



manuel

OISEAUX SAUVAGES ET INFLUENZA AVIAIRE

Une introduction à la recherche appliquée sur le terrain et
les techniques d'échantillonnage épidémiologique



Photographies en page de couverture:

À gauche: USGS Western Ecological Research Center
Au centre et à droite: Rob Robinson

OISEAUX SAUVAGES ET INFLUENZA AVIAIRE

Une introduction à la recherche appliquée sur le terrain et
les techniques d'échantillonnage épidémiologique

Darrell Whitworth, Scott Newman, Taej Mundkur, Phil Harris

Détails des auteurs

Darrell Whitworth

Conseiller sur la faune sauvage
Via delle Vignacce 12 - Staggiano 52100, Arezzo, Italie
darrellwhitworth@vodafone.it

Scott Newman

Service de la santé animale
Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
Rome, Italie
scott.newman@fao.org

Taej Mundkur

Service de la santé animale
Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
Rome, Italie
taej.mundkur@fao.org

Phil Harris

Service de la santé animale
Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
Rome, Italie
phil.harris@fao.org

Référence recommandée

FAO. 2007. *Wild Birds and Avian Influenza: an introduction to applied field research and disease sampling techniques*. Edited by D. Whitworth, S.H. Newman, T. Mundkur and P. Harris. FAO Animal Production and Health Manual, No. 5. Rome. (aussi disponible à l'adresse suivante: www.fao.org/avianflu)

Les appellations employées dans ce produit d'information et la présentation des données qui y figurent n'impliquent de la part de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture aucune prise de position quant au statut juridique ou au stade de développement des pays, territoires, villes ou zones ou de leurs autorités, ni quant au tracé de leurs frontières ou limites. La mention de sociétés déterminées ou de produits de fabricants, qu'ils soient ou non brevetés, n'entraîne, de la part de l'Organisation des Nations pour l'alimentation et l'agriculture, aucune approbation ou recommandation desdits produits de préférence à d'autres de nature analogue qui ne sont pas cités. Les opinions exprimées dans la présente publication sont celles du/des auteur(s) et ne reflètent pas nécessairement celles de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

ISBN 978-92-5-205908-0

Tous droits réservés. Les informations contenues dans ce produit d'information peuvent être reproduites ou diffusées à des fins éducatives et non commerciales sans autorisation préalable du détenteur des droits d'auteur à condition que la source des informations soit clairement indiquée. Ces informations ne peuvent toutefois pas être reproduites pour la revente ou d'autres fins commerciales sans l'autorisation écrite du détenteur des droits d'auteur. Les demandes d'autorisation devront être adressées au Chef de la Sous-division des politiques et de l'appui en matière de publications électroniques, Division de la communication, FAO, Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Rome, Italie ou, par courrier électronique, à copyright@fao.org

Table des matières

Avant-propos	v
CHAPITRE 1	
Influenza aviaire et le virus H5N1	1
Écologie et propriétés biochimiques des virus de l'influenza aviaire	1
Histoire du virus de l'influenza aviaire H5N1	4
Stratégies de surveillance de l'influenza aviaire	10
Références et sources d'information	11
CHAPITRE 2	
Oiseaux sauvages et influenza aviaire	13
Influenza aviaire chez les espèces d'oiseaux d'eau	13
Espèces Relais ("Bridge Species")	27
Oiseaux migrateurs et dissémination du virus H5N1	29
Références et sources d'information	32
CHAPITRE 3	
Techniques de capture d'oiseaux sauvages	33
Les Corrals (Rassemblements)	34
Utilisation d'appât	37
Filets à canon	42
Filets japonais	44
Méthodes diverses de capture	48
Références et sources d'information	50
CHAPITRE 4	
Techniques de manipulation et de baguage des oiseaux	51
Manipulation et contention d'oiseaux	52
Aides physiques et chimiques de contention	58
Bien-être des oiseaux	59
Bagueage	60
Mesures biométriques	64
Références et sources d'information	71

CHAPITRE 5	
Procédures d'échantillonnage épidémiologique	73
Écouvillons trachéaux et cloacaux	74
Prélèvement sanguin	80
Prélèvement fécal	83
Références et sources d'information	84
CHAPITRE 6	
Étude exploratoire et suivi d'oiseaux	85
Recensements complets	85
Parcelles d'échantillon	87
Transects en bande	89
Point de comptage	91
Échantillonnage à distance	92
Capture-marquage-recapture	93
Références et sources d'information	94
CHAPITRE 7	
Radiotélémetrie et mouvements d'oiseaux	95
Radiotélémetrie	95
Capture et radiomarquage	99
Suivi par télémetrie VHF	103
Analyse des données	106
Études de marquage-recapture (réobservation)	107
Analyse d'isotope stable	111
Références et sources d'information	111
Annexe 1: Directives pour photographier des oiseaux en vue de leur identification	113

Avant-propos

Bien que le virus H5N1 de l'influenza aviaire hautement pathogène a apparu il y a plus d'une dizaine d'années, l'impact impressionnante qu'ont créée les foyers de l'IAHP chez la volaille à travers l'Asie, l'Afrique et l'Europe depuis 2003, ainsi que les décès de plus de 200 hommes et de plus de 230 millions de volailles et de milliers d'oiseaux, a rendu l'IAHP H5N1 et "la grippe aviaire" une partie du parler quotidien. Cependant, l'expression "l'influenza aviaire hautement pathogène" concerne le poulet et ne doit pas vraiment être utilisée pour décrire l'infection dans d'autres espèces (canards sauvages, tiges, furets, ou hommes) quoique l'infection puisse être hautement virulente chez beaucoup d'espèces d'animaux, d'où les appellations les infections par le virus de l'IA ou les infections virales de l'influenza d'origine aviaire.

L'extension géographique du H5N1 ajoutée aux cas de mortalités qu'elle a causé à des degrés variés chez les populations d'oiseaux sauvages et au souci que certaines espèces d'oiseaux sauvages pourraient jouer un rôle dans l'introduction et la dissémination du virus H5N1 le long de leurs voies migratoires ont poussé la FAO à étudier sous tous les angles les interactions entre les oiseaux sauvages et domestiques. A l'intérieur du Centre d'urgence pour la lutte contre les maladies animales transfrontières (ECTAD), la FAO a mis en œuvre un Programme des maladies de la faune pour promouvoir la coopération et l'action régionales et pour augmenter dans le pays le renforcement des capacités nationales et régionales en formant des biologistes, des vétérinaires, des ornithologues et les autres pour une meilleure intégration des vues communes sur la transmission de pathogènes dans des endroits touchés. Pour soutenir ce travail, en 2006 la FAO a sorti un Manuel intitulé *La surveillance de l'influenza aviaire hautement pathogène chez les oiseaux sauvages – collecte d'échantillons des oiseaux sains, malades et morts*.

Il existe un grand choix de manuels sur les subtilités de l'écologie et des cycles de vie des espèces d'oiseaux sauvages y compris une large gamme des habitudes alimentaires et de recherche de nourriture, des interactions sociales, des stratégies de migration, des choix de nidification et de l'usage d'habitat. Cependant, la FAO et ses autres partenaires se sont rendu compte immédiatement de la nécessité d'un manuel introductif pour renforcer les efforts de terrain relatifs à l'étude des populations d'oiseaux et aux aspects écologiques des virus de l'influenza aviaire. Ce manuel présente des technologies de suivi et des techniques d'échantillonnage, la surveillance d'oiseaux sauvages, quelques aspects de l'usage d'habitat et l'écologie de migration qui sont des caractéristiques importantes de la faune et de l'écologie de la maladie nécessitant une étude approfondie.

Ce manuel est le résultat de l'effort coopératif de : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD), BirdLife International, Percy FitzPatrick Institute of African Ornithology, United States Geological Survey (USGS), Wetlands International, Wildfowl and Wetlands Trust, UK (WWT) et Wildlife Conservation Society (WCS).

Ce Manuel doit son existence aux photos fournies par d'excellents photographes de partout dans le monde. La FAO aimerait remercier Nyambayar Batbayar, Alexandre Caron, CIRAD, Ruth Cromie, Graeme Cumming, Karen M. Cunningham, Robert J. Dusek, Pieter van Eijk, Sasan Fereidouni, Clement Francis, J. Christian Franson, Friedrich-Loeffler Institut, Martin Gilbert, Mark Grantham, Nigel Jarrett, Rebecca Lee, Khanh Lam U Minh, Taej Mundkur, Rishad Naoroji, Kim Nelson, Scott Newman, PDSR/FAO Indonesia, Diann Prosser, Rob Robinson, Giuseppe Rossi, Paul Slota, Kristine Smith, David Stroud, John Takekawa, USGS Western Ecological Research Center, Alyn Walsh, Darrell Whitworth et Yuan Xiao d'avoir offert leurs photos à l'intention de ce manuel. Darrell Whitworth and Claudia Ciarlantini ont créé les illustrations.

Les contenus de ce Manuel se sont enrichis des discussions, des revues et d'innombrables suggestions par Robyn Alders, Leon Bennun, Axel Braunlich, Alexandre Caron, Jackie Clark, Graeme Cumming, Ruth Cromie, Simon Delany, Leslie Dierauf, Paul Flint, Milton Friend, Nicolas Gaidet, Noburu Nakamura, Ward Hagemeyer, Richard Hearn, Jerry Hupp, Akiko Kamata, William Karesh, Rebecca Lee, Michael R. Miller, John Pearce et David Stroud.

Remerciements particuliers vont à Darrell Whitworth, Scott Newman, Taej Mundkur et Phil Harris d'avoir rédigé et révisé le texte et d'avoir aidé à assembler le Manuel. De Simone Lorenzo a créé les cartes et Claudia Ciarlantini, Monica Umena et Cecilia Murguia ont apporté leur aide à la production de ce Manuel.

Enfin, nous tenons à remercier les gouvernements du Canada, de Suède, de Suisse et du Royaume Uni pour avoir soutenu le travail du Programme des maladies de la faune en étant conscient de l'importance des interactions entre maladie-bétail-faune-environnement. La publication de ce Manuel n'aurait pas vu le jour sans leur soutien financier à la FAO.

La FAO serait contente de recevoir des commentaires et des retours d'information sur ce Manuel.

Juan Lubroth

Chef

Systeme de prevention et de reponse rapide contre les ravageurs et les
maladies transfrontieres des animaux et de plantes (EMPRES)

Service de la Santé animale

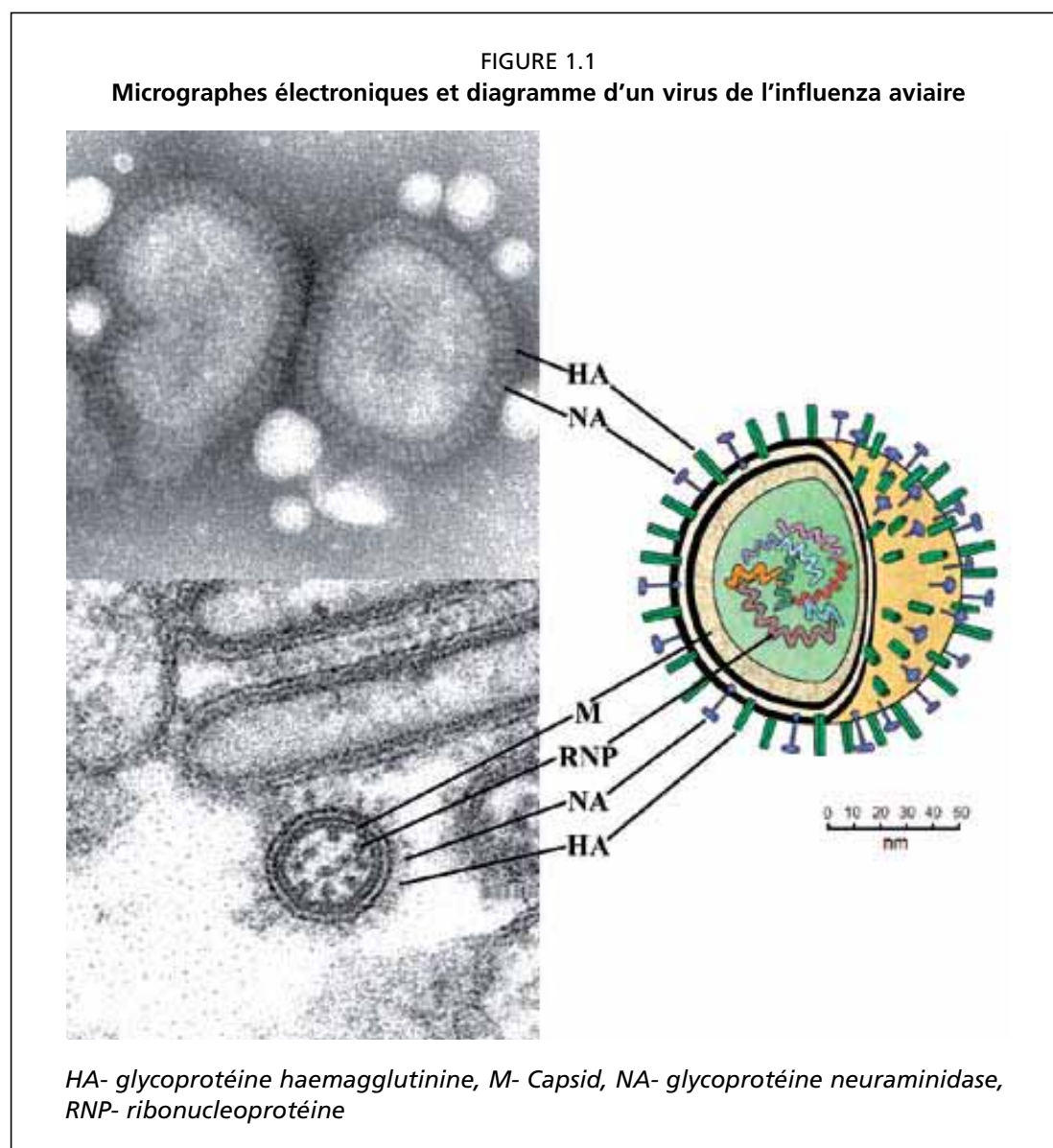
FAO, Rome

Chapitre 1

Influenza aviaire et le virus H5N1

ÉCOLOGIE ET PROPRIÉTÉS BIOCHIMIQUES DES VIRUS DE L'INFLUENZA AVIAIRE

L'influenza aviaire (IA) est une maladie infectieuse des oiseaux provoquée par les virus du type A de la famille Orthomyxoviridae (Figure 1.1). Les virus infectent en général les volailles (par exemple: poulets domestiques, dindes, canards, cailles et oies) ainsi que plusieurs types d'oiseaux sauvages. Certains virus de l'IA peuvent aussi toucher des mammifères divers, y compris l'homme.



Les soustypes différents du virus de l'IA sont distingués par les antigènes hémagglutinine et neuraminidase (des glycoprotéines) couvrant la surface virale (Figure 1.1). Des antigènes différents de seize hémagglutinines (H1-H16) et de neuf neuraminidases (N1-N9) ont été caractérisés et chaque soustype du virus est identifié par la combinaison particulière de l'antigène qu'il possède (par exemple H5N1 ou H3N2). Tous les seize antigènes hémagglutinines et les neuf antigènes neuraminidases ont été identifiés sur les populations des oiseaux sauvages. Au niveau génétique, les virus de l'IA sont constitués de huit segments distincts d'acide ribonucléique (ARN).

Un soustype particulier du virus de l'IA peut comprendre de diverses souches similaires mais distinctes (le terme « clades » est souvent utilisé pour décrire ces souspopulations), basé sur les séquences génétiques et le regroupement – ou non – des isolés. Les souches différentes ont leur origine soit dans la mutation génétique lorsque le virus se reproduit, soit dans la recombinaison (l'échange des parties d'un segment) soit dans le réarrangement (l'échange d'un segment complet) de la matière génétique entre les différents virus qui infectent un seul hôte. Les souches particulières du virus (par exemple, *A/barheaded goose/Qinghai/5/2005 H5N1*) sont identifiées par: 1) le type de l'influenza; 2) l'espèce hôte dont la souche a été isolée; 3) le site géographique; 4) la désignation de laboratoire de la souche; 5) l'année de l'isolement¹; et 6) le soustype du virus.

Les virus IA sont classés faiblement pathogènes (IAFP) ou hautement pathogènes (IAHP) selon leur virulence chez les poulets domestiques (Figure 1.2). La plupart des infections de la volaille sont dues à des souches faiblement pathogènes du virus qui peuvent produire une maladie bénigne manifestée par des signes divers respiratoires, entériques ou reproductifs (dépendant de la souche). Les signes cliniques peuvent inclure une réduction d'activités, d'appétit et de la production d'œufs, des toux et des éternuements, un plumage ébouriffé, une diarrhée et/ou des tremblements. Souvent, peu de signes cliniques visibles sont aperçus et quelques foyers de l'influenza aviaire faiblement pathogène peuvent passer complètement inaperçus à moins qu'il y ait des contrôles spéciaux de laboratoire pour confirmer la présence du virus. Les vaccins de qualité assurée sont efficaces dans la prévention de l'introduction des virus de l'IA et dans leur propagation parmi les troupeaux domestiques, à condition d'être bien appliqués et utilisés conjointement avec d'autres mesures de contrôles de la maladie (telles que meilleurs hygiène et soin, et gestion du mouvement).

Les virus de l'IA sont transmis via le contact direct d'un oiseau infecté ou indirectement par l'exposition étroite aux matériels contaminés des fèces infectés ou peut-être des sécrétions respiratoires. Pourtant, les virus de l'IA ont une capacité limitée de survie à l'extérieur de l'hôte où leur persistance dans l'environnement dépend de l'humidité, de la température et de la salinité. Les virus de l'IA peuvent toutefois persister pendant des années dans les lacs glacés des hautes latitudes et leur capacité de survivre pendant plus d'un mois dans d'autres habitats frais et humides a été démontrée. En fait, les virus se trouvent le plus souvent dans les habitats des zones humides fréquentés par des espèces d'oiseaux d'eau, y compris les anatidés (canards, oies et cygnes) et les charadriidés (limicoles), qui sont les principaux hôtes aviaires sauvages des virus de l'IA.

¹ L'année de l'isolement ne correspond nécessairement pas à sa première apparition.

FIGURE 1.2
Poulet atteint du virus de l'influenza aviaire hautement pathogène H5N1



PDSRFAO-INDONESIA

Chez les oiseaux sauvages, l'infection IAFP peut influencer la performance de la recherche de nourriture et de la migration (van Gils *et al.* 2007), mais la plupart des oiseaux infectés ne montrent pas de signes cliniques évidents de la maladie. Au fil des années, entre les souches communes de l'IA et les populations d'hôtes sauvages un équilibre évolutif par lequel le virus ne provoque pas de maladie grave ni de mortalité s'est développé. De temps à autre, des oiseaux sauvages, les canards et les oies en particulier, ont été identifiés comme la source de l'introduction du virus chez la volaille. Il est possible que le réarrangement ou la recombinaison des virus de l'IAFP sur un seul hôte provoque des virulences plus pro-

noncées, mais ce n'est pas nécessairement le cas). D'ailleurs, pendant la réplication virale lors qu'ils circulent à l'intérieur des troupeaux domestiques, des virus de l'IA subissent des mutations fréquentes, ce qui peut entraîner de nouvelles caractéristiques biologiques (c'est à dire des virus de l'IAFP aux virus plus virulentes de l'IAHP ou de l'Influenza aviaire «haute-ment pathogènes»). Les souches émergentes de l'IAHP sont souvent plus contagieuses (en fonction de la densité d'hôtes susceptibles) et notamment plus virulentes chez les espèces de gallinacés, résultant en des foyers de la maladie avec jusqu'à 100 pourcent de mortalité parmi les troupeaux de volaille non protégés. Ces foyers sont connus généralement sous le nom de la « grippe aviaire » ou la « peste aviaire ». Malgré le fait que l'abattage de la volaille domestique reste le moyen le plus efficace d'enrayer la maladie lors d'un foyer, tout dépend de la détection précoce et du rapportage de la maladie. Un plan d'indemnisation peut souvent mener à la transparence, au signalement précoce et peut compenser des pertes socio-économiques.

Jusqu'à présent, des souches H5 ou H7 ont été responsables pour tous les foyers de l'IAHP chez la volaille mais ces mêmes souches se trouvent rarement chez les populations d'oiseaux sauvages. Néanmoins, ces dernières années une souche notamment virulente du virus H5N1 a démontré la capacité d'infecter la volaille et les nombreux oiseaux sauvages, ainsi que les chats sauvages et domestiques (les félidés), les fouines (les mustélidés), les chiens domestiques (les canidés) et d'autres mammifères, y compris l'homme.

L'émergence du virus zoonotique de l'IAHP H5N1 a provoqué des préoccupations considérables parmi les experts médicaux et vétérinaires, les officiers de la santé publique, les biologistes de la faune sauvage, les agents de conservation de la faune sauvage et aussi parmi le public général suite à l'intervention importante des médias. Le virus H5N1 qui a apparu en Asie vers la fin de 2003 est notamment alarmant à cause de sa haute virulence chez la volaille, sa capacité de contaminer des hôtes divers, et son potentiel de se propager rapidement sur des zones géographiques larges, probablement via des élevages commerciaux et du commerce des oiseaux sauvages, et en toute possibilité, des routes de migration d'oiseaux d'eau.

On croit en général que les oiseaux sauvages constituent un réservoir des virus de l'IAFP, mais le réservoir des souches actuelles de l'IAHP H5N1 n'a pas encore été identifié malgré l'échantillonnage de la maladie sur des milliers d'oiseaux migrateurs et résidents sains, les espèces péri-domestiques incluses. Les contacts fréquents entre de grands nombres de volaille domestique et d'oiseaux d'eau sauvages dans des rizières où l'on pratique la pâture dans quelques parties de l'Asie du Sud-Est et en Afrique maintiennent probablement le virus de l'IAHP H5N1 dans tous les deux secteurs de la volaille domestique et de la faune sauvage.

Heureusement, il n'y a aucune évidence à ce jour, qui indique que le virus de l'IAHP H5N1 a initié la transmission interhumaine prolongée. Toute évidence suggère que le contact étroit avec des oiseaux domestiques infectés ou avec leurs fèces est la source principale de toute infection de H5N1 chez l'homme. Néanmoins, la possibilité d'émergence d'une forme du virus mutant ou recombinant qui pourrait acquérir une transmissibilité plus prononcée chez l'homme est préoccupante car dans un tel cas une pandémie réelle, pourrait survenir à l'échelle globale.

