOAA Tech. Rep. NMFS SSRF*, 758: 1-15.
- 6) McCann, T.S. et 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.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Doidge, D.W., J.P. Croxall et 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 et 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.

ESPÈCES : Otarie de Kerguelen (*Arctocephalus gazella*)

PARAMÈTRE : Croissance des jeunes

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

Poids à la naissance, poids au sevrage, survie, causes de mortalité.

BUT :

Mesurer les taux de croissance des jeunes afin de faciliter les comparaisons inter- et intra-annuelles dans les colonies de reproduction et de l'une à l'autre.

RECUEIL DES DONNÉES :

Deux procédures peuvent être employées pour mesurer les taux de croissance des jeunes; le choix sera déterminé par la taille de la colonie, la topographie du site, et la main d'œuvre disponible pour un tel travail. La procédure A est plus précise et exige qu'on travaille avec des jeunes marqués individuellement (réf. 5). Elle nécessite, en revanche, l'emploi d'une main d'œuvre importante et est susceptible de perturber davantage les colonies. La procédure B calcule le taux de croissance des jeunes en enregistrant le poids de sous-échantillons de la population par intervalles pendant toute la saison.

PROCÉDURE GÉNÉRALE :

Procédure A :

1. Marquer et peser de jeunes individus le jour de leur naissance et déterminer leur sexe. Dans les colonies les plus petites, les jeunes âgés d'un jour peuvent être repérés en observant les naissances et en enregistrant l'emplacement pour l'échantillonnage futur des jeunes. Dans les colonies plus grandes, les nouveau-nés sont choisis en fonction de leur nombril qui doit être frais et ne pas avoir séché. La taille initiale de l'échantillon, soit le nombre de jeunes dont le poids à la naissance est connu, doit se situer approximativement entre 75 et 200 jeunes selon la facilité avec laquelle ils peuvent être recapturés sur le site. Toute capture doit être faite à l'aide d'un nœud coulant au bout d'une perche selon l'illustration de la figure 1.
2. Tout au long de la saison, lorsque l'occasion se présente, recapturer et peser les jeunes marqués. Si possible, noter la date de leur dernière prise de nourriture avant de les peser.

3. Il est important que les dates de pesée des nouveau-nés soient distribuées proportionnellement aux dates de mise bas des jeunes ou, au moins, qu'elles soient centrées autour de la date moyenne de naissance pour la colonie.

Procédure B :

Déterminer la date moyenne de mise bas dans la colonie (date à laquelle 50% des naissances ont eu lieu). Peser un échantillon prélevé au hasard d'environ 100 jeunes, dont au minimum 40 de chaque sexe, à 30 jours d'intervalle, à compter du 30^e jour après la date médiane des naissances. L'idéal serait que le dernier échantillon soit prélevé juste avant le sevrage, c'est-à-dire environ 100 à 110 jours après la naissance. Calculer le poids moyen pour chaque sexe.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Procédure A :

1. Numéro ou marque d'identification.
2. Date de naissance.
3. Sexe.
4. Heure et date de chaque pesée.
5. Poids (arrondi à 0,1 kg près).

Procédure B :

1. Date de chaque échantillon.
2. Heures de commencement et de fin des périodes d'échantillonnage.
3. Sexe de chaque jeune.
4. Poids de chaque jeune (arrondi à 0,1 kg près).
5. Date médiane de mise bas.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

Procédure A :

1. Date de naissance du premier jeune dans la colonie.
2. Date médiane des mise bas dans la colonie.
3. Date de naissance du dernier jeune dans la colonie.
4. Date et heure du dernier allaitement avant la pesée.

Procédure B :

1. Date de naissance du premier jeune dans la colonie.
2. Date médiane des mise bas dans la colonie.
3. Date de naissance du dernier jeune dans la colonie.

Procédures A et B :

Relever toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement observée pendant l'étude (par ex., couverture de neige et de glace, vent et température).

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Dans la procédure A, la pesée des nouveau-nés est le travail qui nécessite le plus de main d'œuvre et qui est le plus susceptible de perturber les animaux. Il faut prendre soin de remettre chaque nouveau-né aux côtés de sa mère. Les jeunes ne doivent être relâchés que lorsque la mère les a reconnus. Il faut relâcher lentement le nouveau-né afin de permettre à la mère de l'examiner, car un jeune que l'on pousse brusquement aux côtés de sa mère risque d'être mordu. Les nouveau-nés qui ne sont pas rendus à leurs mères errent sans protection et peuvent aborder des femelles agressives. La séparation des mères et de leurs jeunes tout de suite après la mise bas, pendant le processus de cohésion sociale et d'empreinte, met en péril la vie des jeunes.
2. Pendant le premier mois d'allaitement, le poids des jeunes est obtenu en les capturant sur les lieux de reproduction; il faut tenter de réduire les perturbations en s'approchant des animaux lentement et, si possible, accroupi, en ne faisant que des mouvements lents et mesurés. Le fait de s'approcher des animaux par le bas de la pente, ou par le côté de la colonie le plus proche de l'océan, aide souvent à réduire au minimum les perturbations.
3. Dès qu'ils atteignent un mois, les jeunes commencent à explorer et à se promener plus loin; on peut souvent les trouver en groupes, se reposant ou jouant à la périphérie des lieux de reproduction, surtout dans la laisse. Pendant cette période, les occasions de capturer des jeunes sans perturber les lieux de reproduction se présentent plus fréquemment.

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

MÉTHODES ANALYTIQUES :

1. Il faut analyser la croissance des mâles et des femelles séparément.
2. Les données provenant des procédures A et B nécessitent des techniques d'analyse différentes.
3. **Pour la procédure A**, appliquer une régression linéaire de la forme poids (kg) = $a + b \cdot (\text{jours})$, en prenant la date de naissance comme jour 0. Calculer les paramètres : coefficient de régression (pente, b) et erreur

standard (s_b); interception (a) et erreur standard (s_a); ratio F pour la régression; et N , le nombre de pesées. Calculer aussi le poids moyen ($\bar{Y}$) et son erreur standard ($s_{\bar{Y}}$).

4. Afin d'obtenir un indice annuel pour les comparaisons avec d'autres années/colonies, il est suggéré de calculer la moyenne des coefficients de régression. Auparavant, il serait peut-être opportun de supprimer de l'analyse les animaux dont les formes de croissance sont manifestement aberrantes. Des tests d'égalité des pentes doivent être utilisés pour identifier, et noter, les animaux de cette catégorie.
5. L'interception peut également s'avérer un indice utile. Toutefois, voir les "Problèmes à considérer" ci-dessous.
6. **Pour la procédure B**, l'indice de l'écart de croissance (gd) de l'année y devrait être calculé comme suit :

soit N_y , le nombre d'échantillonnages d'une année y tel que I_y est l'ensemble des âges en jours depuis la date médiane de la mise bas à laquelle l'échantillonnage a eu lieu l'année y , par ex. $I_y = [30,60,90]$, $N_y = 3$;

pour chaque i de l'ensemble I_y de l'année y , calculer $m_{(y,i)}$, la masse moyenne des jeunes d'âge i de l'année y ;

calculer la relation de régression $m_{(y,i)} = a + bi$ pour toutes les années y et les âges i ;

pour chaque année, calculer l'écart de croissance (gd_y) où:

$$gd_y = \frac{\sum_i (m_{(i,y)} - a - bi)}{N_y}$$

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS :

Les taux de croissance des jeunes donnent une indication de la quantité de proies disponibles pour les mères nourricières, de l'abondance et qualité de ces proies. La croissance des jeunes et leur poids au sevrage ont probablement un effet sur leur croissance et leur survie après le sevrage ainsi que sur le début de la maturité sexuelle et la réussite de la reproduction en tant qu'adulte.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

Une fois déclarée au secrétariat, l'analyse des données décrite ci-dessus créera une base de données comprenant des paramètres de régression. Toutefois, si une analyse supplémentaire est requise avant que les comparaisons de colonies/années

puissent être faites (en comparant les coefficients de corrélation, par exemple), ou si les comparaisons elles-mêmes entraînent des statistiques complexes telles que l'analyse de covariance, peut-être sera-t-il opportun de calculer et de communiquer seulement les données suivantes qui décrivent les régressions provenant de la procédure A :

N , SX , SY , SX^2 , SY^2 , SXY , où X = jours et Y = poids (kg) et N = nombre de pesées de chaque jeune otarie.

La présentation des données sous ce format permettra le calcul de toutes les statistiques mentionnées ci-dessus.

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les données doivent être communiquées sur la dernière version du formulaire de présentation des données E/C2/A et E/C2/B de la CCAMLR (voir la 1^{ère} section de la III^e partie). Les données sur les jeunes de sexe différent doivent être communiquées sur des formulaires distincts.

DATES DES OBSERVATIONS :

Dates de naissance déclarées des jeunes et durée des périodes périnatales et d'allaitement de l'otarie de Kerguelen :

	Emplacement		réf.
	Géorgie du Sud	Shetland du Sud	
Date de naissance Limites des médianes Moyenne typique $\pm$ écart-type Limite	4–8 déc. 6 déc. $\pm$ 8 jours 21 oct.–24 déc.	X	2, 4, 6
Période périnatale Moyenne $\pm$ écart-type Limite	7 $\pm$ 1 jour 6–9 jours	X	1, 4
Période d'allaitement Limites de moyennes $\pm$ écart-type Limite	112–116 $\pm$ 11 jours 90–132 jours	X	3, 4

X données non disponibles

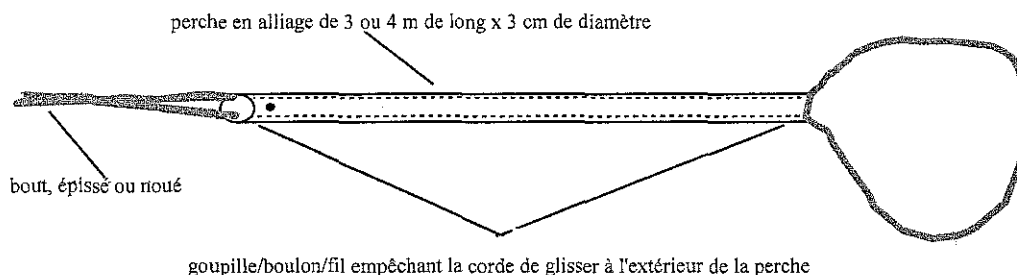


Figure 1 : Diagramme d'un nœud coulant servant à capturer les jeunes.

RÉFÉRENCES :

- 1) Croxall, J.P., T.S. McCann, P.A. Prince et 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 et 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 et J.P. Croxall. 1986. Attendance behaviour of Antarctic fur seals. In: Gentry, R.C. et G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Strategies on Land and at Sea*. Princeton University Press, Princeton.
- 4) Doidge, D.W. et 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 et J. Calambokidis. 1988. Growth rates of northern fur seal neonates. Disponible au : Northwest and Alaska Fisheries Center. National Marine Mammal Laboratory, Seattle, Washington, USA.
- 6) McCann, T.S. et D.W. Doidge. 1987. Antarctic fur seal *Arctocephalus gazella*. In : Croxall, J.P. et R.L. Gentry (Eds). *Status, Biology and Ecology of Fur Seals*. NOAA Tech. Rep. NMFS, 51 : 5–8.
- 7) Sokal, R.R. et F.J. Rolf. 1981. *Biometry: the Principles and Practice of Statistics in Biological Research*. 2nd Edition. Freeman, New York.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

- Calambokidis, J. et 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. et 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.

QUATRIÈME SECTION

SUIVI D'ESPECES NE DÉPENDANT PAS DU KRILL

ESPÈCE : Cormoran antarctique (*Phalacrocorax bransfieldensis*)

PARAMÈTRE : Régime alimentaire des cormorans adultes pendant la saison de reproduction.

PARAMÈTRES ASSOCIÉS :

D'autres paramètres, tels que la taille de la population reproductrice, la chronologie et le succès de la reproduction, la durée des sorties alimentaires, devraient être pris en compte.

BUTS :

Contrôler les changements dans les populations de poissons côtiers.

L'analyse des pelotes de cormorans antarctiques semble représenter la meilleure méthode indirecte de suivi des changements dans les populations de poissons côtiers. Par comparaison avec l'analyse du contenu stomacal, cette technique est non perturbante, plus rapide sur le terrain, couvre les régimes alimentaires des adultes et des jeunes et reflète ainsi un spectre trophique plus étendu.

COLLECTE DES DONNÉES :

1. Au cas où des pelotes des saisons de reproduction précédentes seraient présentes, elles devraient être enlevées de la colonie à l'étude, et jetées.
2. Collecter un nombre représentatif de pelotes, mais uniquement autour des nids. Afin d'être représentatif, le nombre de pelotes à prélever varie en fonction de la taille de la colonie. Ainsi, dans les îles Shetland du Sud, il convient de collecter des échantillons d'un minimum de 30 pelotes. Chaque échantillon est conservé séparément dans un sac.
3. La fréquence de la collecte des échantillons dépendra de la facilité d'accès à la colonie. Toutefois, vu les changements du régime alimentaire tout au long de la saison de reproduction, il conviendrait, si possible, de ramasser des échantillons des différentes périodes (avant la ponte, pendant la ponte, incubation, début et fin de l'élevage des jeunes, première mue).

TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS :

1. Afin de faciliter la séparation des otolithes et autres parties dures, deux procédures au choix peuvent être adoptées pour provoquer la désagrégation des pelotes mucilagineuses :

* Cette méthode standard pour le suivi des espèces ne dépendant pas du krill a été approuvée par le WG-EMM pour une période d'essai de cinq ans (SC-CAMLR-XVII, annexe 4, paragraphe 9.30).

Méthode standard T1 (v1) de la CCAMLR (à l'essai)

- (i) dessécher les pelotes (à 60°C) jusqu'à ce qu'elles deviennent friables; ou
 - (ii) faire tremper les pelotes (toute une nuit) dans un mélange de détergent et de désinfectant.
2. Trier tous les restes d'aliments solides récupérés dans les pelotes et, si possible, identifier les otolithes des diverses espèces de poissons.
3. Séparer et compter les otolithes droits et gauches de chaque espèce de poisson et considérer que, pour chaque espèce, le nombre le plus élevé correspond au nombre d'individus retrouvés dans l'échantillon.
4. Mesurer la longueur des otolithes et, de là, estimer la longueur et le poids des poissons par des équations normalisées (cf. réf. 2, 6 et 9). Choisir l'équation en fonction de l'espèce considérée.

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

1. Calculer la longueur moyenne et l'intervalle de tailles de chaque espèce de poisson.
2. Calculer le poids moyen des poissons représentés dans les pelotes.
3. Calculer à quel pourcentage du régime alimentaire, en poids et en nombre, correspond chaque espèce de poisson.

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS:

Ces estimations procureront des informations sur les variations saisonnières de la quantité des diverses espèces de poissons dont peuvent se nourrir les cormorans et sur les changements de taille et de structure des populations de poissons. Ces données peuvent également servir à évaluer, chez les cormorans, la variation des taux de consommation et les besoins énergétiques de la population.

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

1. Le biais principal de la méthode d'analyse des pelotes est lié à l'érosion ou à la perte d'otolithes pendant le transit gastro-intestinal. Il semblerait toutefois que ce biais soit constant à tout moment. De ce fait, le pourcentage relatif de chaque espèce de poisson dans le régime alimentaire ne devrait pas en être affecté et les comparaisons entre années devraient être valides.

Toutefois, si besoin est, il est possible de compenser la sous-estimation du poids de chaque espèce de poisson en lui appliquant des facteurs de correction. Ces facteurs pourraient être calculés par deux techniques :

- (i) en comparant les poissons donnés à un cormoran en captivité avec le contenu des pelotes récupérées (réf. 4); et
- (ii) en comparant les pelotes et les contenus stomacaux collectés simultanément dans l'habitat naturel des cormorans (réf. 2) (cf. appendice 1).

2. Le régime alimentaire des cormorans change tout au long de la saison de reproduction. Pour cette raison, le temps d'échantillonnage devrait être normalisé pour permettre une comparaison des résultats de différents secteurs et/ou saisons.
3. Lorsque des becs-en-fourreau blancs (*Chionis alba*) se reproduisent ou s'alimentent près de colonies de cormorans, il peut s'avérer très difficile d'obtenir des pelotes car ils s'en emparent. Il est important de ne pas omettre ce fait lors du choix des sites d'étude du régime alimentaire des cormorans.

RÉFÉRENCES :

- 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, Australie : 13 pp.
- 2) Casaux, R., E. Barrera-Oro, M. Favero et 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, Australie : 18 pp.
- 3) Casaux, R., M. Favero, E. Barrera-Oro et 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 et 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, Australie : 14 pp.
- 5) Favero, M., R. Casaux, P. Silva, E. Barrera-Oro et 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 et M. Harris. 1995. Factors affecting the production of pellets by shag *Phalacrocorax aristotelis*. *Seabird*, 17 : 44-49.
- 8) Wanless, S., M. Harris et F. Russell. 1993. Factors influencing food-load sizes brought in by shags *Phalacrocorax aristotelis* during chick rearing. *Ibis*, 135 : 19-24.
- 9) Williams, R. et 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.

Au départ, du fait que le contenu stomacal semblait refléter davantage le régime alimentaire des jeunes que celui des adultes (réf. 5 et 8), alors que les pelotes reflétaient les deux, les facteurs de correction estimés par cette méthode semblaient servir davantage à ajuster les différences entre les régimes alimentaires des jeunes et des adultes, qu'à compenser l'érosion et la perte d'otolithes. Il a toutefois été constaté que :

- (i) au moins de la période de préonte au milieu de la période d'élevage, la nourriture rapportée aux nids par les cormorans antarctiques reflète également le régime alimentaire des adultes (Casaux, en prép.); et
- (ii) l'application des facteurs estimés par cette méthode donne des résultats plausibles (réf. 1; Casaux, en prép.).

Si une estimation quantitative est nécessaire, la ration alimentaire journalière (DFI) par oiseau peut être calculée comme suit :

$$DFI = \bar{e} (MP \cdot RC_i \cdot NP \cdot CF_i)$$

où MP est le poids moyen des poissons représentés dans les pelotes, $RC_i (= M_i\%/100)$ est le pourcentage de la proie 'i' dans le régime alimentaire (M_i est le pourcentage en poids de la proie 'i' dans le régime alimentaire), NP est le nombre moyen de pelotes produites en une journée par un individu (respectivement 0,51, 0,74, 0,59 et 0,60 pelotes pour le cormoran antarctique pendant l'incubation, le début et la fin de l'élevage et l'ensemble de la saison de reproduction, selon la réf. 2) et CF_i est le facteur de correction destiné à compenser la perte et la digestion des otolithes de l'espèce 'i' (cf. tableau 1 ci-dessous).

À l'égard des espèces qui ne représentent qu'une proportion minime du régime alimentaire et pour lesquelles il n'a pas été estimé de facteur de correction, ne pas tenir compte de ' CF_i '. Ces estimations peuvent être obtenues pour l'ensemble ou pour diverses périodes de la saison de reproduction.

Tableau 1 : Facteurs de correction estimés pour compenser la digestion et la perte (pendant le transit gastro-intestinal) d'otolithes des poissons représentés dans les pelotes du cormoran antarctique (cf. réf. 2).

	Incubation	Début de l'élevage	Fin de l'élevage	Ensemble de la période
<i>Notothenia coriiceps</i>	2.87	4.23	9.52	5.20
<i>Harpagifer antarcticus</i>	0.76	0.58	6.50	1.43
<i>Lepidonotothen nudifrons</i>	1.95	2.17	12.77	4.28
<i>Trematomus newnesi</i>	4.17	3.78	5.59	5.15
<i>Gobionotothen gibberifrons</i>	6.80	-	1.36	2.30
<i>Notothenia rossii</i>	-	2.36	-	-
<i>Pagothenia bernacchii</i>	-	0.75	133.00	2.00

Le taux de production des pelotes chez divers individus/espèces peut varier en fonction de la composition du régime alimentaire (cf. réf. 3) ou de l'âge, du sexe et du statut reproductif des individus (cf. réf. 7). De ce fait, lorsque cela est possible, le nombre de pelotes produites par jour et par oiseau devrait être calculé pour chaque colonie. Il conviendrait également d'estimer de nouveaux facteurs de correction pour les espèces/colonies de cormorans qui ont pour proies principales des poissons différents de ceux présentés au tableau 1.

DEUXIÈME PARTIE

**MÉTHODES STANDARD DE CONTRÔLE
DES PARAMÈTRES DE L'ENVIRONNEMENT**

MÉTHODES F1 – F4*

* Ces méthodes n'étant encore que préliminaires, la présentation des données à la CCAMLR n'est pas encore requise.

CATÉGORIE : Paramètres écologiques ayant une influence directe sur les prédateurs

PARAMÈTRE : Couverture de glace de mer vue du site du CEMP

BUT :

Déterminer l'importance de la couverture de glace de mer autour des colonies avant et pendant l'arrivée des prédateurs à terre.

RECUEIL DES DONNÉES :

1. Deux ou trois semaines avant l'arrivée d'oiseaux ou de phoques adultes, commencer à observer l'étendue de la glace de mer aux environs et aux abords de la zone étudiée. Effectuer ces observations au moins une fois par période de cinq jours. Les continuer chaque fois que la glace de mer est visible de la colonie tout au long des activités de contrôle.
2. Choisir un site d'observation, ou plusieurs, à partir duquel les zones littorales proches des colonies à l'étude peuvent être vues. Marquer tout site en utilisant un pieu en métal ou d'autres moyens, et en indiquer l'emplacement sur un plan à transmettre au secrétariat de la CCAMLR.
3. Enregistrer la couverture de glace (en dixièmes), l'étendue (distance observée du littoral) et le type (annuel, de plusieurs années, glaces flottantes, fixé à terre). Observer et décrire la présence éventuelle de chenaux importants dans la glace. L'expérience suggère qu'un plan ou une photo peut compléter de façon utile l'interprétation des valeurs numériques enregistrées.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Il est demandé aux chercheurs d'archiver ces données dans leurs propres laboratoires pour les analyser ultérieurement et les présenter à la CCAMLR.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

À l'heure actuelle la présentation des données n'est pas obligatoire.

RÉFÉRENCES :

DOCUMENTS DE SUPPORT :

CATÉGORIE : Paramètres écologiques ayant une influence directe sur les prédateurs

PARAMÈTRE : Glaces de mer dans les zones d'étude intégrée (ISR)

BUT :

Déterminer la quantité et les caractéristiques des glaces de mer dans les ISR.

RECUEIL DES DONNÉES :

1. L'obtention d'informations sur la répartition régionale des glaces de mer n'est possible qu'au moyen de techniques de télédétection. L'imagerie des glaces de mer peut être obtenue par plusieurs satellites dont les orbites passent au-dessus des ISR.
2. Les données sur les glaces de mer doivent être collectées au moins pour la période commençant deux ou trois semaines avant l'arrivée d'oiseaux ou de phoques adultes, et doit continuer jusqu'à ce que les dénombrements indiquent que la plupart des adultes reproducteurs sont arrivés. De plus, l'examen pendant toute l'année des données sur les glaces de mer provenant des satellites peut présenter des avantages.
3. Il serait souhaitable, dans la mesure du possible, d'obtenir des données sur la couverture, l'étendue et le type de glace de mer.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les formulaires de présentation de données sur ce paramètre n'ont pas encore été conçus et, à l'heure actuelle, la présentation de données n'est pas obligatoire.

RÉFÉRENCES :

DOCUMENTS DE SUPPORT :

CATÉGORIE : Paramètres écologiques ayant une influence directe sur les prédateurs

PARAMÈTRE : Conditions météorologiques locales

BUT :

Obtenir des observations synoptiques sur la température, les précipitations, la pression, la force et la direction du vent pendant toute la période étudiée.

RECUEIL DES DONNÉES :

1. Collecter des données sur les conditions météorologiques, au moins pendant la période où les chercheurs recueillent des données biologiques sur les colonies étudiées. L'idéal serait que cette période commence deux ou trois semaines avant la première arrivée d'adultes et se termine à la fin de la saison étudiée.
2. Choisir un emplacement pour l'observation des conditions météorologiques qui soit, autant que possible, caractéristique du site du CEMP. Dans certains cas, il se peut que la position d'une station météorologique existante soit jugée suffisamment typique des conditions du site du CEMP pour qu'on l'utilise à cette fin.
3. Une fois par jour, ou plus fréquemment (réf. 1), enregistrer la température (minimale et maximale), les précipitations au cours des dernières 24 heures, la pression atmosphérique (minimale et maximale), la force (minimale et maximale) et la direction prédominante du vent.
4. Relever notamment la nature, l'importance et la durée des événements météorologiques catastrophiques (tels que des vents extrêmes, etc.).

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Il est demandé aux chercheurs d'archiver ces données dans leurs propres laboratoires pour les analyser ultérieurement et les présenter à la CCAMLR.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

À l'heure actuelle, la présentation de données n'est pas obligatoire.

Méthode standard F3 (ébauche) de la CCAMLR

RÉFÉRENCES

- 1) Agnew, D.J. 1990. Investigations of required sampling regimes for environmental parameters. In: *Communications scientifiques sélectionnées, 1990 (SC-CAMLR-SSP/7)*. CCAMLR, Hobart, Australie: 561–573.

DOCUMENTS DE SUPPORT :

CATÉGORIE : Paramètres écologiques ayant une influence directe sur les prédateurs

PARAMÈTRE : Couverture de neige sur le site du CEMP

BUT :

Déterminer la profondeur et l'étendue de la couverture de neige aux colonies faisant l'objet d'études de contrôle.

RECUEIL DES DONNÉES :

1. Durant toute la saison de travaux sur le terrain, enregistrer la couverture de neige pendant chaque période de cinq jours. Continuer tant qu'il y a de la neige.
2. Sélectionner sur le site du CEMP un certain nombre de colonies représentant différents habitats (par exemple, proches ou éloignées de la plage, à haute ou basse altitude, en terrain escarpé ou plat). Dans chaque habitat, mesurer la profondeur moyenne et l'étendue de (la proportion couverte par) la neige.

DONNÉES OBLIGATOIRES :

Il est demandé aux chercheurs d'archiver ces données dans leurs propres laboratoires pour les analyser ultérieurement et les présenter à la CCAMLR.

DONNÉES FORT SOUHAITABLES :

PROBLÈMES À CONSIDÉRER :

COMMENTAIRES :

TRAITEMENT ET ANALYSE DES DONNÉES :

DÉCLARATION DES DONNÉES :

Les formulaires de présentation de données sur ce paramètre n'ont pas encore été conçus et, à l'heure actuelle, la présentation de données n'est pas obligatoire.

RÉFÉRENCES :

DOCUMENTS DE SUPPORT :

TROISIÈME PARTIE

DÉCLARATION ET TRAITEMENT DES DONNÉES DU CEMP

PREMIÈRE SECTION

FORMULAIRES DE PRÉSENTATION DES DONNÉES DU CEMP

Présentation de données à la CCAMLR
MÉTHODE A1 DU CEMP : Poids du manchot adulte à l'arrivée

Formulaire E/A1 V4

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard Version A1 • ☐
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie ou de la plage _____
- 10.* Espèce _____
11. Sexe : Nombre total ☐ Mâles ☐ Femelles ☐ Sexe non déterminé ☐
12. Procédure A (pendant toute la période) ☐ Procédure B (période de pointe des arrivées) ☐

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES - Données sur le % d'arrivées d'après le formulaire E/A9 sur la chronologie ?

				Oui ☐	Non ☐	
	Premier jour de la période de 5 jours, ou date si procédure B (A/M/J)	Poids moyen à l'arrivée (g)	Écart-type du poids (S_{n-1})	Poids minimal (g)	Poids maximal (g)	Taille de l'échantillon
13.	____/____/____	____	____	____	____	____
14.	____/____/____	____	____	____	____	____
15.	____/____/____	____	____	____	____	____
16.	____/____/____	____	____	____	____	____
17.	____/____/____	____	____	____	____	____
18.	____/____/____	____	____	____	____	____

19. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

E/A1 V4

page ____ de ____

Présentation de données à la CCAMLR

Formulaire E/A2 V4

MÉTHODE A2 DU CEMP : Durée du tour d'incubation des manchots

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A2 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche ____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6*. Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
9. Code de la colonie ____
- 10.* Espèce ____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Premier tour d'incubation

	Durée moyenne (jours)	Écart-type (S_{n-1})	Durée minimale (jours)	Durée maximale (jours)	Taille de l'échantillon	Date au début du tour d'incubation (A/M/J)	
						Première	Dernière
11. Relève réussie ¹	____ • ____	____ • ____	____	____	____	____ / ____ / ____	____ / ____ / ____
12. Échec dû au non-retour ²	____ • ____	____ • ____	____	____	____	____ / ____ / ____	____ / ____ / ____
13. Temps de présence avant la relève ³	____ • ____	____ • ____	____	____	____		
14. Total des nids contrôlés			____				
15. Total de nids échoués pour cause de non-retour			____				
16. Nombre de rôles intervertis			____				
17. Total des autres échecs			____				

¹ Inclure ici la durée du tour d'incubation pour les nids dont la relève a été correctement assurée - exclure les échecs et les rôles intervertis

² Inclure ici la durée du tour d'incubation pour les échecs dus au retour tardif ou au non-retour du compagnon

³ Inclure ici le temps de présence de l'oiseau de relève au nid avant que cette dernière ne débute

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

(Colonie _____ Espèce _____)

Formulaire E/A2 V4

Deuxième tour d'incubation		Durée moyenne (jours)	Écart-type (S_{n-1})	Durée minimale (jours)	Durée maximale (jours)	Taille de l'échantillon	Date au début du tour d'incubation (A/M/J)	
							Première	Dernière
18.	Relève réussie ¹	____ • ____	____ • ____	____	____	____	____/____/____	____/____/____
19.	Échec dû au non-retour ²	____ • ____	____ • ____	____	____	____	____/____/____	____/____/____
20.	Temps de présence avant la relève ³	____ • ____	____ • ____	____	____	____		
21.	Nombre total de nids contrôlés			____				
22.	Nombre total de nids échoués pour cause de non-retour			____				
23.	Nombre total d'autres échecs			____				

24. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

¹ Inclure ici la durée du tour d'incubation pour les nids dont la relève a été correctement assurée - exclure les échecs et les rôles intervertis

² Inclure ici la durée du tour d'incubation pour les échecs dus au retour tardif ou au non-retour du compagnon

³ Inclure ici le temps de présence de l'oiseau de relève au nid avant que cette dernière ne débute

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section
de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

E/A2 V4

Page 2

page ____ de ____

MÉTHODE A3 DU CEMP : Taille de la population reproductrice des manchots

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A3 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
- 9.* Espèce ____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

10. Méthode de recueil des données		Visuelle ☐	Photographique ☐			
Code de la colonie	Nombre moyen de nids occupés	Écart-type (nids occupés) (S_{n-1})	Nombre moyen de nids en cours d'incubation	Écart-type (incubation) (S_{n-1})	Date des dénombrements (A/M/J)	Taille de l'échantillon (n)
11. _____	_____	_____•_____	_____	_____•_____	____/____/____	_____
12. _____	_____	_____•_____	_____	_____•_____	____/____/____	_____
13. _____	_____	_____•_____	_____	_____•_____	____/____/____	_____
14. _____	_____	_____•_____	_____	_____•_____	____/____/____	_____
15. _____	_____	_____•_____	_____	_____•_____	____/____/____	_____

16. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

MÉTHODE A5 DU CEMP : Durée des sorties alimentaires des manchots

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A5 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
- 10.* Espèce _____
11. Sexe: Mâle ☐ Femelle ☐ Mixtes/inconnu ☐

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Durée des sorties alimentaires par période

12. Données sur l'éclosion fournies par le formulaire E/A9 sur la chronologie ? Oui ☐ Non ☐
13. Données sur la fin de la couvaison fournies par le formulaire E/A9 sur la chronologie ? Oui ☐ Non ☐

	Premier jour de la période de cinq jours (A/M/J)	Durée moyenne d'approvisionnement ¹ (heures)	Écart-type ¹ (S _{n-1})	Durée minimale ¹ (heures)	Durée maximale ¹ (heures)	Taille de l'échantillon (n)	Nombre moyen de jeunes par oiseau
14.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
15.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
16.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
17.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
18.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
19.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
20.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____
21.	____/____/____	____.____	____.____	____.____	____.____	____	____.____

¹ Calculé comme étant la moyenne, l'écart-type, le minimum et le maximum de toutes les moyennes d'oiseaux individuels pendant cette période (cf. la fiche de méthode standard A5.2 "Méthodes analytiques")

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

(Colonie _____ Espèce _____ Sexe (M/F/I) _____)

Formulaire E/A5 V5

CATÉGORIE C - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Durée des sorties alimentaires par individu

	Dates de la période		Identification du nid	Durée moyenne (heures)	Écart-type (durée)	Taille de l'échantillon (n)	Nombre de jeunes		Date de perte du poussin (A/M/J)
	Commencement (A/M/J)	Fin (A/M/J)					au début	à la fin	
22.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
23.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
24.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
25.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
26.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
27.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
28.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
29.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
30.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
31.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
32.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
33.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
34.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
35.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
36.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
37.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
38.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
39.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
40.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___
41.	___/___/___	___/___/___	_____	•	•	_____	___	___	___/___/___

42. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section
de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

Présentation de données à la CCAMLR

MÉTHODE A6 DU CEMP : Réussite de la reproduction des manchots - Procédure A

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A6 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole
des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
- 9.* Espèce ____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Procédure A seulement (Dénombrements des jeunes)

	Code de la colonie	Nombre moyen de jeunes	Écart-type des jeunes (S_{n-1})	Date des dénombrements (A/M/J)	Taille de l'échantillon (n)
10.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
11.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
12.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
13.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
14.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
15.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
16.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
17.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
18.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____
19.	_____	_____	_____ • _____	____/____/____	____

20. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section
de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire
page ____ de ____

Présentation de données à la CCAMLR

MÉTHODE A6 DU CEMP : Réussite de la reproduction des manchots - Procédure B

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A6 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole
des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
- 10.* Espèce _____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Procédure B seulement (nombre de jeunes élevés par couple reproducteur)

11. Date en début d'observation (A/M/J) ____ / ____ / ____
12. Date en fin d'observation (A/M/J) ____ / ____ / ____
13. Date de ponte du premier œuf (A/M/J) ____ / ____ / ____
14. Date d'éclosion du premier œuf (A/M/J) ____ / ____ / ____
15. Date d'entrée du premier jeune en crèche (A/M/J) ____ / ____ / ____
16. Nombre total de nids observés ____
17. Nombre total de nids dans lequel un œuf a été pondu ____
18. Nombre total de nids dans lequel 2 œufs ont été pondus ____
19. Nombre total d'éclosions dans les nids contenant un œuf ____
20. Nombre total d'éclosions dans les nids contenant 2 œufs ____
21. Nombre total de couples élevant 1 jeune jusqu'à la crèche ____
22. Nombre total de couples élevant 2 jeunes jusqu'à la crèche ____
23. Nombre moyen de jeunes élevés jusqu'à la crèche ____
24. Écart-type (de #22) $[S_{n-1}]$ ____ • ____

25. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement :
couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section
de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

MÉTHODE A6 DU CEMP : Réussite de la reproduction des manchots - Procédure C

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A6 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
- 10.* Espèce _____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Procédure C seulement (nombre de jeunes élevés par colonie)

	Date des dénombrements (A/M/J)	Moyenne des dénombrements	Écart-type (S_{n-1})	Taille de l'échantillon (n)
11. Lorsque 95% ont des œufs - nombre de nids ayant des œufs	____/____/____	_____	____.____	____
12. À la fin de l'éclosion - nombre de nids ayant des jeunes	____/____/____	_____	____.____	____
13. Lorsque tous les jeunes sont en crèche - nombre en crèche	____/____/____	_____	____.____	____

14. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III
des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

Présentation de données à la CCAMLR
MÉTHODE A7 DU CEMP : Poids des jeunes manchots à la première mue

Formulaire E/A7 V5

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A7 • ____
2. Date de préparation (Y/M/D) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie ou de la plage _____
- 10.* Espèce _____
11. Procédure A (échantillonnage tout au long de la période) ☐ Procédure B (échantillonnage à la pointe de la première mue) ☐

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

12. Le % ayant mué est-il calculé d'après le formulaire E/A9 sur la chronologie ? Oui ☐ Non ☐
- | | Premier jour de la période
de 5 jours (A/M/J) (ou date si
la procédure B est employée) | Poids moyen
(g) | Écart-type
(S_{n-1}) | Poids minimum
(g) | Poids maximum
(g) | Taille de
l'échantillon
(n) | % du total ayant
mué pendant
cette période |
|--|--|--------------------|-----------------------------|----------------------|----------------------|-----------------------------------|--|
|--|--|--------------------|-----------------------------|----------------------|----------------------|-----------------------------------|--|

13.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
14.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
15.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
16.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
17.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
18.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
19.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
20.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
21.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
22.	____/____/____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

23. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/glace, vent, température, p. ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

Présentation de données à la CCAMLR

Formulaire E/A8/A -V5

MÉTHODE A8 DU CEMP : Régime alimentaire des jeunes manchots - Composition générale

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A8 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie ou de la plage _____
- 10.* Espèce _____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

	Date de prélèvement (A/M/J)	Heure de prélèvement ¹ (h/min)	Poids total avant le classement ² (g)	Calmars (g)	Poissons (g)	Total des crustacés (g)	<i>Superba</i> ³ (g)	<i>Crystal's</i> ⁴ (g)	Autres euphausiacés (g)	Autres crustacés (g)	Autres matériaux (g)
11.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
12.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
13.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
14.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
15.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
16.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
17.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
18.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
19.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

¹ Temps moyen de Greenwich² Estomacs vides compris³ *Euphausia superba*⁴ *Euphausia crystallophias** Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

(Colonie _____ Espèce _____)

Formulaire E/A8/A V5

	Date de prélèvement (A/M/J)	Heure de prélèvement ¹ (h/min)	Poids total avant le classement ² (g)	Calmars (g)	Poissons (g)	Total des crustacés (g)	<i>Superba</i> ³ (g)	<i>Crystal's</i> ⁴ (g)	Autres euphausiacés (g)	Autres crustacés (g)	Autres matériaux (g)
20.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
21.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
22.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
23.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
24.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
25.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
26.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
27.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
28.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
29.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
30.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
31.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
32.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
33.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
34.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
35.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
36.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
37.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

38. Commentaires (relevé notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

¹ Temps moyen de Greenwich

³ *Euphausia superba*

² Estomacs vides compris

⁴ *Euphausia crystallorophias*

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

Présentation de données à la CCAMLR

Formulaire E/A9 V5

MÉTHODE A9 DU CEMP : Chronologie de la reproduction des manchots

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version A9 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie ou de la plage _____
- 10.* Espèce _____

CATÉGORIE B - FRÉQUENCE DES ÉVÉNEMENTS (À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES)

	Premier jour de la période de cinq jours (A/M/J)	Nombre d'adultes qui arrivent dans la colonie pendant cette période	<----- Échantillon de 100 nids ----->			Nombre de jeunes atteignant la 1 ^{ère} mue dans la colonie pendant cette période
			Nbre de nids dans lesquels un œuf est pondu pendant cette période	Nbre de nids où le 1 ^{er} poussin éclôt pendant cette période	Nbre de nids où les parents cessent de couver pendant cette période	
11.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
12.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
13.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
14.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
15.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
16.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
17.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
18.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
19.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
20.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
21.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
22.	____/____/____	_____	____	____	____	_____
23.	____/____/____	_____	____	____	____	_____

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

(Colonie _____ Espèce _____)

Formulaire E/A9 V5

	Premier jour de la période de cinq jours (A/M/J)	Nombre d'adultes qui arrivent dans la colonie pendant cette période	<----- Échantillon de 100 nids -----> Nb de nids dans lesquels un œuf est pondu pendant cette période	Nbre de nids où le 1 ^{er} poussin éclôt pendant cette période	Nbre de nids où les parents cessent de couver pendant cette période	Nombre de jeunes atteignant la 1 ^{ère} mue dans la colonie pendant cette période
24.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
25.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
26.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
27.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
28.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
29.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
30.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
31.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
32.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
33.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
34.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
35.	___/___/___	_____	___	___	___	_____
36.	Total des contrôles _____					
37.	Total des échecs _____					
CATÉGORIE C - DATES RÉCAPITULATIVES (A/M/J) (À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES)						
		Arrivée	Ponte	Éclosion	Élevage en crèche	Première mue
38.	Dates médianes ¹ calculées	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
39.	Dates modales calculées	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
40.	Date initiale	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
41.	Date finale	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
42.	Date à laquelle 95% des nids ont des œufs	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
43.	Date à laquelle un tiers des œufs ont éclos	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___
44.	Date à laquelle les deux tiers des jeunes sont en crèche	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___	___/___/___

45. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, p. ex.):

¹ Ne calculer les moyennes que pour les nids réussis pendant une période.

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

**MÉTHODE B1 DU CEMP : Taille de la population reproductrice
de l'albatros à sourcils noirs et réussite de sa reproduction**

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version B1/2 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole
des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
10. Méthode A (visites répétées et baguage) ☐ Méthode B (visites uniques) ☐

CATÉGORIE B - REMPLIR A OU B SELON LE CAS**Procédure A seulement**

11. Nombre total de couples reproducteurs _____
12. Nombre d'éclosions _____
13. Nombre bagué _____
14. Nombre mourant après baguage _____
15. Nombre atteignant la première mue _____
16. % réussite de la reproduction ($\#14 \div \#10$) ____ • ____
17. % réussite de l'éclosion ($\#11 \div \#10$) ____ • ____
18. % réussite de la première mue ($\#14 \div \#11$) ____ • ____

Procédure B seulement

- | | Date du
dénombrement
(A/M/J) | Nombre
moyen | Écart-type
(S_{n-1}) | Taille de
l'échantillon
(n) |
|--|------------------------------------|-----------------|-----------------------------|---------------------------------------|
| 19. Nombre total de couples reproducteurs | ____/____/____ | _____ • ____ | _____ • ____ | ____ |
| 20. Nombre de nids en cours de couvaison | ____/____/____ | _____ • ____ | _____ • ____ | ____ |
| 21. Nombre survivant jusqu'à la première mue | ____/____/____ | _____ • ____ | _____ • ____ | ____ |
| 22. % réussite de la reproduction ($\#20 \div \#18$) | | _____ • ____ | | |
| 23. % réussite de l'éclosion ($\#19 \div \#18$) | | _____ • ____ | | |
| 24. % réussite de la couvaison ($\#20 \div \#19$) | | _____ • ____ | | |

25. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

MÉTHODE B4 DU CEMP : Régime alimentaire des jeunes pétrels - composition générale

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version B4 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
9. Code de la colonie ou de la plage ____
- 10.* Espèce ____

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES : Procédure A ☐ B ☐

	Date de prélèvement (A/M/J)	Heure de prélèvement ¹ (h/min)	Poids total avant le classement (g)	Calmars ⁺ (g)	Poissons ⁺ (g)	Total des crustacés (g)	<i>Euphausia Superba</i> ⁺ (g)	Autres euphausiacés (g)	Autres crustacés (g)	Autres matériaux (g)
11.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
12.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
13.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
14.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
15.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
16.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
17.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
18.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
19.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

* Estimations du poids total calculées au moyen des équations standard pour la procédure B seulement.

¹ Temps moyen de Greenwich* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*.

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

(Colonie _____ Espèce _____)

Formulaire E/B4/A V2

	Date de prélèvement (A/M/J)	Heure de prélèvement ¹ (h/min)	Poids total avant le classement (g)	Calmars (g)	Poissons (g)	Total des crustacés (g)	<i>Euphausia Superba</i> ⁺ (g)	Autres euphausiacés (g)	Autres crustacés (g)	Autres matériaux (g)
20.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
21.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
22.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
23.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
24.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
25.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
26.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
27.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
28.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
29.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
30.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
31.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
32.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
33.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
34.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
35.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
36.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
37.	___/___/___	___/___	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

38. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.):

⁺ Estimations du poids total calculées au moyen des équations standard pour la procédure B seulement.

¹ Temps moyen de Greenwich

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

MÉTHODE B5 DU CEMP : Taille de la population reproductrice
du pétrel antarctique et réussite de sa reproduction

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version B5 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole
des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
10. Procédure A (visites répétées et baguage) ☐ Procédure B (visites rares) ☐
Procédure C (visites uniques) ☐

CATÉGORIE B - REMPLIR A OU B SELON LE CAS

Procédure A seulement

11. Nombre total de couples reproducteurs _____
12. Nombre d'éclosions _____
13. Nombre bagué _____
14. Nombre mourant
après baguage _____
15. Nombre atteignant la 1^{ère} mue _____
16. % réussite de la reproduction ($\#14 \div \#10$) ____ • ____
17. % réussite de l'éclosion ($\#11 \div \#10$) ____ • ____
18. % réussite de la première mue ($\#14 \div \#11$) ____ • ____

Procédure B seulement

- | | Date du
dénombrement
(A/M/J) | Nombre
moyen | Écart-type
(S_{n-1}) | Taille de
l'échantillon
(n) |
|--|------------------------------------|-----------------|-----------------------------|-----------------------------------|
| 19. Nombre total de couples reproducteurs | ____/____/____ | _____ • _____ | _____ • _____ | ____ |
| 20. Nombre de nids en cours de couvaison | ____/____/____ | _____ • _____ | _____ • _____ | ____ |
| 21. Nombre survivant jusqu'à la 1 ^{ère} mue | ____/____/____ | _____ • _____ | _____ • _____ | ____ |
| 22. % réussite de la reproduction ($\#20 \div \#18$) | _____ • _____ | | | |
| 23. % réussite de l'éclosion ($\#19 \div \#18$) | _____ • _____ | | | |
| 24. % réussite de la couvaison ($\#20 \div \#19$) | _____ • _____ | | | |

Procédure C seulement

- | | Après la ponte | Après l'éclosion | Avant la 1 ^{ère} mue |
|--|----------------|------------------|-------------------------------|
| 25. Date du dénombrement (A/M/J) | ____/____/____ | ____/____/____ | ____/____/____ |
| 26. Nombre total de couples reproducteurs | _____ | _____ | _____ |
| 27. Nombre de nids en cours de couvaison | _____ | _____ | _____ |
| 28. Nombre survivant jusqu'à la 1 ^{ère} mue | _____ | _____ | _____ |

29. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement :
couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des Méthodes standard du CEMP

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

MÉTHODE C1 DU CEMP : Approvisionnement par les otaries femelles

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version C1 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____ / ____ / ____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole
des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
9. Code de la colonie ____

CATÉGORIE B - RAPPORT SUR LES SIX PREMIÈRES SORTIES DES FEMELLES
APRÈS LA MISE BAS

10. Début de la 1^{ère} sortie (A/M/J) ____ / ____ / ____ heure (h/min) ____ / ____
11. Fin de la dernière sortie (A/M/J) ____ / ____ / ____ heure (h/min) ____ / ____

Toutes femelles groupées

N° de sortie	Durée moyenne (heures)	Écart-type (S_{n-1})	Taille de l'échantillon (n)	Minimum (heures)	Maximum (heures)
1.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
2.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
3.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
4.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
5.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
6.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____

Toutes sorties groupées

N° de la femelle

1.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
2.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
3.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
4.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
5.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
6.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
7.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
8.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
9.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____
10.	____ • ____	____ • ____	____	____ • ____	____ • ____

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

SUITE DU FORMULAIRE AU VERSO

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

(Colonie _____ Espèce _____)

Formulaire E/C1 V5

N° de la femelle	Durée moyenne (heures)	Écart-type (S_{n-1})	Taille de l'échantillon (n)	Minimum (heures)	Maximum (heures)
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. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.) :

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

E/C1 V5

Page 2

page _____ de _____

Présentation de données à la CCAMLR

Formulaire E/C2/A V4

MÉTHODE C2 DU CEMP : Croissance des jeunes otaries - Procédure A

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version C2 • ____
2. Date de préparation (A/M/J) ____/____/____
- 3.* Membre ____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division ____
7. Année australe ____
8. Code du site ____
9. Code de la colonie ____
10. Sexe : Mâle ☐ Femelle ☐

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES

Procédure A seulement - déclarer pour chaque jeune

	Date de naissance (A/M/J)	Coefficient de régression $b_{y,x}$ (kg/jour)	Erreur standard S_b	Interception a (kg)	Erreur standard S_a	Relation de F pour régression	Taille de l'échantillon (n)	Forme de croissance aberrante
11.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
12.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
13.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
14.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
15.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
16.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
17.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
18.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
19.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐
20.	____/____/____	0 • ____	• ____	____ • ____	• ____	____ • ____	____	☐

21. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, p.ex.):

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

E/C2/A V4

page ____ de ____

Présentation de données à la CCAMLR
MÉTHODE C2 DU CEMP : Croissance des jeunes otaries - Procédure B

CATÉGORIE A - RÉPONDRE À TOUTES LES QUESTIONS

1. Méthode standard version C2 • _____
2. Date de préparation (A/M/J) _____ / _____ / _____
- 3.* Membre _____
4. Responsable de la recherche _____
5. Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ? Oui ☐ Non ☐
- 6.* Zone/sous-zone/division _____
7. Année australe _____
8. Code du site _____
9. Code de la colonie _____
10. Sexe : Mâle ☐ Femelle ☐ Inconnu/non déterminé ☐

CATÉGORIE B - À REMPLIR SELON LES CIRCONSTANCES**PROCÉDURE B SEULEMENT**

11. Date de la première observation (A/M/J) _____ / _____ / _____
12. Date de la dernière observation (A/M/J) _____ / _____ / _____
13. Date de la première naissance (A/M/J) _____ / _____ / _____
14. Date de la dernière naissance (A/M/J) _____ / _____ / _____

STATISTIQUES RÉCAPITULATIVES

15. Date médiane de mise bas (A/M/J) _____ / _____ / _____
16. Coefficient de régression (kg/jour) 0 • _____
 Erreur standard _____ • _____
17. Interception (kg) _____ • _____
 Erreur standard _____ • _____
18. Rapport de F pour régression _____ • _____
19. Nombre de mesures _____

	Date (A/M/J)	Poids moyen (kg)	Écart-type (S_{n-1})	Taille de l'échantillon (n)
20.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
21.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
22.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
23.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
24.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
25.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
26.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____
27.	____ / ____ / ____	____ • ____	____ • ____	____

28. Commentaires (relever notamment toute condition anormale et/ou extrême de l'environnement : couverture de neige/de glace, vent, température, par ex.):

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

Présentation de données à la CCAMLR
Liste des colonies du CEMP

1.*	Membre	_____
2.	Date de préparation (A/M/J)	_____/____/____
3.	Responsable de la recherche	_____
4.*	Zone/sous-zone/division	_____
5.	Les données ont-elles été collectées selon le protocole des méthodes standard ?	Oui ☐ Non ☐
6.	Nom du site	_____ (30)
7.	Nom de la colonie	_____ (30)
8.*	Espèces de la colonie	1 _____ 2 _____ 3 _____
9.	Centre de la colonie à	latitude en degrés _____
10.		latitude en minutes _____
11.		latitude en secondes _____
12.		longitude en degrés _____
13.		longitude en minutes _____
14.		longitude en secondes _____
15.	Hémisphère	E ☐ O ☐
16.	Étendue de la colonie N/S	(m) _____
17.	E/O	(m) _____
Joindre un plan à ce formulaire		
Seront fournis par le Secrétariat :		
18.	Code du site	_____
19.	Code de la colonie	_____

* Les codes correspondants figurent à la deuxième section de la Partie III des *Méthodes standard du CEMP*

À remplir en majuscules au crayon noir ou à l'encre noire

DEUXIÈME SECTION

DIRECTIVES RELATIVES À LA PRÉSENTATION DES DONNÉES DU CEMP

PRÉSENTATION DE DONNÉES À LA CCAMLR

FORMATS DE DÉCLARATION DES DONNÉES

1. Les données doivent être présentées au secrétariat sur les formulaires de déclaration des données. Les déclarations doivent être accompagnées d'une lettre explicative précisant le nom et l'adresse du responsable des données à contacter.
2. La déclaration de données par moyen informatique (bande magnétique ou disque) n'est pas encouragée à ce stade du programme du CEMP. La déclaration par ces moyens demande une description des formats d'enregistrement nécessaires à la déclaration d'une méthode individuelle. Alors que cette tâche semble relativement simple, il est recommandé de déclarer toutes les données sur les formulaires décrits ci-dessous, en attendant que les méthodes standard du CEMP soient totalement développées.
3. Les formulaires sont désignés d'après la méthode standard du CEMP à laquelle ils se réfèrent et un code leur est attribué, lequel contient des détails sur le numéro de la méthode, le type de procédure dans la méthode et le numéro de la version du formulaire. Soit :

"E/C2/B V1", ce qui signifie :

"Programme de contrôle de l'Écosystème/(numéro de la méthode)/(numéro de la procédure) V (numéro de la version du formulaire)", à savoir, méthode C2 (croissance des jeunes otaries), procédure B (échantillonnage au hasard), version 1 du formulaire.

"E" est nécessaire pour faire la distinction entre ce formulaire et les autres formulaires de déclaration de la CCAMLR. Le numéro de la procédure est utilisé lorsqu'il existe deux procédures ou davantage, identifiées à la section "recueil des données" d'une des méthodes standard, chacune d'entre elles nécessitant une analyse différente. Remarquer que le numéro de la version dans ce code n'est pas le numéro de la version des méthodes standards du CEMP, mais le numéro de la version du formulaire. Les méthodes peuvent ainsi être altérées sans avoir à modifier les formulaires de déclaration et vice versa.

4. Les formulaires portent les codes suivants :

E/A1	Poids du manchot adulte à l'arrivée
E/A2	Durée du tour d'incubation des manchots
E/A3	Taille de la population reproductrice des manchots
E/A4	réservé pour la survie et le recrutement annuels des manchots selon l'âge
E/A5	Durée des sorties alimentaires des manchots
E/A6/A	Réussite de la reproduction des manchots - procédure A
E/A6/B	Réussite de la reproduction des manchots - procédure B
E/A6/C	Réussite de la reproduction des manchots - procédure C
E/A7	Poids des jeunes manchots à la première mue
E/A8/A	Régime alimentaire des jeunes manchots - composition générale
E/A8/B	réservé pour le régime alimentaire des jeunes manchots - composition détaillée
E/A9	Chronologie de la reproduction des manchots
E/B1	Taille de la population reproductrice de l'albatros à sourcils noirs et réussite de sa reproduction

Déclaration et traitement des données du CEMP

- E/B3 réservé pour la survie de l'albatros à sourcils noirs
E/B4A Régime alimentaire des jeunes pétrels - composition générale
E/B5 Taille de la population reproductrice du pétrel antarctique et réussite de sa reproduction
- E/C1 Approvisionnement par les otaries femelles
E/C2/A Croissance des jeunes otaries - procédure A
E/C2/B Croissance des jeunes otaries - procédure B
- E/D réservé pour les phoques crabiers
E/E réservé pour les petits rorquals
E/F réservé pour les paramètres écologiques
- E/G1 Liste des colonies

5. Tous les formulaires de déclaration des données se composent d'un certain nombre de rubriques divisées en deux catégories ou davantage. La catégorie A comprend des informations sur la collecte des données, et toutes les rubriques de cette catégorie doivent être complétées. La catégorie B contient les données récapitulatives; certaines rubriques n'y doivent être remplies qu'en certains cas, en fonction des données recueillies. Les paragraphes suivants donnent des précisions sur les formats à utiliser pour remplir les formulaires de déclaration des données.
6. Toutes les données doivent être inscrites dans les espaces correspondantes. Les données numériques doivent être justifiées à droite. Si une donnée numérique requise est inconnue, noter "99" ou "9999".

Catégorie A

- Rubrique N° 1. Version de la méthode standard : celle décrite dans la première partie (A1.2, par exemple).
- Rubrique N° 2. Date de préparation : date à laquelle la fiche a été préparée, sous le format année/mois/jour (1992/06/23, par exemple).
- Rubrique N° 3. Membre : le code de nationalité du Membre présentant les données, selon le tableau suivant :

Membre	Code	Membre	Code
Afrique du Sud	ZAF	Inde	IND
Allemagne	DEU	Italie	ITA
Argentine	ARG	Japon	JPN
Australie	AUS	Nouvelle-Zélande	NZL
Belgique	BEL	Norvège	NOR
Brésil	BRA	Pologne	POL
Chili	CHL	République de Corée	KOR
Communauté européenne	EEC	Royaume-Uni	GBR
Espagne	ESP	Suède	SWE
États-Unis	USA	Ukraine	UKR
Fédération russe	RUS	Uruguay	URY
France	FRA		

Déclaration et traitement des données du CEMP

- Rubrique N° 4.** Responsable de la recherche : noter 15 caractères identificateurs pour la personne à contacter. Cela peut être un nom (par ex., AGNEW) ou le code d'une institution, reconnu par la personne à contacter du pays membre (par ex., BAS-CEMPCO = coordinateur du CEMP de "British Antarctic Survey").
- Rubrique N° 5.** Zone/sous-zone/division : le code de la zone/sous-zone/division de la CCAMLR où se trouve le site d'étude, selon le tableau suivant (4810 pour la sous-zone de la péninsule, par ex.).

Nom	Zone/sous-zone /division	Code
Zone atlantique de l'océan Austral	48	4800
Sous-zone de la péninsule	48.1	4810
Sous-zone des îles Orcades du Sud	48.2	4820
Sous-zone de la Géorgie du Sud	48.3	4830
Sous-zone des îles Sandwich du Sud	48.4	4840
Sous-zone Weddell	48.5	4850
Sous-zone Bouvet	48.6	4860
Zone indienne de l'océan Austral	58	5800
Sous-zone Enderby-Wilkes	58.4	5840
Enderby-Wilkes, division I	58.4.1	5841
Enderby-Wilkes, division II	58.4.2	5842
Enderby-Wilkes, division III	58.4.3	5843
Enderby-Wilkes, division IV	58.4.4	5844
Sous-zone des îles Kerguelen	58.5	5850
Division Kerguelen	58.5.1	5851
Division Heard-McDonald	58.5.2	5852
Sous-zone Crozet	58.6	5860
Sous-zone Marion-Edward	58.7	5870
Zone pacifique de l'océan Austral	88	8800
Sous-zone de la mer de Ross orientale	88.1	8810
Sous-zone de la mer de Ross occidentale	88.2	8820
Sous-zone de la mer d'Amundsen	88.3	8830
Inconnu		9999

- Rubrique N° 6.** Année australe : les années australes sont définies par la dernière année de l'année australe (pour la saison 1988/89 inscrire "1989", par ex.).
- Rubrique N° 7.** Code du site : celui-ci désigne le code attribué par le secrétariat au site à la suite de la présentation de la liste de colonies du CEMP. Cette liste n'est pas encore complète : veuillez contacter le secrétariat pour toute information supplémentaire sur la liste des sites.
- Rubrique N° 8.** Code de la colonie : celui-ci désigne le code attribué par le secrétariat à la colonie après la présentation de la liste de colonies du CEMP. Cette liste n'est pas encore complète : veuillez contacter le secrétariat pour toute information supplémentaire sur la liste des colonies avant de porter une nouvelle colonie sur la liste. Sur certains formulaires, le (les) code(s) de colonie est (sont) demandé(s) dans le cadre de la catégorie B, lorsque les données provenant de plusieurs colonies, mais d'un seul site, peuvent être déclarées sur un seul formulaire.

Déclaration et traitement des données du CEMP

Pour plus de précisions sur ces procédures, voir les directives sur la manière de porter une colonie sur la liste. Il est à noter que, dans le cas où des données sur une nouvelle colonie sont présentées, elles ne peuvent l'être que si la colonie est décrite sur la liste, et si elle porte un code de site et de colonie que lui aura attribué le secrétariat.

Rubrique N° 9. Espèce : les codes des espèces figurent ci-dessous.

Nom des espèces	Nom commun	Code
Aves	Oiseaux	BIZ
<i>Diomedidae</i>	Albatros	ALZ
<i>Diomedea chrysostoma</i>	Albatros à tête gris	DIC
<i>Diomedea epomophora</i>	Albatros royal	DIP
<i>Diomedea melanophrys</i>	Albatros à sourcils noirs	DIM
<i>Diomedea exulans</i>	Grand albatros	DIX
<i>Macronectes giganteus</i>	Pétrel géant antarctique	MAI
<i>Macronectes halli</i>	Pétrel géant subantarctique	MAH
<i>Phoebastria palpebrata</i>	Albatros fuligineux à dos clair	PHE
<i>Phoebastria fusca</i>	Albatros fuligineux à dos sombre	PHU
Procellariidae	Pétrels et puffins	PTZ
<i>Daption capense</i>	Pétrel du Cap	DAC
<i>Procellaria aequinoctialis</i>	Pétrel à menton blanc	PRO
<i>Thalassoica antarctica</i>	Pétrel antarctique	TAA
Oceanitidae		
<i>Oceanites oceanicus</i>	Pétrel de Wilson	OCO
Spheniscidae	Manchots	PYZ
<i>Eudyptes chrysolophus</i>	Gorfou macaroni	EUC
<i>Pygoscelis adeliae</i>	Manchot Adélie	PYD
<i>Pygoscelis antarctica</i>	Manchot à jugulaire	PYN
<i>Pygoscelis papua</i>	Manchot papou	PYP
<i>Lobodon carcinophagus</i>	Phoque crabier	SET
<i>Arctocephalus gazella</i>	Otarie de Kerguelen	SEA
<i>Balaenoptera acutorostrata</i>	Petit rorqual	MIW
Pisces	Poissons	MZZ
Crustacea	Crustacés	FCX
<i>Euphausia crystallorophias</i>	Krill des glaces	KRC
<i>Euphausia</i> spp.	Euphausiacés	KRX
<i>Euphausia superba</i>	Krill antarctique	KRI
Salpidae	Salpes	SPX
<i>Ommastrephidae</i>	Encornets volants	SQU
<i>Loligo</i> spp.	Encornets	SQC

Rubrique N° 10. Méthode : cocher la case correspondante pour décrire la méthode/procédure utilisée pour collecter les données.

Catégorie B

Il ne sera pas considéré ici de description détaillée de l'entrée des données. Les données à entrer dans la catégorie B ne sont pas codées. La présentation des données doit suivre les protocoles suivants :

Date et heure : Les dates et les heures doivent toujours être enregistrées en temps moyen de Greenwich.

Dates (A/M/J)	= année/mois/jour	par ex., 92/02/24 pour le 24 février 1992
Heure (h/m)	= heure/minute	par ex., 14/23 pour 14 heures 23 minutes
Durée d'un événement (heures)	= heures/fractions	par ex., pour 14.6 heures (0.6h = 36 minutes)

Premier jour d'une période de cinq jours (a/m/j) = date du premier jour d'une période standard de cinq jours utilisée pour le calcul des données récapitulatives. Le tableau suivant dresse la liste des périodes standard de cinq jours.

Dates au début des périodes standard de cinq jours du CEMP :

Années normales		Années bissextiles 1991/92, 1999/2000	
05-juil	01-janv	05-juil	01-janv
10-juil	06-janv	10-juil	06-janv
15-juil	11-janv	15-juil	11-janv
20-juil	16-janv	20-juil	16-janv
25-juil	21-janv	25-juil	21-janv
30-juil	26-janv	30-juil	26-janv
04-août	31-janv	04-août	31-janv
09-août	05-fév	09-août	05-fév
14-août	10-fév	14-août	10-fév
19-août	15-fév	19-août	15-fév
24-août	20-fév	24-août	20-fév
29-août	25-fév	29-août	25-fév
03-sept	02-mars	03-sept	01-mars
08-sept	07-mars	08-sept	06-mars
13-sept	12-mars	13-sept	11-mars
18-sept	17-mars	18-sept	16-mars
23-sept	22-mars	23-sept	21-mars
28-sept	27-mars	28-sept	26-mars
03-oct	01-avril	03-oct	31-mars
08-oct	06-avril	08-oct	05-avril
13-oct	11-avril	13-oct	10-avril
18-oct	16-avril	18-oct	15-avril
23-oct	21-avril	23-oct	20-avril
28-oct	26-avril	28-oct	25-avril
02-nov	01-mai	02-nov	30-avril
07-nov	06-mai	07-nov	05-mai
12-nov	11-mai	12-nov	10-mai
17-nov	16-mai	17-nov	15-mai
22-nov	21-mai	22-nov	20-mai
27-nov	26-mai	27-nov	25-mai
02-déc	31-mai	02-déc	30-mai
07-déc	05-juin	07-déc	04-juin
12-déc	10-juin	12-déc	09-juin
17-déc	15-juin	17-déc	14-juin
22-déc	20-juin	22-déc	19-juin
27-déc	25-juin	27-déc	24-juin
	30-juin		29-juin

Déclaration et traitement des données du CEMP

Dans le cas où l'heure est donnée, il est entendu qu'elle est en GMT.

Termes statistiques : les moyennes, les écarts-types et n sont requis pour la plupart des méthodes.

Écart-type (S_{n-1}) = écart-type dans les mêmes unités que la moyenne à laquelle il se réfère.

$$\text{Écart-type de } Y (S_{n-1}) = \sqrt{\frac{(\sum y^2 - (\sum y)^2)}{n-1}}$$

- n = nombre de spécimens dans un échantillon utilisé pour calculer la moyenne et l'écart-type.
 b = coefficient de régression (pente)
 s_b = erreur standard du coefficient de régression
 a = interception de régression
 s_a = erreur standard de l'interception
 $\bar{Y}$ = moyenne de Y
 $s_{\bar{Y}}$ = erreur standard de Y

Unités :

- Nbre = 'nombre'
 g = grammes
 kg = kilogrammes
 h = heures

Position :

Code de la colonie : voir ci-dessus, à la catégorie A.

Commentaires :

Les commentaires ne doivent pas dépasser 79 caractères.

LISTE DES COLONIES DU CEMP DU CENTRE DE DONNÉES DE LA CCAMLR

Fonctionnement de la liste officielle

1. La Liste officielle des colonies du CEMP est tenue au secrétariat par le Centre de données de la CCAMLR. Elle a pour objectifs :
 - i) d'identifier clairement les colonies en vue d'éviter la confusion chez les chercheurs et de faciliter l'analyse des données recueillies dans une même colonie par des chercheurs différents; et
 - ii) d'attribuer à chaque colonie un code unique à utiliser lors de la présentation des données au Centre de données de la CCAMLR.

2. Dans cette section, les définitions suivantes sont utilisées :
 - i) site du CEMP : aire au sein de laquelle est effectué le contrôle d'une, ou de plusieurs colonies;
 - ii) colonie du CEMP : agrégation naturellement isolée de groupes d'animaux reproducteurs présentant une stabilité spatio-temporelle, choisie par un chercheur pour le contrôle d'un paramètre par les Méthodes standard du CEMP.
3. Conformément aux Méthodes standard du CEMP, toute colonie contrôlée dans le cadre du CEMP doit être incluse dans la liste officielle avec un code de colonie et de site. Pour ajouter une colonie sur la liste, un Membre doit remplir le formulaire E/G1 et le présenter au secrétariat.
4. Si la colonie a déjà été portée sur la liste par un autre Membre, ou si l'on suppose que cela pourrait être le cas vu les informations sur la localité, le secrétariat consultera tous les Membres impliqués afin de convenir d'une description de la colonie.
5. Le code de la colonie devant figurer sur les formulaires de présentation des données, chacun devra se le procurer auprès du secrétariat avant de présenter ses données. Une description des colonies figurant sur la liste sera distribuée aux institutions concernées des pays membres pour faciliter la comparaison de paramètres entre institutions et années.

TROISIÈME SECTION

**INDICES DU CEMP : CALCUL ET COMPARAISON
PAR LE SECRÉTARIAT**

INDICES DU CEMP : CALCUL ET COMPARAISON PAR LE SECRÉTARIAT

INTRODUCTION

Ce document décrit avec précision les méthodes utilisées pour calculer des indices d'après les données du CEMP soumises au centre des données de la CCAMLR en donnant des exemples et la liste des programmes utilisés en FORTRAN (Annexe A). Dans la plupart des cas, la raison gouvernant le choix d'un indice est évidente, mais en d'autres cas, des explications complémentaires sont nécessaires; celles-ci figurent à l'Annexe B. Cette section des *Méthodes standard du CEMP* est fondée sur Agnew (1992).

Dans Agnew (1991), les critères de choix et de calcul des indices des paramètres du CEMP sont définis comme suit :

- a) un indice devrait résumer avec précision les données spécifiées dans les méthodes standard;
- b) les changements du paramètre étudié devraient se refléter dans les changements de l'indice à l'échelle temporelle considérée (dans ce cas, l'échelle temporelle est d'un an au minimum);
- c) l'indice ne devrait pas être sensible à la variabilité temporelle à des échelles inférieures à celles identifiées à l'alinéa b); lorsqu'il est reconnu qu'un paramètre change au cours d'une saison, les indices devraient être choisis de manière à refléter fidèlement cette variation ou à l'éliminer;
- d) lorsque la méthode standard permet le calcul de la variance d'un paramètre, la variance de l'indice ou une estimation de celle-ci devrait être présentée;
- e) l'indice et sa variance devraient pouvoir se prêter à une analyse statistique;
- f) la comparaison entre les indices devrait être possible sans avoir recours aux données originales; et
- g) l'indice devrait être aussi concis que possible pour en faciliter l'interprétation par le lecteur.

Plusieurs enregistrements provenant de sites, colonies, espèces et parfois sexes différents sont normalement disponibles pour une année donnée. La plupart du temps, les données des différentes colonies (et/ou sexes) sont combinées en un seul indice, de sorte que la quantité de données présentées est réduite à un indice concis (voir a) ci-dessus). La plupart des détails impliqués dans le calcul des indices ont ainsi trait à la méthodologie utilisée pour combiner les données en un seul indice. En général, ces données, lorsqu'elles sont déclarées au secrétariat, ne contiennent que la moyenne, l'écart-type et la taille de l'échantillon.

Pour permettre les comparaisons des indices d'après les données présentées (alinéa e) ci-dessus), la présentation de l'indice et des statistiques qui y sont associées fait de nouveau l'objet d'un examen. Le calcul de l'indice étant différent pour chaque méthode, il sera fait référence à chaque indice par la méthode ($I_{(A3)}$ est l'indice dérivé de la méthode A3, par ex.).

Trois méthodes ne sont pas représentées dans le présent document : A4, B1 et B2. Il n'existe pas encore de format de déclaration convenu pour A4, et les données disponibles

Déclaration et traitement des données du CEMP

au Centre de données de la CCAMLR sur B1 et B2 sont trop rares. Lorsqu'on disposera de données de ces méthodes, des indices adaptés seront développés.

PROGRAMMES

L'Annexe A établit la liste de tous les programmes auxquels il est fait référence dans ce document. De nombreux programmes calculent les valeurs à partir des distributions t -, χ^2 - et F - par des appels des sous-programmes BETAI et GAMMQ. Ces sous-programmes extrayant des valeurs des fonctions Beta et Gamma incomplètes proviennent de Press et al. (1989); les listes de tous les sous-programmes donnés dans Press et al. en FORTRAN, sur disque IBM, peuvent être achetés pour une somme modique (d'environ 27 dollars américains) auprès de Cambridge University Press, 110 Midland Avenue, Port Chester, New York 10573, USA.

Les programmes cités à l'Annexe A sont la formulation la plus rudimentaire de ceux qui ont servi au calcul des indices et nécessitent une entrée manuelle des données. Sur demande, le secrétariat peut fournir les dernières versions de ces programmes.

D.J. Agnew
Directeur des données
1^{er} novembre 1992

MÉTHODE A1

Indices:

$I_{(A1,1)}$: Poids moyen à l'arrivée pour un certain nombre de colonies pondéré par le pourcentage arrivant en une période donnée. L'écart-type (SD) et n sont également donnés.

Programme : COMBSAMP.

Calcul : Pour chaque colonie sont déclarés le poids moyen, SD, n et le pourcentage d'individus arrivant pour chacune d'un certain nombre de périodes de cinq jours. Pour calculer l'indice, les poids moyens à l'arrivée pour chaque période doivent être combinés en utilisant le pourcentage d'individus arrivant pendant cette période comme facteur de pondération. Si les poids à l'arrivée dans différentes colonies sont combinés, suivre la même méthodologie que pour une seule colonie, les facteurs de pondération (% arrivant par période) étant exprimés en utilisant les mêmes unités et la même échelle. Dans l'explication ci-dessous, a enregistrements (n_i colonies de n_i périodes) contiennent $\bar{x}_i$, s_i^2 , n_i et w_i .