HISTOIRE DU VIRUS DE L'INFLUENZA AVIAIRE DE TYPE H5N1

La souche hautement pathogène du virus IA de type H5N1 a été isolée et caractérisée pour la première fois sur une oie domestique dans la province du Guangdong en Chine du sud en 1996 (Tableau 1.1). L'année suivante, la première flambée de l'IAHP H5N1 s'est produite chez la volaille domestique à Hong Kong, entraînant l'abattage de plus de 1,5 millions de poulets dans un effort de circonscrire et d'éliminer la maladie. Cette flambée a aussi provoqué l'infection de 18 personnes (avec six mortalités), signalant les premières morts humaines documentées à cause du virus H5N1.

La flambée suivante chez l'homme n'a été détectée qu'en février 2003 où deux cas mortels de l'influenza de la souche H5N1 ont été documentés parmi les membres d'une famille à Hong Kong qui s'était récemment rendue en Chine continentale. Un troisième membre de la famille est mort d'une maladie grave respiratoire pendant son séjour en Chine, mais aucun échantillon n'a été pris pour confirmer le rôle du virus H5N1 dans ces cas mortels.

Des flambées suspectes du virus de l'IAHP H5N1 ont réapparu en Asie du Sud-Est déjà au milieu de l'année 2003 mais aucune infection confirmée n'a plus été rapportée avant décembre 2003-janvier 2004 où les tigres (*Panthera tigris*) et les léopards (*Panthera pardus*) en captivité nourris des carcasses de poulets ont été diagnostiqués avec le virus dans un parc zoologique en Thaïlande. Peu après, des flambées du virus de l'IAHP H5N1 ont balayé les volailles domestiques dans huit des pays de l'Asie de l'Est et du Sud-Est (Cambodge, Taïwan Province de la Chine, Indonésie, Japon, République de Corée, République démocratique populaire du Laos, Thaïlande et Viet Nam). Cette vague de flambées a résulté en l'abattage d'au moins 45 million de volailles domestiques et en 35 cas humains au moins (24 cas mortels) au Viet Nam et en Thaïlande (jusqu'en mars 2004).

Les flambées ultérieures de l'IAHP H5N1 chez la volaille pendant l'été boréal de 2004 et l'hiver boréal de 2004/05 sont restées confinées à l'Asie du Sud-Est, mais les cas humains se sont propagés au delà du Viet Nam et de Thaïlande pour inclure le Cambodge, l'Indonésie et la Chine. La plupart des cas humains résultaient des contacts avec la volaille infectée ou les matériels contaminés, mais il est difficile d'écarter la possibilité de quelques cas limités dus à la transmission interhumaine.

Les oiseaux sauvages n'étaient pas impliqués dans les flambées initiales de l'IAHP H5N1 lorsque la maladie s'est émergée chez la volaille asiatique en 2003/04, malgré le fait que la surveillance des oiseaux sauvages ait été limitée à ce moment-là. Néanmoins, en mai 2005, un événement de mortalité à cause du virus H5N1 a tué plus de 6.000 oiseaux d'eau (principalement, Oie à tête barrée (*Anser indicus*), Grand Cormoran (*Phalacrocorax carbo*), Goéland ichthyaète (*Larus ichthyaetus*), Mouette du Tibet (*L. brunnicephalus*) et Tadorne casarca (*Tadorna ferruginea*) à la Réserve Nationale naturelle du lac Qinghai dans le Nord-Ouest de la Chine. Les estimations indiquent qu'entre 5-10 pourcent de la population entière mondiale des oies à tête barrée ont été tués pendant cet événement qui était le deuxième de mortalité documenté chez des oiseaux sauvages dû à un virus de l'IA. Le premier s'était produit en 1961 où de nombreuses sternes pierregarins (*Sterna hirundo*) étaient mortes pendant un incident mortel de l'IA H5N3 en Afrique du Sud.

L'événement de mortalité lié à l'IA H5N1 au Lac de Qinghai et les flambées ou les événements de mortalité successifs en Chine, en Sibérie, au Kazakhstan et en Mongolie (Figure 1.3) en juillet et en août 2005 ont confirmé l'extension géographique significative

TABLE 1.1

Les événements importants de la découverte, de la détection et de la propagation du virus de l'influenza aviaire hautement pathogène H5N1 (janvier 1996-septembre 2007)

1996	Premier isolement du sous-type H5N1 chez une oie domestique en Chine (Province du Guangdong).
1997	Premier foyer de H5N1 chez la volaille domestique et l'homme en Chine (RAS Hong Kong).
1998-2002	Pas de foyers documentés chez la volaille domestique et l'homme. Déc. 2002: H5N1 tue plusieurs espèces de canards en captivité et d'autres oiseaux dans deux collections d'oiseaux en Chine (RAS Hong Kong).
2003	Fév : Le virus H5N1 réapparaît avec deux cas chez l'homme dans une famille en Chine (RAS Hong Kong). Mars-Juillet: Des foyers de H5N1 suspects mais non documentés en Asie du Sud-Est . Déc.-jan 2004: Le virus tue deux espèces de félidés captifs (le tigre et le léopard) dans un zoo en Thaïlande après être nourris des carcasses de poulets. Déc: première vague de flambée de H5N1 éclate en Asie avec des infections rapportées dans trois élevages de volailles en République de Corée .
2004	Jan-fév: Premiers foyers de H5N1 chez la volaille au Viet Nam , en Thaïlande , au Japon , au Cambodge , au Rdpdu Laos , en Indonésie et en Chine avec les premiers cas chez l'homme rapportés au Viet Nam et en Thaïlande . Premier chat domestique infecté en Thaïlande . Juin-août: deuxième vague de flambée H5N1 chez la volaille éclate en Asie du Sud-Est , les premiers cas enregistrés en Malaisie . Juillet: la recherche indique que H5N1 peut être létal chez certaines espèces d'oiseaux d'eau sauvages. Oct: Premier rapport de H5N1 en Europe chez deux aigles montagnards (<i>Spizaetus nipalensis</i>) passés en contrabande en Belgique de Thaïlande . Oct: Le virus tue 41 tigres captifs dans un zoo en Thaïlande après être nourris des carcasses de poulets. Déc: Troisième vague de flambée H5N1 commence en Asie du Sud-Est .
2005	Avr-mai: Le virus H5N1 est responsable de la mort de plus de 6.000 oiseaux migrateurs (Oie à tête barrée, Goéland à tête noire, Mouette du Tibet, Tadorne casarca, Grand Cormoran et d'autres espèces) au lac Qinghai, en Chine . Juill-Août: Premiers foyers de H5N1 détectés en Russie (Sibérie) , au Kazakhstan , en Mongolie et en Chine (le plateau du Tibet Xinjiang) avec des rapports d'oiseaux sauvages migrateurs morts dans les environs des foyers chez les volailles, avec l'exception de la Mongolie. Oct: Des foyers de H5N1 en Turquie , en Croatie et en Roumanie ont signalé la première détection du virus en Europe chez les volailles domestiques et chez les oiseaux sauvages et ont annoncé sa propagation dans 26 pays européens avant juillet 2006. Nov: premier rapport dans les états du golfe Persique d'un seul flamant rose captif (<i>Phoenicopterus roseus</i>) à Koweït .
2006	Jan-Fév: premiers cas humains de H5N1 à l'extérieur de l'Asie du Sud-Est - Turquie et Irak . Fév: H5N1 détecté dans les élevages commerciaux en Afrique, au Nigeria et en Egypte , où le virus s'est propagé dans huit pays avant mai. Fév-juil: Carcasses dispersées des oiseaux sauvages infectés du virus H5N1 rapportés dans la majorité des pays de l'Union européenne y compris l' Autriche , la République Tchèque , le Danemark , la France , l' Allemagne , la Grèce , l' Italie , la Pologne , l' Espagne , la Suède et le Royaume Uni , et la Suisse . Avr-juin: Rapports des morts à cause de H5N1 chez les oies à tête barrée et d'autres oiseaux dans les environs du lac Qinghai, en Chine . Mars: premier foyer de H5N1 chez l'homme associé à la manipulation d'un cygne sauvage infecté mort en Azerbaïdjan . (jusqu'à présent, c'est le seul cas de l'infection de l'oiseau sauvage à l'homme)
2007	Jan-juin: H5N1 détecté chez la volaille au Ghana et au Togo en Afrique et à Koweït et chez les faucons captifs et la volaille en Arabie saoudite en Asie de l'Ouest. Jan: H5N1 détecté sur un élevage commercial de dindes au Royaume Uni et des élevages commerciaux d'oies en Hongrie . Avr: premier foyer de H5N1 détecté chez la volaille au Bangladesh . Juin-juill: H5N1 détecté sur plus de 200 oiseaux sauvages morts dans trois pays (la République Tchèque , la France et l' Allemagne) avec les foyers simultanés chez les volailles domestiques dans deux d'entre eux (la République Tchèque et l' Allemagne).

FIGURE 1.3
Carcasse d'oie à tête barrée (*Anser indicus*) découverte pendant un événement de mortalité de l'IA H5N1 en Mongolie en août 2005



de la maladie. Le scénario de la propagation de la maladie a été considéré comme évidence du rôle possible des oiseaux d'eau migrateurs dans la transmission de la maladie, bien que les routes du commerce des volailles et des oiseaux sauvages puissent aussi expliquer quelques unes des flambées (Gauthier-Clerc *et al.* 2007). Des foyers parmi quelques troupeaux domestiques en Sibérie et au Kazakhstan se sont produits en même temps que les cas confirmés des mortalités des oiseaux d'eau sauvages migrateurs dans les environs des élevages infectés, mais l'origine de ces infections n'a pas pu être déterminée. Les mortalités confirmées liées au virus IA H5N1 en Mongolie se sont limitées à une oie à tête barrée et à quatre cygnes chanteurs (*Cygnus cygnus*) en 2005.

Le virus de l'IAHP H5N1 a continué son extension vers l'ouest pendant l'automne boréal en 2005 et avant octobre il a été détecté chez la volaille en Turquie, et en suite en Croatie et en Roumanie, les premiers cas en Europe. L'arrivée du virus de l'IAHP H5N1 en Turquie et en Europe de l'Est a signalé la propagation rapide de la maladie en toute l'Europe et dans la région du golfe Persique vers décembre 2005, et au Moyen-Orient et en Afrique vers février/mars 2006.

En janvier 2006, la Turquie a rapportée la première des infections humaines de l'IA H5N1 à l'extérieur de l'Asie de l'Est, suivie de l'Irak, l'Azerbaïdjan, l'Egypte et le Djibouti remontant ainsi, en quelques mois le nombre de pays rapportant l'infection du virus H5N1 chez l'homme à 10 (258 cas, dont 154 mortel, jusqu'au 29 novembre 2006). Comme en Asie, les cas humains dans la plupart de ces pays étaient associés à la manipulation de la volaille domestique infectée quoique la première mortalité, en Azerbaïdjan en mars 2006 ait été liée au plumage d'un cygne mort contaminé. C'était le premier et le seul cas connu de la transmission du virus H5N1 d'un oiseau sauvage à l'homme.

Au cours d'une période de deux mois de l'été boréal en 2007, H5N1 a été retrouvé sur plus de 200 oiseaux sauvages morts dans trois pays (République Tchèque, France et

Allemagne) avec des foyers concurrents parmi les oiseaux domestiques dans deux de ces pays (République Tchèque et Allemagne). La mortalité chez les oiseaux sauvages a concerné essentiellement les espèces non-migrateurs, et s'est produite pendant une partie de l'année (juin-juillet) où les oiseaux ne volaient pas à cause de la mue, et ne migraient pas vers ou de l'Europe.

En septembre 2007, le virus de l'IAHP H5N1 a été confirmé chez soit les volailles, soit les oiseaux sauvages dans 59 pays différents sur trois continents (Figure 1.4 et Tableau 1.2). En Europe, le virus a été détecté à la fois chez les oiseaux sauvages et chez les volailles dans 12 pays (Azerbaïdjan, Danemark, France, Allemagne, Hongrie, Roumanie, Russie, Serbie, Suède, Turquie, Ukraine et Royaume Uni), seulement chez des oiseaux sauvages dans 12 pays (Autriche, Bosnie-Herzégovine, Bulgarie, Croatie, République Tchèque, Grèce, Italie, Pologne, Slovaquie, Slovénie, Espagne et Suisse), et exclusivement chez la volaille dans un pays (Albanie).

Contrairement, des foyers dans 10 pays africains (Burkina Faso, Cameroun, Côte d'Ivoire, Djibouti, Egypte, Ghana, Niger, Nigeria, Soudan et Togo) ont été limités surtout chez la volaille et juste trois cas de l'IA H5N1 ont été enregistrés chez les oiseaux sauvages: un

FIGURE 1.4
Pays dans lesquels le virus H5N1 HPAI a été détecté chez la volaille
et/ou les oiseaux sauvages (mis à jour le 5 septembre 2007)

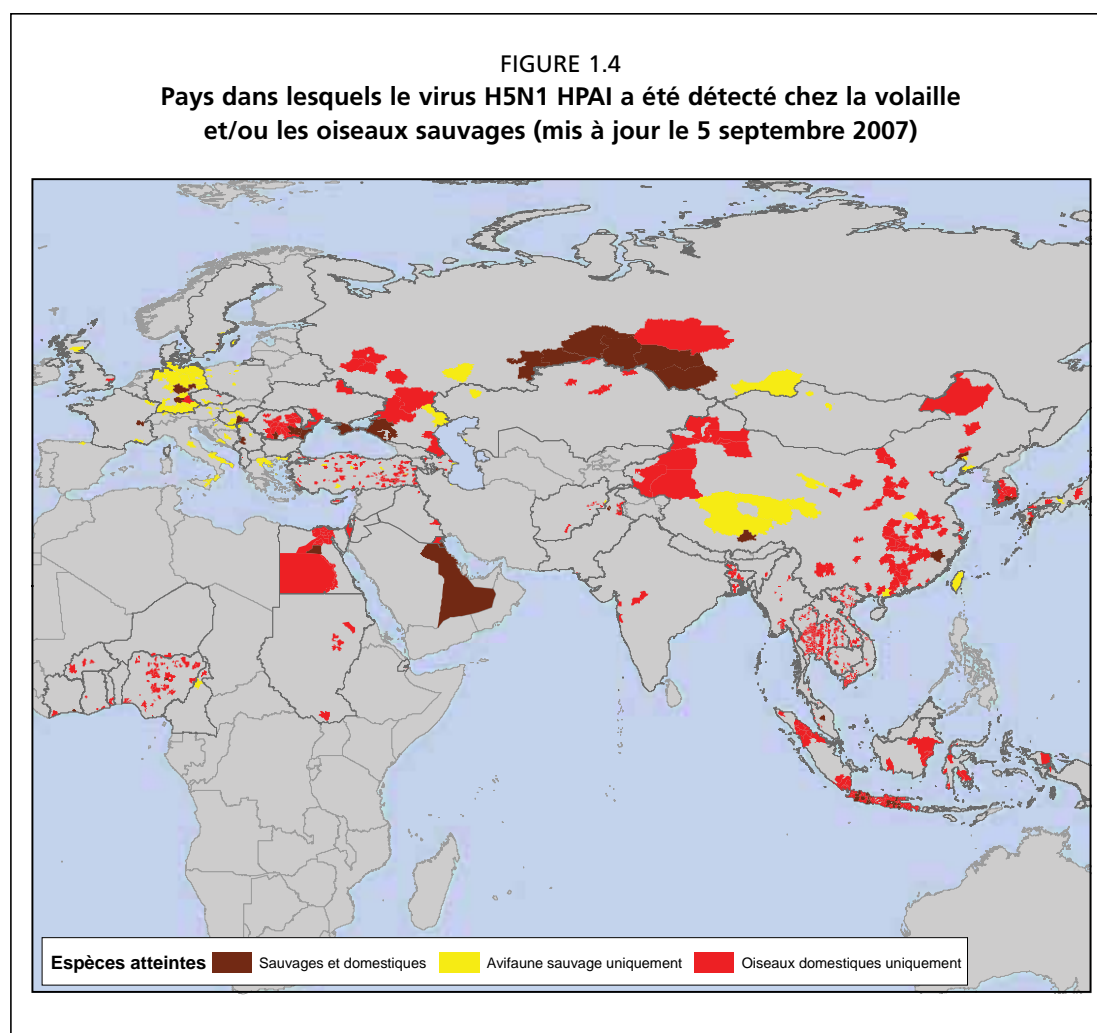


TABLE 1.2

Pays atteints du virus de l'influenza aviaire H5N1 chez les volailles domestiques, les oiseaux sauvages en liberté, les oiseaux sauvages en captivité et l'homme depuis 1996 (jusqu'au 7 Septembre 2007)

Pays	Année*	Volaille	Oiseaux sauvages	Oiseaux captifs	Homme
ASIE					
Afghanistan	2006	•	x		
Bangladesh	2007	•			
Cambodge	2004	•		•	x
Chine**	1996	•	x	•	x
Inde	2006	•			
Indonésie	2004	•			x
Iran	2006		x		
Irak	2006	•			x
Israël	2006	•			
Japon	2004	•	x		
Jordanie	2006	•			
Kazakhstan	2005	•	x		
Koweït	2005	•		•	
Corée, Rép de	2003	•	x		
Laos, Rép dém pop du	2004	•			
Malaisie	2004	•	x		
Mongolie	2005		x		
Myanmar	2006	•			
Pakistan	2006	•	x	•	
Arabie saoudite	2007	•		•	
Thaïlande	2003	•	x		x
Viet Nam	2004	•			x
Cisjordanie et la bande de Gaza	2006	•			
AFRIQUE					
Burkina Faso	2006	•			
Cameroun	2006	•	x		
Côte d'Ivoire	2006	•	x		
Djibouti	2006	•			x
Egypte		•			x
Ghana	2006	•			x
Niger	2006	•			
Nigéria	2006	•	x		
Soudan	2006	•			
Togo	2007	•			

(Continué)

TABLEAU 1.2 (suite)

Pays atteints du virus de l'influenza aviaire H5N1 chez la volaille domestique, les oiseaux sauvages en liberté, les oiseaux sauvages en captivité et l'homme depuis 1996 (jusqu'au 7 Septembre 2007)

Pays	Année*	Volaille	Oiseaux sauvages	Oiseaux captifs	Homme
EUROPE					
Albanie	2006	•			
Autriche	2006		x	•	
Azerbaïdjan	2006	•	x		x
Bosnie-Herzégovine	2006		x		
Bulgarie	2006		x		
Croatie	2005		x		
Rép Tchèque	2006	•	x		
Danemark	2006	•	x		
France	2006	•	x		
Géorgie	2006		x		
Allemagne	2006	•	x	•	
Grèce	2006		x		
Hongrie	2006	•	x		
Italie	2006		x		
Pologne	2006		x		
Roumanie	2005	•	x		
Fédération de Russie	2005	•	x		
Serbie	2006	•	x		
Slovaquie	2006		x		
Slovénie	2006		x		
Espagne	2006		x		
Suède	2006		x	•	
Suisse	2006		x		
Turquie	2005	•	x		x
Ukraine	2005	•	x		
Royaume Uni	2006	•	x		

* L'année indique quand le virus a été confirmé en premier - données compilées de sources diverses, y compris l'OIE, l'OMS et la FAO.

** Y compris Hong Kong et Tibet.

Epervier d'Europe (*Accipiter nisus*)² au Côte d'Ivoire et un canard et un vautour d'espèces non-spécifiées en Cameroun et au Nigeria respectivement.

Alors que le virus H5N1 s'est propagé à travers l'Eurasie et l'Afrique en 2006, des

² D'autres sources font référence à un Milan parasite (*Milvus migrans parasiticus*) qui souligne le problème de l'identification d'oiseaux sauvages dans les canaux de rapportage officiel de l'influenza aviaire. La participation limitée des biologistes de la faune sauvage qualifiés résulte souvent en l'échec d'identification ou une mal identification des oiseaux sauvages, à la fois dans les environs des foyers et à la campagne élargie.

foyers répétés en Asie du Sud-Est ont suggéré que le virus était devenu endémique dans de nombreuses régions et qu'il continuait à se propager. Les événements de mortalité de la faune sauvage en Chine étaient moins nombreux avec quelques 1.800 oiseaux sauvages, mais sur une échelle géographique plus large par rapport à 2005. Quatre nouveaux pays (Afghanistan, Inde, Myanmar, et Pakistan) ont rapporté la présence du virus de l'IAHP H5N1 vers le début de 2006, remontant à 19 le nombre des pays asiatiques avec des foyers confirmés chez la volaille ou les oiseaux sauvages. Bien que le Japon ait réussi à contrôler efficacement les foyers du virus IAHP H5N1 chez la volaille et se soit déclaré indemne de la maladie pendant l'été boréal en 2004, des foyers ont continué dans la plupart des autres pays, y compris la Malaisie et la République de Corée, qui avaient réussi à éliminer la maladie auparavant mais ont probablement vu des réintroductions. Au début de 2007, un élevage commercial de dindes au Royaume-Uni a rapporté le premier foyer du pays chez les dindes domestiques, ce qui était en toute possibilité lié à l'importation de la viande congelée de dinde de la Hongrie. Le virus de l'IAHP H5N1 s'est propagé parmi les volailles au Ghana et au Togo en Afrique et au Bangladesh en Asie.

STRATÉGIES DE SURVEILLANCE DE L'INFLUENZA AVIAIRE

La communauté scientifique a reconnu le fait que le virus de l'IAHP H5N1 est principalement responsable de la maladie de volaille et qu'il faut souligner l'importance des mesures de surveillance, de prévention et de contrôle au niveau de la production animale (agriculturale) pour améliorer l'élevage et promouvoir les pratiques de biosécurité afin de circonscrire les risques des infections humaines et d'enrayer la propagation parmi les volailles. Néanmoins, la préoccupation concernant le rôle joué par les oiseaux sauvages dans l'hébergement et la transmission de la maladie demeure. La plupart des informations liées à la relation entre les oiseaux sauvages et le virus H5N1 ont été basées sur les échantillons prélevés des oiseaux morts ou malades pendant les événements de mortalité. Bien que cette surveillance "opportuniste" ait fourni des données importantes (par exemple l'éventail et la vulnérabilité d'hôtes), ce n'est pas une technique objective et n'offre pas d'aperçus sur l'identification du *rôle de réservoir* que pourraient jouer les oiseaux sauvages dans la propagation et la progression du virus H5N1 ou des autres maladies infectieuses.