Tout d'abord, trouver $\left(\sum x\right)_i$ et $\left(\sum x^2\right)_i$ pour chaque i des a enregistrements,

$$\left(\sum x\right)_i = n_i \bar{x}_i,$$

pour $i = 1, a$

$$\left(\sum x^2\right)_i = s_i^2(n_i - 1) + \frac{\left(\sum x\right)_i^2}{n_i}$$

Puis, en appliquant les facteurs de pondération pour trouver $w_i \left(\sum x\right)_i$ et $w_i \left(\sum x^2\right)_i$, la moyenne et SD des populations combinées sont trouvées par

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x\right)_i}{\sum_{i=1}^a w_i n_i} \quad (1)$$

$$S_x = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x^2\right)_i - \frac{\left(\sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x\right)_i\right)^2}{\sum_{i=1}^a w_i n_i}}{\sum_{i=1}^a w_i n_i - 1}} \quad (2)$$

Exemple : Site SPS, colonie SP1, espèce PYD, nationalité ARG, année 1988, sexe indéterminé.

Déclaration et traitement des données du CEMP

Date	Poids moyen	SD	n	w_i^*	$\left(\sum x\right)_i$	$\left(\sum x^2\right)_i$
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
Totals			169		8.76E5	4.64E9

$$I_{(A1)} = \bar{X} = 8.76E5/169 = 5185.2$$

et, étant donné que tous les $w_i = 1$, $\sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x\right)_i = 8.76E5$ et $\sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x^2\right)_i = 4.64E9$

et $\sum_{i=1}^a w_i n_i = 169$. De ce fait,

$$S_x = \sqrt{(4.64E9 - (8.76E5)^2/169)/(169-1)} = 768.101$$

Commentaires : Lorsque l'examen porte sur plus d'une colonie, il faut prendre soin d'exprimer tous les facteurs de pondération dans la même unité (pourcentages, proportions ou arbitraires). Dans l'exemple ci-dessus, si l'on ajoutait les données d'une autre colonie avec les facteurs de pondération exprimés en pourcentages, les facteurs devraient alors tous être ajustés au 100/7. Un exemple d'utilisation des facteurs de pondération en pourcentages est présenté à la méthode A7.

N.B. : Dans les futures références au programme COMBSAMP, il sera précisé "pondéré par" ou "non pondéré". S'il n'est pas pondéré, le calcul est effectué en fixant tous les facteurs de pondération à 1, comme dans l'exemple ci-dessus.

MÉTHODE A2

Indice :

$I_{(A2,1)}$: Durée du premier tour d'incubation dans plusieurs colonies (moyenne, SD et n).

$I_{(A2,2)}$: Durée du second tour d'incubation dans plusieurs colonies (moyenne, SD et n).

Programme : COMBSAMP.

Calculs : Calculs semblables à A1, non pondérés.

* Le pourcentage d'individus arrivant par période de cinq jours, formant le facteur de pondération, n'a encore jamais été déclaré de manière fiable par cette méthode. Les équations montrent de quelle manière il devrait être incorporé, soit en tant que proportion, soit en tant que pourcentage. Dans cet exemple le facteur de pondération a été fixé à 1 (non pondéré).

MÉTHODE A3

Indice :

$I_{(A3,1)}$: Taille de la population totale d'un certain nombre de colonies.

Programme : aucun n'est nécessaire.

Calcul : simple addition de toutes les colonies comptées. A l'heure actuelle, les erreurs de calculs peuvent être déclarées, mais ne sont pas incluses dans le calcul de l'indice.

Colonie	Nombre de nids occupés	Date
JN01	1600	1989/11/05
MC99	2849	1989/11/05
SQ01	0527	1989/10/22

Par conséquent, $I_{(A3)} = \sum x_i = 4976$.

MÉTHODE A5

Indices :

$I_{(A5,1)}$: Durée moyenne des sorties alimentaires au début de la couvaison (ainsi que SD et n)

$I_{(A5,2)}$: Durée moyenne des sorties alimentaires au début de la période de crèche (ainsi que SD et n)

Programme : COMBSAMP

Calcul : Pour calculer cet indice, il est essentiel de connaître les dates de pointe des éclosions et des entrées en crèche en raison des variations de durée des sorties alimentaires au cours de la saison (Agnew, 1991). Deux indices sont calculés :

$I_{(A5,1)}$: "Durée des sorties alimentaires au début de la couvaison" : Périodes 3, 4, 5 lorsque la période 1 = la période de pointe des éclosions; et

$I_{(A5,2)}$: "Durée des sorties alimentaires au début de la période de crèche" : Périodes 3, 4, 5 lorsque la période 1 = la période de pointe des entrées en crèche.

Déclaration et traitement des données du CEMP

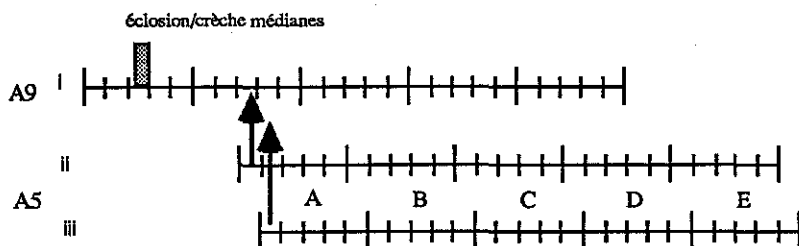


Figure A5 : Calcul des indices $I_{(A5,1)}$ et $I_{(A5,2)}$. La partie i) montre cinq périodes de cinq jours de la méthode A9, le record moyen des éclosions ou de l'entrée en crèche étant atteint le 3^{ème} jour de la première période A9. Dans la partie ii) la période A de A5 tombe moins de six jours après le jour moyen. Pour cette raison, l'indice est calculé en utilisant les périodes B, C et D (D commence le 20^{ème} jour) de A5. Dans la partie iii), la période A de A5 tombe six jours après le jour moyen, et l'indice est ainsi calculé en utilisant les périodes A, B et C de A5.

Les critères de sélection de ces deux indices sont donnés dans Agnew (1991) et répétés à l'Annexe B. Les périodes de cinq jours sont choisies parmi les données A5 si elles s'avèrent être les périodes 3, 4 et 5 lorsque la période 1 correspond à la période de pointe de l'éclosion ou de l'entrée en crèche. En pratique, les périodes de A5 sont allouées en tenant compte des dates moyennes calculées pour l'éclosion ou l'entrée en crèche. Tout d'abord, les dates moyennes d'éclosion et d'entrée en crèche sont déterminées d'après les données déclarées par la méthode A9, chronologie de reproduction du manchot (Figure A5) par interpolation linéaire. En prenant ce jour comme étant le 1^{er} jour de A9, les données de la méthode A5 sont utilisées si le premier jour de la période de cinq jours tombe entre le 6^{ème} et le 20^{ème} jour après la date moyenne d'éclosion ou d'entrée en crèche (Figure A5).

Suite à l'affectation des périodes de A5 les indices sont calculés de la manière habituelle en combinant les données des périodes et des colonies concernées (équations 1 et 2).

Exemple : Site SES, colonie 71, espèce EUC, nationalité USA, année 1990, sexe femelle.

Données de A9

Date - 1 ^{er} jour de la période	Nombre de nids dont le 1 ^{er} œuf éclôt en cette période	Nombre de nids dont la couvaison prend fin en cette période
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

Données de A5

Date - 1 ^{er} jour ou période	Durée moyenne des sorties alimentaires	SD	n	w_i	$\left(\sum x\right)_i$	$\left(\sum x^2\right)_i$
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

Pour A9 les périodes d'éclosion sont les périodes (1) du 22 au 26 décembre, (2) du 27 au 31 décembre, (3) du 1^{er} au 5 janvier, (4) du 6 au 10 janvier, (5) du 11 au 15 janvier. Pour A5, le milieu de la période du 8 au 12 janvier tombe le 10 janvier, soit dans la période (4) de A9 et de ce fait, l'indice $I_{(A5,1)}$ comporte les périodes commençant les 8 et 13 janvier.

$$I_{(A5,1)} = \bar{X} = 32.3, S_X = 13.27, n = 10.$$

De même, pour A9 la période de pointe de l'entrée en crèche s'étend du 16 au 20 janvier, et la 3^{ème} période de A9 commence le 26 janvier. Le milieu de la période de A5 commençant le 23 janvier est le 25 janvier qui ne tombe pas dans la 3^{ème} période de A9. Pour calculer l'indice $I_{(A5,2)}$ on ne peut donc utiliser que les deux dernières périodes de A5, ce qui donne :

$$I_{(A5,2)} = \bar{X} = 47.3, S_X = 14.43, n = 2.$$

MÉTHODE A6

Cette méthode comporte trois procédures.

- A : Un jour par an, compter le nombre de jeunes et le nombre d'adultes présents.
- B : Contrôler un échantillon de nids et calculer le nombre moyen par nid de jeunes élevés jusqu'à l'entrée en crèche.
- C : Compter le nombre de nids occupés et le nombre de jeunes en crèche.

Indices :

- $I_{(A6,1)}$: Nombre de nids occupés;
- $I_{(A6,2)}$: Nombre de jeunes (procédure A) ou nombre de jeunes entrés en crèche (procédure C);
- $I_{(A6,3)}$: Nombre de jeunes élevés par nid, normalisé. Il s'agit ici de l'indice final du taux de succès, et la normalisation par le nombre potentiel de jeunes est nécessaire pour les raisons données à l'Annexe B;
- $I_{(A6,4)}$: Nombre d'adultes à la date du dénombrement (procédure A);
- $I_{(A6,5)}$: Nombre de jeunes élevés par adulte présent (procédure A).

Déclaration et traitement des données du CEMP

Programme : aucun programme n'est encore nécessaire.

Calcul :

Procédure A : Pour faire le total de toutes les colonies, ajouter tous les dénombrements de nids contenant des jeunes, obtenus par la méthode A3, si ceux-ci ont été déclarés, pour obtenir $I_{(A6,1)}$. Ajouter tous les dénombrements de jeunes, obtenus par la méthode A6, pour obtenir $I_{(A6,2)}$. Un indice final du taux de succès, normalisé par le nombre potentiel de jeunes, est calculé pour les raisons données à l'Annexe B.

Calculer

$$I_{(A6,1)} = \sum_i^a n_i \quad \text{et} \quad I_{(A6,2)} = \sum_i^a c_i$$

n et c représentant respectivement le nombre de nids contenant des jeunes et le nombre de jeunes, pour a colonies, puis calculer l'indice final

$$I_{(A6,3)} = \frac{\sum_i^a c_i}{k \sum_i^a n_i} = \frac{I_{(A6,2)}}{k I_{(A6,1)}}$$

k étant le nombre potentiel de jeunes par nid (pour les manchots à jugulaire $k = 2$, pour les gorfous macaroni $k = 1$).

Par ailleurs, si n n'a pas été enregistré pour la méthode A3, le nombre d'adultes présents dans la colonie, déclaré selon la procédure A, peut servir à calculer un indice de remplacement pour $I_{(A6,1)}$,

$$I_{(A6,4)} = \sum_i^a d_i$$

d étant le nombre d'adultes présents, et un nouvel indice $I_{(A6,5)}$ est calculé à partir de

$$I_{(A6,5)} = \frac{\sum_i^a c_i}{k \sum_i^a d_i} = \frac{I_{(A6,2)}}{k I_{(A6,4)}}$$

Procédure B : $I_{(A6,1)}$ et $I_{(A6,2)}$ sont calculés comme ci-dessus : n_i est déclaré dans la procédure B, mais c_i n'est déclaré qu'en tant que nombre de couples qui élèvent un ou deux jeunes jusqu'à l'entrée en crèche ($p1$ et $p2$), et de ce fait $c_i = p2_i + p1_i$. $I_{(A6,3)}$ peut être obtenu directement des données mais doit être normalisé de la manière indiquée plus haut.

Procédure C : c et n étant déclarés, les calculs sont identiques à ceux de la procédure A.

Exemple : site SES, colonies selon les indications, espèce PYD, nationalité USA, année 1990

Procédure C déclarée

Colonie	Nombre de nids contenant des jeunes à la fin de la couvaison	Nombre de jeunes en crèche quand tous les jeunes sont entrés en crèche
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
Totaux	1 396	1 792

$$I_{(A6,1)} = 1\,396$$

$$I_{(A6,2)} = 1\,792$$

$$I_{(A6,3)} = 1\,792 / (1\,396 \times 2) = 0,642$$

Commentaires : Aucune estimation d'erreur n'est donnée pour ces indices bien que pour A et C, les colonies soient généralement comptées trois fois, et la variance associée à ces dénombrements (erreur de comptage) soit déclarée. Étant donné que les dénombrements sont simplement additionnés, il est difficile d'inclure cette variance; il serait toutefois possible de déclarer le coefficient de variation (CV) pour $I_{(A6,1)}$ et $I_{(A6,2)}$.

La procédure B dispose d'une variance plus utile qui est associée au nombre moyen de jeunes élevés par nid, plutôt qu'à une erreur de comptage.

MÉTHODE A7

Indices :

$I_{(A7,1)}$: Poids moyen à la première mue (ainsi que SD, n).

Programme : COMBSAMP.

Calcul : Les calculs sont identiques à ceux de la méthode A1.

Déclaration et traitement des données du CEMP

Exemple : Site SES, colonie 102, espèce PYN, nationalité USA, année 1991.

Date - premier jour de la période	Poids moyen	SD	n	w _i	$\left(\sum x\right)_i$	$\left(\sum x^2\right)_i$
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
Totaux			254		7.312E5	2.13E9

$$\text{et } \sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x \right)_i = 1.93E7 \text{ et } \sum_{i=1}^a w_i \left(\sum x^2 \right)_i = 5.62E10$$

$$\text{et } \sum_{i=1}^a w_i n_i = 6715. \text{ Par conséquent,}$$

$$I_{(A8,1)} = \bar{X} = 1.93E7/6715 = 2878.73$$

$$S_x = \sqrt{(5.62E10 - (1.93E7)^2 / 6715) / (6715 - 1)} = 290.89$$

MÉTHODE A8

Indices :

$I_{(A8,1)}$: Poids moyen des contenus stomacaux (ainsi que SD, n).

$I_{(A8,2)}$: Proportion moyenne de crustacés (par transformation arcsinus) (également SD, proportion équivalente - transformation inverse arcsinus).

Programme : ARCSIN

Calcul : La moyenne et l'écart-type du poids des contenus stomacaux sont calculés pour $I_{(A8,1)}$. Le poids des crustacés (Wc) est exprimé en fonction de la proportion du poids des contenus stomacaux (Ws), puis cette proportion est transformée par

$$T = \arcsin \sqrt{\frac{Wc}{Ws}}$$

Puis

$$I_{(A8,2)} = \bar{T}, \text{ SD}$$

La transformation arcsinus inverse de la moyenne, $(\sin \bar{T})^2$, est également donnée pour permettre une comparaison visuelle mais l'indice même est utilisé pour les comparaisons statistiques entre les échantillons.

Déclaration et traitement des données du CEMP

Poids des estomacs W_s (g)	Poids de crustacés W_c (g)	Proportion	Transformation arcsinus T (degrés)
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.

$I_{(A8,2)} = 87.083$ degrés, SD = 6.017 degrés (transformation arcsinus inverse : proportion relative = 0.997).

MÉTHODE A9

Indices :

$I_{(A9,1)}$: Date moyenne d'éclosion

$I_{(A9,2)}$: Date moyenne d'entrée en crèche

$I_{(A9,3)}$: Date moyenne de la première mue

Programme : MEDIAN

Calcul : Les données déclarées correspondent aux dénombrements des nids/des oiseaux par période de cinq jours. Pour permettre le calcul des moyennes dans les colonies regroupées, chaque dénombrement est réparti également entre les cinq jours de la période de déclaration. Les estimations quotidiennes des dénombrements sont ensuite combinées pour chaque colonie et une moyenne combinée est calculée. Cette méthode permet le calcul (l'estimation) des moyennes lorsque les périodes de cinq jours utilisées ne sont pas identiques.

Exemple : site SES, colonies 4, 25, espèce PYD, nationalité USA, année 1990; le nombre d'éclosions est déclaré. Dans ce cas les deux colonies sont déclarées pour la même période de cinq jours.

Déclaration et traitement des données du CEMP

Date - premier jour de la période	Colonie 4 - Nombre de nids dont le 1 ^{er} jeune a éclos	Colonie 25 - Nombre de nids dont le 1 ^{er} jeune a éclos	Date - jours	Nombre présumé de nids dont le 1 ^{er} jeune a éclos	Total cumulé	
22/12/89	51	50	22	20.2	20.2	<--- 79
			23	20.2	40.4	
			24	20.2	60.6	
			25	20.2	80.8	
			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	

$I_{(A9,1)} = 25$ décembre 1989

MÉTHODE C1

Indices :

$I_{(C1,1)}$: Durée moyenne des six premières sorties alimentaires effectuées par des femelles (ainsi que SD, n)

Programme : COMBSAMP.

Calcul : La durée moyenne de chacune des six premières sorties alimentaires est enregistrée pour un certain nombre de femelles dans une colonie. L'indice est calculé en combinant les données de toutes les sorties pour un certain nombre de colonies, en suivant les méthodes de A1 (non pondéré).

MÉTHODE C2

Indices :

$I_{(C2,1)}$: Taux de croissance : erreur standard du taux, coefficient de corrélation, n .

Programme : REG.

Calcul : Les données déclarées - la date de l'échantillonnage, le poids moyen des jeunes et l'écart-type du poids - servent à obtenir des sommes et des sommes de carrés (SS) comme suit : pour a échantillons, avec chacun X_i (date de l'échantillonnage i), $\bar{Y}_i$ (poids moyen des jeunes pour l'échantillon i) et s_i (SD du poids), calculer

$$\sum X_i = n_i X_i$$

$$\sum Y_i = n_i \bar{Y}_i$$

$$\sum X^2_i = n_i X_i^2$$

$$\sum Y^2_i = s_i^2(n_i - 1) + \frac{(\sum Y_i)^2}{n_i} = s_i^2(n_i - 1) + n_i[\bar{Y}_i]^2$$

$$\sum XY_i = n_i X_i \bar{Y}_i$$

puis ajouter toutes ces expressions pour $i = 1$ à a pour obtenir $\sum \sum X_i$ etc., et utiliser la méthode de Sokal et Rohlf (encadré 14.4, pages 480-482) pour calculer les coefficients de régression.

Exemple : Site SES, colonie 501, espèce SEA, nationalité USA, sexe femelle.

Durée (jours) X_i	Poids moyen (kg) $\bar{Y}_i$	SD s_i	n_i	$\sum X_i$	$\sum Y_i$	$\sum X^2_i$	$\sum Y^2_i$	$\sum XY_i$	$\frac{(\sum Y_i)^2}{n_i}$
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
Totaux			209	5405	2074.1	208275.0	21609.2	60180.0	21241.2

À partir de ce tableau, les calculs suivants peuvent être effectués par la procédure exposée par Sokal et Rohlf (encadré 14.4), dont les détails ne sont pas rapportés ici :

* Nombre de groupes $a = 10$

* $\sum n_i = 209$

SS_{total} 1026.786

SS_{groupes} 658.760

SS_{à l'intérieur des groupes} 368.026

Somme des carrés de X, $\sum x^2$ 68494.98

Somme des produits, $\sum xy$ 6542.21

Déclaration et traitement des données du CEMP

Somme expliquée des carrés $\sum \hat{y}^2$ 624.87

Somme non expliquée des carrés $\sum d_{Y.X}^2$ 33.8898

* Déviation quadratique moyenne $\sum_{Y.X}^2 = 33.89/(10-2) = 4.2361$

Les sommes des carrés et leurs degrés de liberté (DF) sont les suivants :

	Degrés de liberté (DF)	Somme des carrés (SS)
Parmi les groupes	$a-1 = 9$	658.760
Régression linéaire	1	624.871
Déviation de régression	$a-2=8$	33.890
A l'intérieur des groupes	190	368.026
Total	208	1026.786

* Coefficient de régression (pente), $b_{Y.X} = \frac{\sum xy}{\sum x^2} = 0.0955$

Carré moyen $s_{Y.X}^2 = \frac{\sum d_{Y.X}^2}{a-2} = 4.2362$

* Erreur standard $s_b = \sqrt{\frac{s_{Y.X}^2}{\sum x^2}} = 0.0079$

Coefficient de corrélation $R = \frac{\sum xy}{\sqrt{\sum x^2 \sum y^2}}$, where $\sum y^2 = \sum Y^2 - \frac{(\sum Y)^2}{n}$

Toutes les quantités marquées (*) sont déclarées,

$I_{(C2,1)} = 0.955$ kg/jour, avec une erreur standard $s_b = 0.0079$ et une somme des carrés de X, $\sum x^2 = 68494.98$, un coefficient de corrélation $R = 0.780$, le nombre d'échantillons $a = 10$ et le nombre d'animaux $\sum n_i = 209$.

N.B. : la quantité $\sum x^2$ est déclarée pour permettre de comparer les coefficients de régression k . Bien que l'intervalle de confiance déclaré des coefficients de régression (= taux de croissance en kg/jour) soit de 95%, de nouvelles comparaisons de la pente devraient être effectuées par le programme REGCO, qui suit la méthode de Sokal et Rohlf (encadré 14.8).

COMPARAISONS

Afin d'identifier les tendances des indices au cours du temps, ou entre les sites et les espèces, il convient d'effectuer des comparaisons statistiques entre elles. Tous les indices décrits ci-dessus sont enregistrés avec suffisamment de précisions (sur la variance, la taille de l'échantillon, etc.) pour permettre d'en comparer les statistiques. La section ci-après donne des précisions sur les comparaisons statistiques régulières enregistrées dans le document qui présente les tendances.

MOYENNES

Utilisations : A1, A2, A5, A7, A8 (sur les données transformées), C1.

Programme : TTEST.

Calcul : Des tests t sont effectués conformément aux méthodes de Press et al. (1989); tout d'abord un test F est effectué pour des variances semblables, et, selon le résultat, le programme effectue soit un test t pour les distributions de même variance,

$$t = \frac{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}{\sqrt{\frac{s_1^2 + s_2^2}{n_1 + n_2 - 2} \left(\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}}$$

distribué en tant que $t_{(n_1+n_2-2)}$, soit un test t pour les distributions de variances différentes

$$t = \frac{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}{\sqrt{\frac{s_1^2}{n_1} + \frac{s_2^2}{n_2}}}$$

distribué approximativement en tant que t ,

$$\left(\frac{\frac{[s_1^2/n_1 + s_2^2/n_2]^2}{[s_1^2/n_1]^2 + [s_2^2/n_2]^2}}{\frac{n_1-1}{n_1-1} + \frac{n_2-1}{n_2-1}} \right)$$

ANOVA pourrait également servir à effectuer ces comparaisons.

Exemple : aucun exemple n'est fourni pour cette statistique standard.

COEFFICIENTS DE RÉGRESSION

Utilisations : C2.

Programme : REGCO.

Calcul : Pour comparer deux coefficients de régression (dont le nombre de traitements $k = 2$) (taux de croissance des jeunes mâles en 1990 et 1992, par ex.),

étant donné que $s_b = \sqrt{\frac{s_{Y.X}^2}{\sum x^2}}$ et $s_{Y.X}^2 = \frac{\sum d_{Y.X}^2}{a-2}$ (ci-dessus), il est facile de calculer la moyenne pondérée de $s_{Y.X}^2$, $\bar{s}_{Y.X}^2$ des deux groupes donnés d'après la méthode de Sokal & Rohlf (encadré 14.8) :

$$\bar{s}_{Y.X}^2 = \frac{\sum_k \sum d_{Y.X}^2}{\sum a - 2k} \quad (\text{Sokal et Rohlf})$$

Déclaration et traitement des données du CEMP

$$= \frac{\sum_{i=1}^k (a_i - 2) s_{YX}^2}{\sum_{i=1}^k a_i - 4} \quad (\text{exprimé selon le programme REG})$$

Puis tenter de déterminer les différences entre les coefficients de régression b , par

$$F_s = \frac{(b_1 - b_2)^2}{\frac{\sum x_1^2 + \sum x_2^2}{(\sum x_1^2)(\sum x_2^2)} \bar{s}_{YX}^2}$$

en comparant F_s à $F_{\alpha[1, a_1 + a_2 - 4]}$

Exemple : site SES, colonie 501, espèce SEA, nationalité USA, comparer mâle, femelle.