Récemment, plusieurs programmes de surveillance spécialement conçus pour la collecte des échantillons provenant des oiseaux sauvages sains en liberté ont été entrepris par de nombreuses agences internationales ou nationales, et des organisations non-gouvernementales. Toutefois, une surveillance active des oiseaux sauvages présente des obstacles pratiques, logistiques et financiers qui la rendent un véritable défi. Étant donné la prévalence faible attendue des virus de l'IA H5N1 chez les oiseaux sauvages sains et des ressources disponibles souvent limitées par rapport à des efforts coûteux, il est important d'adopter une approche de surveillance active d'échantillonnage d'une manière stratégique avec des objectifs bien définis, des justifications épidémiologiques solides et suffisamment de savoir-faire technique et de capacités d'accomplir des activités tant sur le terrain que dans les laboratoires. Pour que les programmes de surveillance de la faune sauvage pour le virus H5N1 soient efficaces et actifs, les objectifs principaux doivent être: 1) la détermination des espèces qui peuvent être les hôtes du virus; 2) la détermination de la variation temporelle et spatiale de la fréquence de la maladie; 3) la détermination du rôle de la faune sauvage

dans l'écologie de la maladie; et 4) le développement des protocoles qui réduiront le risque potentiel d'exposition de l'homme et de la volaille au virus provenant des sources de faune sauvage et vice versa.

Des programmes de surveillance active conçus pour les oiseaux sauvages sains en liberté doivent cibler les espèces ayant les caractéristiques suivantes: 1) des espèces ayant déjà été infectées du virus H5N1; 2) des espèces qui sont les réservoirs connus épidémiologiques des virus de l'IAFP; 3) des espèces grégaires qui se rassemblent périodiquement aux aires de nidification, de repos, de haltes sur la voie migratoire et aux aires de non-reproduction ; 4) des espèces qui partagent potentiellement leurs habitats avec les exploitations avicoles, les systèmes intégrés d'élevage et d'aquaculture, les troupeaux de volaille de basse-cour et les terres agricoles telles les rizières; et 5) des espèces dont les mouvements saisonniers ou les voies de migration pourraient expliquer la propagation et/ou l'émergence de la maladie. La sélection des sites de prélèvements sera dictée essentiellement par les préférences d'habitat de l'espèce à échantillonner et l'incidence des foyers chez la volaille, bien que d'autres facteurs comme la sécurité d'oiseaux et de chercheurs, et la logistique du projet doivent aussi être pris en compte (voir *Chapitre 3*).

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- FAO.** Site web de l'Influenza Aviaire (disponible à l'adresse suivante: <http://www.fao.org/avianflu/en/index.html>).
- Gauthier-Clerc, M., Lebarbenchon C. & Thomas. F.** 2007. *Recent expansion of highly pathogenic avian influenza H5N1: a critical review.* *Ibis*, 10.1111/j.1474-919-x.2007.00699.x.
- Gilbert, M., Chitaweesub, P., Parakamawongsa, T., Premashthira, S., Tiensin, T., Kalpravidh, W., Wagner, H. & Slingenbergh, J.** 2006a. *Freegrazing ducks and highly pathogenic avian influenza, Thailand.* *Emerging Infectious Dis.*, 12: 227–234.
- United States Geological Survey (USGS) National Wildlife Health Center (NWHC).** Site web officiel (disponible à l'adresse suivante: <http://www.nwhc.usgs.gov/>).
- van Gils, J.A., Munster, V.J., Radersma, R., Liefhebber, D., Fouchier, R.A.M. & Klassen, M.** 2007. *Hampered Foraging and Migratory Performance in Swans Infected with Low-Pathogenic Avian Influenza A Virus.* *PLoS ONE* 2(1): e184. doi:10.1371/journal.pone.0000184.
- World Health Organization (WHO).** Site web officiel (disponible à l'adresse suivante: http://www.who.int/csr/disease/avian_influenza).
- World Organisation for Animal Health (OIE).** Site web officiel (disponible à l'adresse suivante: http://www.oie.int/eng/info/en_influenza.htm).
- Yasué, M., Feare, C.J., Bennun, L. & Fiedler, W.** 2006. *The epidemiology of H5N1 Avian Influenza in wild birds: why we need better ecological data.* *BioScience*, 56: 923-929.

Chapitre 2

Oiseaux sauvages et influenza aviaire

INFLUENZA AVIAIRE CHEZ LES ESPÈCES D'OISEAUX D'EAU

Bien que le virus H5N1 de l'IA ait été détecté chez diverses espèces sauvages en liberté (plus de 75 espèces d'oiseaux sauvages de 10 ordres aviaires différents; Tableau 2.1), C'est chez les espèces des zones humides et les espèces aquatiques qu'il est le plus fréquemment noté. Les oiseaux qui ont une prédilection pour les zones humides constituent presque 60 pourcent des espèces sauvages infectées par le virus H5N1 et ils représentent une proportion plus grande de la mortalité au sein des espèces sauvages.

TABLEAU 2.1

Liste des taxons aviaires chez lesquels le virus H5N1 hautement pathogène de l'influenza aviaire a été détecté au sein des populations* sauvages et/ou captives (en Septembre 2007**)

Ordre famille	Espèces communes	Préférences d'habitat	Nombre d'espèces où H5N1 détecté		
			Total	Sauvage	Captif
Anseriformes					
Anatidae	Canards, oies, cygnes	Zones humides, marin	30	11	19
Charadriiformes					
Laridae	Goélands, Mouettes	Marin, zones humides	3	3	2
Scolopacidae	Limicoles	Zones humides	1	1	0
Gruiformes					
Rallidae	Râles, foulques	Zones humides	4	4	0
Pelecaniformes					
Phalacrocoracidae	Cormorans	Marin, Zones humides	2	2	0
Podicipediformes					
Podicipedidae	Grèbes	Zones humides, marin	2	2	0
Falconiformes					
Accipitridae	Eperviers, aigles	Général	7	5	2
Falconidae	Faucons	Général	2	1	2
Passeriformes					
Corvidae	Corbeaux,	Général	3	3	0
Autre	Passereaux	Général	12	8	4
Galliformes					
Phasianidae	Faisans, perdrix	Général	4	2	2
Columbiformes					
Columbidae	Pigeons, tourterelles	Général	2	2	0

* Les oiseaux captifs comprennent ceux qui sont aux zoos ou dans les sanctuaires. Certaines espèces peuvent être incluses chez les deux: sauvages et captifs.

**Source des données: site web du USGS NHCW

FIGURE 2.1
Limicoles au repos sur une vasière, Yalu Jiang, Chine



Le terme «zone humide» englobe divers habitats marins, côtiers et d'eaux douces intérieures qui partagent un caractère en commun : les sols ou les substrats sont saturés ou couverts d'eau au moins périodiquement. Audelà de cette description simple, les systèmes de zones humides sont souvent très complexes et montrent une grande diversité au niveau des substrats, de la salinité, de la fréquence de l'inondation et de la végétation (Manuel de la Convention de Ramsar 1997) – des caractères importants qui déterminent les espèces d'oiseaux habitant une zone humide particulière.

Les oiseaux d'eau ont développé des stratégies de recherche de nourriture et de nidification pour exploiter les zones humides et se trouvent dans presque tous les types de zones humides : baies pérennes submergées, lacs, étangs et rivières, marécages à inondation saisonnière, marais et tourbières de la toundra, estuaires, marais salants et vasières (Figures 2.1 et 2.2). Des zones humides artificielles et/ou modifiées sont aussi devenues des habitats importants de la faune sauvage puisque les zones humides naturelles sont de plus en plus modifiées et remaniées pour créer des habitats destinés à d'autres besoins humains. Les oiseaux sauvages se sont vite adaptés aux zones humides ainsi modifiées et se rencontrent fréquemment dans les barrages-réservoirs, les salins, les cultures inondées, les canaux d'irrigation, les étangs d'aquaculture et les élevages de volaille en étangs.

La perte importante de zones humides naturelles et l'attraction des zones humides converties en riziculture intensive peuvent entraîner la concentration des oiseaux d'eau dans des habitats plus petits augmentant ainsi leur densité et le risque de transmission du virus, principalement chez les anatidés et chez les limicoles qui vivent dans ces habitats.

Étant les hôtes sauvages du virus H5N1 les plus communément détectés, les oiseaux d'eau représentent une cible appropriée pour la surveillance active de la maladie. Des

espèces communes des zones humides sont des oiseaux comme : canards, oies, cygnes, goélands, limicoles, hérons, aigrettes, cigognes, râles, foulques, gallinules, cormorans et grèbes (Tableau 2.1). Un examen de leurs stratégies générales de nidification, de migration et d'alimentation serait utile pour comprendre leur rôle potentiel dans la propagation du virus H5N1. Quoique les stratégies écologiques décrites dans ce Manuel soient valides pour la plupart des espèces de chaque groupe, des exceptions peuvent toujours exister.

FIGURE 2.2
Habitats typiques des zones humides fréquentés par les oiseaux d'eau



SCOTT NEWMAN

Khorin Tsagaan Nuur, Mongolie



APHALUCK BHATIASEVI

Élevage en étang au Viet Nam

Anatidés (Anseriformes)

Les canards, les oies et les cygnes (famille Anatidae; Figure 2.3), connus collectivement sous le nom d' «anatidés», sont des hôtes communs et bien étudiés des virus de l'IAFP, et le seul groupe d'oiseaux chez lequel les virus ont été détectés tout au long de l'année au sein des populations sauvages. La liste quantifiée des espèces d'oiseaux sauvages morts en raison du virus H5N1 révèle que les anatidés sont, de loin, le groupe d'oiseaux chez lequel les pathotypes HP H5N1 et FP des virus de l'IA ont été retrouvés le plus fréquemment. Les anatidés ont constitué la vaste majorité des oiseaux sauvages infectés pendant la mortalité en masse de l'IA H5N1 en Chine en 2005/06 et aussi le groupe le plus répandu des espèces d'oiseaux sauvages infectés pendant de nombreux incidents de mortalité lors de la propagation du virus de l'Asie de l'Est à l'Asie de l'Ouest et l'Europe.

Les canards, les oies et les cygnes constituent un groupe familial d'oiseaux aquatiques qui compte environ 150 espèces réparties dans le monde. En général, ce sont des oiseaux de taille moyenne à large au corps lourd, au cou long par rapport à la taille du corps, aux pattes palmées et, dans une majorité d'espèces, au bec large et plat. C'est cette combinaison distincte de traits externes qui les rend les plus remarquables et facilement reconnaissables de toutes les avifaunes de zones humides. Les anatidés ont été toujours exploités par l'homme comme oiseau-gibier et volaille domestique. Quelques espèces, plus notamment le canard colvert (*Anas platyrhynchos*) et l'oie cendrée (*Anser anser*), ont été domestiqués et élevés depuis des milliers d'années.

Les anatidés sont grégaires et plusieurs espèces boréales se rassemblent en grands troupeaux sur les aires d'alimentation dans les zones humides pendant l'automne et l'hiver boréaux. Par opposition à leur nature grégaire en dehors de la saison de nidification, les anatidés sont primordialement des nicheurs solitaires, quoique certaines espèces telle que l'oie à tête barrée, nichent en colonies de plusieurs milliers d'oiseaux. La plupart des anatidés nichent au sol dans la végétation près des rivages ou à proximité de l'eau. Néanmoins, certaines espèces nichent dans les habitats peu profonds submergés en construisant un nid élevé de végétation sèche entouré d'eau, alors que d'autres espèces construisent des nids flottants en forme de radeaux amarrés à la végétation émergente. Plusieurs espèces de canards nichent dans les cavités creusées dans le tronc d'arbres par d'autres espèces.

En général, les anatidés sont monogames et la durée du couple varie parmi les groupes. Chez la plupart des canards, les couples sont temporaires et les femelles sont responsables de l'incubation et de l'élevage des jeunes. Par contraste, les mâles des cygnes et les oies partagent les responsabilités de l'élevage des jeunes, et des couples de long terme, souvent unis pour la vie, sont fréquents dans ces groupes.

Les oisillons des anatidés sont nidifuges (c'est à dire bien développés, actifs et alertes à l'éclosion) et sont capables de suivre le(s) parent(s) à l'eau et de s'alimenter indépendamment en quelques heures de l'éclosion. Les femelles des canards soignent les jeunes jusqu'à ce qu'ils puissent voler, alors que les oies et les cygnes créent des unités familiales qui peuvent durer jusqu'à la saison de nidification suivante.

Chaque année, tous les anatidés subissent une période courte de mue postnuptiale avec la chute simultanée du plumage de vol (des rémiges) où ils sont incapables de voler. Pendant la période de la mue, de grands nombres d'anatidés ne pouvant pas voler se rassemblent souvent sur les habitats de zones humides qui sont plus ou moins protégés

FIGURE 2.3
Espèces représentatives des trois sous-familles de la famille Anatidae



ALYN WALSH

Canard siffleur (Anas penelope)



ROB ROBINSON

Oie à tête barrée (Anser indicus)



ROB ROBINSON

Cygne tuberculé (Cygnus olor)

des prédateurs. Toutes les femelles d'anatidés et les mâles des espèces dont les deux sexes participent à l'élevage de jeunes se muent complètement près des aires de reproduction pendant la période d'élevage d'oisillons.

Des différences morphologiques et comportementales permettent aux anatidés de répartir les habitats d'alimentation. Les anatidés sont caractérisés en général en ceux qui «barbotent», ceux qui «se plongent» et ceux qui «fourragent», en fonction de la technique de recherche de nourriture employée. Plusieurs espèces d'anatidés se nourrissent des invertébrés et des herbes aquatiques qu'ils filtrent de l'eau ou de la vase et qu'ils passent par les lamelles garnissant le bec. Les cygnes, les tadornes et les canards de surface ou les «barboteurs» s'alimentent à la surface ou juste au dessous de la surface (la profondeur dépend de la longueur du cou) pour s'alimenter au fond des eaux peu profondes. Les canards «plongeurs», comme suggère leur nom, se plongent au dessous de la surface pour s'alimenter dans les substrats plus profonds qui sont inaccessibles aux canards de surface. Les harles sont une exception parmi les canards «plongeurs», et ils se nourrissent du poisson dans la colonne d'eau. Les anatidés fourrageurs comprennent les oies qui s'alimentent dans les zones des terres intérieures et les canards adaptés à l'alimentation des herbes terrestres et des graines. Les oiseaux fourrageurs comprennent aussi plusieurs espèces d'oies africaines qui ne sont pas d'oies véritables mais des canards herbivores.

Limicoles (Charadriiformes)

Les limicoles ou les échassiers (Figures 2.4, 2.5 et 2.6) appartiennent à plusieurs familles dans l'ordre des Charadriiformes, qui est un ordre aviaire grand et divers comprenant aussi des goélands, des sternes et des alcidés. Après les anatidés, les limicoles sont les hôtes les

FIGURE 2.4

Courlis cendré (*Numenius arquata*), famille Scolopacidae (ordre des Charadriiformes)



CLEMENT FRANCIS

FIGURE 2.5

Chevalier gambette (*Tringa totanus*), famille Scolopacidae (ordre des Charadriiformes)



CLEMENT FRANCIS

FIGURE 2.6

Petit Gravelot (*Charadrius dubius*), famille Charadriidae (ordre des Charadriiformes)



CLEMENT FRANCIS

plus communs des virus de l'IAFP, bien que sur les espèces échantillonnées, les virus apparaissent périodiquement et n'aient été détectés que chez des populations sauvages des limicoles au cours du printemps et de l'automne boréaux.

Malgré la haute fréquence en général des virus de l'IAFP chez certains limicoles, jusqu'à présent le virus H5N1 de l'IAHP n'a été détecté que chez une seule espèce, le chevalier culblanc (*Tringa ochropus*) de la famille Scolopacidae. D'ailleurs, les limicoles ne semblent

pas transmettre ou disséminer le virus H5N1. Malgré le fait qu'ils partagent un chevauchement important aux niveaux géospatial et temporel avec les anatidés sur des routes migratoires asiatiques, ils n'ont pas transmis le virus en Australie où ils passent l'été austral en grands nombres (où les espèces nicheuses migratrices d'anatidés de l'hémisphère nord ne migrent point).

Les limicoles sont des oiseaux de taille petite à moyenne au bec relativement long et aux pattes non palmées adaptées pour marcher sur les vasières et dans les eaux peu profondes le long des rivages des zones humides et des rivages rocheux. Ils se retrouvent habituellement dans les zones humides artificielles et des terres agricoles. Collectivement, les limicoles incluent des espèces connues telles que bécasseaux, échasses, avocettes, huîtriers, gravelots et pluviers. Comme les anatidés, les limicoles sont assez grégaires en dehors de la saison de nidification où de grands troupeaux migrants non-reproducteurs, se rassemblent sur les aires d'alimentation ou de repos des zones humides.

Des adaptations structurales ont permis aux limicoles d'exploiter la grande diversité de proies disponibles aux habitats productifs des zones humides. Les becs et les pattes des limicoles sont souvent les traits les plus remarquables et offrent la meilleure piste quant à leur lieu particulier d'alimentation. Des espèces aux pattes longues telles que les échasses pataugent dans les eaux plus profondes que les espèces aux pattes plus courtes. Le bec long et mince est adapté pour fouiller des invertébrés aquatiques dans les substrats mous des milieux humides.

Les limicoles nichent en général en couples solitaires (quoique certaines espèces nichent en grandes colonies), construisant le nid sur le sol dans les zones marécageuses de la toundra, de la taïga et des prairies, souvent à l'intérieur des terres. Les nids sont souvent des creux simples garnis de cailloux ou de bouts de végétation. Les oisillons des limicoles sont nidifuges et quittent le nid en général peu après l'éclosion.

Goélands et mouettes (Charadriiformes)

Les goélands et les mouettes (Figure 2.7) forment un autre groupe familial et assez homogène d'oiseaux d'eau, de taille moyenne à large, répartis dans les habitats côtiers, pélagiques et d'eaux douces de l'intérieur partout dans le monde. La famille qui comprend des goélands (Laridae), est l'une parmi plusieurs de l'ordre des Charadriiformes. Des virus de l'IAFP apparaissent périodiquement chez plusieurs espèces des Charadriiformes, y compris les goélands. Le virus H5N1 a été isolé chez trois espèces de goélands dont deux, Mouette du Tibet et Goéland à tête noire ont été touchées durant le premier foyer chez les oiseaux sauvages en Chine en 2005.

Les goélands en général et les espèces plus larges en particulier, sont des oiseaux intelligents présentant un comportement complexe et une structure sociale hautement développée. Ils sont aussi très adaptables et plusieurs espèces sont assez tolérantes à l'égard de l'homme. Quelques espèces de goélands se réunissent dans les zones peuplées où leurs effectifs se sont accrus d'une manière significative comme elles se sont adaptées à l'exploitation des sources d'alimentation humaines. D'ailleurs, puisque les goélands se nourrissent des charognes, les zones avoisinantes des élevages avicoles domestiques présentent un lieu potentiel de contact avec les virus de l'IA. Dans la nature, les goélands s'alimentent d'une manière généraliste et consomment essentiellement des poissons et des

invertébrés aquatiques. Cependant, les espèces plus larges et plus agressives sont aussi des charognards opportunistes et des cleptoparasites prenant en proie même les oisillons de leurs propres espèces.

Bien qu'ils soient connus essentiellement comme des espèces côtières et marines, plusieurs espèces de goélands nichent aux lacs et aux marais des terres intérieures. Des goélands sont principalement parmi les espèces nicheuses coloniales construisant les nids sur le sol, avec des colonies de tailles diverses de dizaines à plusieurs milliers d'oiseaux. Des colonies se trouvent généralement à proximité de l'eau, souvent sur des falaises, des îles ou sur d'autres aires qui les protègent des prédateurs terrestres. Les sites de nidification sont habituellement les creux sur le sol garnis de la végétation sèche. Les oisillons des goélands sont assez actifs et mobiles peu après l'éclosion, quoiqu'ils soient nourris et protégés par les parents au moins jusqu'à leur envol.

Les sternes (Sternidae), similaires et apparentées, peuvent aussi être une cible de surveillance de la maladie puisque les sternes pierregarins étaient, en 1961, parmi les premières espèces connues d'avoir souffert des fatalités élevées à cause d'une infection de l'IAHP. La plupart de sternes, pourtant, ont un régime spécialisé qui est susceptible de réduire leur risque d'exposition au virus H5N1 parce qu'elles s'alimentent presque exclusivement de petits poissons qu'elles attrapent juste au dessous de la surface d'eau en se plongeant en vol. Des guifettes (*Chlidonias* spp.) se nourrissent des petits poissons et des invertébrés dans les zones humides côtières et d'eaux douces.

FIGURE 2.7

Goéland d'Audubon (*Larus occidentalis*), famille Laridae (ordre des Charadriiformes)



DARRELL WHITWORTH

FIGURE 2.8
Héron cendré (*Ardea cinerea*), famille Ardeidae (ordre des Ciconiiformes)



CLEMENT FRANCIS

Hérons, aigrettes et cigognes (Ciconiiformes)

Les hérons (Figure 2.8), les aigrettes et les cigognes sont des échassiers de taille moyenne à large, parmi les plus remarquables de toute avifaune des zones humides. Ils sont répartis partout dans le monde en zones humides diverses, mais la plupart des espèces ont une préférence des habitats d'eaux douces ou saumâtres aux latitudes des régions tropicales à des régions tempérées. Bien qu'ils ne soient pas reconnus en général comme hôtes communs des virus de l'IA, le virus H5N1 a été confirmé chez au moins quatre espèces d'hérons ou d'aigrettes et chez deux espèces de cigognes.

Ces groupes étroitement liés partagent de nombreux traits physiques qui sont associés à leurs écologies semblables d'alimentation et de nidification. Comme les limicoles, au cou long et mince, et aux pattes non-palmées, ils sont évidemment adaptés à l'alimentation dans les habitats de zones humides. Les hérons, les aigrettes et les cigognes sont essentiellement des oiseaux carnivores qui marchent dans les eaux peu profondes à la recherche de proie variée comprenant du poisson, des amphibiens, des crustacés, des insectes voire de petits mammifères ou des oiseaux. Ils poursuivent la proie avec des mouvements délibérés et presque imperceptibles, et la capturent habilement en étendant le cou long afin d'asseoir rapidement la proie en rapprochement, à l'aide de leur bec long et pointu.

La plupart des espèces nichent en colonies bien en vue, construisant de grands nids de rameaux sur des branches supérieures des arbres dans et à proximité des zones humides quoique la Cigogne blanche (*Ciconia ciconia*) de l'Eurasie construise le nid sur les toits et sur d'autres structures artificielles. Les oisillons sont nidicoles (c'est à dire, ils ont les yeux fermés et sont impuissants à l'éclosion) et ils ont besoin d'être soignés continuellement par les parents pendant plusieurs semaines après l'éclosion.

Grèbes (Podicipediformes)

Les grèbes (famille Podicipedidae; Figure 2.9) sont des oiseaux plongeurs de taille petite à moyenne, et sont probablement les plus aquatiques de toutes les espèces décrites ici. En réalité, des grèbes sont assez mal à l'aise sur la terre et se rencontrent rarement, sinon jamais, en dehors de l'eau, sauf durant les vols migratoires. Ce groupe n'est pas considéré comme hôte commun des virus de l'IA, bien que le virus H5N1 ait été détecté chez au moins deux espèces, le Grèbe castagneux (*Tachybaptus ruficollis*) et le Grèbe huppé (*Podiceps cristatus*).

Malgré le fait que quelques espèces migrent aux eaux côtières après la saison de nidification, les grèbes nichent exclusivement dans les zones humides aux eaux douces. Leurs colonies détachées de nids flottants en forme de radeaux amarrés à la végétation émergente varient en nombre de quelques uns à des centaines de nids. Les deux parents participent à l'élevage des jeunes nidifuges qui sont transportés souvent sur le dos des parents lorsqu'ils nagent.

FIGURE 2.9
Grèbe huppé (*Podiceps cristatus*), (ordre des Podicipediformes)



TAEJ MUNDKUR

FIGURE 2.10
Foulque macroule (*Fulica atra*), ordre des Gruiformes



ROB ROBINSON

FIGURE 2.11
Râle d'eau (*Rallus aquaticus*), ordre des Gruiformes



PIETER VAN EIJK

Les grèbes se rencontrent souvent nager juste la tête et le cou exposés, ce qu'ils accomplissent en se serrant ou en relâchant le plumage contre le corps afin de régler la flottabilité. Tous les grèbes sont des plongeurs excellents grâce à leurs pattes aux palmures lobées sur chaque orteil, une caractéristique typique de la famille. Le régime alimentaire des grèbes comprend des poissons et des invertébrés aquatiques qu'ils obtiennent en plongeant. D'ailleurs, ils consomment habituellement leurs plumes.

Foulques, gallinules, râles et marouettes (Gruiformes)

Les membres de la famille Rallidae, comprenant les foulques et râles (Figures 2.10 et 2.11), gallinules, poules d'eau et marouettes, sont peut-être les moins connus des oiseaux d'eau décrits ici. À l'exception des foulques grégaires, la plupart des espèces sont solitaires et timides, et se défilent dans ou le long des marges de la végétation dense de zones humides, disparaissant rapidement pour se cacher au premier signe de danger. La plupart des espèces vocalisent très fort et sont plus susceptibles d'être entendues que d'être vues.

La famille se divise en deux groupes « naturels », les foulques et les gallinules aquatiques et les râles et les marouettes plus terrestres habitant les marais. Les espèces bien réparties comme la Foulque macroule (*Fulica atra*) et la Gallinule poule-d'eau (*Gallinula chloropus*) semblent plus vulnérables au virus H5N1, quoiqu'une espèce au moins de marouettes ait aussi été infectée.

Les foulques et les gallinules construisent les nids en forme de radeaux amarrés à la végétation émergente, conforme à leurs habitudes plus aquatiques. Par opposition, les nids des râles sont cachés dans la végétation dense le long des marges des zones humides, parfois sur l'eau. Toutes les espèces des Rallidés s'alimentent d'une manière généraliste, consommant toute nourriture qui semble être disponible à un temps donné, y compris des plantes aquatiques et des invertébrés. Des râles et des marouettes tendent à marcher le long des marges des zones humides à la recherche de nourriture, et utilisent les pattes avec de longs doigts pour marcher sur la végétation marécageuse. Les foulques et des gallinules se nourrissent dans les eaux peu profondes en se plongeant (foulques) ou en plongeant simplement la tête (gallinules) afin de s'alimenter des invertébrés et des herbes aquatiques.

Cormorans (Pelecaniformes)

Les cormorans (Figure 2.12) représentent une famille homogène (Phalacrocoracidae) d'oiseaux plongeurs de taille moyenne à large qui sont apparentés aux pélicans. Les cormorans sont considérés les hôtes occasionnels des virus de l'IA, et le soustype H5N1 du virus a été isolé chez au moins deux espèces, y compris le Grand Cormoran (*Phalacrocorax carbo*) très répandu, qui se trouve dans les zones humides côtières et de l'intérieur partout en Eurasie, en Afrique et en Australie. Il est intéressant de noter que les cormorans sont souvent infectés du virus de la maladie de Newcastle (paramyxoviridae)³, qui entraîne une maladie commune et répandue de volaille, malgré le contact limité ou l'absence de contact entre ces groupes.

Bien que essentiellement marins et côtiers, plusieurs espèces de cormorans nichent dans les zones humides aux eaux douces bien à l'intérieur. Les cormorans nichent en colonies souvent larges, sur des falaises et des rochers dans les zones côtières ou sur les branches d'arbres en zones humides côtières ou de l'intérieur. Les jeunes sont nidicoles et ont besoin du soin continu des parents pendant plusieurs semaines après l'éclosion.

Tous les cormorans possèdent un plumage foncé, un cou relativement long et un bec crochu. Ils utilisent les pattes palmées pour se propulser lors qu'ils se plongent à la

³ Dans sa forme la plus virulente, la maladie de Newcastle (velogenic viscerotropic Newcastle disease) chez la volaille, au niveau clinique, peut se ressembler à l'IAHP et peut nécessiter l'analyse au laboratoire afin de faire la distinction entre les agents pathogènes.

FIGURE 2.12
Grand Cormoran (*Phalacrocorax carbo*), ordre des Pelicaniformes



CLEMENT FRANCIS

capture des poissons qui constituent une grande portion de leur régime. Quoiqu'oiseaux aquatiques, les cormorans manquent le plumage imperméable et de nombreux oiseaux se trouvent souvent perchés avec des ailes déployées afin de les sécher au soleil.

Rapaces (Falconiformes)

De nombreuses espèces de rapaces, terme collectif pour les oiseaux de proie diurnes tels qu'autours, aigles, faucons et condors (famille Accipitridae) (Figures 2.13, 2.14 et 2.15), ont été touchées mortellement du virus H5N1. Bien qu'ils ne soient pas considérés les «oiseaux d'eau», leur rôle de prédateurs et de charognards des autres espèces d'oiseaux pourrait les rendre vulnérables aux virus de l'IA par la consommation et l'exposition. Les rapaces sont supposés atteindre la maladie par le contact direct avec les tissus infectés lorsqu'ils consomment les carcasses de volaille et d'oiseaux sauvages qui sont morts de H5N1, ou lorsqu'ils prennent en proie les oiseaux infectés et affaiblis par le virus.

Les rapaces représentent un groupe répandu et remarquable d'oiseaux répartis dans de divers habitats du monde. Caractérisés par des talons puissants, un bec crochu et puissant et une vision pénétrante - adaptations évidentes d'une vie de prédateur - les rapaces consomment une diversité de proie, y compris des insectes, des poissons, des amphibiens, des reptiles, des oiseaux et des mammifères. Les rapaces varient beaucoup en taille, de

FIGURE 2.13

Buse variable (*Buteo buteo*), famille Accipitridae (ordre des Falconiformes)



CLEMENT FRANCIS

FIGURE 2.14

Crécerelle d'Amérique (*Falco sparverius*), famille Falconidae (ordre des Falconiformes)



ROBERT J DUSEK

FIGURE 2.15

Aigle ravisseur (*Aquila rapax*), famille Accipitridae (ordre des Falconiformes)

CLEMENT FRANCIS

petits faucons ayant une longueur d'ailes de moins de 30 cm à des vautours et des condors ayant une longueur d'ailes de plus de 3 m. Contrairement à la plupart des autres groupes d'oiseaux, les rapaces montrent souvent un dimorphisme sexuel en termes de taille, des femelles étant jusqu'à deux fois plus grandes que des mâles.

Des rapaces sont en général des nicheurs solitaires qui construisent les nids dans les habitats divers incluant arbres, falaises, cavités naturelles et parfois sur le sol. Des rapaces sont généralement monogames, les deux sexes assurent du soin prolongé aux jeunes nidicoles qui n'atteignent la maturité sexuelle que vers l'âge de 1 à 3 ans.

ESPÈCES RELAIS («BRIDGE SPECIES»)

Plusieurs groupes d'oiseaux qui n'ont pas d'associations fortes aux habitats de zones humides, mais qui ont une tolérance élevée des habitats modifiés par l'homme, ont été infectés mortellement de H5N1 (Tableau 2.1). Plusieurs espèces d'oiseaux chanteurs ou d'oiseaux percheurs (Passeriformes) telles que corbeaux (famille Corvidae; Figure 2.16), moineaux (famille Passeridae; Figure 2.17), martins (famille Sturnidae; Figure 2.18) et en particulier le pigeon biset (*Columba livia*) ubiquiste, de l'ordre des Columbiformes se trouvent dans ces groupes. Les corvidés, les moineaux et les pigeons ont des préférences d'habitat très diverses, mais ce sont des oiseaux familiers qui se sont adaptés à l'exploitation des sources anthropiques de nourriture. Leur association étroite avec l'homme résultent souvent en contact étroit avec la volaille domestique, particulièrement dans les élevages avicoles ouverts où la nourriture est facilement disponible. Ces espèces pourraient ainsi servir de liens entre les oiseaux sauvages dans les habitats naturels et la volaille domestique, en jouant un «rôle de pont» («bridge species») et en transmettant des virus de l'IA des élevages avicoles à la faune sauvage ou vice versa.

FIGURE 2.16

Corbeau à gros bec (*Corvus macrorhynchos*), famille Corvidae, ordre des Passeriformes



CLEMENT FRANCIS

FIGURE 2.17

Moineau domestique (*Passer domesticus*), famille Passeridae (ordre des Passeriformes)



CLEMENT FRANCIS

Les espèces relais potentielles exigent une surveillance spécifique et des efforts de suivi sur les sites de foyers de l'IAHP chez la volaille et les sites des incidents de mortalité chez la faune sauvage, afin de déterminer leur potentiel d'être touché par la maladie et leur rôle possible dans la transmission du virus vers ou à partir des habitats sauvages.

FIGURE 2.18

Martin triste (*Acridotheres tristis*), famille Sturnidae (ordre des Passeriformes)

CLEMENT FRANCIS

OISEAUX MIGRATEURS ET DISSÉMINATION DU VIRUS H5N1

De nombreuses espèces d'oiseaux traversent de longues distances entre leurs aires de reproduction et les aires de non-reproduction. Les anatidés sont peut-être les plus familiers de ces migrateurs saisonniers, mais parmi plusieurs espèces d'oiseaux qui se nidifient dans l'hémisphère nord, y compris les limicoles, les oiseaux chanteurs, les rapaces et plusieurs autres, au moins une partie de la population, si ce n'est la population entière, fait des migrations saisonnières. En tant que réservoirs naturels ou hôtes connus des virus de l'IA, les déplacements de ces espèces peuvent jouer un rôle important dans la phase d'entretien et la propagation des virus de l'IAFP et peuvent aussi jouer un rôle dans la dissémination du virus H5N1.

La migration entre les aires de nidification et de non-reproduction (d'hivernage) est un phénomène bien documenté qui permet aux espèces migratrices d'exploiter les ressources alimentaires saisonnières abondantes dans les habitats qui sont hautement productifs au cours de la saison de nidification, mais moins productifs, gelés ou arides pendant les autres périodes de l'année. L'étendue des déplacements migratoires peuvent varier largement parmi et à l'intérieur des espèces. Il est toutefois possible que, les conditions le permettant, certains segments d'une population restent sur un site accueillant toute l'année comme des «résidents» permanents.

Quelques espèces comme les limicoles, font des migrations annuelles transéquatoriales de très longue distance; elles nichent aux hautes latitudes de l'arctique pendant l'été boréal, et voyagent ensuite vers le sud aux latitudes moyennes ou australes plus accueillantes aussi loin que l'Amérique du Sud, L'Afrique du Sud et l'Australasie pendant l'automne et l'hiver boréaux. Les routes de migrations des oiseaux sont regroupées sous le nom de «voies de migration» (Figure 2.19) pour aider les efforts de gestion internationale et de conservation.

Une voie de migration est «l'étendue entière franchie par une espèce d'oiseaux migrateurs (ou des groupes ou des espèces apparentées ou des populations distinctes d'une seule espèce) lors qu'elle se déplace chaque année à partir des aires de reproduction aux aires de non-reproduction, y compris les sites intermédiaires de repos et d'alimentation ainsi que les aires dans lesquelles les oiseaux migrent» (voir Boere and Stroud 2006 pour l'explication détaillée).

Les autres groupes, tels que les canards de l'hémisphère nord qui nichent aux hautes latitudes, pourraient migrer vers le sud jusqu'à l'équateur; par exemple, le Canard pilet (*Anas acuta*), un canard commun et répandu, qui niche dans les régions du nord de l'Europe et de l'Asie et à travers le Canada, l'Alaska et la région du Centre-Ouest des États Unis (Figure 2.20), migre vers le sud en Asie de l'Est, du Sud et du Sud-Est, en Afrique de l'Ouest et de l'Est et de l'Amérique du Nord, vers le sud, aux régions du nord de l'Amérique du Sud.

Il est possible que quelques espèces utilisent des voies de migrations différentes pour leurs migrations principalement vers le sud (automne boréal) et vers le nord (printemps boréal), et que les populations différentes de la même espèce utilisent les voies de migrations distinctes pour arriver aux aires de non-reproduction indépendantes.

Les généralisations concernant la migration des anatidés et des autres espèces d'oiseaux d'eau à l'hémisphère nord ne s'appliquent pas aux espèces de l'hémisphère sud. Les anatidés de l'Afrique du Sud et de l'Australie tendent à être nomades plutôt que vraiment migrateurs, et leur déplacement est déterminé par la disponibilité des ressources en nourriture et par la pluie. Cependant, quelques espèces de l'hémisphère sud font la migration régulièrement vers le nord, de leurs aires de reproduction en Australie vers l'Asie du Sud-Est.

Bien que le rôle de quelques espèces migratrices dans la propagation et la dispersion des souches de l'IAFP ait été établi depuis longtemps, leur rôle dans la propagation du virus H5N1 de l'IAHP est moins évident. Durant les premiers foyers de l'IAHP H5N1 chez la volaille domestique en Asie du Sud-Est en 2003/04, il n'y avait aucune évidence certaine que les oiseaux sauvages auraient pu être infectés, ou qu'ils auraient pu se déplacer sur de longues distances en dispersant le virus. Pendant cette période, la propagation du virus à travers la volaille domestique, y compris le canard colvert domestiqué (*A. platyrhynchos*), a été attribuée essentiellement au mouvement d'animaux de commerce, et la plupart des cas de H5N1 chez les oiseaux sauvages ont coïncidé avec les foyers chez la volaille dans le voisinage. Les marchés de volaille vivante et le commerce des oiseaux sauvages en cages sont des mécanismes de la propagation de la maladie sur de courtes, de moyennes et de longues distances. Les rapaces et les passereaux sont des espèces populaires du trafic commun aux marchés d'oiseaux internationaux (légaux et illicites). En 2004, les rapaces introduits en contrebande en Belgique étaient les premiers oiseaux infectés de l'IAHP H5N1 détectés en Europe.

La situation s'est toutefois transformée avec la propagation du virus H5N1 de l'IA en Asie de l'Ouest et en Europe en 2005/06. Les cas localisés chez la faune sauvage et quelques foyers ont été enregistrés dans plusieurs pays où des mesures rigoureuses de biosécurité avicole étaient déjà en place. Il est possible que ces mesures de biosécurité et d'hygiène aient entraîné un «débordement accidentel» limité du virus dans les opérations commerciales d'élevage avicole. La découverte des oiseaux migrateurs malades, moribonds

FIGURE 2.19

Les «voies de migration» générales utilisées par les espèces de limicoles migratrices qui se déplacent entre les aires de reproduction estivales boréales et les aires d'hivernage qui lient les hémisphères nord et sud

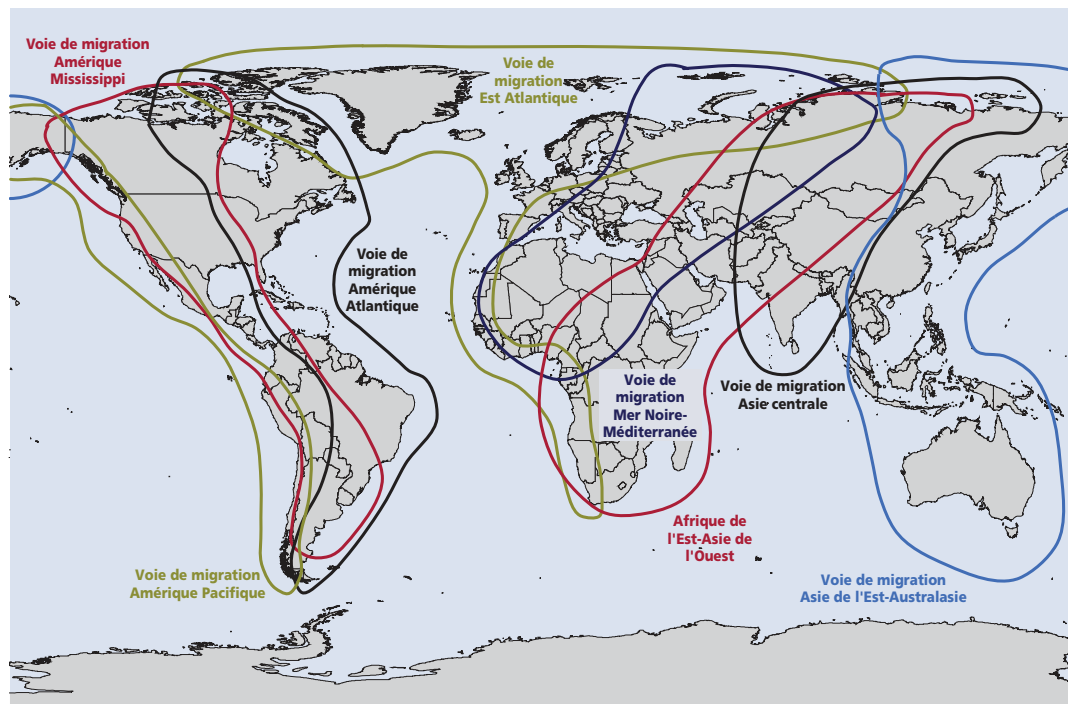
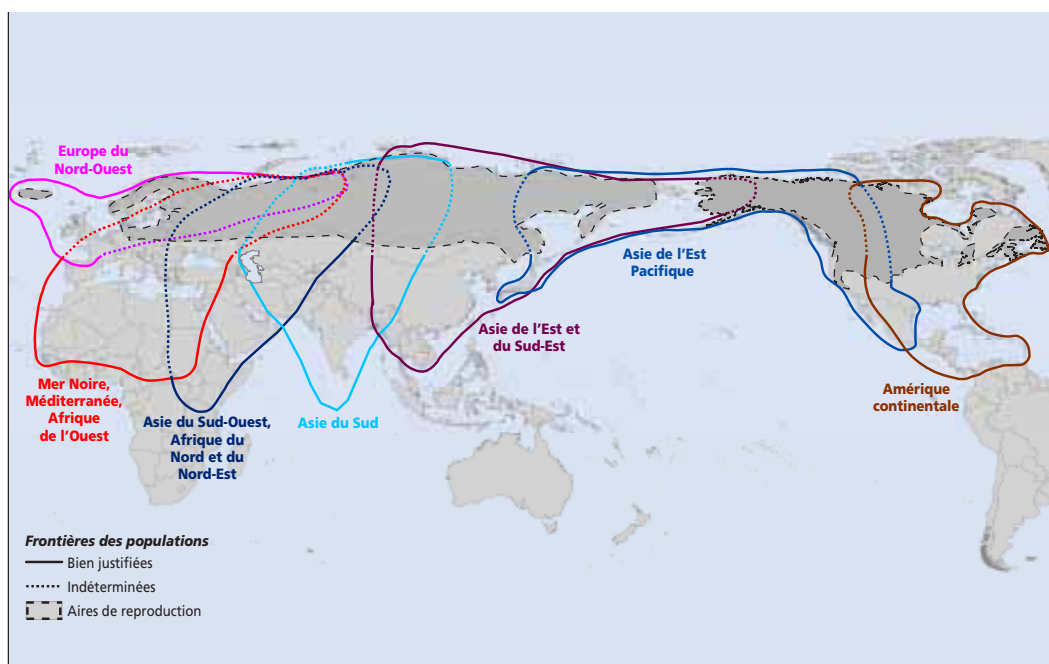


FIGURE 2.20

Les voies de migrations importantes du canard pilet (*Anas acuta*)



et morts infectés du virus H5N1 de l'IA dans des lieux dispersés à travers l'ouest de l'Europe a signalé l'incursion de la maladie à travers les déplacements de la faune sauvage, considérés les déplacements locaux anormaux en réponse au froid extrême. Bien que le nombre d'études rapportant le virus chez les oiseaux migrateurs apparemment sains soit limité, elles n'écartent pas la possibilité que les déplacements de la faune sauvage puissent servir de mécanisme dans l'introduction du virus, la commercialisation des élevages étant plutôt responsable de la propagation du virus. Cependant, il est à démontrer que les oiseaux sauvages infectés se sont déplacés sur de longues distances en excréant simultanément le virus H5N1 durant ces mouvements. La nécessité d'informations supplémentaires s'impose pour la compréhension du rôle d'oiseaux migrateurs à cet égard.