	Mâles	Femelles
Coefficient de régression, b_{YX}	0.1124	0.0955
Erreur standard s_b	0.00929	0.00786
Déviation quadratique moyenne s_{YX}^2	5.2675	4.2361
Nombre d'échantillons a	10	10
$\sum x^2$ calculé	61034	68568

$$\begin{aligned} \bar{s}_{YX}^2 &= 4.7518 \\ F_{(1,16)} &= 1.9409 \\ P &= 0.1826 \end{aligned}$$

PUISSANCE - DISTRIBUTIONS DE GAUß

Utilisations : A1, A2, A5, A7, A8 (sur les données transformées), C1.

Programme : POWER.

Calculs : L'aptitude des données à déceler des changements dans l'indice, lorsque celui-ci est dérivé en tant que moyenne d'une population à distribution normale, est calculée par la méthode de Sokal et Rohlf (1981). La taille minimale n de l'échantillon nécessaire pour déceler un changement dans la moyenne δ à un seuil de signification α (probabilité d'une erreur de type I) et avec une puissance P (pour $P = 1 - \beta$ et lorsque β est la probabilité d'une erreur de type II) est donnée comme étant

$$n \geq 2 \left(\frac{\sigma}{\delta} \right)^2 \left\{ t_{\alpha[v]} + t_{2(1-P)[v]} \right\}^2$$

lorsque σ est l'écart-type réel, v est le degré de liberté = $a(n-1)$ lorsque a = nombre d'années pendant lesquelles la détection est souhaitée et les valeurs de t proviennent d'une distribution de t à deux queues. Étant donné que n apparaît dans les deux membres de cette équation, l'ajustement s'effectue de manière itérative.

Exemple : ce calcul qui a souvent été utilisé par le CEMP n'est plus élaboré ici (cf. Boveng et Bengtson, 1989; Whitehead, 1989; Croxall, 1989).

PUISSANCE - PROPORTIONS

Utilisations : A6.

Programme : POWERPERC.

Calcul : L'aptitude des données à déceler des changements dans l'indice, lorsqu'il est dérivé en tant que proportion, est calculée par la méthode de Sokal et Rohlf (1981). Le nombre d'observations de chacun des deux échantillons requis pour déceler une différence entre les proportions p_1 et p_2 est

$$n \geq \frac{A[1 + \sqrt{1 + 4(p_1 - p_2)/A}]^2}{4(p_1 - p_2)^2}$$

$$\text{pour } A = \left[t_{\alpha[\infty]} \sqrt{2\bar{p}(1-\bar{p})} + t_{\alpha\beta[\infty]} \sqrt{p_1(1-p_1) + p_2(1-p_2)} \right]^2$$

a et b correspondant aux définitions ci-dessus et $\bar{p} = (p_1 + p_2)/2$.

PROPORTIONS

Utilisations : Méthode A6 ($I_{(A6,2)}$, $I_{(A6,3)}$).

Programme : CHI.

Calcul : Le nombre de jeunes élevés jusqu'à la crèche représente le nombre de succès s , et le taux de succès normalisé est r . Le nombre d'échecs est alors calculé tel que

$f = \frac{s}{r}(1-r)$, et la formule standard χ^2 à une queue pour une table de contingence de 2×2 est utilisée :

$$\chi_{(1)}^2 = \frac{n(f_1s_2 - f_2s_1)^2}{(f_1 + f_2)(s_1 + s_2)(f_1 + s_1)(f_2 + s_2)}$$

pour $n = (f_1 + f_2 + s_1 + s_2)$. Dans la plupart des cas dans la méthode A6, f et s sont susceptibles d'être élevés et de ce fait, l'ajustement de continuité de Yates n'est pas appliqué (cf. également Sokal et Rohlf, p. 743).

Déclaration et traitement des données du CEMP

Exemple : site SES, colonies (9, 66), espèce PYN, nationalité USA

	$I_{(A6,2)}$ (S)	$I_{(A6,3)}$ (r)	Calculé f
1990	1792	0.642	1 000
1991	1008	0.627	600

$$\chi^2_{(1)} = 0.9879$$

RÉFÉRENCES

- Agnew, D.J. 1991. A proposal for CEMP predator parameter indices. Document WG-CEMP-91/8. CCAMLR, Hobart, Australie.
- Agnew, D.J. 1992. CEMP indices: their calculation and comparison by the Secretariat. In: *Communications scientifiques sélectionnées, 1992 (SC-CAMLR-SSP/9)*. CCAMLR, Hobart, Australie : 81-97.
- Boveng, P. et J.L. Bengtson. 1989. On the power to detect changes using the standard methods for monitoring parameters of predatory species. In: *Communications scientifiques sélectionnées, 1989 (SC-CAMLR-SSP/6)*. CCAMLR, Hobart, Australie : 377-397.
- Croxall, J.P. 1989. Reference tables for the CEMP sensitivity analysis. Document WG-CEMP-89/23. CCAMLR, Hobart, Australie.
- Press, W.H., B.P. Flannery, S.A. Teukolsky et W.T. Vetterling. 1989. *Numerical Recipes. The Art of Scientific Computing (FORTRAN Version)*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Sokal, R.R. et 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: *Communications scientifiques sélectionnées, 1989 (SC-CAMLR-SSP/6)*. CCAMLR, Hobart, Australie : 411-432.

Les listages des programmes suivants sont ceux nécessaires pour effectuer séparément chaque calcul d'indice. Afin de calculer les indices présentés dans WG-CEMP-92/8 ces programmes ont été incorporés en tant que sous-programmes dans d'autres programmes qui ont un accès direct aux résultats de la banque de données. Les listages des fonctions GAMMQ et BETAI ne sont pas fournis mais peuvent être obtenus dans Press et al. (1989) qui en a le copyright.

```

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

```

Déclaration et traitement des données du CEMP

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
C LOGICAL WEIGHT
C 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

Déclaration et traitement des données du CEMP

```
&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 julian 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
```

Déclaration et traitement des données du CEMP

```

      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 and DF
C
C also uses functions from "Numerical Recipes", 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

```

Déclaration et traitement des données du CEMP

```

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

```


Déclaration et traitement des données du CEMP

```

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 exceeded 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 functions 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'

```

Déclaration et traitement des données du CEMP

```

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

```

Déclaration et traitement des données du CEMP

```

    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',J3,4F10.4/,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)

```

Déclaration et traitement des données du CEMP

```
      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
```

CRITÈRES DE SÉLECTION DES INDICES POUR LES MÉTHODES A5, A6 ET A8

(extrait de Agnew, 1991¹)

Méthode A5 : Durée des sorties alimentaires

Indice :

Sur le formulaire A5 la durée des sorties alimentaires figure en tant que "moyenne des moyennes". L'examen des données présentées par les USA sur les sorties alimentaires des manchots à jugulaire et des gorfous macaroni, regroupant les deux sexes, indique que la durée des sorties alimentaires varie au fil du temps et entre les phases de garde et de crèche (Figures 1 et 2)².

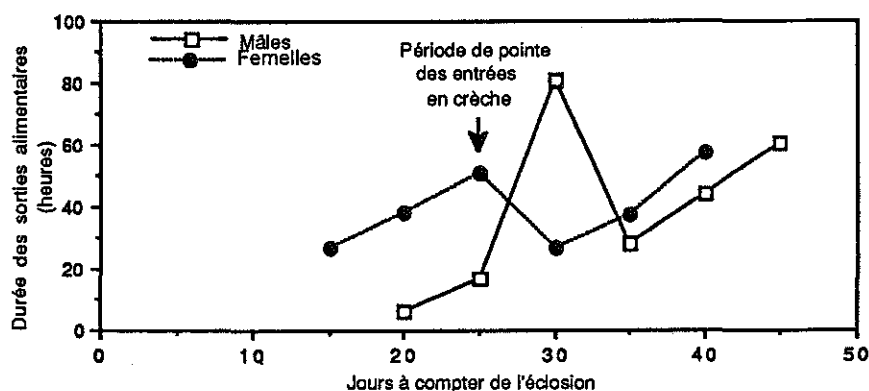


Figure 1 : Île Seal : durée moyenne des sorties alimentaires du manchot à jugulaire par rapport aux dates de toutes les périodes de cinq jours. Données des USA, 1990, sexes combinés. Erreurs standard illustrées.

¹ Agnew, D.J. 1991. A proposal for CEMP predator parameter indices. Document *WG-CEMP-91/8*. CCAMLR, Hobart, Australie.

² Note sur les données : Pour les manchots à jugulaire de l'île Seal, bien que la baisse de la durée des sorties alimentaires illustrée par la Figure 1 soit accompagnée d'une diminution du nombre moyen de jeunes par nid, une analyse des données sur des oiseaux individuels n'a pas décelé de différence significative entre la durée des sorties alimentaires des oiseaux ayant un ou deux jeunes. Cette analyse n'a été possible que grâce aux déclarations détaillées sur la durée des sorties alimentaires par individu et par période. Ce type de déclaration devrait être encouragé en attendant qu'un examen minutieux des conséquences engendrées par le nombre de jeunes soit effectué.

Déclaration et traitement des données du CEMP

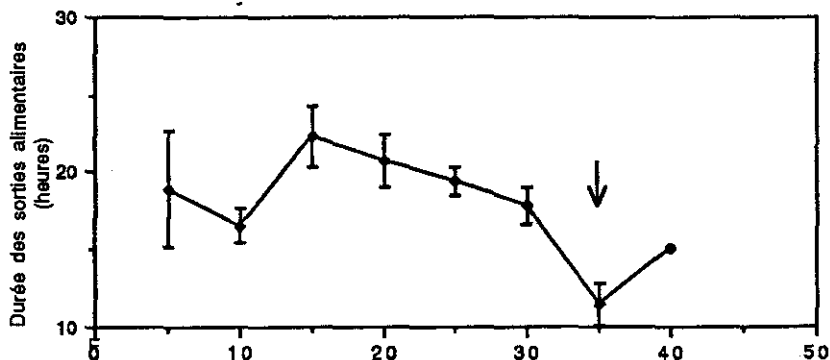


Figure 2: Île Seal : durée moyenne des sorties alimentaires du gorfou macaroni par rapport aux dates de toutes les périodes de cinq jours. Données des USA, 1990.

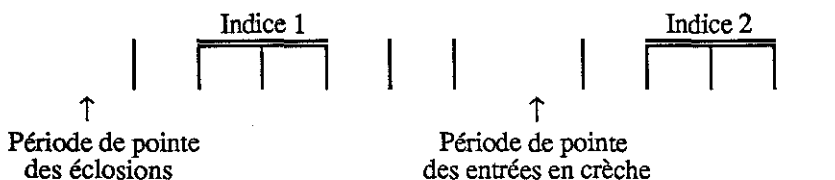
En conséquence, deux indices temporairement séparés en ce qui concerne les événements clés de la reproduction sont suggérés : les dates de pointe des éclosions et des entrées en crèche. Deux périodes sont inutilisées après ces périodes de pointe pour garantir que la plupart des oiseaux sont entrés dans la phase appropriée de reproduction :

Indice 1 : Début de la couvaison : Périodes 3, 4 et 5 si la période 1 = période de pointe des éclosions; et

Indice 2 : Début de l'entrée en crèche : Périodes 3, 4 et 5 si la période 1 = période de pointe des entrées en crèche;

la période à laquelle il est fait référence étant la période de cinq jours des méthodes de contrôle du CEMP.

Le diagramme suivant justifie cette allocation des indices : les barres indiquent les premier et dernier jours des périodes de cinq jours.



Ces deux indices sont calculés séparément pour les mâles et les femelles.

Méthode A6 : Réussite de la reproduction

Indice :

Deux indices sont utilisés : le nombre total de jeunes d'un certain nombre de colonies élevés jusqu'à l'entrée en crèche, et le taux de réussite normalisé. Le taux de réussite correspond au nombre de jeunes élevés par nid, normalisé en fonction du nombre

potentiel de jeunes. Pour les espèces qui pondent deux œufs par nid (manchots à jugulaire), le nombre potentiel de jeunes est donc égal au double du nombre de nids.

Les tests d'indépendance sur tableaux multivoies offrant la solution la plus pratique pour comparer ces taux, la normalisation de cet indice est nécessaire; les méthodes statistiques C^2 et G représentent les tests types. Toutes ces méthodes nécessitent des calculs qui produisent un taux de réussite/échec entre 0 et 1. Le taux doit donc être exprimé en (nombre de jeunes élevés)/(nombre total potentiel de jeunes).

Méthode A8 : Régime alimentaire des jeunes

Indice :

Le poids total du contenu stomacal et la proportion de crustacés dans l'estomac servent tous les deux d'indices. A mesure de l'augmentation du nombre de données, la proportion d'*Euphausia superba* ou d'autres aliments pourra être utilisée.

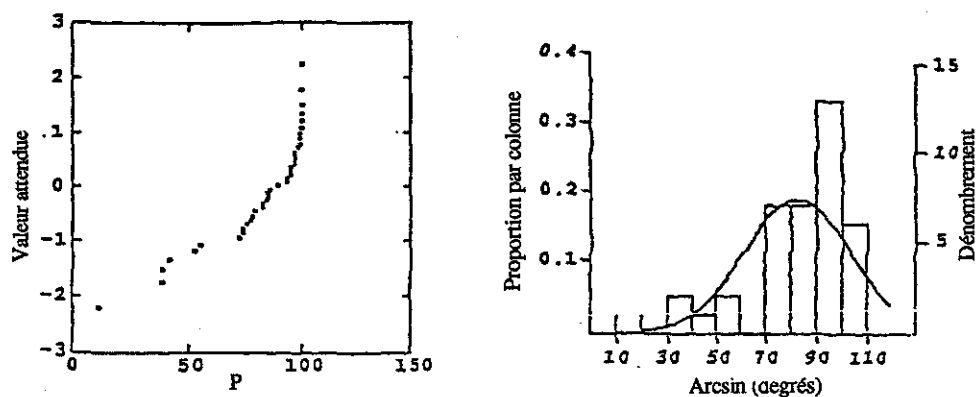
En général, les données proportionnelles ne suivent pas une distribution normale. Afin de les comparer, les proportions peuvent être normalisées par une transformation arcsinus.

$$x_r = \arcsin \sqrt{x}$$

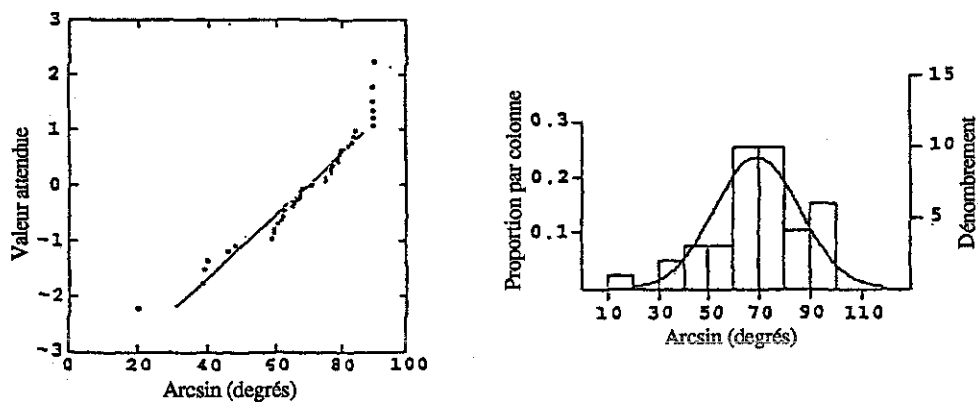
x_r étant exprimé en degrés. L'efficacité de cette méthode a été mise à l'épreuve en utilisant les données britanniques de 1990 sur les gorfous macaroni. La Figure 3 (présentée sur la page ci-après) illustre les diagrammes de probabilité et la distribution des données avant et après leur transformation.

Les indices suggérés correspondent donc au poids moyen du contenu stomacal et à la proportion moyenne transformée de crustacés dans l'estomac.

Déclaration et traitement des données du CEMP



(a) avant transformation p = pourcentage en poids.



(b) après transformation $p^1 = \arcsin \sqrt{p}$

Figure 3 : Diagrammes de probabilité et diagrammes à colonnes avec indication des distributions normales pour le pourcentage de contribution des crustacés dans le contenu stomacal (en poids) des gorfous macaroni à l'île Bird en 1990.

QUATRIÈME PARTIE

PROTOCOLES ET TECHNIQUES D'OBSERVATION

PREMIÈRE SECTION

DÉTERMINATION DU SEXE DES MANCHOTS

DÉTERMINATION DU SEXE DES MANCHOTS

La détermination du sexe rend plus précises les mesures de plusieurs paramètres du CEMP, notamment le poids à l'arrivée à la colonie de reproduction et la survie annuelle et le recrutement selon l'âge.

Le sexe des manchots est déterminé soit en prenant des mensurations morphométriques (Scolaro et al., 1983; Scolaro, 1987) soit, durant la saison de reproduction, en observant l'accouplement et par examen du cloaque (Sladen, 1978; Samour et al., 1983). D'autre part, pour une espèce au moins, il peut être déterminé du fait que les routines d'incubation sont spécifiques au sexe de l'individu (Kerry et al., 1993).

La méthode la plus simple à notre disposition consiste à prendre des mensurations morphométriques, ce qui peut être effectué sur des adultes de tous les espèces à tout moment. Les mensurations requises et les fonctions discriminantes qui, fondées sur ces mensurations, ont servi à déterminer le sexe, sont détaillées ci-dessous. D'après Agnew (1992), il est préférable, dans tous les cas où la fonction discriminante classifie correctement plus de 80% des oiseaux, de déterminer le sexe par cette méthode que de ne pas le déterminer du tout.

MANCHOT À JUGULAIRE (*Pygoscelis antarctica*)

Amat et al. (1993) ont utilisé l'analyse discriminante sur des manchots à jugulaire de l'île de la Déception, dans les îles Shetland du Sud. Ils ont validé leurs données en déterminant le sexe d'oiseaux observés au cours de l'accouplement. Ils ont mesuré la longueur du bec (BL), sa hauteur (BD), la longueur de l'aileron (FL) et le poids du corps. Les quatre variables ont toutes présenté des différences considérables d'un sexe à l'autre. Si l'on considère l'analyse discriminante en général, le poids du corps n'a toutefois pas contribué de manière positive à la distance à plusieurs variables. La meilleure fonction discriminante est :

$$Z = 0.213 \text{ BL} + 4.360 \text{ BD} + 0.137 \text{ FL}.$$

La hauteur du bec, en étant égale à 85,4% de la distance à plusieurs variables (6,4% pour BL et 8,3% pour FL), est la variable discriminante la plus importante. La valeur moyenne pondérée est de 125,61 (intervalle 120,68 - 130,16) pour le groupe des mâles et de 116,09 (intervalle 108,93 - 121,70) pour le groupe des femelles. Les individus atteignant une valeur supérieure à 120,85 étaient considérés comme des mâles. Cette analyse a classifié correctement 94,6% des 55 individus. La même classification a également été obtenue en n'utilisant que BL et BD :

$$Z = 0.409 \text{ BL} + 4.113 \text{ BD}.$$

Les individus atteignant une valeur supérieure à 99,77 étaient classifiés comme des mâles.

Les auteurs ont également validé leur fonction discriminante en suivant des procédures statistiques carpées par lesquelles ils sont également arrivés à un taux de classement de 94,6%.

GORFOU MACARONI (*Eudyptes chrysolophus*)

La détermination du sexe des gorfous *Eudyptes* d'après les dimensions du bec est simple (Downes et al., 1959; Warham, 1972, 1975; Williams et Croxall (sous presse)). Les

Protocoles et techniques d'observation

mensurations recommandées (exposées à la figure 1) sont :

la longueur du bec : de l'extrémité du bec au bord proximal de la première arête saillante sur la mandibule supérieure;

la hauteur du bec : au niveau de la symphyse mandibulaire.

Par l'utilisation de ces deux mensurations on arrive à distinguer à 100% le sexe des gorfous macaroni. En Géorgie du Sud, où les mensurations ont été validées sur des oiseaux dont le sexe a été déterminé en observant l'accouplement et le cycle de présence pendant l'incubation (Williams et Croxall (sous presse)), la BD, à elle seule, a permis de faire la distinction entre les deux sexes dans 100% des cas.

MANCHOT PAPOU (*Pygoscelis papua*)

Williams (1990, Tableau 1) a utilisé l'analyse discriminante pour déterminer le sexe de manchots papous en Géorgie du Sud. Il s'est servi des mensurations du bec et a validé ses données avec des oiseaux dont le sexe a été déterminé en observant l'accouplement. Les mensurations recommandées (exposées à la figure 2) sont :

la longueur du bec : de l'extrémité du bec au début du plumage sur la mandibule supérieure.

la hauteur du bec : au niveau de la symphyse mandibulaire.

La fonction discriminante pour les oiseaux provenant de l'île Bird en Géorgie du Sud est $D = 0,922$ de la longueur plus $3,885$ de la hauteur. La valeur discriminante moyenne était de $112,608$, d'où $D > 112,608$ = mâle et $D < 112,608$ = femelle. Sur les 112 oiseaux de sexe connu, celui de 107 (95,5%) a été déterminé correctement.

MANCHOT ADÉLIE (*Pygoscelis adeliae*)

Scolaro et al. (1990) ont utilisé l'analyse discriminante sur les manchots Adélie de l'île du Roi George, et ont validé leurs données en observant quel oiseau prenait le premier tour d'incubation. Ils ont pris huit mensurations, dont les plus importantes pour la détermination du sexe étaient :

la hauteur du bec : au niveau des narines, du point situé sur la mandibule inférieure à juste derrière la symphyse mandibulaire;

la largeur de l'aileron : largeur maximale près de l'articulation cubito-carpienne;

la longueur du doigt médian : ongle compris.

Pour une combinaison des trois variables, la fonction discriminante était $D = 0,348$ de la largeur de la nageoire + $1,46$ de la hauteur du bec + $0,311$ de la longueur du doigt médian. La valeur discriminante moyenne était de $70,52$ (mâles $> 70,52$; femelles $< 70,52$). Le sexe de 87% des oiseaux a ainsi été correctement classifié. Pour les deux meilleures variables, $D = 0,428$ de la largeur de la nageoire + $1,40$ de la hauteur du bec. La valeur discriminante moyenne de $49,04$ a classifié correctement 80% des oiseaux.

Dans une étude complémentaire, Kerry et al. (1991) ont pu déterminer correctement le sexe de 89% des manchots Adélie à l'île Béchervaise, à la station Mawson, en utilisant la fonction discriminante $D = 0,582 (\text{longueur du bec}) + 1,12 (\text{hauteur du bec}) + 0,219 (\text{largeur de l'aileron})$ avec une valeur discriminante moyenne de 55,39.

**DÉTERMINER LE SEXE DES MANCHOTS ADÉLIE DES RELAIS
DANS LES ACTIVITÉS ROUTINIÈRES D'INCUBATION**

Kerry et al. (1993) ont montré que l'on pouvait déterminer le sexe des manchots Adélie par l'observation des oiseaux au cours de l'incubation. Ils ont découvert à l'île Béchervaise, sur une période de trois ans, que c'était 15 à 21 jours après la ponte du premier œuf dans la colonie que les mâles étaient le plus souvent seuls au nid, alors que les femelles ne s'y trouvaient le plus souvent seules que 33 à 36 jours après. Il leur a été possible d'identifier les mâles au cours des trois saisons avec 91,8 à 98,6% de certitude. Ce taux est meilleur que celui obtenu par l'analyse discriminante des paramètres morphométriques.

Cette méthode, une fois ajustée à une région donnée, peut être appliquée à tous les oiseaux d'une colonie sans demander de grands efforts. Les mâles sont marqués de teinture à la date déterminée (15 à 21 jours après l'apparition du premier œuf sur l'île Béchervaise, par ex.) et les femelles le sont d'une couleur différente, lorsqu'elles reviennent, à leur tour, prendre leur tour d'incubation. Les oiseaux sont ensuite bagués ou marqués lorsqu'ils quittent la colonie. Si l'on bague les mâles à l'aileron gauche et les femelles à l'aileron droit, il sera possible, lorsque les couples seront observés au cours des saisons suivantes, d'identifier si le sexe a bien été déterminé.