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- Boere, G.C. & Stroud, D.A.** 2006. *The flyway concept: what is it and what it isn't*. In: G.C. Boere, C.A. Galbraith & D.A. Stroud, eds. *Waterbirds around the world*. pp. 40-47. The Stationary Office, Edinburgh, UK (aussi disponible à l'adresse suivante: http://www.jncc.gov.uk/PDF/pub07_waterbirds_part1_flywayconcept.pdf)
- FAO.** Site web sur l'Influenza aviaire (disponible à l'adresse suivante: <http://www.fao.org/avianflu/en/index.html>).
- Manuel de la Convention de Ramsar** 1997. Disponible à l'adresse suivante: <http://www.ramsar.org/>.
- United States Geological Survey (USGS) National Wildlife Health Center (NWHC).** Site officiel (disponible à l'adresse suivante: <http://www.nwhc.usgs.gov/>).
- World Health Organization (WHO).** Site web officiel (disponible à l'adresse suivante: http://www.who.int/csr/disease/avian_influenza).
- World Organisation for Animal Health (OIE).** Site web officiel (disponible à l'adresse suivante: http://www.oie.int/eng/info/en_influenza.htm).
- Austin, J.E. & Miller, M.R.** 1995. *Northern Pintail (Anas acuta)*. In A. Poole, ed. *The Birds of North America Online*, Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, USA. (disponible à l'adresse suivante: <http://bna.birds.cornell.edu/bna/species/163doi:bna.163>).
- Veen, J., Yurlov, A.K., Delany, S.N., Mihantiev, A.I., Selivanova, M.A. & Boere, G.C.** 2005. *An atlas of movements of Southwest Siberian waterbirds*. Wetlands International, Wageningen, The Netherlands. (aussi disponible à l'adresse suivante: <http://www.wetlands.org/publication.aspx?id=c1831ef9-8e19-46ef-9ccf-e0fd59068df0>).
- Scott, D.A. & Rose, P.M.** 1996. *Atlas of anatidae populations in Africa and Western Eurasia*. Wetlands International Publication No. 41, Wetlands International, Wageningen, The Netherlands. (aussi disponible à l'adresse suivante: <http://www.wetlands.org/publication.aspx?id=792563ec-1b86-4f80-b5f9-170d59f6c406>).
- Miyabayashi, Y. & Mundkur, T.** 1999. *Atlas of key sites for Anatidae in the East Asian flyway*. Wetlands International - Japan, Tokyo, and Wetlands International - Asia Pacific, Kuala Lumpur. (disponible à l'adresse suivante: www.jawgp.org/anet/aaa1999/aaaendx.htm).

Chapitre 3

Techniques de capture d'oiseaux sauvages

Depuis très longtemps, les oiseaux sont considérés une source d'alimentation, d'habillement et une manifestation de la culture religieuse et sociale, de l'art et du sport. Alors que la capture des oiseaux vivants pose toujours un défi à cause de leur mobilité, de leurs habitats divers et de leur méfiance envers l'homme, une multitude de techniques et de dispositifs de capture ont été développés au fil des siècles. La plupart des techniques de capture des oiseaux vivants utilisent des appâts, des leurres et des appels enregistrés pour attirer les oiseaux vers les sites de piégeage, mais quelques techniques actives ont été développées qui peuvent être utiles dans certaines situations, où le chercheur poursuit l'oiseau. Ainsi, il reste peu d'espèces, s'il y en a, qui ne sont pas capturables.

Les techniques de capture conçues spécifiquement pour les oiseaux sauvages tels que les anatidés, les limicoles, et d'autres espèces des zones humides sont d'intérêt principal car d'après la connaissance actuelle ces espèces se révèlent les principaux réservoirs des virus de l'IA faiblement pathogènes. Pourtant, les techniques pratiques pour la capture des passereaux, des rapaces, ou d'autres groupes d'oiseaux susceptibles au virus sont aussi importantes. Des revues extensives concernant la technique de capture de groupes divers d'oiseaux sauvages sont disponibles chez Bub (1991), McClure (1984) et Schemnitz (2005).

La santé et le bien-être des oiseaux doivent être la première considération pendant toutes les étapes de capture. Les principes suivants doivent être strictement suivis pour s'assurer que les oiseaux sont capturés correctement, en sécurité et avec la moindre perturbation:

- L'activité de capture d'oiseaux sauvages est strictement contrôlée dans la plupart des pays; les personnes qui s'occupent de cette activité doivent toujours en être conscient et obéir aux lois locales et nationales concernant cette activité et doivent obtenir au préalable les autorisations requises locales, provinciales, fédérales et de l'état.
- L'équipement et les techniques de piégeage qui risquent de blesser les oiseaux ne doivent être utilisés en aucun cas.
- Les personnes occupées de la capture d'oiseaux sauvages doivent prendre les précautions nécessaires pour éviter de perturber les oiseaux nicheurs aux sites de nidification ou de les rendre vulnérables à la prédation aux nids suivant une intrusion humaine.
- Consulter les bulletins météorologiques avant de commencer la capture pour s'assurer que les oiseaux ne sont pas pris dans des conditions climatiques extrêmes où ils pourraient être exposés à un risque accru de l'hypothermie ou de l'hyperthermie.
- Un bon nombre de personnel expérimenté est toujours nécessaire (au moins quatre personnes) avant d'entreprendre une opération de capture.
- Vérifier les pièges et les filets opérationnels régulièrement; les oiseaux ne doivent pas rester très longtemps dans les filets. Cette vérification dépend de la technique de pié-

geage et du climat, et pourrait se faire toutes les 15 minutes ou deux fois par jour.

- Fermer ou démonter les pièges et les filets qui ne sont pas utilisés et qui ne sont pas surveillés régulièrement.

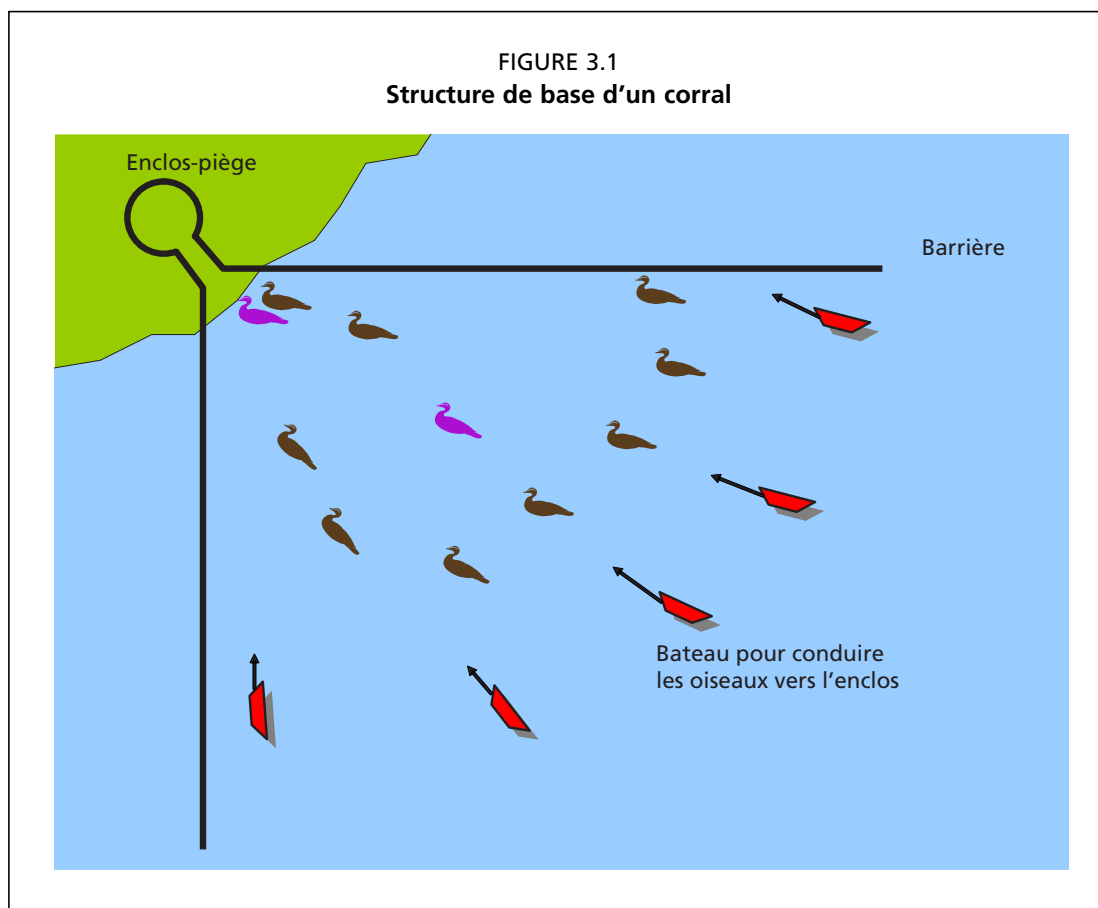
LES CORRALS (RASSEMBLEMENTS)

La période postnuptiale de mue de deux ou trois semaines où les anatidés, les grèbes et les foulques perdent toutes les plumes du vol présente le moment propice de capture de ces espèces. Pendant cette période où ils sont incapables de voler, les oiseaux peuvent être "rassemblés" en les dirigeant entre les barrières vers les enclos construits près des sites de mue.

Le dessin de base de ces corrals utilisé par le Wildfowl & Wetlands Trust (WWT) consiste en un enclos ou un «corral» avec deux barrières longues ou des «ailes» allant une certaine distance de la bouche du corral (Figure 3.1). Les oiseaux peuvent être dans l'eau ou sur le terrain quand ils sont conduits vers les ailes du corral, mais si les ailes s'étendent jusque dans l'eau, l'équipe de capture doit éventuellement conduire les oiseaux vers l'enclos construit sur un terrain plat et sec.

Construire un corral

Les caractéristiques spécifiques d'un enclospiège dépendent de la taille de l'espèce à capturer. Les instructions suivantes comprennent une gamme de spécifications pour les enclos et les ailes destinés aux petits oiseaux (grèbe, canard et foulque), et aux grandes espèces (oie et cygne).



- Délimiter l'enclospiège et les barrières en utilisant des postes en bois ou des poteaux en métal mesurant 1,5 à 2 mètres, enfoncés dans le sol et séparés de 1 m approximativement. Un corral rond est toujours le meilleur mais la forme du piège peut différer selon les conditions.
- Le diamètre du corral dépend du nombre d'oiseaux à capturer et peut varier entre moins de 2 m à plus de 30 m (Figure 3.2).
- Des enclos supplémentaires peuvent être construits à côté de l'enclos principal pour qu'il n'y ait pas trop d'oiseaux dans un seul enclos – un élément important pour le bien-être des oiseaux pendant le procédé de capture.
- Les ailes du corral doivent être construites en lignes droites sur un terrain plat ou dans l'eau et ne doivent pas s'accrocher aux branches ou d'autre végétation, ce qui pourrait endommager le filet et causer les oiseaux à s'enchevêtrer.
- La largeur des ailes de l'enclos à l'entrée du corral peut être aussi étroite que 0,5-1,0 m pour un petit nombre de canards ou peut aller jusqu'à 50 m pour la capture d'un grand nombre d'oies ou de cygnes.
- Attacher un filet en nylon noir ou d'autre matériel approprié au corral et aux barrières; utiliser un matériel qui ne blessera pas les oiseaux quand ils rentrent dans l'enclos ou les parois des barrières.
- Le filet en nylon (ou autre matériel) doit être fixé en haut, au milieu et en bas du poste en bois; renforcer le filet à l'aide des poteaux en métal.
- Lors de l'attachement du filet aux postes, s'assurer que le filet est tendu et le bas (0,1 m) du filet est replié vers l'intérieur de l'enclos afin d'empêcher les oiseaux de s'échapper du dessous du filet pendant la capture.

FIGURE 3.2
L'enclos corral



PAUL SILOTA

- L'enclos doit avoir une hauteur de 1,0 m pour les canards et de 1,5 à 2,0 m pour les oies et les cygnes, mais les ailes de l'enclos pourraient mesurer 1,0 m en hauteur pour tous les groupes d'oiseaux.
- La toile de jute (ou tout autre toile) doit être attaché vers le bas, à 0,5 – 1 m du sol afin d'empêcher les oiseaux de s'enchevêtrer les griffes dans le filet.
- Si le sol est mou ou froid, de la paille propre pourrait être étalée dans le corral jusqu'à une profondeur de 3-15 cm.

Il faut noter que ces détails de construction du corral ne sont applicables que s'il est possible de construire le piège avant la tentative de capture. Dans certains cas (par ex., dans la région de la toundra) vu l'impossibilité de prévoir l'endroit de la capture finale la construction du corral peut se faire après avoir rassemblé ou entouré les oiseaux. Dans ces cas-là, considérant le bien-être des oiseaux et l'efficacité de l'opération, les spécifications moins précises de construction de corral seraient acceptables.

Rassembler les oiseaux dans un corral

En fonction de l'endroit de l'opération de capture, les oiseaux peuvent être rassemblés entre les barrières du corral et peuvent être «dirigés» vers l'enclos au moyen des embarcations, en marchant dans l'eau peu profonde ou derrière les oiseaux. Des instructions générales se trouvent cidessous pour «conduire» les oiseaux vers l'enclos:

- Le nombre de personnes requis pour l'opération dépendra du nombre d'oiseaux à capturer, de la taille de l'enclos et de l'habitat. Un minimum de 4 personnes est nécessaire.
- Le personnel doit se mettre en ligne derrière les oiseaux, les rassemblant devant l'entrée en forme d'entonnoir (Figure 3.3). Si le site de capture final n'est pas déterminé, le personnel doit entourer les oiseaux et les conduire vers un point central, et puis construire le corral autour des oiseaux rassemblés afin de les conduire dedans.
- Le personnel doit alors conduire les oiseaux regroupés vers l'entrée du corral (ou un point central) en utilisant les mouvements coordonnés,
- Rassembler les oiseaux d'une manière calme pour qu'ils ne soient pas affolés et qu'ils ne se dispersent pas. Parfois il arrive que les oiseaux se précipitent vers le corral endommageant ainsi les parois de l'enclos.
- Des filets à main ou des perches peuvent être employés pour diriger les déplacements des oiseaux et pour attraper un oiseau tentant de s'échapper par la ligne (néanmoins, il vaut mieux laisser fuir un seul oiseau plutôt que toute la volée); agiter un filet à main peut persuader un oiseau à s'éloigner alors que l'orienter vers la gauche ou la droite peut persuader les oiseaux à se diriger dans la direction souhaitée.
- Une fois que tous les oiseaux sont à l'intérieur du corral, il faut soigneusement fermer l'entrée (en s'assurant qu'aucun oiseau ne se trouve dans l'entrée) et l'extracteur d'oiseaux se positionne dans l'enclos et devant la sortie.

UTILISATION D'APPÂT

Les pièges de type corral pour les anatidés ne peuvent être utilisés que près des aires de mue où les oiseaux subissent la mue annuelle des rémiges, d'où la nécessité d'utiliser d'autres techniques de capture en dehors de la période de mue. Les pièges à appât sont

FIGURE 3.3
Technique de rassemblement des anatidés incapables de voler



RUTH CROMIE

efficaces pour capturer plusieurs espèces d'oiseaux sauvages y compris les anatidés et les autres espèces terrestres qui picorent. Pourtant, parce que la capture a lieu normalement aux endroits où les anatidés et les autres espèces se réunissent, il est conseillé de placer les pièges à appât dans des "sanctuaires" (où c'est pratique) pour empêcher les oiseaux d'entrer dans des zones où ils risquent l'intoxication saturnine par suite d'ingestion de grenailles de plomb.

La plupart des dessins des pièges à appât utilisent des treillages en fil soutenu par des postes avec un appât en forme de nourriture pour l'espèce cible. Pour plusieurs types d'anatidés, les appâts typiques incluent le blé, les grains de maïs, le riz ou d'autres céréales. Ces pièges sont connus sous plusieurs noms différents (par ex. «cloverleaf trap» «drift net»), mais deux types de pièges particulièrement utiles pour la capture des anatidés sont les pièges à entonnoir munis d'un appât et les pièges à appât avec un accès sous l'eau.

Nasses

Une nasse (piège à entonnoir) avec l'appât peut être déployée ou construite sur le terrain ou dans les eaux peu profondes pour les canards de surface, les foulques et les limicoles, normalement <25-30 cm. Ce modèle fonctionnera néanmoins dans les eaux profondes à condition que le personnel chargé de la capture puisse arriver à la zone de capture à pied en cuissardes ou dans des embarcations. La structure de base d'une nasse consiste en un enclos ou une cage de treillage métallique avec une ou plusieurs entrées en forme d'entonnoir par lesquelles les oiseaux rentrent mais d'où il est difficile de sortir (Figure 3.4). Des mailles fines peuvent s'utiliser pour couvrir les enclos afin d'empêcher les oiseaux de s'en échapper au dessus du treillage à l'approche du personnel.

Construction d'une nasse

- Choisir un site de piégeage approprié (de préférence un site qui est fréquenté par l'espèce cible) et répandre un type d'appât (pourvoyant à l'espèce cible) sur le site pendant plusieurs jours avant de construire le piège.
- Délimiter l'enclos du piège avec des postes de 1,5 – 2 m enfoncé dans le sol ou dans le substrat de la zone humide; plusieurs nasses de différentes tailles et des formes variées avec une ou plusieurs entrées ont été conçues (Figures 3.5, 3.6 et 3.7).
- S'assurer que la taille de la nasse ou de l'enclos convient au nombre et à la taille des oiseaux de l'espèce cible.
- L'entrée (les entrées) de la nasse doit (doivent) être suffisamment large(s) pour que les oiseaux puissent y entrer ou s'y enfoncer si le matériel est souple; il est fort probable que les oiseaux s'échappent quand l'entrée est trop large.
- Monter un treillis en fil autour des postes ; utiliser des mailles de dimension appropriée afin d'empêcher les oiseaux de s'enchevêtrer lorsqu'ils tentent de s'échapper.
- Attacher le treillis en fil aux postes à l'aide des cordes en plastique ou du fil en s'assurant que le treillis en fil descend bien jusqu'au sol ou le substrat; tailler les bouts des cordes afin de ne pas blesser les oiseaux.
- Si possible, attacher le treillis en fil aux postes avant de le placer sur le site pour faciliter la construction du piège; pour des pièges de petit diamètre, des postes ne seraient pas nécessaires.
- Les filets en nylon (ou tout autre matériel de couverture) doivent être noués au dessus du treillage; si nécessaire, un piquet de tente en bois peut être placé au milieu de l'enclos pour soutenir la couverture.

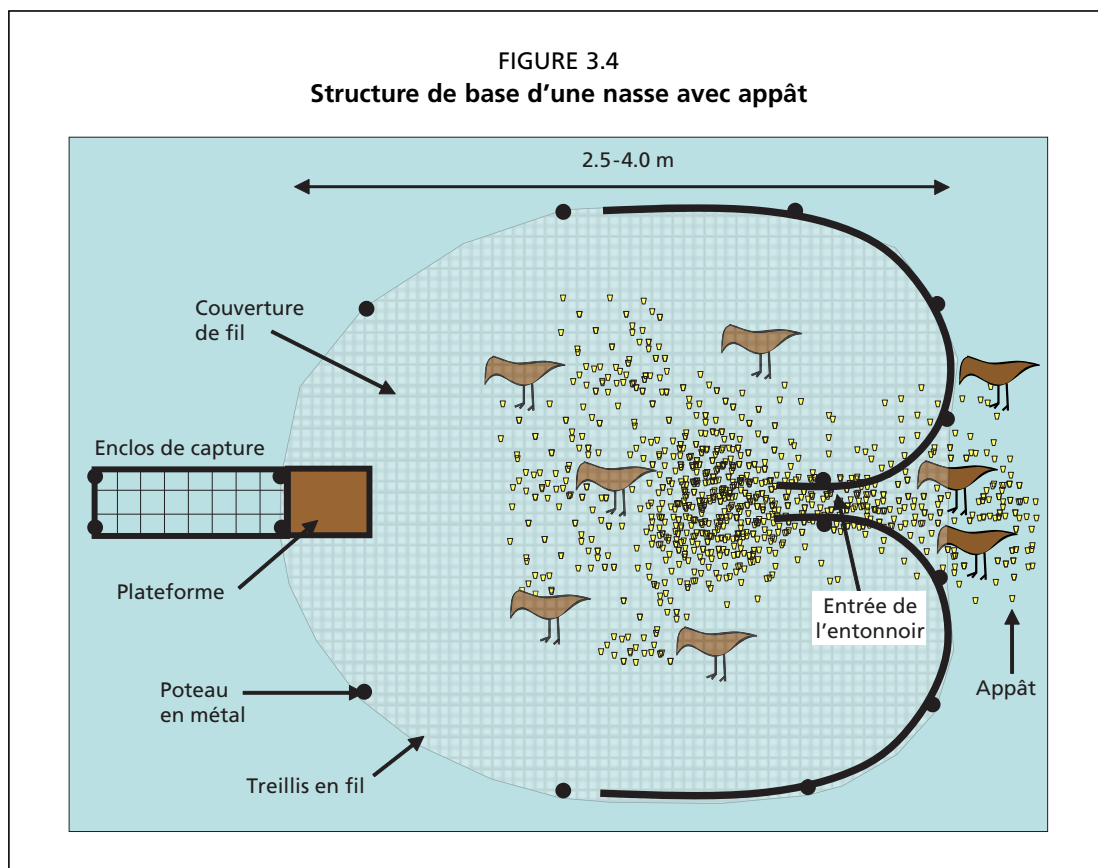


FIGURE 3.5
Nasse en fil pour anatidés dans les eaux peu profondes d'un marais



DARRELL WHITWORTH

FIGURE 3.6
Nasse en fil pour anatidés dans un lac peu profond



DIANN PROSSER

- Créer une entrée dans l'enclos en face de l'entrée principale du piège à entonnoir qui permettra aux oiseaux de rentrer dans un enclos de capture ou un filet, facilitant ainsi leur extraction du piège.
- Mettre de l'appât à l'intérieur et à l'entrée du piège (une quantité plus importante à l'intérieur) pour appâter les oiseaux.

FIGURE 3.7
Nasse portable en fil pour les limicoles



SCOTT NEWMAN

L'entrée (les entrées) de la nasse peut (peuvent) être fermée(s) facilement en enlevant les nœuds des postes et en sécurisant les bouts du treillis en fil ensemble. En général les nasses doivent être munies d'appât et ouvertes le soir, examinées à la première heure le lendemain et laissées ouvertes (pour que les oiseaux s'habituent à y entrer et en sortir) pendant la journée. Lors de la vérification des pièges plus grands, un manipulateur doit entrer dans le piège par l'entrée en forme d'entonnoir et chasser les oiseaux vers la porte ouverte de l'enclos vers un conteneur (boîte ou filet) de maintien. Pour les pièges plus petits, les oiseaux peuvent être extraits par un manipulateur à l'extérieur de l'enclos à l'aide d'un filet à main. Les oiseaux peuvent être sortis l'un après l'autre et traités sur place ou transférés à un site de traitement proche.

Nasses dans l'eau

Comme indique le nom, ce type de piège à appât est efficace pour la capture des oiseaux aquatiques plongeurs, essentiellement les canards plongeurs. Les nasses dans l'eau avec appât sont construites dans les zones d'eaux relativement peu profondes (<1,25 m), dans les zones fréquentées par les oiseaux plongeurs et qui sont accessibles aux bagueurs embarqués ou portant des bottes-pantalon. Le modèle de base d'un piège dans l'eau est comparable à celui de l'enclos à entonnoir; pourtant, dans ce cas-ci, le treillage est élevé (0,3-0,5 m) un peu au dessus du sol des zones humides ainsi permettant aux oiseaux d'entrer dans l'enclos en plongeant au dessous de l'enclos. (Figure 3.8).

Les nasses ne sont efficaces que dans les zones humides, mais elles peuvent être utili-

sées dans les étendues d'eaux permanentes ayant une profondeur suffisante ou dans les zones de marées. Une connaissance des niveaux des marées s'avère nécessaire pour le déploiement des nasses dans les zones intertidales. Les nasses peuvent être construites à marée basse quand le site de capture est complètement exposé ; mais elles devraient être surveillées pendant une marée haute quand le site est inondé et les oiseaux arrivent se nourrir. Etant donné que les canards ont beaucoup de difficulté de s'envoler directement de l'eau, il ne serait pas nécessaire de placer des filets à maille fine au dessus du piège. Si un filet est utilisé pour couvrir l'enclos, il faut l'enlever des enclos non-surveillés pour empêcher les oiseaux de se noyer lors des marées hautes.

Construction des nasses dans l'eau

Plusieurs aspects de la construction d'une nasse sont comparables à ceux des pièges à entonnoir:

- Sélectionner d'abord un site de piégeage (de préférence un site déjà fréquenté par les oiseaux ciblés) et répandre de l'appât sur le site pendant plusieurs jours avant la construction du piège.
- Délimiter l'enclos du piège avec des postes de 1,5 – 2 m bien enfoncés dans le substrat de la zone humide; des pièges ronds sont le plus commun (Figure 3.9) mais d'autres formes sont aussi acceptables dans certaines circonstances.

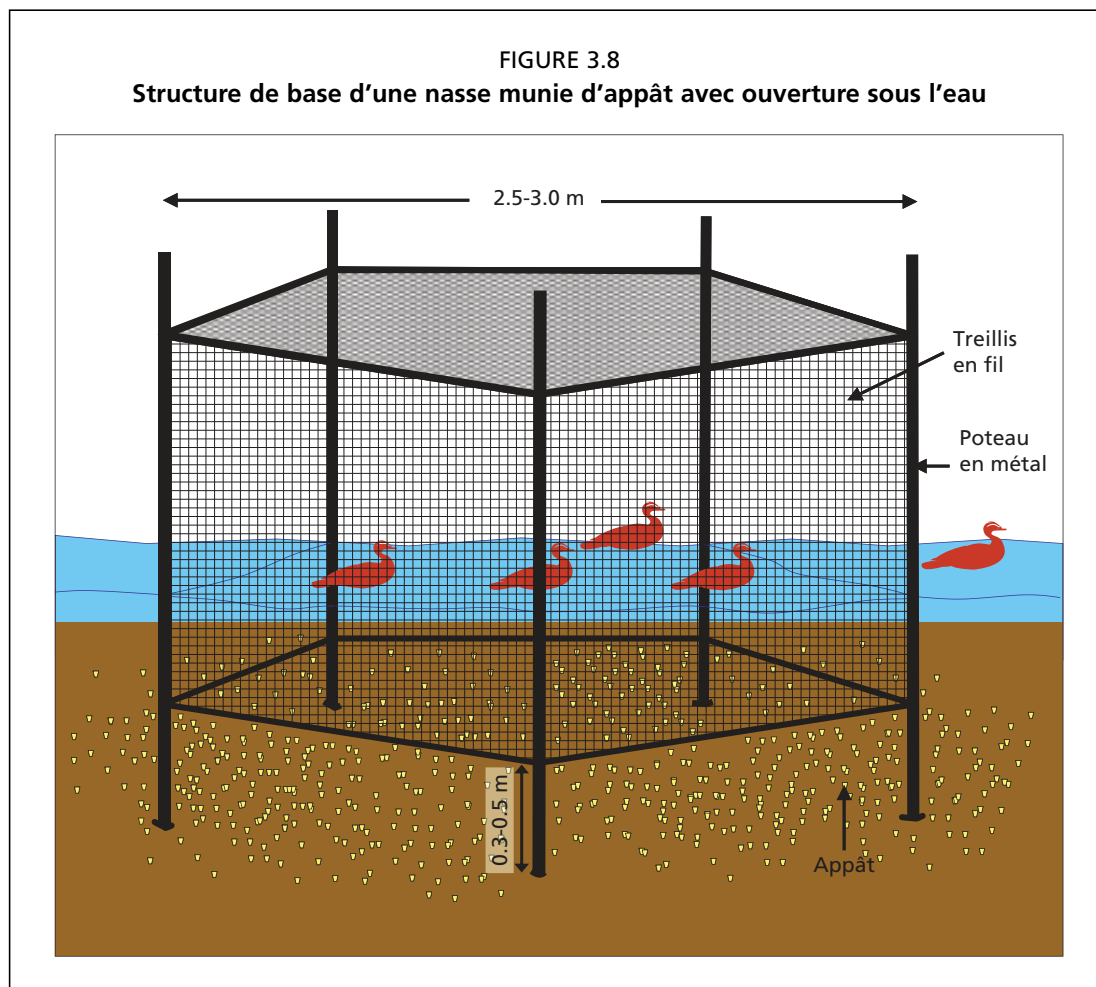


FIGURE 3.9
Nasse construite dans une zone humide intertidale



- Comme pour les pièges à entonnoir, le diamètre de l'enclos doit convenir au nombre et à la taille des oiseaux d'espèce cible.
- Monter un treillis en fil autour du piège ; utiliser des mailles de dimension appropriée afin d'empêcher les oiseaux de s'enchevêtrer lorsqu'ils tentent de s'échapper.
- Attacher le treillis en fil aux postes à l'aide des cordes en plastique ou du fil en s'assurant que le treillage descend jusqu'au sol ou le substrat; tailler les bouts des cordes afin de ne pas blesser les oiseaux.
- Si possible, attacher le treillis en fil aux postes avant de le placer sur le site pour faciliter la construction du piège; pour un piège de petit diamètre, des postes ne seraient pas nécessaires.
- Les filets en nylon (ou autre matériel de couverture) doivent être noués au dessus du treillage; si nécessaire, un piquet de tente en bois peut être placé au milieu de l'enclos pour soutenir la couverture.
- Mettre de l'appât à l'intérieur et à l'entrée du piège (une quantité plus importante à l'intérieur) pour appâter les oiseaux.

En général les nasses doivent être munies de l'appât tard le soir, et surveillées à la première heure le lendemain quoique les fluctuations de marée puissent affecter les horaires de capture dans les zones de marées. Il faut enlever les oiseaux des nasses à l'aide d'un filet à main au dessus de l'enclos et en inclinant les oiseaux vers l'extérieur. Les boîtes flottant sur des bouées peuvent être utilisées pour transporter les oiseaux à la côte.

FILET À CANON

Les oiseaux se rassemblant en grand nombre aux sites de repos ou aux zones d'alimentation peuvent être capturés avec des filets à maille large attachés aux projectiles propulsés

au dessus des volées à l'aide des charges explosibles (Figure 3.10). Pourtant, cette technique de capture employée par des opérateurs inexpérimentés entraîne un risque élevé de blessure ou de mortalité chez les oiseaux et les humains tout comme les projectiles à haute vitesse lancés près des troupes denses d'oiseaux. Etant donné que cette méthode de capture d'oiseaux nécessite un haut niveau de compétence technique, il ne faut pas la tenter sans l'aide du personnel expérimenté. Pour les détails sur cette technique de capture, s'adresser aux pratiquants expérimentés et aux manuels de formation (par ex. Appleton, sans date). Quelques directives générales de l'usage et de l'application de cette technique se trouvent cidessous.

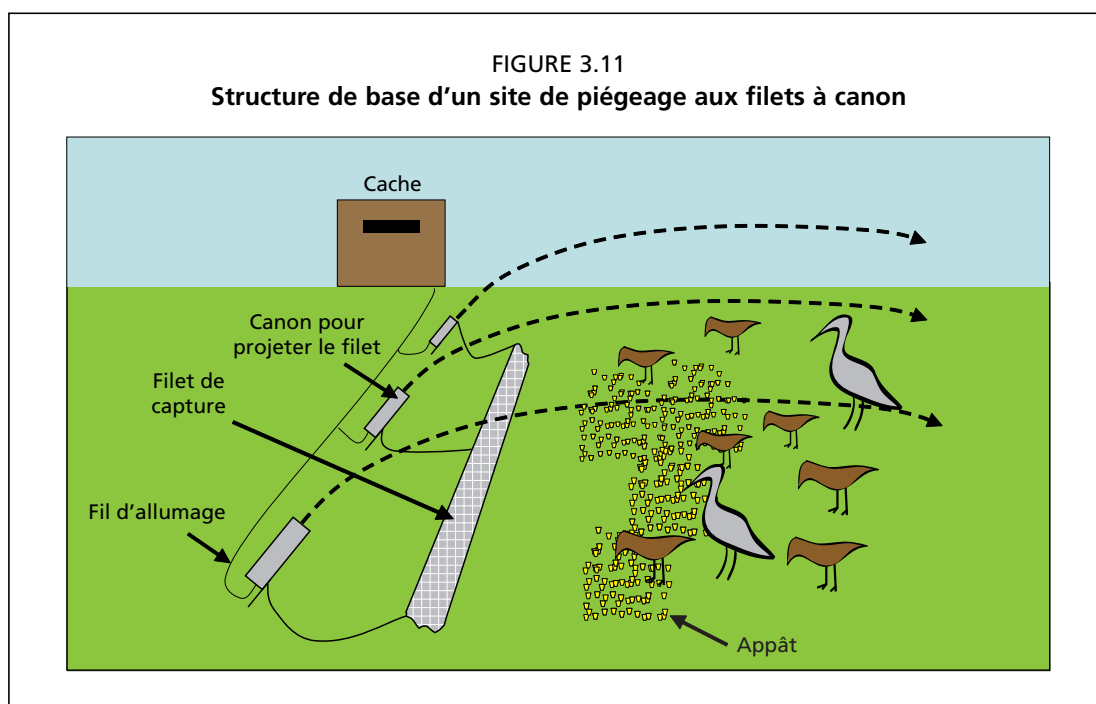
Les filets à canon sont utilisés pour la capture de plusieurs espèces d'oiseaux y compris les anatidés, les oiseaux d'eau comme les hérons et les aigrettes, les oiseaux-gibiers des terres intérieures, les mouettes et les limicoles. Un peu de recherche s'avère nécessaire pour identifier les sites de capture où les volées d'oiseaux se rassemblent pour s'alimenter ou se reposer sur les terres élevées ou dans les eaux peu profondes (d'une profondeur de quelques centimètres) dans les habitats de zones humides. Les appâts et les leurres peuvent être employés pour attirer les anatidés et d'autres espèces vers les sites de capture appropriés.

L'installation d'un filet à canon (Figure 3.11) est en général préparée à l'avance et l'équipe de capture est présent sur le site de capture (dans une cache près du site de capture) dans l'attente de l'arrivée des oiseaux; s'il est besoin d'attirer les oiseaux vers les sites de piégeage avec des appâts ou des leurres, il faut préparer le site au moins sept à dix jours avant la tentative de capture. Des boîtes ou plateformes spéciales pour l'hébergement et le transport des oiseaux, et le lancement des filets prépliés facilitent la préparation du site de piégeage.

FIGURE 3.10
Lancement d'un filet à canon



ALYN WALSH



PIÉGEAGE AUX FILETS JAPONAIS

Le piégeage aux filets japonais serait la méthode la plus adaptable et répandue pour la capture des oiseaux sauvages de taille petite à moyenne tels que les passereaux et les limicoles. Un filet japonais suit un principe de base très simple ; un filet discret est monté verticalement sur des perches et est déployé dans des zones d'activités élevées afin de capturer les oiseaux lorsqu'ils s'occupent des activités quotidiennes (Figure 3.12).

Filets japonais et systèmes de montage

Les filets japonais sont disponibles dans de différentes tailles, matériel, dimension de mailles, couleurs et épaisseur du fil. Des filets en nylon en couleur foncée sont employés en général, mais les caractéristiques optimales d'un filet dépendent de l'espèce d'oiseaux à capturer et les caractéristiques d'habitat au site de piégeage. Des filets en couleurs claires sont disponibles chez certains vendeurs et il faut les considérer s'ils sont mieux camouflés dans l'habitat du site de piégeage. Les filets courts sont plus pratiques dans les sites couverts, tandis que les filets longs sont utiles dans les habitats plus ouverts. La taille optimale de maille correspond directement à la taille des oiseaux à capturer; une maille fine pour les petites espèces et plus grande pour les grands oiseaux. Les filets fins sont moins visibles mais peuvent être beaucoup plus fragiles que ceux qui sont plus épais quoique les filets épais plus durables soient utiles pour des oiseaux capturés au soir ou dans des conditions de faible éclairage.

Montés correctement, les filets japonais échappent même à la vision pénétrante des oiseaux qui ne les distinguent pas et ils se heurtent contre les filets à une vitesse considérable. Néanmoins, les filets japonais sont conçus pour être « souples » et pour décélérer l'oiseau doucement quand il frappe contre celui-ci. Presque tous les filets japonais comportent une série de 3-4 poches le long du filet dans lesquelles tombe l'oiseau lorsqu'il heurte le filet.

Les perches de montage sont aussi importantes dans l'ensemble du filet japonais, et il faut les choisir soigneusement. Elles doivent être légères, portables et colorées pour être en

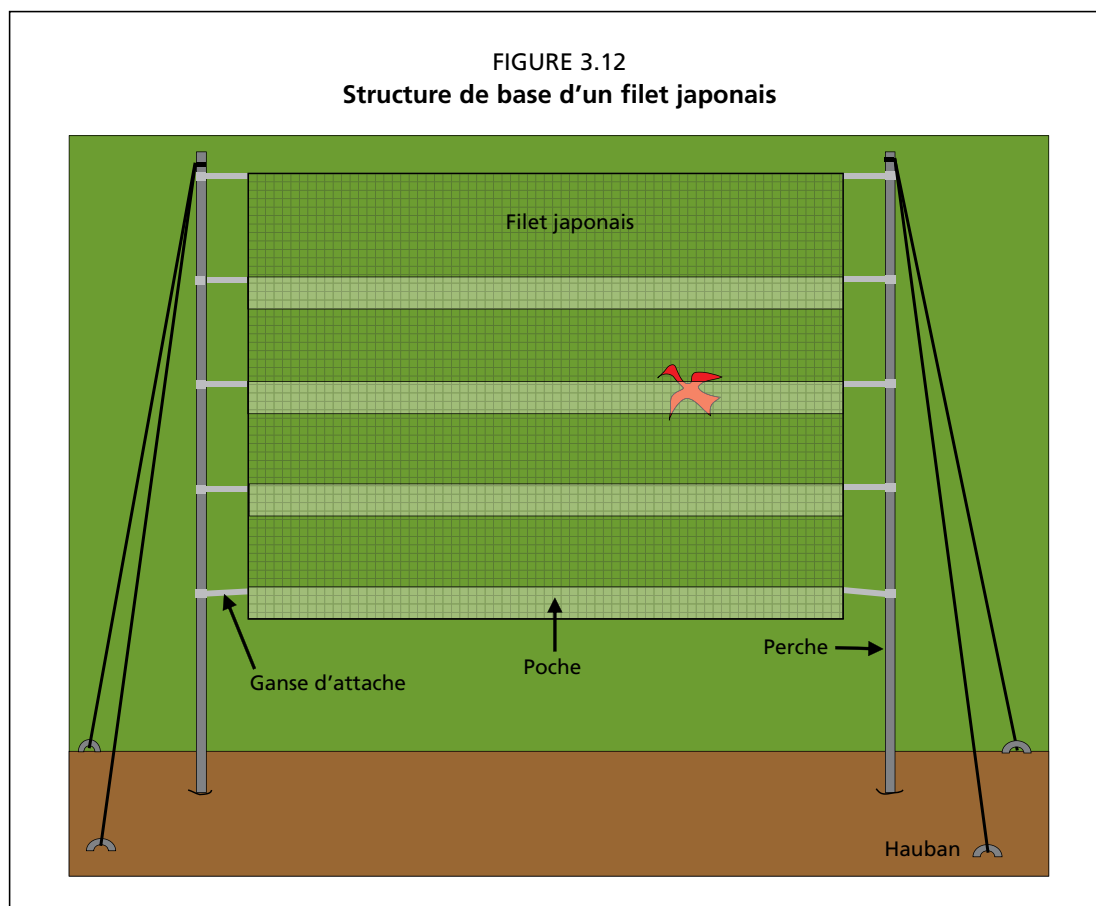
harmonie avec l'habitat du site de piégeage et avec une surface lisse pour que les boucles du filet puissent glisser facilement sur celles-ci. Des perches télescopiques se prêtent mieux au stockage et au transport.

Sites de piégeage aux filets japonais

Il est très important de bien choisir un site de piégeage aux filets japonais pour assurer le succès de l'opération. Evidemment, ces sites doivent être situés dans des zones de fréquentation des oiseaux ciblés, de préférence en grand nombre. Une connaissance des espèces d'oiseaux, de leurs mouvements et de leurs activités quotidiennes est aussi importante avant le montage des filets. Une étape importante pour le succès de cette opération est l'identification des sites d'alimentation, de nidification et de repos et les voies de volée préférées des oiseaux ciblés.

Les filets japonais à maillage fin sont relativement inaperçus quand ils sont déployés ; néanmoins, il est conseillé de choisir un site de piégeage où le filet peut être bien caché. Il ne faut pas monter les filets dans les endroits qui révèlent le contour de ceux-ci contre un arrièreplan monotone comme le ciel, les plans d'eau ou les champs monochromes. Il est toujours préférable de choisir des sites de piégeage ombragés. Un site optimal est une clairière dans une zone végétée à l'arrièreplan sombre en couleurs variées.

La plupart des espèces étant les plus actifs à l'aube et à la nuit tombante, ce sont les heures de piégeage les plus importantes. Heureusement, la lumière faible du matin et du soir se répand en angles obliques et projette des ombres longues qui aident à cacher



les filets. Il faut être soucier en tendant des filets pour les oiseaux d'eau qui peuvent se trouver en grand nombre car il est possible d'en capturer nombreux. Il est indispensable de limiter le nombre de filets pour faciliter leur maintien par l'équipe sur le terrain au cas où un grand nombre d'oiseaux serait capturé.

Monter les filets japonais

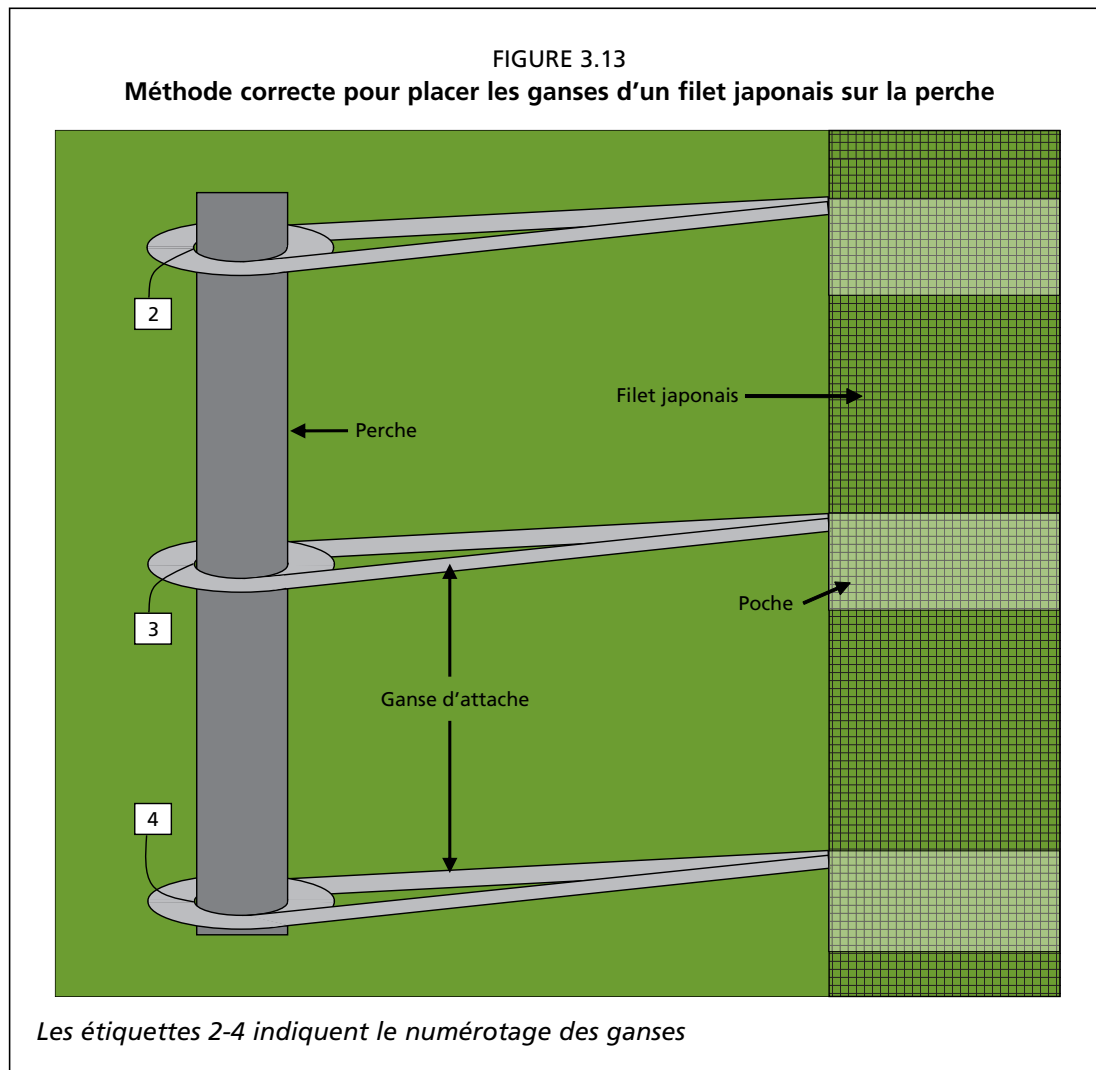
Ayant choisi un site adapté au piégeage aux filets japonais, le filet est monté comme suit :

- Retrouver et numéroté les ganses d'attache à une extrémité du filet du haut en bas; un filet japonais doit être tendu et bien au dessus du sol pour qu'il ne s'accroche pas dans les pierres et la végétation.
- Former une boucle à l'intérieur de chaque ganse d'attache et les glisser toutes en bon ordre sur une des perches (Figure 3.13).
- Enfoncer le bout pointu de la perche dans le sol; ne pas marteler de peur d'endommager la perche.
- Prendre la deuxième perche et répéter les deux premières étapes à l'autre bout du filet.
- Tendre le filet et pousser la deuxième perche dans le sol.
- Utiliser un maillet pour enfoncer les quatre haubans dans le sol et puis nouer chacune des lignes sécurisantes de manière à ce que le filet soit attaché fermement; les lignes sécurisantes peuvent être attachées aux objets fixes (par ex., les roches ou la brousse) si le sol est rocheux et il n'est pas possible d'employer les haubans.
- Le filet japonais doit être suffisamment tendu pour qu'il ne s'affaisse pas lorsque les oiseaux y rentrent (ce qui est particulièrement important lorsque le site de piégeage se situe dans la végétation dense et dans l'eau), mais pas si tendu que les oiseaux rebondissent sur le filet.
- Lors de l'utilisation des filets japonais sur l'eau il est conseillé de tester le degré de flèche du filet avec un objet dont le poids est égal à celui de l'espèce qui serait probablement capturée.
- La tension du filet est contrôlée en ajustant la tension des lignes sécurisantes.
- Ramasser des brindilles ou des branches qui peuvent se prendre dans le filet et perturber son fonctionnement.