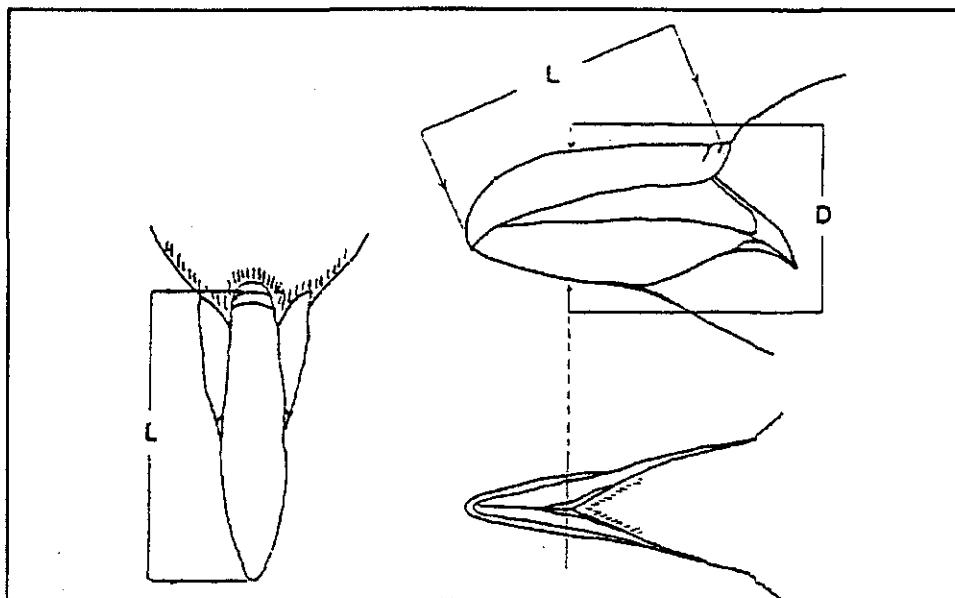


Figure 1 : Manchot macaroni, *Eudyptes chrysolophus*, longueur du bec (L) et hauteur (D).

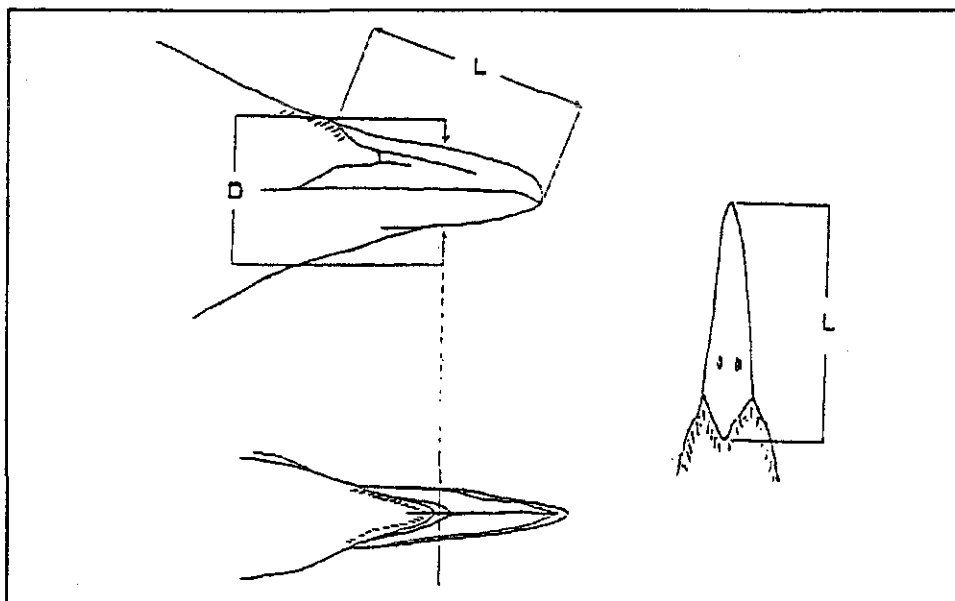


Figure 2 : Manchot papou, *Pygoscelis papua*, longueur du bec (L) et hauteur (D).

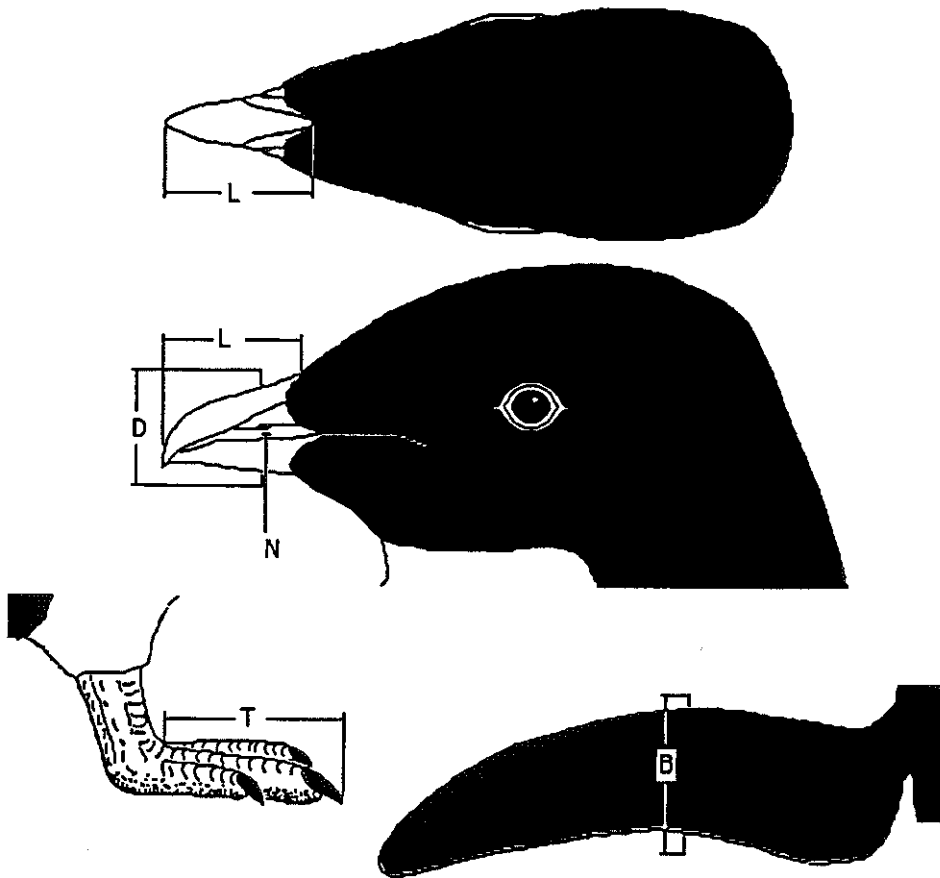


Figure 3 : Manchot Adélie, *Pygoscelis adeliae*, hauteur du bec (D), longueur du bec (L), position des narines (N), largeur de l'aile (B) et longueur du doigt médian (T).

RÉFÉRENCES:

- Agnew, D.J. 1992. Can we use discriminant function analysis to sex penguins prior to calculating an index of a morphometric characteristic? In: *Communications scientifiques sélectionnées, 1992 (SC-CAMLR-SSP/9)*. CCAMLR, Hobart, Australia: 259-272.
- Amat, J.A., J. Vinuela et 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 et P.S. Young. 1959. The birds of Heard Island. *Anarep. Ser. B*, 1.
- Kerry, K.R., R. Weatherly et 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 et 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 et 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 et 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 et I.M. Ximenez. 1983. The magellanic penguin (*Spheniscus magellanicus*): sexing adults by discriminant analysis of morphometric character. *Auk*, 100: 221-224.
- Scolaro, J.A., Z.B. Stanganelli, H. Gallelli et D.F. Vergani. 1990. Sexing of adult Adélie penguin by discriminant analysis of morphometric measurements. In: *Communications scientifiques sélectionnées, 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., et 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.

DEUXIÈME SECTION

RECOMMANDATIONS RELATIVES À UNE TECHNIQUE
DE LAVAGE D'ESTOMAC DES MANCHOTS

RECOMMANDATIONS RELATIVES À UNE TECHNIQUE DE LAVAGE D'ESTOMAC DES MANCHOTS

*Cette technique s'applique à la 3^{ème} partie de la procédure A
de la méthode standard A8 du CEMP*

À l'aide d'une pompe stomacale ou d'un entonnoir et d'un tube, verser de l'eau dans l'estomac pour le vider. Quelle que soit la méthode choisie, le tube doit être en latex souple et non en plastique rigide et avoir été testé à basse température pour garantir qu'il reste flexible malgré le froid. Le diamètre externe du tube ne doit pas dépasser 15 mm et les extrémités doivent en être limées si elles sont tranchantes.

Le contenu stomacal est recueilli en pompant ou en versant un maximum de 1 000 ml d'eau tiède (eau douce de préférence bien qu'il soit possible d'utiliser de l'eau de mer) dans l'estomac de l'oiseau qui est maintenu debout ou couché sur le ventre. À cet effet, ouvrir le bec de l'oiseau et insérer doucement le tube dans la gorge jusqu'à ce qu'il atteigne la base du sternum (marquer auparavant la longueur voulue sur le tube). En cas de résistance, le retirer et réessayer. Ne jamais forcer. Si le tube ne peut être inséré facilement, il est préférable d'abandonner l'oiseau et de choisir un nouvel individu.

Pomper ou verser l'eau doucement. Arrêter après avoir pompé 1 000 ml d'eau ou si l'eau se met à goutter du bec de l'oiseau. Cesser plus tôt si l'abdomen est très distendu chez les oiseaux dont l'estomac était déjà plein. Enlever le tube et retourner l'oiseau au-dessus d'un seau. Appuyer fermement sur l'abdomen en maintenant le bec ouvert et en massant le fond de la gorge avec un doigt. En secouant l'oiseau à la verticale, on peut arriver à débloquer des morceaux d'aliments. Quand l'oiseau cesse de régurgiter, le replacer dans la première position et répéter la procédure autant de fois qu'il le faut pour vider entièrement l'estomac (à savoir, jusqu'à ce que l'eau régurgitée soit claire et qu'au toucher, l'estomac semble vide).

Lorsque les oiseaux ont l'estomac très rempli, il est parfois difficile d'extraire la nourriture qui, comprimée en boulettes, a du mal à passer de l'estomac dans l'œsophage. En pressant trop sur l'abdomen, on risque de déchirer l'estomac distendu. Plutôt que de persister à forcer l'oiseau à vomir, il est préférable de le placer dans un enclos pour une trentaine de minutes au maximum, afin de permettre à l'eau ingérée de diluer le contenu de l'estomac et de ramollir les boulettes compactes. Les oiseaux dont l'estomac est plein d'eau vomissent souvent d'eux-mêmes; le lavage d'estomac peut alors reprendre. Si le problème persiste, il est préférable d'abandonner le processus et de choisir un autre manchot plutôt que de courir le risque de blesser l'oiseau.

Égoutter les échantillons d'aliments régurgités dans une passoire, puis les conserver dans de l'éthanol absolu ou les congeler avant le tri. Avant de relâcher les oiseaux échantillonnés, les marquer avec de la teinture pour permettre de vérifier par la suite qu'ils occupent des nids et sont bien des reproducteurs et qu'ils n'ont pas souffert de la procédure de lavage d'estomac.

TROISIÈME SECTION

CONTRÔLE DES POPULATIONS
DANS LES VASTES COLONIES DE PÉTRELS ANTARCTIQUES

CONTRÔLE DES POPULATIONS DANS LES VASTES COLONIES DE PÉTRELS ANTARCTIQUES

Cette méthode est fondée sur une version modifiée du système "étoile" décrit par Anker-Nilssen et Røstad (1993) et documenté dans Lorentsen et al. (1993) pour le contrôle des pétrels antarctiques à Svarthamaren, en Terre de la reine Maude. Elle a pour principaux avantages de permettre d'une part, à tous les secteurs de la colonie d'être représentés de manière égale et d'autre part, de calculer la variance de l'estimation.

1. Établir un quadrillage dont les lots d'échantillonnage sont régulièrement espacés et couvrent la totalité du secteur de la colonie. Compter le nombre de nids dans une zone donnée, lot d'étude (de 10 ou 20 m² par ex.) au centre de chaque case. Ce quadrillage est assez facile à mettre en place dans une colonie "plate", mais dans le cas d'une colonie dont la topographie est plus prononcée, il est recommandé de suivre la méthode décrite par Anker-Nilssen et Røstad (1993) (voir annexe 1).
2. Le nombre de lots d'étude doit être compris entre 100 au minimum, et 200 de préférence. La distance entre les lots d'étude (horizontalement et verticalement) est calculée selon la surface totale de la colonie et le nombre de lots requis. (À Svarthamaren l'intervalle choisi était de 40 m pour une colonie d'environ 331 000 m², ce qui a donné 207 lots d'étude.) Il est important d'étendre le quadrillage au delà de la bordure actuelle de la colonie pour que puisse être prise en compte un accroissement ultérieur de la population.
3. Placer au centre de chaque lot un pieu en aluminium au dessus duquel est engravé le numéro du lot; ce numéro peut également être peint en rouge si cet endroit se trouve sur une couche rocheuse. Photographier chaque lot pour permettre de remplacer les pieux qui viendraient à disparaître ou repeindre les numéros sur la roche s'ils venaient à s'effacer.
4. Compter tous les nids se trouvant dans un cercle de 10 (ou 20) m². À cet effet, attacher une corde de 1,78 m de long (ou de 2,52 m pour un lot d'étude de 20 m²) au poteau en aluminium et, une fois la corde tendue, tracer un cercle. Compter tous les nids dont au moins la moitié de la surface se trouve dans le cercle étudié.
5. Calculer le nombre total de nids (P) par :

$$P = \frac{x^2 \sum t_i}{a} \quad (i = 1, N)$$

et l'erreur standard $SE(P)$ de l'estimation :

$$SE(P) = \frac{x^2}{a} \sqrt{\frac{N \sum t_i^2 - (\sum t_i)^2}{N-1}} \quad (i = 1, N)$$

où x = intervalle des lots, t_i = nombre de nids dans un lot d'étude, i et N = nombre de lots d'étude habités (avec un nid).

6. Par cette méthode, il est possible de calculer les différences liées à la densité dans les tendances des populations (le recrutement par ex.) et les différences de densité dans les diverses strates d'habitat de la colonie. Si la colonie est divisée en différentes strates d'habitat, l'erreur standard de P dans chaque strate ($SE(P_j)$) est calculée de la

Protocoles et techniques d'observation

même manière, et l'on arrive à une nouvelle estimation de $SE(P)$ pour la totalité de la colonie :

$$SE(P) = \sqrt{\sum (SE(P_j))^2} \quad (j = 1, S)$$

RÉFÉRENCES

- Anker-Nilssen, T., et 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 et G. Bangjord. 1993. Documentation of the demography and population monitoring systems for Antarctic petrels at Svarthamaren, Dronning Maud Land. *NINA Oppdragsmelding*, 240: 1–75.

LE SYSTÈME ÉTOILE

(extrait de : Anker-Nilssen et Røstad, 1993)

En 1983, une nouvelle méthode d'échantillonnage, que l'on appelle ici *le système étoile*, a été développée et mise en place sur Hernyken. Elle a pour principe de diviser systématiquement toute la colonie en petits lots d'échantillonnage de manière à ce que la surface totale de l'île, compte tenu de sa topographie, soit couverte. Les lots d'échantillonnage étant régulièrement espacés, ils représentent des aires de même taille. Dans un paysage plat la surface totale se divise facilement en rectangles égaux. Dans des régions dont la topographie est plus prononcée, comme sur Hernyken, la méthode d'espacement est assez différente. Nous avons utilisé un modèle en étoile pour espacer les petits lots circulaires d'échantillonnage (figure 2).

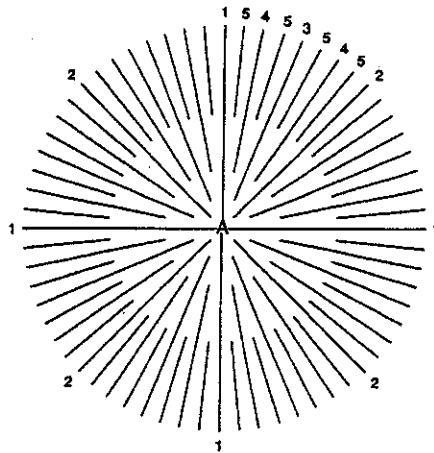


Figure 2: Modèle d'espacement en étoile utilisé pour localiser les centres d'échantillonnage. 1 dénote les quatre lignes rayonnant dans les principales directions (lignes de 1^{er} ordre), 2 dénote les lignes du premier ensemble de lignes intermédiaires qui divisent le cercle en huit secteurs égaux (lignes de 2^e ordre), etc.

En premier lieu, choisir un point près du centre de la colonie comme centre du modèle en étoile (A, figure 2). Les points centraux de tous les autres lots d'échantillonnage sont situés sur les lignes partant du premier point. La distance entre deux points adjacents sur une ligne est dénotée x . Sur les lignes partant de A dans les quatre directions principales (appelées lignes de 1^{er} ordre) les points sont distribués, le premier sur chaque ligne étant situé à x m de A. Sur le terrain, une corde de x m de long est tendue sur le sol dans la direction de la ligne pour localiser les points.

Lorsque tous les points de la quatrième ligne de 1^{er} ordre sont déterminés, les quatre lignes de 2^e ordre sont placées, puis les huit lignes de 3^e ordre, et ainsi de suite. Toutefois, la distance de A au premier point sur une ligne intermédiaire (à savoir une ligne de 2^e, 3^e, 4^e ordre ou plus) n'est pas constante, mais augmente en fonction de l'ordre de la ligne (L) et varie en fonction du degré de topographie. Le premier point sur une ligne de 2^e ordre est déterminé à l'aide d'une corde de $3x/2$ de long que l'on tend sur le sol à partir de A. Pour les lignes d'ordres supérieurs ($L \geq 3$), la procédure est un peu plus

compliquée. Le premier point est alors situé au moyen d'une corde dont la longueur est calculée par l'équation :

$$\frac{x}{\cos\left(\frac{180^\circ}{2^L}\right)} + \frac{x}{2}$$

La corde est tendue sur le sol, perpendiculaire à la ligne d'ordre L , ses extrémités touchant les lignes voisines. Lorsque la corde coupe la nouvelle ligne, le premier point sur la ligne est situé à $x/2$ m du point A. Pour des valeurs croissantes de L l'expression ci-dessus approche $3x/2$, et pour $L \geq 4$, nous avons utilisé cette approximation.

En choisissant simplement des valeurs spécifiques pour la distance x et la zone d'échantillonnage a entourant chaque lot, la méthode peut facilement être ajustée pour toutes les colonies. Cette manière d'espacer régulièrement les lots sur une zone au relief accidenté peut s'avérer utile pour échantillonner d'autres paramètres biologiques ou physiques.

Compte tenu de la taille de la colonie de macareux sur Hernyken, la capacité de travail disponible, et la précision voulue, nous avons choisi pour notre étude $x = 20$ m et $a = 10$ m². Ainsi, 2,5% du secteur de la colonie se trouvent dans les lots d'échantillonnage. La surface totale de Hernyken est traitée en zone d'étude sur laquelle, pendant trois semaines, deux personnes ont placé un total de 415 lots d'échantillonnage (figure 3).

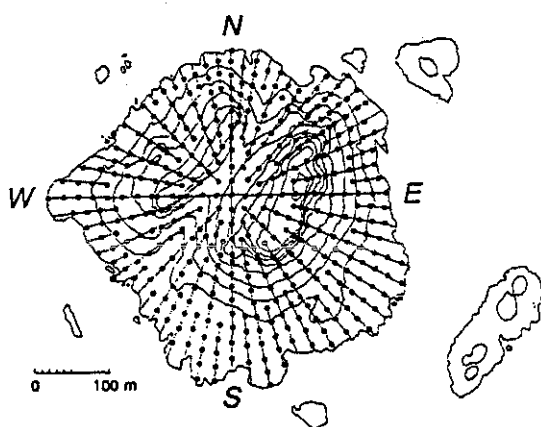


Figure 3: Carte de Hernyken montrant les lignes du système étoile et la répartition des lots d'échantillonnage. L'interval sur le contour est de 10 m.

Sur le terrain les directions et les angles ont été mesurés au moyen d'un théodolite. Le centre de chaque lot est numéroté et marqué soit par un pieu numéroté en métal enfoncé dans le sol, soit à la peinture si c'est une surface rocheuse en marquant un point puis le numéro. En vue de remplacer les pieux qui auraient été enlevés par l'érosion, les moutons ou des personnes, une photo de chaque lot a été prise. Un lot d'échantillonnage est délimité par une corde fine dont la longueur est calculée par l'équation :

$$r = \sqrt{\frac{a}{\pi}} = \sqrt{\frac{10 \text{ m}^2}{\pi}} = 1.784 \text{ m}$$

Chaque lot d'échantillonnage représente une surface de x^2 m², considéré comme faisant partie de la colonie s'il s'y trouve au moins un terrier occupé. De cette manière, la surface totale de la colonie, de là la densité des terriers, est dépendante (mais légèrement seulement) de la taille des lots d'échantillonnage.

QUATRIÈME SECTION

UTILISATION DES TDR POUR LA COLLECTE DES DONNÉES SUR LE
COMPORTEMENT EN MER DES MANCHOTS ET DES OTARIES DE KERGUELEN

UTILISATION DES TDR POUR LA COLLECTE DES DONNÉES SUR LE COMPORTEMENT EN MER DES MANCHOTS ET DES OTARIES DE KERGUELEN

ESPÈCES

Manchots : Adélie, à jugulaire (*Pygoscelis adeliae*, *Pygoscelis antarctica*); gorfou macaroni (*Eudyptes chrysolophus*); et otaries de Kerguelen (*Arctocephalus gazella*): femelles en lactation.

PARAMÈTRE

Déterminer les caractéristiques du comportement en mer en fonction de la fréquence, de la profondeur et du regroupement des plongées.

INFORMATIONS GÉNÉRALES ET PRINCIPE

1. Les enregistreurs du comportement en mer, ou enregistreurs temps-profondeur (TDR), sont des appareils micro-électroniques d'acquisition et de mémorisation des données qui fournissent, pour les plus simples d'entre eux, des mesures de la profondeur sur une base temporelle connue ou dérivée. Les plus sophistiqués mesurent également la vitesse du nageur, la température, la direction et la luminosité (de là sont calculées des positions très approximatives fondées sur le midi local apparent). Ces méthodes standard provisoires ne s'intéressent exclusivement qu'aux mesures du rapport entre les deux variables, la profondeur et le temps.
2. Un TDR comprend en général un appareil de contrôle micro-électronique central qui peut être programmé pour mesurer la pression d'un transducteur pré-calibré et fournir une mesure de la profondeur. Chaque mesure de la profondeur, qui peut être effectuée à des intervalles de 1 à <255 secondes, est enregistrée en mémoire volatile état solide. Lorsque les TDR sont récupérés, les informations qui y sont mémorisées peuvent être saisies sur ordinateur. La base temporelle est alors reconstituée d'après les heures de démarrage et l'intervalle auquel les mesures de la profondeur ont été obtenues.
3. Il est alors possible de dériver divers paramètres du flot de données, entre autres :
 - i) la profondeur de la plongée;
 - ii) la durée de la plongée;
 - iii) intervalle de temps en surface avant et après la plongée; et
 - iv) moment de la journée auquel a eu lieu la plongée.
4. En principe les analyses partent de l'hypothèse que les enregistrements supérieurs à 2 m de profondeur sont des plongées. Ce choix repose sur le fait que la résolution des transducteurs de profondeur des TDR se situe en général entre 1 et ~250 m de profondeur (ce qui correspond à l'intervalle de profondeur utilisé actuellement lors du contrôle des espèces de la CCAMLR). Vu cette résolution et les effets possibles des changements de pression dynamique pendant la nage, on se sert d'une profondeur minimale de plongée correspondant au double de la résolution maximale.
5. Un autre facteur important à considérer est le fait que les informations qui sortent des transducteurs de pression peuvent dériver, même sous pression constante. La

Protocoles et techniques d'observation

détection des plongées risquant ainsi d'être inexacte, c'est en inspectant la trace de plongée que l'on fixe manuellement le point de profondeur zéro.

6. L'intervalle d'échantillonnage (Boyd, 1993) utilisé pour mesurer la profondeur risque aussi de rendre inexacte la détection des plongées. Si le comportement d'un animal est tel que les périodes qu'il passe à la surface entre deux plongées sont plus courtes que les intervalles des enregistrements de la profondeur, les plongées s'enchaîneront du fait que certaines périodes à la surface seront omises. De là résulte un déclin du nombre total de plongées enregistrées et une augmentation de la durée du temps de plongée. En conséquence, étant donné que l'intervalle auquel les TDR sont programmés pour mesurer la profondeur peut affecter le nombre de plongées détectées, on utilise en principe un intervalle correspondant à moins de la moitié du temps le plus court passé en plongée par un animal.
7. L'intervalle d'échantillonnage choisi est critique tant pour la précision des données obtenues sur la plongée que pour la durée de l'enregistrement de la plongée. Tous les TDR ayant une mémoire limitée, les protocoles de collecte des données sont forcément un compromis entre la précision de l'enregistrement sur la plongée et la durée de cet enregistrement. Les protocoles standard de déploiement des TDR suggèrent d'utiliser en priorité un intervalle de mesure court plutôt qu'un long déploiement.

PROCÉDURE GÉNÉRALE

1. Spécifications des TDR :

Les TDR doivent essentiellement être dotés des caractéristiques suivantes :

- i) un minimum de 128 kilo-octets de mémoire volatile;
- ii) une pile d'une durée de vie de plus d'un mois;
- iii) être résistants à une pression équivalente à 300 m de profondeur (pour les espèces contrôlées par la CCAMLR uniquement);
- iv) un transducteur de pression d'une résolution minimale de 1m pour un intervalle de 0 à 250 m; et
- v) des intervalles d'échantillonnage programmables à l'avance.

Les caractéristiques désirables sont :

- i) une commande pour eau de mer pour détecter la présence de l'animal hors de l'eau ; et
- ii) un logiciel interne conçu pour économiser la mémoire lorsque l'animal est hors de l'eau.

2. Installation des TDR :

- i) dans la mesure du possible, programmer le TDR pour n'enregistrer que les périodes pendant lesquelles l'animal est en mer (l'enregistreur est donc "mouillé"), les périodes hors de l'eau peuvent ainsi être calculées;
- ii) l'intervalle d'échantillonnage de la profondeur ne doit pas excéder 5 secondes;

- iii) il est possible avec certains types de TDR de programmer différents protocoles de mesure et différents facteurs d'utilisation. Si c'est le cas, ne pas fixer de facteurs d'utilisation et n'utiliser qu'un seul protocole pour toute la durée du déploiement; et
- iv) fixer le démarrage sur l'heure locale.

3. Durée du déploiement :

Dans la mesure du possible, obtenir des enregistrements de toutes les plongées d'une sortie alimentaire. En règle générale, les TDR qui n'enregistrent pas de base temporelle en même temps que la profondeur et qui ont une mémoire de 128 kilo-octets ont un déploiement d'une durée de sept ou huit jours pour un intervalle d'échantillonnage de cinq secondes. Cette période passe à 14 ou 15 jours avec des appareils dotés d'une mémoire de 256 kilo-octets. Chez certaines espèces, durant la période d'élevage des jeunes chez les manchots par exemple, il devrait être possible, lors d'un seul déploiement, d'obtenir l'enregistrement de plusieurs sorties alimentaires consécutives. Chez les otaries, un déploiement de sept à huit jours devrait suffire en principe à enregistrer la totalité d'une sortie alimentaire.

4. Nombre de sorties alimentaires par individu :

Otarie de Kerguelen : mesurer deux sorties alimentaires au minimum d'au moins 10 individus.

Manchots Adélie et à jugulaire, et gorfous macaroni : obtenir un enregistrement complet de deux ou trois sorties alimentaires au minimum de 10 individus durant les phases de garde et/ou d'élevage de la période d'élevage des jeunes.

DONNÉES OBLIGATOIRES

1. Date et heures du début et de la fin de chaque sortie alimentaire.
2. Nombre de plongées par sortie alimentaire.
3. Moyenne $\pm$ écart-type et profondeur et durée médianes des plongées.
4. Moyenne $\pm$ écart-type et durée médiane de l'intervalle entre les plongées (temps passé en surface). N'inclure ici que les intervalles de moins de cinq minutes. Inclure également la taille de l'échantillon.
5. Moyenne $\pm$ écart-type et rapport médian entre l'intervalle de temps passé en surface et la durée de la plongée précédente. N'inclure ici que les intervalles de temps passé en surface de moins de cinq minutes. Inclure également la taille de l'échantillon.
6. Proportion du temps passé en plongée durant la sortie alimentaire. Inclure ici deux valeurs; la proportion du temps d'immersion et celle d'une période de plongée (à savoir, toute séquence pendant laquelle la plongée n'est pas interrompue pendant plus de cinq minutes en surface).
7. Proportion des plongées se produisant la nuit, entre 2000 et 0400 heure locale.

Protocoles et techniques d'observation

FIXATION DES INSTRUMENTS

Informations générales

Pour mesurer le comportement en mer des mammifères marins et des manchots, il est indispensable de fixer les instruments TDR sur des parties externes, la fourrure, le poil ou les plumes. Dès les premières utilisations de ces instruments, on s'est inquiété des effets inconnus et non quantifiés qu'ils pourraient avoir sur le comportement des animaux, selon les dimensions des instruments, la manière dont ils ont été fixés, l'endroit où ils ont été fixés et leur couleur. En outre, pour garantir le bien-être de l'animal, il est important de réduire ces effets pour que l'information obtenue puisse représenter le comportement normal de l'espèce concernée. Il semble que la taille et la position de l'instrument influencent la profondeur de la plongée, la nage, la vitesse, la réussite de la reproduction et la durée du cycle d'approvisionnement (Wilson et al., 1986; Wilson et Culik, 1992; Walker et Boveng, 1994). Pour accroître le nombre de déploiements requis des instruments, assurer la durée du déploiement sur les individus et garantir la comparabilité des ensembles de données collectées en différents lieux et à différents moments, il convient d'adopter la meilleure méthode de fixation et, dans la mesure du possible, de standardiser les méthodes de fixation.

Forme et taille des instruments

Ces dix dernières années, les progrès en miniaturisation ont permis de réduire considérablement la taille et le poids d'appareils à usage externe tels que les TDR. Le TDR le plus utilisé que l'on trouve actuellement sur le marché (Wildlife Computers, Mk V) pèse 45 g et mesure 6,5 x 3,5 x 1,0 cm. La masse de l'instrument est relativement peu importante pour les oiseaux et les mammifères marins par rapport à sa forme et ses dimensions externes. Les instruments devraient toutefois avoir une flottabilité neutre, qui est obtenue en les conservant dans une résine époxyde qui permet de flotter.

Le poids maximal d'un instrument ne doit pas dépasser 5% du poids du manchot sur lequel il est fixé (Wilson et Culik, 1992).

L'impact de la forme et de la taille de l'instrument se manifeste lorsque l'animal nage par la création d'une résistance supplémentaire. Cette résistance s'accroît en fonction de la partie transversale de l'appareil, mais peut être réduite par un profil hydrodynamique. La forme hydrodynamique la plus efficace est en fuseau, mais il convient d'utiliser pour l'appareil un rapport (longueur/diamètre) semblable à celui de l'animal sur lequel il est fixé. Un rapport d'environ 4,5 est probablement optimal.

Les méthodes de fixation par adhésifs, résine époxyde et attaches de câbles sont bien développées et ont été mises à l'épreuve chez les manchots et les phoques.

Le ruban adhésif (TESA) semble avoir le moins d'impact sur les manchots (Wilson et Wilson, 1989), car il peut être détaché à la fin d'une période d'échantillonnage sans laisser de résidu sur les plumes de l'oiseau. Il risque toutefois de ne pas convenir lors des déploiements de plusieurs semaines. D'autre part, la forme de l'instrument doit être moulée pour que le ruban adhésif puisse être fixé.

La méthode standard recommandée pour les phoques et les manchots consiste à attacher les instruments en combinant colle époxyde et attaches de câble.

Manchots : Recouvrir l'instrument de ruban isolant électrique. Il est possible de limer de petites rainures (même largeur que les attaches de câble) aux coins des instruments

moulés dans de la résine époxyde pour que les attaches aient une bonne prise. Lier ensuite les attaches de câble autour de l'instrument et des plumes simultanément puis appliquer de la résine époxyde instantanée sur les surfaces supérieures de l'instrument pour éviter que les attaches glissent. Tendre les attaches de câble avec un "pistolet" à attaches de câble. Couvrir la tête de l'oiseau pendant 5 à 10 minutes, le temps que la résine époxyde sèche.

Manchots et otaries : Il est également possible d'utiliser de la résine époxyde instantanée sans les attaches de câble. Dans ce cas, recouvrir également l'instrument de ruban adhésif, mais placer la résine époxyde sur la surface inférieure de l'instrument, avant de le fixer sur l'oiseau ou l'otarie. Appliquer davantage de résine sur les côtés de l'instrument pour garantir que la fourrure ou les plumes y adhèrent bien. Cette méthode a pour inconvénient de devoir couper la fourrure ou les plumes en dessous de l'instrument pour le retirer. En conséquence, ne couvrir de résine époxyde que la plus petite partie possible.

Lorsque l'on utilise des instruments plus grands, ou lorsqu'il est nécessaire de les déployer plus longtemps (un mois ou plus), il semble alors nécessaire de coller ces instruments directement sur l'animal sans les recouvrir. Les instruments sont ensuite décollés en coupant avec précaution les plumes ou le pelage sur lesquels ils étaient fixés. Ceux qui ne sont pas récupérés de cette manière tomberont d'eux-mêmes durant la mue.

Otaries : Lorsque des instruments plus grands (>100 g) sont déployés ou que les instruments doivent être régulièrement récupérés et remplacés, les fixer alors avec des attaches de câbles sur lesquelles est passée une sangle en nylon (1-2 cm de large) qui est elle-même collée sur la fourrure avec de la résine époxyde. Appliquer la résine à intervalles réguliers le long de la sangle, laissant ainsi des passages pour les attaches, donnant à l'instrument ainsi monté une flexibilité allant de pair avec le mouvement du corps de l'animal et endommageant le moins la fourrure. La sangle doit être la plus courte possible (en général de la même longueur que l'instrument) selon les besoins de l'étude.

Certaines résines époxydes instantanées sont exothermiques, or si la chaleur produite est trop intense, la solidité de la structure des plumes ou du pelage et ainsi leur capacité à porter l'instrument risque d'en être compromise. Il convient donc d'attendre quelques secondes que la première chaleur se soit dissipée pour poser l'instrument sur les plumes ou le pelage et de n'utiliser qu'un minimum de colle.

Manchots : Fixer l'instrument le plus proche possible de la partie caudale sur la ligne dorsale au milieu du dos mais avant la glande uropygienne (Bannasch, 1994). Si l'instrument n'est pas placé bien au centre, la nage de l'oiseau risque d'en être sérieusement affectée.

Otaries : Placer l'instrument au milieu de la ligne dorsale, au niveau de l'omoplate.

Couleur

Manchots : Selon Wilson et al. (1990), la couleur de l'appareil doit ressembler, dans la mesure du possible, à celle de la région dorsale, car les manchots Adélie ont tendance à donner des coups de bec aux instruments de couleur vive. Il peut cependant s'avérer utile de recouvrir les instruments de ruban électrique de couleur vive pour faciliter l'identification à distance. Bien que cela puisse être efficace pour certaines espèces, il faut être conscient des effets que peuvent provoquer l'emploi d'une couleur vive : trouble de l'oiseau portant l'instrument, attirance pour les autres oiseaux de la colonie (causant ainsi une gêne à l'oiseau porteur de l'instrument) ou encore pour des prédateurs aviens.

Otaries : La couleur est moins importante chez les otaries qui ne semblent pas être attirées ou distraites par des couleurs vives. Éviter toutefois le rouge car les oiseaux nécrophages tels que les becs-en-fourreau et les skuas ont tendance à donner des coups de bec à l'instrument et troubler l'animal qui le porte.

RÉFÉRENCES

- Bannasch, R. 1994. Hydrodynamic aspects of design and attachment of a back-mounted device in penguins.
- Bengtson, J.L., D.A. Croll et 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 et 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. et J.P. Croxall. 1994. Diving behaviour of lactating Antarctic fur seals. *Canadian Journal of Zoology*, 70: 919–928.
- Boyd, I.L., K. Reid et 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 et 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 et 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 et T.D. Williams. 1993. Diving pattern and performance in the macaroni penguin *Eudyptes chrysolophus*. *Journal of Zoology, London*, 230: 31–47.
- Croxall, J.P. et 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 et 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 et R.P. Wilson. 1994. External devices on penguins: how important is shape? *Marine Biology*, 118: 353–357.
- Culik, B.M., R.P. Wilson et R. Bannasch. 1994. Underwater swimming at low energetic cost by *Pygoscelis* penguins. *Journal of Experimental Biology*, 197: 65–78.
- Gentry, R.L., G.L. Kooyman et M.E. Goebel. 1986. Feeding and diving behaviour of northern fur seals. In: Gentry, R.L. and G.L. Kooyman (Eds). *Fur Seals: Maternal Strategies on Land and at Sea*. Princeton University Press, New Jersey: 61–78.

- Feldkamp, S.D., R.L. DeLong et 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 et 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. et C.A. Bost. 1994. Feeding behaviour of free-ranging king penguins (*Aptenodytes patagonicus*). *Ecology*, 75: 489-497.
- Walker, B.G. et 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 et 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 et 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 et 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. et 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 et D. Adelung. 1990. Packages for attachment to seabirds: what colour do Adélie penguins dislike least? *J. Wildl. Manage.*, 54: 447-451.
- Wilson, R.P. et 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.

CINQUIÈME SECTION

**PROTOCOLES DE COLLECTE D'ÉCHANTILLONS
EN VUE D'ANALYSES TOXICOLOGIQUES**

PROTOCOLES DE COLLECTE D'ÉCHANTILLONS EN VUE D'ANALYSES TOXICOLOGIQUES

La procédure suivante décrit les méthodes de collecte et de conservation d'échantillons de tissus animaux dans le cas où il est suspecté que les espèces contrôlées dans le cadre du CEMP sont porteuses de polluants ou de substances toxiques.

Prélever et analyser des échantillons en vue de déterminer la présence d'organochlorés telles que les biphényles polychlorés (PCB), le dichlorodiphényltrichloréthane (DDT), le lindane, les hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) et les métaux lourds (cadmium, mercure, plomb, zinc et cuivre). Ne pas oublier que la présence d'éléments chimiques chez les oiseaux de mer est naturelle et qu'elle peut être liée au régime alimentaire et au mode de vie.

Il est recommandé à toutes les équipes menant des programmes du CEMP sur le terrain de disposer d'un équipement d'échantillonnage suffisant à leur site de contrôle pour être en mesure de prélever, conserver et transporter correctement les échantillons en vue des analyses en laboratoire.

Les analyses des échantillons visant à détecter les contaminants font appel à des techniques sophistiquées et coûteuses qui nécessitent le soutien de centres spécialisés.

DIRECTIVES RELATIVES À L'ÉCHANTILLONNAGE

Hydrocarbures chlorés

La charge corporelle en hydrocarbures chlorés se mesure à partir de tissus musculaires et/ou adipeux, de biopsies de la peau, d'œufs non éclos, de sang, d'huile de la glande uropygienne et du contenu stomacal. Prélever un minimum de 2 g de tissus ou de peau et quelque microlitres d'huile de la glande uropygienne. Si l'animal est mort, prélever également le foie, du muscle et la cervelle. Effectuer les prélèvements post mortem sur des individus morts récemment, en précisant sur des étiquettes les paramètres biométriques, l'heure de la mort et l'heure à laquelle les prélèvements ont été effectués.

Métaux lourds

Il convient d'effectuer un prélèvement ante mortem de plumes et de fèces et d'effectuer des biopsies de la peau. Sur les animaux morts récemment, il est également possible de prélever le foie et les reins.

Analyse biochimique

La modification de réponses biochimiques spécifiques (à savoir les enzymes et les métabolites) peut indiquer la présence de polluants chez les oiseaux marins. Il est

Protocoles et techniques d'observation

possible de mettre en corrélation ces analyses et celles effectuées sur les échantillons prélevés selon les méthodes décrites ci-dessus. Le tableau suivant est un tableau récapitulatif des échantillons biologiques pouvant servir à des expériences biochimiques spécifiques :

Test	Echantillons
Porphyrine (COPRO-URO-PROTO)	Fèces, plumes, foie, sang (entier)
Oxydases à fonction mixte : Ethoxyrésorufine-O-deéthylase (EROD) Penthoxyrésorufine-O-deéthylase (PROD) Benzyloxyrésorufine-O-deéthylase (BROD)	Foie, biopsies de peau
Benzopyrène-monooxygénase (BPMO) CYT-P450-réductase	
Estérases : Acétylcholinestérase (AChE) Butyrylcholinestérase (BChE)	Cervelle, sang (entier pour les mammifères, et sérum ou plasma pour les oiseaux et les poissons)

PRÉLÈVEMENT ET CONSERVATION DES ÉCHANTILLONS

Placer tous les échantillons dans des récipients ou des tubes en verre à fermeture hermétique pour empêcher la déshydratation pendant le stockage.

Conserver dès que possible à -20°C les échantillons prélevés pour les analyses des métaux lourds et hydrocarbures chlorés. Mettre les échantillons à l'abri de toute contamination en évitant l'utilisation, dans le cas des métaux lourds, d'éléments métalliques dans les tubes d'échantillonnage (des fermetures métalliques, par ex.) et, dans le cas des hydrocarbures, de plastiques (emballages, par ex.).

Placer au plus tôt les échantillons destinés aux analyses biochimiques dans de l'azote liquide; le succès des analyses en laboratoire dépend d'une congélation immédiate des échantillons.

Étiqueter tous les échantillons en précisant le contenu détaillé de l'échantillon, l'identité de l'animal et la date de prélèvement. Il est important de garantir que les tissus d'un même animal pourront être regroupés au laboratoire. Relever avec précision tous les détails sur un carnet qui accompagnera les échantillons.

TABLEAU RÉCAPITULATIF

(Légende : CO = organochlorés; ML = métaux lourds; RB = réponses biochimiques; P = porphyrine; OFM = oxydases à fonction mixte; E = estérases; PE = polyéthylène)

	Type d'échantillon (quantité)	Collecte	Stockage	<u>Important</u>
CO	Tissus adipeux, biopsies de peau (>2 g) Huile de la glande uropygienne (quelques µL) Foie, cerveau (post mortem; >2 g)	tubes/pots en verre/PE	-20°C (il est permis de conserver les échantillons à environ 0°C pendant >12 heures jusqu'à ce qu'ils soient placés à -20°C)	Ne pas utiliser de tubes/pots en matière chlorée
ML	Plumes, fèces, biopsies de peau (2 g) Foie, reins (post mortem; 2 g)	tubes/pots en verre/PE	-20°C (il est permis de conserver les échantillons à environ 0°C pendant >12 heures jusqu'à ce qu'ils soient placés à -20°C)	Ne pas utiliser de papier aluminium ou de matériaux métalliques
RB: P	Plumes, fèces, foie, sang	tubes/pots en verre/PE	azote liquide (dès qu'ils sont gelés, ils peuvent être conservés à -80°C)	Ne pas conserver les échantillons à la température ambiante
OFM	Foie, biopsies de peau	tubes/pots en verre/PE	"	"
E	Cerveau, sang	tubes/pots en verre/PE	"	"

SIXIÈME SECTION

**PROTOCOLES DE COLLECTE D'ÉCHANTILLONS EN VUE D'ANALYSES
PATHOLOGIQUES LORSQUE L'ON SOUPÇONNE LA PRÉSENCE DE MALADIES
CHEZ LES ESPÈCES D'OISEAUX CONTRÔLÉES**

PROTOCOLES DE COLLECTE D'ÉCHANTILLONS EN VUE D'ANALYSES PATHOLOGIQUES LORSQUE L'ON SOUPÇONNE LA PRÉSENCE DE MALADIES CHEZ LES ESPÈCES D'OISEAUX CONTRÔLÉES

INTRODUCTION

Les maladies et le parasitisme sont présents dans toutes les colonies d'oiseaux, mais dans bien des cas ils ne sont pas visibles. Ils existent à des niveaux sous-cliniques et se manifestent en périodes de stress ou lors de changements de circonstances dans la colonie. Les maladies non déguisées sont évidentes et se reconnaissent généralement par la mort. Il est peu probable que les maladies sous-cliniques soient dépistées, bien qu'elles puissent être suspectées lors d'une réduction de la production de jeunes ou d'un manque général de vigueur.

Cette section donne les bases générales d'une évaluation pathologique lorsque l'on soupçonne la présence de maladies chez les espèces d'oiseaux contrôlées.

Le protocole ci-dessous de collecte de spécimens est à suivre sur le terrain lorsque l'équipement de laboratoire est primitif ou inexistant et lorsque le personnel menant l'investigation n'a qu'une formation minimale en pathologie. La cause de la mort ne sera probablement établie qu'après analyses microbiologiques et ensuite par diverses études. Il faudra un certain temps pour établir le diagnostic. Il est donc des plus importants d'étiqueter et d'enregistrer les spécimens en détail, et de les conserver et de les décrire.

Toutes les équipes sur le terrain poursuivant les programmes du CEMP devraient recevoir des directives sur la manière de collecter les spécimens et des notions de base sur l'anatomie des oiseaux et sur les techniques à suivre après la mort de l'oiseau décrites dans ce document. Les équipes de terrain doivent disposer d'un équipement d'échantillonnage suffisant à leur site de contrôle.

Avant de partir pour l'Antarctique, il est important de prendre contact avec un pathologiste vétérinaire pour garantir l'analyse des échantillons. Il est également possible que le laboratoire aient ses propres consignes pour la collecte et la conservation des spécimens.

INFORMATIONS GÉNÉRALES

Prévention de la propagation des maladies

Quoique les oiseaux puissent mourir de causes non infectieuses, la présence d'un agent infectieux doit toujours être présumée. La possibilité d'une maladie se répandant d'une colonie à une autre est toujours présente; les conséquences peuvent en être désastreuses. Les bactéries et les virus peuvent survivre à des températures basses, certains étant particulièrement résistants à des conditions extrêmes. Les agents pathogènes peuvent se propager mécaniquement, en adhérant aux vêtements, à l'équipement et aux véhicules.

Alors qu'il est important d'établir l'étendue de la maladie supposée s'être déclarée, il est crucial de ne pas propager les agents pathogènes. On ne se rendra aux autres colonies qu'après avoir pris des mesures pour réduire la contamination microbienne, telles que procéder au nettoyage et à la désinfection de l'équipement et des vêtements, des bottes en particulier.

Protocoles et techniques d'observation

Informations épidémiologiques

Bien qu'un agent pathogène, parasitique ou microbien puisse causer une maladie, de nombreux autres facteurs contribuent en général à l'éruption d'une maladie ou à la mort d'un oiseau. Les facteurs tels que le stress, l'inanition, une prédation excessive, une perturbation causée par les hommes, des conditions météorologiques rigoureuses, etc. contribuent aux conditions favorisant l'éruption de maladies cliniques. Ces facteurs sont importants pour déterminer la cause d'une maladie, son épidémiologie et pour comprendre les répercussions des maladies sur la capacité d'une population à se reproduire. Outre la collecte des échantillons pathologiques et carcasses, il convient de relever toutes ces données.

Il est donc important d'enregistrer des facteurs tels que :

- facteurs démographiques : espèce, sexe, âge, état de reproduction, état du cycle reproducteur, taille de la colonie;
- facteurs environnementaux : emplacement, conditions météorologiques, heure, date, géographie de la colonie, accès et intervention humaine, présence et activités des prédateurs;
- nombre d'oiseaux malades ou morts, âge des oiseaux affectés, emplacement des oiseaux affectés dans la colonie : proportion des oiseaux qui se rétablissent ou qui donnent des signes cliniques; et
- description des symptômes de la maladie.

Santé et hygiène de l'homme

Certaines maladies aviennes, dont plusieurs ont été repérées chez les oiseaux antarctiques, peuvent se communiquer à l'homme et causer des troubles sérieux (par ex. *Chlamydia* spp. (psittacose), *Salmonelle* spp., *Mycoplasme avium* (tuberculose) et grippe avienne). Mais l'homme est souvent porteur d'agents pathogènes et non pathogènes qui peuvent provoquer des maladies chez les oiseaux. Les oiseaux malades ou stressés par l'environnement étant sensibles à ces agents pathogènes, il convient de s'attacher à réduire les risques de contamination des oiseaux. Prendre les précautions telles que celles ci-dessous pour éviter le transfert et la propagation des maladies entre les hommes et les oiseaux :

- porter des gants en caoutchouc;
- porter un masque si la pièce n'est pas suffisamment ventilée ou si la personne effectuant la dissection ou manipulant les oiseaux a des troubles respiratoires;
- mouiller les plumes de l'oiseau ou immerger celui-ci dans l'eau avant de procéder à son examen ou de lui ouvrir l'abdomen;
- disséquer l'oiseau dans une pièce ou un endroit bien aéré, mais sans courants d'air;
- désinfecter dès que possible les coupures et égratignures du personnel;
- porter des vêtements protecteurs et changer de vêtements et les laver après avoir manipulé des oiseaux malades ou morts;
- garder des principes d'hygiène élémentaires; et

- être conscient des risques et des mesures de sécurité associés à l'utilisation du formol, de l'azote liquide et de l'alcool absolu.