La simplicité et la polyvalence de la structure d'un filet japonais ont permis plusieurs modifications et ainsi le piégeage de plusieurs espèces d'oiseaux. Les évolutions modernes incluent les filets japonais montés sur une poulie et suspendus très haut dans le feuillage de la forêt, les filets flottants montés sur des bateaux ou des bouées attachés, ou les filets submergés enfilés dans un chenal étroit. Le taux de capture peut accroître si de multiples filets sont suspendus en formation (par ex., en forme de la lettre "L" ou "V").

Utilisation des filets japonais

- Rester silencieux et caché lors de la surveillance des filets.
- S'approcher des filets silencieusement pour éviter d'affoler les oiseaux capturés qui risquent de s'enchevêtrer en tentant de s'échapper.
- Ne jamais laisser ouvert un filet japonais non surveillé pendant plus de quelques minutes - un maximum de 15-20 minutes à la fois en conditions normales. S'il n'est



pas possible de surveiller les filets fréquemment, les fermer en glissant les ganses ensemble, en roulant le filet et en le sécurisant par des nœuds.

- Ne jamais laisser les filets japonais sous la pluie. Les oiseaux pris au piège dans des conditions pluvieuses risquent d'attraper l'hypothermie.
- Utiliser des filets japonais dans des conditions venteuses n'est pas sans problème car le filet tend à devenir plus visible puisqu'il vole au vent; le vent non seulement rend difficile la capture des oiseaux car la poche ne se forme pas correctement dans le filet qui vole mais peut aussi causer des blessures (par ex., un claquage) aux oiseaux capturés.
- Faire attention à des prédateurs aviaires et terrestres que peuvent attirer les oiseaux en détresse sous le filet.
- Entretenir les filets japonais en bonne condition et disposer correctement des filets usés ou endommagés; il est préférable d'incinérer les vieux filets.
- Des cris enregistrés et des leurres ont souvent été employés pour attirer les oiseaux aux filets.

Extraire les oiseaux d'un filet japonais

Extraire des oiseaux enchevêtrés d'un filet japonais (Figure 3.14) n'est rien moins qu'un défi; pourtant, même les oiseaux apparemment inextricables peuvent en être sortis avec de la patience et de l'expérience, sans les blesser ni avoir à couper le filet. Chaque oiseau attrapé peut poser des problèmes variés; mais les indications suivantes faciliteront l'extraction:

- Surveiller régulièrement les filets japonais et extraire chaque oiseau attrapé dès que possible; plus l'oiseau se débat pour s'échapper, plus il devient enchevêtré.
- Essayer de déterminer de quel côté l'oiseau est entré dans le filet ; ce qui peut se faire en regardant le ventre dénudé de l'oiseau.
- Immobiliser immédiatement l'oiseau, surtout les pieds et les ailes, pour empêcher la lutte lors de son l'extraction du filet. Cela se fait en encerclant le cou de l'oiseau avec l'index et la majeur tout en tenant délicatement son corps dans le creux de la main et des autres doigts (c.à.d. les passériformes) en faisant attention à ne pas trop presser l'oiseau. De grands oiseaux peuvent nécessiter deux personnes.
- Dans presque tous les cas, il faut tout d'abord dégager les pieds de l'oiseau et puis l'immobiliser pour empêcher qu'il s'enchevêtre de nouveau dans le filet; tenir l'oiseau toujours par le tibia, jamais par la partie inférieure du pied (tarse).
- Sortir l'oiseau de la poche dans le filet et puis le tirer doucement loin de celui-ci; souvent le filet tombe luimême, mais dans le cas contraire, il faut examiner l'oiseau pour décider comment continuer.
- Dans la plupart des cas, il est plus facile de libérer la queue et une aile ; revoir ensuite la situation pour déterminer s'il faut libérer la tête ou l'autre aile.

FIGURE 3.14

**Une rousserolle effarvate (*Acrocephalus scirpaceus*)
capturée dans la poche d'un filet japonais**



PIETER VAN EIJK

- Si un oiseau est trop enchevêtré, ne pas hésiter à couper les fils pour le libérer; dans la plupart des cas, il suffit de couper un fil bien choisi pour libérer un oiseau enchevêtré.
- Dans le pire des cas, le filet emballé de façon serrée l'aile fermée ou la langue de l'oiseau; dans ces cas-là, il faut demander l'aide des manipulateurs expérimentés et couper les fils individuels jusqu'à ce que l'oiseau soit libéré.
- Prendre soin pour éviter les griffes et les coups de bec de l'oiseau lors de son extraction. Quelques espèces d'oiseaux comme les perruches (*Psittacula spp*), les piesgrièches (*Lanius spp*), les hérons (*Ardea spp*), les faucons (*Falco spp*) et les éperviers (*Accipiter spp*) doivent être manipulés soigneusement puisqu'ils essayeront souvent de griffer ou de donner des coups de bec.

MÉTHODES DIVERSES DE CAPTURE

Dans la partie suivante, nous décrivons quelques techniques de capture qui ont été utiles pour attraper les espèces d'oiseaux dont la capture est difficile, voire impossible, en utilisant les méthodes discutées cidessus. En général ces méthodes de capture ont un taux de succès très bas (nombre d'oiseaux capturés par unité de temps) vis-à-vis les autres méthodes déjà décrites ; en fait, ces méthodes sont utilisées pour attraper des oiseaux individuels plutôt que de grands groupes. Néanmoins, ces techniques pourraient être le seul moyen efficace de réaliser une surveillance active de maladie pour quelques espèces touchées par les virus de l'IA. Les descriptions détaillées sur ces techniques se trouvent à la fin de ce chapitre.

Il faut des techniques de capture spécifiquement conçues pour les rapaces. Des **pièges Balchatri** consiste en de petits pièges en fil de taille et de forme variées, chacun contenant un appât vivant (un rongeur ou un petit oiseau) et sont couverts de petits cordes ou de nœuds coulants attachés à de fins filets. Les rapaces attaquant l'appât sont pris lorsque le pied est piégé dans les nœuds coulants.

Des pièges «Balchatri» sont portables et peuvent être déployés rapidement quand les rapaces sont aperçus dans les environs mais ils doivent être alourdis ou attachés pour empêcher les grands oiseaux d'emporter le piège en s'envolant. La taille et la forme de la cage en treillis à fil et la force du filet employé dépendent de la taille du rapace ciblé. Les nœuds coulants doivent être faits en boucles de 3-5 cm. Ne pas hésiter à couper les nœuds coulants lors de l'extraction des rapaces car il est facile de réparer ou de remplacer les nœuds.

Il existe plusieurs variations des pièges **bal-chatri** qui utilisent des **tapis de nœuds coulants**, y compris: 1) un tapis de nœuds qui est attaché au dessus d'un leurre en forme de hibou pour capturer les espèces de passereaux ou de rapaces qui envahissent les hiboux intrus; 2) des tapis de nœuds placés sur une station d'alimentation munie d'appât pour capturer les espèces se nourrissant sur le sol; 3) des tapis de nœuds placés à l'entrée d'un nid.

Des filets **Dho-gaza** exploitent la tendance des rapaces et plusieurs autres espèces d'oiseaux d'envahir les hiboux intrus. Un filet à maille fine suspendu au dessus du leurre en forme de hibou est très efficace pour la capture de ces espèces car ils plongent sur la menace perçue. Le filet doit être tendu au dessus de l'appât, mais légèrement maintenu en place par des pinces à linge ou d'autres articles déclencheurs qui sont relâchés quand

l'oiseau attaque, ainsi permettant au filet d'envelopper l'oiseau attaquant.

Un filet dho-gaza est le plus efficace lorsqu'il est placé près du nid d'un rapace où il peut être suspendu des perches ou de la végétation environnante. Les appâts doivent être présentés aussi réalistes que possible (des spécimens sont optimaux) en les attachant d'une manière qui permet un peu de mouvement (par ex. monté sur un ressort). Les appâts en plastique avec quelques plumes attachées peuvent facilement attirer l'oiseau ciblé.

Il y a plusieurs variations du **piège à précipice**. Les modèles les plus simples utilisent un appât ou d'autres leurres pour attirer les oiseaux vers un endroit ayant un déclencheur manuel ou automatique qui fait tomber un piège, une cage ou un filet. Comme dans le cas des autres pièges avec appât, munir les endroits de piégeage d'appâts plusieurs jours avant de déployer les pièges. Seules l'ingéniosité et la patience du chercheur limitent la gamme des espèces d'oiseaux pouvant être piégées à l'aide des pièges à précipice.

Des techniques d'**éclairage de nuit** utilisent des lumières brillantes pour attirer ou désorienter les espèces nocturnes qui peuvent être capturées passivement par des pièges fixes ou activement avec des filets à main. De nombreuses espèces aquatiques y compris les anatidés, les alcidés, les puffins et les cormorans ont été capturées à l'éclairage des bateaux.

Plusieurs méthodes de **piégeage au nid** ont été développées, mais le piégeage des oiseaux nicheurs aux sites de nidification n'est pas recommandé car la perturbation aux sites de nidification peut entraîner l'abandon du nid ou l'échec de nidification.

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATIONS

- Appleton, G.F.** ed. Undated. *Cannonnetting manual*. British Trust for Ornithology, Thetford, UK.
- Bub, S.D.** 1991. *Bird trapping & bird banding: a handbook for trapping methods all over the world*. Cornell University Press, Ithaca, New York, USA.
- McClure, E.** 1984. *Bird banding*. Boxwood Press, Pacific Grove, CA, USA.
- Schemnitz, S.D.** 2005. *Capturing and handling wild animals*, In C.E. Braun, ed. Techniques for wildlife investigations and management, pp. 239-285. The Wildlife Society, Bethesda, USA.

Chapitre 4

Techniques de manipulation et baguage des oiseaux

Les études et la surveillance liées au virus H5N1 de l'influenza aviaire nécessiteront évidemment la capture et la manipulation d'un grand nombre d'oiseaux sauvages. Selon les objectifs de l'étude, les oiseaux peuvent faire l'objet de diverses techniques de recherche, y compris celles de baguage, les mesures biométriques, la collecte d'échantillons pour les tests en laboratoire (voir *chapitre 5*), et l'étiquetage et pose d'émetteurs radio ou d'autres méthodes de marquage (voir *chapitre 6 et 7*). Comme toutes ces techniques nécessitent la manipulation et la maîtrise des oiseaux sauvages, des instructions concernant l'application des techniques de manipulation des oiseaux deviennent essentielles.

Le bien-être et la santé des oiseaux doivent être le souci le plus important pendant toutes les phases de manipulation. Des méthodes correctes de manipulation réduisent le stress et permettent à l'oiseau de se rétablir vite avec un minimum de changement dans le comportement - un objectif qui assure le bien-être de l'oiseau et une bonne qualité des données. De simples directives peuvent être suivies pour assurer que les oiseaux sont manipulés soigneusement avec un minimum de perturbation:

- Être toujours au courant des lois locales et nationales concernant les activités de manipulation et de baguage des oiseaux et en être respectueux. Obtenir tous les permis nécessaires pour exécuter ces activités bien à l'avance.
- Utiliser les techniques d'immobilisation approuvées et suivre les directives de manipulation décrites dans ce Manuel; consulter des vétérinaires expérimentés de la faune et des biologistes s'il est besoin de modifier les techniques de manipulation et de maîtrise des oiseaux.
- Lors des opérations de manipulation et de baguage il faut toujours penser à avoir au moins une personne de plus dont l'une ayant une certaine expérience dans la manipulation d'oiseaux. Bien qu'il soit possible pour une personne seule d'immobiliser et de mettre un anneau sur l'oiseau, il en faut une deuxième pour enregistrer les données et pour s'occuper des autres tâches essentielles. Cela peut accélérer et faciliter le processus tout en diminuant le temps en captivité et éventuellement le stress pour l'oiseau.
- Maintenir une ambiance calme et silencieux au site de manipulation d'oiseaux.
- Les conditions au site de manipulation d'oiseaux doivent être conformes aux conditions climatiques; quand il fait humide et froid, il faut garder les oiseaux au sec et au chaud alors que quand il fait chaud et ensoleillé, il faut les manipuler à l'abri, dans un endroit ombragé et frais.
- Les stations de manipulation des oiseaux doivent se situer aussi près du site de piégeage que possible pour éviter de transporter et de retenir les oiseaux pour une période plus que ce qui est absolument nécessaire.

- La surveillance de la maladie de l'influenza aviaire implique la manipulation des espèces d'oiseaux présumés être porteurs du virus H5N1; il faut alors prendre toutes les précautions nécessaires pour éviter la transmission des pathogènes entre les oiseaux et les sites d'échantillonnage (consulter FAO 2006).
- Il est fortement recommandé d'utiliser l'équipement de protection individuelle approprié au niveau de risque même quand les signes cliniques de la maladie ne sont pas évidents chez les oiseaux de la région (consulter FAO 2006).

MANIPULATION ET CONTENTION D'OISEAUX

L'éventail des espèces d'oiseaux qui vont probablement être capturés et manipulés pendant la surveillance de la maladie et les autres études liées au virus de l'influenza aviaire est si large qu'il ne suffit pas d'avoir une seule technique de manipulation pour toutes les espèces. Pourtant, quelques pratiques générales de manipulation sont applicables quelles que soient l'espèce et la taille d'oiseau.

- Il est possible de manipuler correctement les oiseaux en prenant contrôle de la tête, des pieds, des jambes et des ailes; cependant, il ne faut jamais mettre ces appendices dans des positions peu commodes ou anormales qui peuvent blesser l'oiseau.
- Les oiseaux doivent être tenus avec une pression correcte - assez fermement pour les empêcher de se débattre mais en même temps assez délicatement de façon à ne pas restreindre leur respiration.
- Il est aussi important de protéger les bagueurs des blessures; immobiliser la tête et les serres des espèces d'oiseaux (comme les rapaces ou les hérons) qui peuvent se précipiter vers les yeux et le visage du bagueur; si c'est nécessaire, les bagueurs doivent porter des tenues de protection, y compris des lunettes ou d'autres protections pour les yeux, des chemises à longues manches et des gants en cuir.
- Ne pas hésiter à demander de l'aide si un oiseau se débat excessivement ou qu'il devient difficile à manipuler; si l'oiseau est trop agité il risque de s'énerver ou de subir des blessures musculaires provoquées par l'effort (myopathie); considérer à le mettre dans un conteneur noirci pour le calmer; dans des cas extrêmes, le libérer.
- Ne jamais empoigner ou saisir un oiseau (surtout par les ailes, les jambes et la queue) s'il s'échappe de la main; à l'intérieur, acculer l'oiseau et puis le capturer sous un filet ou sous une serviette avant de le tenir; à l'extérieur, il est plus prudent de le libérer que de risquer une blessure.
- Envelopper l'oiseau dans une serviette propre et sèche est une méthode d'immobilisation efficace; autrement, couvrir la tête de l'oiseau d'une serviette respirable pour éliminer le stimulus visuels stressants, calmant ainsi l'oiseau.
- Penser à d'autres aides physiques et chimiques pour immobiliser l'oiseau: des cagoules, des harnais d'immobilisation ou même l'anesthésie, en particulier pour les oiseaux de grande taille ou agressifs.
- Être en observation des signes de détresse (respiration haletante, difficile ou bouche ouverte) ou de blessures physiques à l'oiseau.

Avec de l'expérience le bagueur arrive progressivement à maîtriser les techniques de manipulation et de maintien d'une grande variété d'oiseaux. Des bagueurs inexpérimentés doivent être surveillés et conseillés sur les techniques de manipulation car ils auraient

tendance à exercer trop de pression pour avoir une prise ferme sur l'oiseau de peur qu'il s'échappe. Cet excès de pression peut restreindre la respiration de l'oiseau ou le fonctionnement de son cœur. Le bagueur doit lâcher la prise aussitôt qu'il voit l'oiseau haleter. D'un autre côté, des bagueurs peu expérimentés, de crainte de blesser l'oiseau, peuvent le tenir d'une manière lâche alors que l'oiseau pourrait se blesser davantage en essayant de s'échapper d'une telle prise.

La section suivante décrit certaines des plus pratiques techniques de manipulation et de maintien des oiseaux de différentes tailles.

Petits oiseaux

En général, pour les petits oiseaux comme les passereaux et quelques espèces de limicoles, il suffit d'avoir un seul bagueur qui utiliserait une main pour l'immobiliser et l'autre pour exécuter des tâches relativement simples comme le baguage ou les mesures biométriques. Cependant, des tâches délicates telles que l'écouvillonnage cloacal ou trachéal, le prélèvement sanguin, et la fixation des dispositifs de télémétrie ou d'enregistrement de données nécessitent deux personnes; l'une pour immobiliser l'oiseau et l'autre pour exécuter ces procédures.

La technique la plus utile de maintenance à une main est appelée la **prise du bagueur** (Figure 4.1):

- Utiliser la main non dominante pour saisir l'oiseau (par exemple, un droitier tient l'oiseau dans sa main gauche), et la dominante pour exécuter le baguage, les mesures biométriques et les autres tâches.

FIGURE 4.1
La prise du bagueur pour manipuler les petits oiseaux



RUTH CROMIE

Note: La plupart des manipulations de l'aile doivent être exécutées en utilisant la prise du bagueur, en tenant l'humérus, qui est le plus proche du corps, près du joint de l'épaule. Sur cette image, le bagueur tient la base de la rémige primaire pour évaluer la mue des plumes d'aile primaires en déployant l'aile.

- Empoigner l'oiseau fermement mais délicatement avec son dos et ses ailes fermées contre la paume de la main.
- Tenir la tête entre l'index et le médium alors que l'annulaire et l'auriculaire sont autour du corps de l'oiseau.
- Pour le baguage, la jambe peut être tenue entre le pouce et soit l'index, soit le majeur ou l'annulaire, selon ce qui convient le mieux au bagueur et à l'oiseau.
- Si le protocole de manipulation comprend la manipulation de l'aile pour effectuer le prélèvement sanguin, la note de mue ou la mesure de la corde, l'aile peut être tenue ouverte en saisissant l'aile supérieure (humérus) entre le pouce et le bout de l'index.

La **tenue à une main par la technique inversée** est similaire à la prise du bagueur et pourrait être une méthode de maintenance plus confortable pour tenir la jambe lors du baguage quoiqu'elle ne soit pas commode pour prendre des mesures biométriques.

- Empoigner l'oiseau fermement mais doucement avec le dos et les ailes contre la paume de la main, mais avec la tête tournée vers le poignet du bagueur.
- Tenir la queue entre le pouce et l'index.
- Envelopper doucement mais fermement la poitrine de l'oiseau à l'aide des autres doigts.
- Pour baguer, la jambe peut être tenue entre le pouce et l'index.

Oiseaux de taille moyenne

Dans la plupart des cas, les oiseaux de taille moyenne doivent être manipulés par un bagueur en utilisant les deux mains alors qu'un autre exécute le baguage et les autres procédures. Les techniques d'immobilisation à deux mains approuvées par le WWT conviennent particulièrement aux anatidés (canards et petits oies) et des espèces comme les mouettes, les grèbes, les foulques, les cormorans et les grands échassiers.

La **tenue à deux mains** par la technique standard (Figure 4.2) est la plus naturelle des méthodes de maintien à deux mains:

- Empoigner l'oiseau fermement mais doucement avec les mains des deux côtés de l'oiseau de telle manière que les ailes soient tenues contre le corps de l'oiseau par les paumes du bagueur.
- Les pouces doivent être placés contre la colonne vertébrale de l'oiseau au niveau scapulaire ou de l'épaule et les doigts doivent entourer la poitrine et le ventre, avec les jambes repliées contre la face inférieure de l'oiseau.
- Le corps de l'oiseau peut être tenu horizontalement (avec la tête éloignée du bagueur) ou bien basculée verticalement (tête en haut) avec les jambes en avant pour baguage.

La **tenue à deux mains par la technique inversée** (Figure 4.3) peut être utilisée pour immobiliser un oiseau en le couchant sur son dos sur les genoux du bagueur ou sur une table lorsque les procédures délicates comme le prélèvement sanguin et l'écouvillonnage sont exécutés; les oiseaux ne doivent pas être maintenus dans cette position pendant très longtemps car ceci peut entraver leur respiration:

- Empoigner l'oiseau, ventre dessus, fermement mais doucement avec les ailes entre le corps de l'oiseau et les paumes du bagueur.