L'investigation

Étudier la mort d'un oiseau consiste à observer et décrire les symptômes cliniques (s'ils sont présents), à procéder à un examen externe, à prélever des échantillons et à rapporter la manière dont s'est produite l'autopsie. Une autopsie détaillée n'est pas forcément nécessaire, mais si les étapes décrites ci-dessous sont suivies, le prélèvement d'échantillons de tissu et autres devient systématique et peut servir à l'évaluation microbiologique et parasitaire.

Procéder à l'examen des organes internes de manière systématique pour éviter la contamination microbienne des organes et garantir que ces derniers sont tous examinés. Afin de réduire les risques de contamination, effectuer les prélèvements et les frottis par impression en vue d'analyses microbiennes dans l'ordre prescrit et avant d'enlever les organes ou les échantillons de tissu. Il est possible de prélever des tissus sur la plupart des organes lorsque le tractus gastro-intestinal et les organes thoraciques sont *in situ*. Il est nécessaire d'extraire le tractus gastro-intestinal pour étudier la présence de parasites, collecter le contenu stomacal et intestinal en vue d'analyses du régime alimentaire et bactériologiques et examiner les reins et les gonades cachés par les intestins.

Des rapports détaillés accompagnés de photographies en couleurs, prises progressivement, notamment avant le prélèvement des tissus, aideront à établir les causes des maladies ou de la mortalité dans une colonie. Il peut également s'avérer utile pour l'investigation de faire une description sur cassettes audio ou vidéo.

Examen externe d'un oiseau

Commencer l'examen d'un oiseau par la palpation pour repérer les os cassés ou toute autre malformation. Détection difficile en cas de rigidité cadavérique ou de congélation de la carcasse. Décrire toute blessure ou autres lésions (tumeurs, grosseurs, parties sans plumes et suppuration). Inclure dans la description la couleur, la consistance et la taille.

Procéder à l'examen systématique de l'oiseau tel qu'il est suggéré ci-dessous :

- peser l'oiseau;
- évaluation morphométrique – longueur et profondeur du bec, longueur des ailes et du doigt médian;
- tégument – condition de la peau et du plumage, signes de trauma, lésions croûteuse de la peau, présence de parasites externes;
- tête – yeux, narines, bec, orifice buccal et oreilles, présence de sécrétions, en noter la couleur et la consistance, couleur de la membrane muqueuse – lésions buccales, enflures;
- cou – enflures et toutes autres blessures;
- condition du corps – gros, normal, amaigri, déshydraté;
- abdomen – détendu : l'oiseau vient de se nourrir; plat : l'oiseau ne s'est pas nourri récemment;

Protocoles et techniques d'observation

- traces liées à la couvaison – présence de lésions croûteuses; rouges et vasculaires comme lors de la couvaison;
- orifice – cloaque : sali ou encroûté; diarrhée, sang, couleur des excréments;
- glande uropygienne (au dessus de la base de la queue);
- ailes – blessures, malformations; et
- pattes – blessures, malformations.

Prélèvement d'échantillons

L'oiseau entier

Dans le cas de maladies sérieuses où de nombreux oiseaux sont malades et mourants, recueillir les carcasses entières. Les spécimens doivent être représentatifs d'âges différents, des sexes (si le sexe est connu), de divers symptômes cliniques et être aussi frais que possible. Après la mort, des changements interviennent qui réduisent la qualité des échantillons histologiques et microbiologiques de l'oiseau.

- Recueillir de trois à cinq oiseaux au minimum.
- Les envelopper un par un si possible dans du plastique et les placer dans des sacs en plastique.
- Les congeler dès que possible (-20 à -70 °C).
- Dans le but d'identifier les individus et d'établir un rapport entre les échantillons, numéroter chaque oiseau.
- Étiqueter chaque oiseau en précisant son numéro, son sexe s'il est connu, son âge, l'endroit où il a été recueilli, quand et par qui.
- Préparer un inventaire complet des spécimens recueillis.

Prélèvement de tissus

Choisir des oiseaux qui montrent de nombreux signes particuliers de leur maladie avant de succomber naturellement ou par euthanasie. Prélever des échantillons de tissu sur tous les principaux organes des oiseaux morts, notamment de ceux qui montrent des lésions macroscopiques (comme des tâches blanches sur le foie).

- Prélever des échantillons de tissu de l'intestin, du pancréas, du foie, des reins, de la rate, du poumon, du cœur, du cerveau, du thymus et de la bourse (chez les jeunes) et de toute lésion anormale; si l'oiseau est de petite taille, ne pas dérouler l'intestin, sectionner au travers et fixer; ceci évite la manipulation des tissus délicats.
- Extraire les échantillons au scalpel.
- Étiqueter tous les échantillons en précisant le type de tissu, le numéro/identité de l'oiseau, l'endroit où il a été recueilli, la date, l'heure et le nom de la personne qui l'a recueilli.

Protocoles et techniques d'observation

- Préparer un inventaire complet des spécimens recueillis.

Échantillons histopathologiques

- Conserver les tissus dans une solution tampon de formol à 10%.
- Les pièces de tissu ne doivent pas dépasser 1 cm³.
- Conserver les tissus dans du liquide conservateur dans un rapport de 1 à 10 pendant deux ou trois jours.
- Transférer les tissus fixés dans un autre récipient ne contenant qu'une quantité réduite de formol pour qu'ils restent humides.
- Ne pas congeler les tissus fixés.

Échantillons microbiologiques

- Collecter les tissus à des fins histopathologiques en double. Ces doubles serviront à isoler et identifier les virus.
- Congeler et conserver à -70 °C.

Échantillons toxicologiques – (voir la 5^{ème} section de la partie IV)

Contenu intestinal :

- Prélever le contenu stomacal et le fixer dans de l'alcool à 70%.
- Sur le récipient placer l'étiquette remplie au crayon de papier ou à l'encre indélébile. Placer une autre étiquette écrite au crayon à l'intérieur du récipient.

Collecte des œufs

Si les œufs n'arrivent pas jusqu'à l'éclosion, l'impact sur le recrutement des oiseaux dans la colonie de reproduction peut être important pour l'avenir. Diverses maladies bactériennes et virales peuvent affecter la viabilité du poussin dans l'œuf.

- Collecter des œufs frais ou incubés.
- Les conserver, gelés à -70 °C si possible.
- Marquer au crayon sur la coquille et sur un morceau de papier attaché le numéro d'identité et le type d'œuf, l'endroit où il a été collecté, la date, l'heure et la personne qui l'a collecté.
- Préparer un inventaire complet des spécimens collectés.

Prélèvement de sang pour sérologie

Protocoles et techniques d'observation

Un titre d'anticorps indique qu'un oiseau a été, à une certaine époque, en contact avec une maladie spécifique. Le niveau du titre d'anticorps indique si la maladie ou l'infection active sont récentes. Plus il est élevé, plus l'infection est récente.

- Par des techniques aseptiques prélever 2 à 3 ml de sang des veines brachiales ou tibiales dans un tube de verre ou dans un simple tube stérile pour le sang.
- Éviter la coagulation du sang durant le prélèvement en s'assurant d'un flux régulier.
- Éviter de geler le sang lors du prélèvement en effectuant la ponction à l'abri du vent.
- Garder les tubes au chaud (dans une poche de veste intérieure, par ex.) et pendant la nuit, les poser dans un endroit chaud pour encourager la coagulation.
- Éviter de congeler le sang, cela entraîne la lyse des cellules rouges et décolore le sérum.
- Les échantillons de sang peuvent être centrifugés pour obtenir davantage de sérum.
- Pipetter le sérum en évitant la contamination avec la fraction de cellules.
- Conserver le sérum et la fraction de cellules dans des cryotubes dont le couvercle se visse de l'extérieur pour réduire la perte de sérum lorsque les tubes sont ouverts.
- Congeler le sérum entre -20 °C et -70 °C. Conserver si possible la fraction de cellules à -70 °C, car elle peut servir aux investigations microbiologiques.
- Étiqueter le sérum et les cellules en précisant le lieu et la date du prélèvement, le numéro d'identification de l'oiseau, l'espèce, si c'est un jeune ou un adulte, le sexe s'il est connu et qui aura collecté le spécimen.
- Préparer un inventaire complet des spécimens collectés.

Prélèvement et conservation des parasites

Ectoparasites

Les poux et les tiques se trouvent généralement où ils ne peuvent pas être enlevés par l'oiseau lorsqu'il lisse ses plumes, comme sous le bec, dans les canaux auditifs, sur la tête et le long du dos. La tâche provoquée par la couvaison peut également s'avérer un endroit propice pour les ectoparasites.

- Prélever de la peau dans les endroits croûteux, au centre et au bord des lésions.
- Préserver les spécimens dans de l'alcool éthylique à 70% et une solution de glycérol à 5%.
- Étiqueter chaque récipient en précisant le lieu du prélèvement, la date, l'espèce, l'âge approximatif de l'oiseau, le sexe s'il est connu et qui aura collecté l'échantillon.
- Préparer un inventaire complet des spécimens collectés.

Endoparasites

On trouve l'ascaride, le ténia et la douve dans les boyaux et les organes. Ouvrir le tractus intestinal de l'estomac au cloaque après l'avoir retiré de la cavité abdominale. Procédure générale de prélèvement et de conservation des endoparasites :

- Enlever à l'eau l'excès du contenu intestinal, les liquides et les débris puis retirer doucement les parasites du lumen.
- Disséquer et manipuler les endoparasites avec précaution car ils sont fragiles.
- Les fixer dans une solution saline avec 10% de formol ou dans de l'alcool éthylique à 70% tiède ou chaud pour un examen ultérieur.
- Préserver les sections transversales de tissu parasité dans une solution saline avec 10% de formol
- Étiqueter les échantillons en précisant le lieu du prélèvement, l'heure, l'espèce, le numéro d'identification de l'oiseau, l'âge, le sexe s'il est connu et qui aura collecté le spécimen.
- Préparer un inventaire complet des spécimens collectés.

Nématodes (ascarides)

Ces vers se trouvent dans la trachée, l'œsophage (même sous les parois), l'estomac et l'intestin grêle. Vérifier s'il y a des kystes ou des lésions séparées sur les tissus des parois sous-cutanées et viscérales. Les larves de nématodes peuvent s'enkyster. Collecter les parasites du lumen de l'intestin ou de la trachée de la manière décrite ci-dessus.

- Conserver les parasites dans une solution saline normale tiède (0,9% de NaCl) pendant quelques heures avant de les fixer.

Trématodes (douve)

Les douves se trouvent dans l'intestin grêle, le gros intestin, l'antré cloacale, le rein, la vésicule biliaire et le foie et endommagent les tissus et organes associés. S'il y a des malformations dans le mésentère et le rein, examiner les vaisseaux sanguins à la recherche de douves vasculaires.

- Conserver les douves dans une solution saline normale tiède (0,9% de NaCl) pendant plusieurs heures.
- Si les douves sont très contractées, les placer dans de l'eau distillé pendant quelques heures. L'osmose va faire gonfler les douves et les faire se relaxer.

Protocoles et techniques d'observation

Cestodes (ténia)

Le ténia adulte se trouve dans le lumen de l'intestin. Les larves de cestodes sont présentes dans la couche de graisse sous-cutanée ou dans des cavités corporelles sous forme de kyste ou de sphère comme la vessie. Les adultes sont fragiles et souvent nombreux.

- Prélever quelques spécimens entiers de la tête (scolex) au dernier anneau.
- Les plonger avec précaution dans de l'eau distillée pendant quelques heures, jusqu'à ce qu'ils se relaxent.

Hémoparasites

Les hémoparasites sont identifiés dans des frottis sanguins. On peut conserver ces frottis indéfiniment et les examiner ultérieurement.

- Effectuer un étalement de sang sur une lame porte-objet de microscope. Ceci peut demander une certaine expertise.
- Laisser sécher à l'air. Ne pas souffler d'air chaud sur les lames.
- Fixer dans du méthanol à 100%.
- Conserver dans un endroit sec et sombre.
- Étiqueter les porte-objets en précisant le lieu du prélèvement, l'heure, l'espèce, le numéro d'identification de l'oiseau, l'âge, le sexe s'il est connu et qui aura collecté le spécimen.
- Préparer un inventaire complet des spécimens prélevés.

Collecte et conservation de matériaux en vue de l'investigation des infections bactériennes, virales et fongiques

Des maladies infectieuses se rencontrent chez les oiseaux en Antarctique. La mortalité juvénile est liée aux maladies contagieuses ou microbiennes au hasard lorsque les oiseaux sont stressés comme en période d'inanition, de prédation et de surnombre. On ne trouve pas souvent d'adultes morts dans une colonie. Les maladies virales et bactériennes sont suspectées dans les cas de mort soudaine. Il est possible qu'il n'apparaisse aucun symptôme clinique. Toutefois, des symptômes cliniques peuvent être apparents lorsque les maladies sont moins aiguës ou que la mort est moins rapide. Symptômes en question : sécrétion des yeux ou de la bouche, toux, éternuement, respiration difficile, symptômes nerveux, tremblements, convulsions et diarrhée. Il faut également envisager une infection virale lorsque l'on est en présence de lésions croûteuses dans des endroits non recouverts de plumes ou dans la bouche.

Il est important de prélever du sang pour une analyse d'anticorps, et de faire des prélèvements dans la fissure du palais, la trachée et le cloaque pour une mise en culture. Échantillonner tant les oiseaux exposant divers symptômes que ceux ne montrant aucun signe de maladie.

- Prélever le matériau sur un écouvillon stérile.

Protocoles et techniques d'observation

- Ne pas utiliser d'écouvillons montés sur une tige en bois pour le prélèvement de *Chlamydia* spp. car le bois peut être toxique pour l'organisme.
- Placer l'écouvillon dans un cryotube stérile.
- Ajouter un milieu de transport froid à l'écouvillon dès que possible.
- Conserver les écouvillons à -70 °C pour isoler les virus et les bactéries.
- Conserver les échantillons bactériens prélevés dans des tubes Ames à milieu de transport au carbone entre 0°C et 4°C.
- Ne pas congeler ces écouvillons.
- Mettre ces échantillons en culture dès que possible.
- Milieux pour la conservation des échantillons :

échantillon viral :

bouillon de cerveau et de cœur avec antibiotiques

échantillon bactérien :

bouillon de cerveau et de cœur sans antibiotiques

échantillons de mycoplasmes et de *Chlamydia* :

bouillon de cerveau et de cœur sans antibiotiques.

EXAMEN ET DISSECTION D'OISEAUX MORTS

La procédure de dissection (autopsie) sert de guide de collecte d'échantillons visant à réduire la contamination. Cette procédure n'est pas prioritaire, mais si elle est suivie, elle le sera au mieux dans un environnement propre et confortable. Plusieurs heures seront souvent nécessaires pour compléter l'évaluation pathologique d'un oiseau. Des photographies en couleur de l'oiseau ouvert et des organes faciliteront le diagnostic en vue d'établir la cause de la mort.

Technique de dissection et autopsie

Procédures de dissection de la carcasse et d'examen des organes :

- Mouiller l'oiseau à l'eau courante tiède, ajouter du détergent s'il est sale.
- Placer l'oiseau sur le dos sur une planche à disséquer bien éclairée et couverte d'un revêtement à jeter comme du papier ou du plastique. Des cales peuvent être placées de chaque côté de l'oiseau pour le maintenir bien droit. Disloquer si nécessaire les hanches de tous les oiseaux sauf les manchots.
- Écarter les plumes et faire une incision au dessus du sternum ou du bréchet. Poursuivre l'incision jusqu'à la ligne médiane du bec et jusqu'à l'anus, en s'assurant de ne pas percer la paroi abdominale. Enlever la peau manuellement jusqu'au cou, tous les muscles de la poitrine (pectoraux) et abdominaux sont exposés; faire de même pour les cuisses et les pattes lorsque cela est possible. Cette procédure est nécessaire si l'on veut éviter une contamination des cavités abdominale et thoracique par les plumes. Les oiseaux de petite taille et les oiseaux

Protocoles et techniques d'observation

morts depuis un certain temps demandent une attention particulière car une pression peut rompre la musculature abdominale.

Notes d'autopsie :

Faire une évaluation subjective de la grosseur et de la couleur des muscles; décrire la présence d'une hémorragie dans le muscle et sous la peau. Une hémorragie apparaît par des taches rouges, une éclaboussure ou une ecchymose.

- Ouvrir la cavité abdominale avec des ciseaux, en coupant le long de la ligne médiane et de la bordure postérieure de la cavité thoracique tout en tenant la paroi abdominale avec de petites pinces. S'assurer de ne pas percer la vésicule biliaire, le foie ou le tractus intestinal. Plier les muscles abdominaux en arrière de manière à exposer le contenu abdominal.

Notes d'autopsie :

Couleur du foie, taille de la vésicule biliaire, présence de liquide dans la cavité abdominale – quantité, couleur et consistance; couleur et distension de l'anse intestinale; présence de nourriture dans l'estomac et l'intestin.

- Couper les muscles pectoraux au scalpel le long d'un des côtés du sternum, à travers la surface des côtes. Utiliser une pince pour couper les os ou des ciseaux solides, selon la taille et la maturité de l'oiseau, pour couper au travers des vraies côtes et soulever le sternum pour exposer le contenu thoracique et le contenu abdominal antérieur. Les sacs aériens sont exposés. Couper les clavicules pour extraire le sternum.
- Par contre, pour exposer au maximum la cavité thoracique, il est possible d'extraire le plus gros de la cage thoracique en coupant au travers des côtes le plus près du dos possible. Les sacs aériens en souffriront mais pourront tout de même être examinés.

Notes d'autopsie :

Les sacs aériens sont constitués d'une membrane transparente; ils se trouvent dans le thorax et l'abdomen et ne doivent pas contenir de liquide. Relever la présence de tout liquide, sa couleur et sa consistance. Faire des prélèvements de liquide ou de matériaux. Noter l'épaisseur de la membrane et la transparence des sacs aériens s'ils montrent des difformités quelconques. Relever la couleur et la consistance du liquide et autre matériau suspect dans la cavité thoracique et le péricarde – membrane séreuse entourant le cœur. De plus, décrire toute tumeur ou autres lésions dans les poumons.

- Inciser la mandibule droite et l'appareil hyoïdien et ouvrir la cavité buccale. Examiner et faire des prélèvements sur la langue, dans la fissure du palais, l'oropharynx, la glotte, sur le larynx et le thymus (chez les jeunes oiseaux) le cas échéant. Ouvrir l'œsophage et faire des prélèvements si nécessaire.

Notes d'autopsie :

Chercher toute évidence de gonflement, sécrétion, décoloration, lésions, etc.

- Pour extraire le tractus gastro-intestinal, sectionner l'œsophage entre deux liens qui occluent le lumen, au fond de la cavité thoracique et du gros intestin, près du cloaque. Soulever l'intestin en cassant doucement le mésentère et les ligaments suspenseurs. S'assurer de ne pas rompre la vésicule biliaire car la bile décolore les tissus.
- La bourse de Fabricius se trouve près de l'anus chez les jeunes oiseaux – l'examiner et prélever des échantillons.

Protocoles et techniques d'observation

- Ouvrir la trachée, la syrinx et le péricarde. En général, il n'est pas nécessaire d'extraire les organes thoraciques.

Notes d'autopsie:

Noter la présence de liquide ou de mousse dans le lumen de la trachée; en noter la couleur et la consistance. Le sac est normalement translucide et brillant. Relever toute épaisseur de la membrane et la présence de liquide ou de matériaux dans le péricarde.

- Enlever la peau de la tête avant d'extraire le cerveau. Séparer la tête du cou à ce stade. Faire une incision dans le crâne aux ciseaux ou au cutter. Extraire le cerveau avec un minimum de manipulation. Le laisser tomber en le renversant dans la direction antérieure postérieure.
- Ouvrir les joints des ailes et des pattes.

Notes d'autopsie :

Le liquide des articulations est généralement transparent et le cartilage blanc et lisse. S'ils ne sont pas normaux, faire des prélèvements de liquide ou de matériaux dans les articulations.

- La moelle est prélevée dans la cavité médullaire du fémur et du tibia. S'il n'y a pas de moelle, les côtes devront subir un examen histologique.

ÉQUIPEMENT RECOMMANDÉ

L'équipement ci-dessous suffit à collecter en détail les échantillons. Les astérisques indiquent ce qui est obligatoirement requis pour collecter des spécimens sur des oiseaux morts ou vivants sur le terrain en vue d'analyses ultérieures. La collecte d'échantillons sur des oiseaux malades en vue de l'identification de micro-organismes est une priorité.

Équipement accessoire :

caisses*

vêtements – combinaisons*

chauffe-mains

bouillottes*

réipients ou boîtes isolants pour empêcher les matériaux de geler*

cylindre d'azote liquide ou congélateur*

bâche en plastique pour couvrir le sol*

bouteilles isolantes

sacs en plastique – petits ou grands*

Produits chimiques :

alcool - absolu

désinfectants*

solution tampon ou saline de formol à 10%

formol – produits chimiques permettant de constituer une solution tampon de formol à 10%

méthanol – absolu

solution saline normale - 0.9% NaCl

colorants – par exemple : Diff-Quick, nouveau bleu de méthylène ou giemsa

Protocoles et techniques d'observation

eau stérile
glycérol

Enregistrement des données :

appareil photo avec objectifs macro de 35 et 50 mm*
magnétophone à cassettes
compteurs – pour dénombrer les individus des colonies
carnets de notes – de préférence à papier imperméable*
pellicule pour diapositives en couleur de préférence*
stylos spéciaux congélation
étiquettes pour les corps*
étiquettes pour les spécimens*
crayons*
stylos à encre indélébile*
élastiques*
gommes
caméra vidéo

Microbiologie :

cryotubes – 2 ml, 5 ml, 10 ml*
bouillon de culture pour la culture et la conservation des bactéries*
bouillon de culture pour la conservation des virus*
écouvillons – bâton stérile en bois, en plastique pour *Chlamydia**
écouvillons au milieu de transport – tubes de transport Ames à carbone*

Autopsie :

ruban adhésif*
compresses imbibées d'alcool ou d'isopropanol*
papier aluminium
pinces coupantes pour les os
scie à os
bouteilles de 20, 50, 100 ml*
centrifuge
lamelles
stylo à pointe diamantée
planches à disséquer – en plastique*
combinaisons à jeter*
punaises ou petits clous
pinces : normales ou à dents
récipients de verre
lames porte-objets en verre*
gants – latex, sans poudre*
couteaux – manche en plastique*
étiquettes
grands sacs poubelle*
récipient pour seringues usagées*
serviettes en papier
sacs en plastique – pour congélateurs, de tailles diverses
gants en caoutchouc – de diverses tailles, longs, épais*
règle*

scalpels - lames et manches numéros 11 et 22
ciseaux - lames fines et solides
récipients en plastique à vis et à grande ouverture*
corde*
masques de chirurgien
mètre*

Sérologie et hématologie :

tubes pour le prélèvement du sang – avec héparine et normaux, 2.5 ml, 5 ml, 10 ml*
support pour tubes de sang*
aiguilles 21, 23, 27 calibre 1 pouce (2,54cm)*
tubes Nunc pour la conservation du sérum
boîte à lames de verre
seringues de 3 cc, 5 cc et 10 cc*

RÉFÉRENCES

- 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 et M.J. Nunn. 1995. *Exotic Diseases of Animals: a Field Guide for Australian Veterinarians*. Australian Government Publishing Service, Canberra.
- Harrison, G.J. et L. Harrison (Eds). 1986. *Clinical Avian Medicine and Surgery*. W.B. Saunders Co., Philadelphia.
- Ritchie, B.W., G.J. Harrison et L.R. Harrison (Eds). 1994. *Avian Medicine: Principles and Application*. Wingers Publishing Inc.