FIGURE 4.2
La tenue à deux mains pour manipuler les oiseaux de taille moyenne



NIGEL JARRETT

FIGURE 4.3
La tenue à deux mains inversée pour manipuler les oiseaux de taille moyenne



REBECCA LEE

- Les pouces doivent être sur la poitrine de l'oiseau, près du sternum, et les doigts ramenés autour du dos; si besoin, l'index et le médus peuvent tenir les jambes de l'oiseau.

- L'oiseau peut aussi être immobilisé horizontalement sur une table ou avec la tête basculée un peu vers le haut pour le baguage et les autres procédures.

Ces deux prises peuvent être modifiées si le protocole de manipulation exige la manipulation de l'aile pour effectuer le prélèvement sanguin, la note de mue ou la mesure de la corde des ailes:

- Libérer doucement l'aile qui est sous la paume du bagueur et la déployer loin du corps de l'oiseau.
- Tenir l'aile ouverte en maintenant l'aile de dessus (humérus près de l'omoplate) entre le pouce et l'index (**tenue à deux mains**) ou entre le pouce et la base de l'index (**tenue à deux mains par la technique inversée**).

Des bagueurs très compétents peuvent immobiliser l'oiseau avec une main en utilisant une technique de manipulation d'anatidés appelée **tenue du bagueur à une main** (Figure 4.4), néanmoins, si plusieurs personnes sont disponibles, l'utilisation des autres techniques est recommandée:

- En commençant par la tenue à deux mains, le bagueur doit utiliser la main dominante pour placer l'oiseau contre son torse.

FIGURE 4.4
La tenue du bagueur à une main pour la manipulation et le baguage
des oiseaux de taille moyenne



REBECCA LEE

- Changer de mains afin que la main non-dominante serre l'oiseau contre le corps du bagueur avec la tête de l'oiseau tournée vers l'avant ou l'arrière; une aile est coincée contre le torse du bagueur et l'autre contre sa paume avec les doigts ramenés autour du ventre de l'oiseau.
- A partir de cette position, les doigts de la main maintenant l'oiseau peuvent être utilisés pour tenir les jambes alors que la main dominante est libre pour exécuter le baguage et les autres tâches.

Grands oiseaux

De grands oiseaux comme les oies et les cygnes, et les espèces à longues jambes / longs cous comme les hérons, les aigrettes et les cigognes peuvent être difficiles à manipuler et doivent être immobilisés seulement par un personnel compétent. Dans la mesure du possible, ces espèces doivent être tenues par au moins deux personnes; l'une pour tenir le corps et les ailes et l'autre pour restreindre les jambes et la tête.

La seule technique pratique d'immobilisation de grands oiseaux est la technique **«sous le bras»** (Figure 4.5):

- Le corps de l'oiseau est tenu sous le bras gauche du bagueur et les ailes contre le corps de l'oiseau sous pression du torse et du coude et de l'avantbras gauche du bagueur.
- Dans la plupart des cas, la tête de l'oiseau peut être tenue derrière le bagueur pour empêcher l'oiseau de se précipiter sur les yeux et le visage de celui-ci.
- Placer la main gauche sous le ventre de l'oiseau et la main droite sur son dos pour immobiliser les jambes et les ailes, respectivement.
- L'autre bagueur peut tenir la tête et les jambes de l'oiseau pour éviter des blessures lorsqu'il se débat pour s'échapper.
- Certaines espèces peuvent nécessiter des techniques spéciales de manipulation; par exemple, les pélicans ne pouvant pas respirer par les naris, le bec doit être tenu ouvert pour faciliter la respiration lorsque la tête est immobilisée.

AIDES PHYSIQUES ET CHIMIQUES DE CONTENTION

Les oiseaux peuvent être immobilisés physiquement de différentes manières. Une méthode simple mais efficace pour calmer l'oiseau et éviter des blessures aux bagueurs consiste à couvrir la tête de l'oiseau avec une serviette, un sac ou une cagoule qui élimine les stimuli visuels. Des cagoules et d'autres formes de couvertures de tête sont nécessaires lors de la manipulation des espèces agressives ou à bec pointus comme les hérons et les aigrettes et sont recommandés lors de la manipulation des mouettes et des cormorans. Les ailes des oiseaux de petite et moyenne tailles peuvent être immobilisées de manière efficace en enveloppant les oiseaux légèrement dans une serviette en tissu ou en les plaçant dans un tube en plastique ou en papier épais bien ajustés. Des harnais à Velcro sont conçus spécifiquement pour l'immobilisation de grands cygnes et oies. (Figure 4.6; Rees 2006).

Il faut manipuler soigneusement les rapaces, car même les espèces de petite taille ont des becs pointus et des serres très puissantes qui sont capables de blesser un bagueur distrait. Les cagoules et les gants longs en cuir épais sont obligatoires lors de la manipulation de cette espèce. Une cape en toile ou «aba» qui permet la prise des mesures biométriques

et le prélèvement du sang est conçue spécialement pour immobiliser le corps et les jambes des rapaces et des autres grands oiseaux (Maechtle 1998).

L'immobilisation chimique sous anesthésie est une option à exercer seulement dans les cas suivants: 1) pour soulager la douleur causée par les procédés invasifs de marquage; et 2) pour manipuler des espèces sensibles ou agressives pour lesquelles les autres techniques d'immobilisation sont inefficaces. L'anesthésie doit être toujours administrée sous la surveillance d'un vétérinaire de la faune sauvage.

BIEN-ÊTRE DES OISEAUX

Comme dit un proverbe célèbre: «La prévention est la meilleure médecine». Une planification et une exécution soigneuses des activités de capture et le respect des directives de techniques de manipulation éviteront la plupart des blessures et le stress inutile. Néanmoins

FIGURE 4.5

La tenue pour immobiliser les oiseaux de grande taille



REBECCA LEE

FIGURE 4.6

Harnais à Velcro employé pour immobiliser de grands oiseaux lors de la manipulation

TAEI MUNDKUR

il y a toujours le risque de blessure ou de détresse lors de la manipulation des oiseaux sauvages et les bagueurs doivent toujours être conscients des principes du bien-être de la faune et être attentifs aux signes de souffrance chez un oiseau. Il est préférable d'avoir dans l'équipe de manipulation un vétérinaire – clinicien compétent pour examiner et traiter un oiseau blessé ou en détresse faute de quoi il faut au moins prévoir une trousse de premiers soins dans la liste d'équipement de toute étude sur le terrain qui implique la manipulation des oiseaux sauvages. Certains des maladies et des traitements les plus fréquents chez les oiseaux sont décrits cidessous.

Des égratignures, coupures et éraflures sont inévitables lors des activités de capture et de détention. Pour la plupart des blessures superficielles, il suffirait de rincer la blessure dans de l'eau propre ou de la saline stérile avant de libérer l'oiseau. Il faut appeler un vétérinaire pour le traitement des blessures graves comme **coupure profonde, entorse ou fracture**. En aucun cas, un oiseau gravement blessé ne peut être libéré dans la nature avant de le faire examiner et traiter par un vétérinaire.

Certains oiseaux, incapables de supporter le stress causé par la capture et la manipulation peuvent souffrir d'une réaction physiologique (**choc**) ou neurologique (**inertie**) qui les bouleverse. Les signes de choc et d'inertie sont en général similaires – dans les deux cas, les oiseaux ne répondent absolument plus aux stimuli externes et ont l'air d'être complètement "figés" sauf que le choc peut aussi être accompagné de la respiration rapide qui n'est pas évidente dans l'inertie. Les oiseaux doivent être laissés se récupérer dans un

endroit protégé, calme et bien aéré, bien loin de toute activité humaine. Limiter le temps en captivité, maintenir une ambiance calme, et travailler à un site adapté aux conditions de l'environnement aideront à éviter le choc et l'inertie.

La capture, le transport et la manipulation des oiseaux aux températures extrêmes, sous la pluie ou en mauvais temps peuvent les rendre susceptibles au stress dû au froid (**hypothermie**) ou à la chaleur (**hyperthermie**). L'hypothermie se produit quand le plumage est mouillé et perd son pouvoir isolant. Les signes de l'hypothermie incluent le frisson, la léthargie et la peau qui est froide au toucher. Les oiseaux ayant attrapés l'hypothermie doivent être séchés et placés devant une source de chaleur telle qu'une lampe chauffante ou une bouillotte d'eau chaude (non-isolée). L'hypothermie peut être prévenue en évitant la capture et la manipulation dans des conditions froides/pluvieuses et en gardant le plumage des oiseaux au sec durant la période de manipulation ou de captivité. Garder les oiseaux dans des cageots secs et aérés, à une faible densité et loin de toute activité humaine permet aux oiseaux de lisser leurs plumes. Les bagueurs doivent éviter l'usage des lotions à base de pétrole (par exemple des crèmes pour les mains et des crèmes hydratantes) qui peuvent faire perdre le pouvoir isolant au plumage.

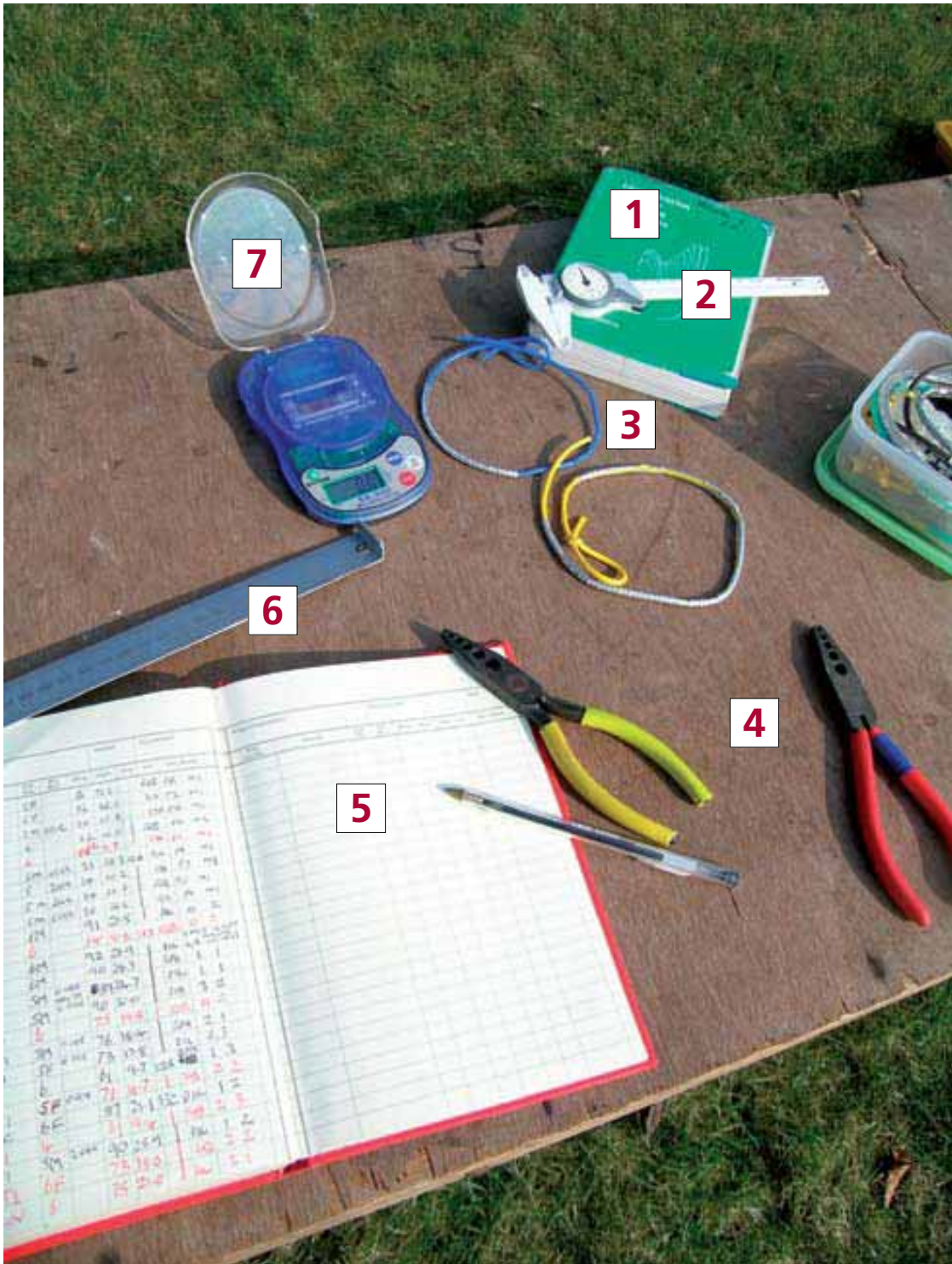
L'hyperthermie se produit dans des conditions chaudes quand les oiseaux sont en plein soleil, aux températures ambiantes élevées ou dans des cageots surchargées sans eau ni ventilation adéquate. Elle se produit aussi lorsque les oiseaux subissent une longue poursuite lors de la capture. Les signes de l'hyperthermie comprennent l'halètement, la tenue des ailes loin du corps, la léthargie, l'épilepsie ou la prostration. Les oiseaux qui souffrent de l'hyperthermie ne doivent pas être manipulés mais doivent être gardés dans un endroit frais et ombragé dans des cageots bien aérés et pourvus de beaucoup d'eau à boire et à nager. Il faut les arroser d'eau pulvérisée ou appliquer de l'alcool ou de l'eau à leurs pieds pour dissiper rapidement la chaleur. L'hyperthermie peut être prévenue en évitant la capture, la manipulation dans des conditions de chaleur et le surcharge des cageots.

Les blessures causées par la capture et les techniques de manipulation incorrectes comme **fractures, paralysie brachiale (aile) et myopathie de capture** ne sont pas inhabituelles et dans tous les cas, évitables. Ne jamais porter un oiseau par seulement les ailes ou les jambes et lors de l'immobilisation de l'oiseau ne pas trop déployer les ailes et les jambes. Ne pas tenir les oiseaux à longues jambes dans des conditions exigües qui les empêchent de se mettre debout. Eviter des poursuites prolongées ou des immobilisations forcées des oiseaux qui se débattent pour ne pas les fatiguer pendant la capture et la manipulation.

BAGUAGE

Le procédé de baguage des oiseaux sauvages aux fins scientifiques a fourni un trésor d'informations sur la vie et les mouvements de beaucoup d'espèces d'oiseaux. Les anneaux en métal sont le type de bagues le plus ancien et le plus utilisé et lors que numérotés, ils permettent l'identification d'un oiseau marqué. Le baguage est conseillé quand un oiseau est capturé et est remis en liberté, et est essentiel pour les programmes de surveillance des maladies pour éviter l'échantillonnage répétitif des oiseaux recapturés qui peut gauchir les résultats. Pourtant, l'échantillonnage répétitif des oiseaux marqués aide à suivre des changements dans l'état d'une maladie.

FIGURE 4.7
Équipement de base pour le baguage et les mesures biométriques



MARK GRANTHAM

1) Guide d'oiseaux, 2) Pied à coulisse à vernier, 3) Anneaux, 4) Pincés de baguage, 5) Cahier de données et stylo, 6) Réglet à butée, 7) Balance

Il existe plusieurs agences nationales et régionales pour régler et coordonner des activités de baguage d'oiseaux dans le monde entier. Les organismes comme EURING⁴, AFRING⁵ et US Bird Banding Laboratory⁶ peuvent fournir des informations détaillées sur tous les aspects de cette activité dans leur région, y compris des procédés d'émission de permis, l'obtention des bagues, la disponibilité des bagues de taille adaptées aux espèces d'intérêt et l'équipement de baguage de base. Les agences impliquées dans le baguage d'oiseaux sont aussi chargées de la collecte et du rassemblement des données sur tous les oiseaux marqués ou recapturés dans leur zone de responsabilité. La soumission à temps des données de baguage est essentielle pour le maintien d'un historique complet et mis à jour de chaque oiseau marqué.

Baguage d'un oiseau

Les anneaux de différentes tailles (diamètre interne de <2 mm jusqu'à plus de 30 mm) et de différents matériels sont disponibles pour toute espèce d'oiseau. Les anneaux doivent avoir un diamètre interne un peu plus large que le diamètre maximum du tarso-métatarse dont la largeur varie en fonction du sexe et de l'âge de l'oiseau à l'intérieure d'une espèce. Les anneaux en aluminium suffiront pour la plupart des espèces d'oiseaux terrestres, mais les anneaux en alliage comme le monel, «incoloy», l'acier inoxydable ou le titane conviennent mieux aux espèces dont la durée de vie est longue ou aux espèces aquatiques pour lesquelles le port d'anneau est un problème. Des anneaux en métal colorés et anodisés sont disponibles pour faciliter l'observation, mais ceux-ci peuvent nécessiter des permis spéciaux. Consulter l'agence de baguage régionale pour plus d'informations sur l'obtention des anneaux de taille et de matériel appropriés pour l'espèce d'intérêt.

LISTE DE L'ÉQUIPEMENT POUR LE BAGUAGE ET LES MESURES BIOMÉTRIQUES

1. Anneaux pour les pattes taillés pour les espèces ciblées.
2. Pinces de baguage et pinces à mâchoires pointues
3. Cahier pour enregistrer les données et crayons / stylos
4. Pied à coulisse à vernier
5. Réglet à butée (de préférence en métal)
6. Règle pour mesurer la queue (de préférence en métal)
7. Guides d'oiseaux
8. Balance
9. Sacs de pesée
10. Filet en nylon/fil

⁴ <http://www.euring.org/>

⁵ <http://web.uct.ac.za/depts/stats/adu/safring-index.htm>

⁶ <http://www.pwrc.usgs.gov/bbl/>

Les anneaux pour les pattes sont presque toujours placés sur le tarso-métatarse de l'oiseau (l'os long juste au dessus des doigts de patte) chez la plupart des passereaux et des limicoles (Figure 4.8) mais sont souvent posés sur le tibio tarsus (au dessus du «genou») sur certains échassiers à longues jambes (Figure 4.9). Il n'existe aucune convention concernant la jambe qui doit être baguée ni sur l'orientation des numéros de bagues sur un oiseau debout ou perché. La pose d'anneaux est facilitée par l'emploi des **pincés de baguage**, une sorte de pincés longues avec des trous de différentes tailles qui correspondent aux diamètres extérieurs des bagues. Les procédés corrects de baguage dans la plupart des cas sont les suivants:

- Enlever l'anneau du fil en utilisant une paire des **pincés à mâchoires pointues** pour ouvrir l'anneau juste assez pour le passer sur le tarso-métatarse de l'oiseau; moins l'anneau est ouvert pour être posé sur le tarse, plus facile il est de le fermer.
- Utilisant la technique d'immobilisation la plus commode à l'oiseau, étendre la jambe de l'oiseau et glisser l'anneau au point le plus étroit du tarso-métatarse.
- En tenant l'anneau avec les doigts, glisser le trou de taille appropriée des pincés de baguage autour de l'anneau de telle manière que l'ouverture dans l'anneau est alignée avec le bout ouvert des pincés (Figure 4.10).
- Appuyer doucement sur les pincés afin que l'anneau soit fermé et qu'il ne soit plus possible de l'enlever du tarse.
- Tourner l'anneau dans les pincés de telle manière que les bouts sont dans la même partie fermée du trou des pincés (Figure 4.11), puis appuyer doucement de nouveau pour fermer l'anneau complètement; il est possible que cette étape soit répétée plusieurs fois avant que l'anneau soit bien fermé.
- Enregistrer le numéro de l'anneau et d'autres observations pertinentes dans un cahier; ces informations doivent être enregistrées avant de fermer complètement l'an-

FIGURE 4.8

Anneau pour les pattes en aluminium sur le tarso-métatarse d'un oiseau passereau



GIUSEPPE ROSSI

FIGURE 4.9

Anneaux en plastique colorés sur le tarso-métatarse (jambe inférieure) et le tibio-tarse (jambe supérieure) d'une barge à queue noire (*Limosa limosa*)



ROB ROBINSON

FIGURE 4.10

Première phase d'alignement correcte de l'anneau pour les pattes dans les pinces lors de la fermeture de l'anneau: Aligner l'ouverture entre les deux bouts de l'anneau à l'aide du bout ouvert des pinces et appliquer la pression pour fermer partiellement l'anneau autour du tarso-métatarse



NIGEL JARRETT

neau sur l'oiseau. L'enregistrement est facilité par l'utilisation des formulaires/entêtes standards où toutes les données nécessaires sont bien notées.

Quand il est correctement fermé, l'anneau doit être assez desserré pour pouvoir glisser librement et tourner autour du tarse, mais assez serré pour ne pas glisser sur l'articulation de la jambe ou sur le pied, ou s'accrocher dans la végétation. Les deux extrémités de l'anneau doivent être jointes bout à bout et fermement sans coins ni bords qui éraflent la jambe. Un anneau en acier inoxydable ou d'autres alliages peut nécessiter un peu plus de pression pour le fermer complètement vis-à-vis un anneau en aluminium.

FIGURE 4.11

Deuxième phase d'alignement correcte de l'anneau pour les pattes dans les pinces lors de la fermeture de l'anneau: Tourner l'anneau dans les pinces de telle manière que les bouts sont dans la même partie fermée du trou des pinces et appliquer la pression pour fermer complètement l'anneau



DARRELL WHITWORTH

Quelquefois, il est possible que les bouts de l'anneau se chevauchent à cause de trop de pression. Dans un tel cas il faut enlever l'anneau et le remplacer avant de remettre l'oiseau en liberté; bien que ce soit un processus assez pénible, il doit être fait pour ne pas blesser la jambe de l'oiseau. Pour enlever un anneau mal posé:

- Introduire deux morceaux de fil ou une ligne de pêche en nylon entre le tarse de l'oiseau et l'anneau.
- La longueur et la résistance du fil ou de la ligne doivent être telles qu'il est facile de les nouer en boucles solides et incassables qui peuvent être tenues et tirées par le bagueur lors qu'il essaie d'ouvrir l'anneau.
- Introduire un crayon dans chaque boucle et tirer soigneusement pour ouvrir l'anneau.
- Pour éviter de blesser l'oiseau au moment d'ouvrir l'anneau, tenir sa jambe immobile et maintenir une pression constante et égale sur les deux boucles lorsque l'anneau s'ouvre; ne jamais faire des mouvements saccadés qui risquent d'exercer trop de pression sur le fil / ligne et la jambe de l'oiseau.

MESURES BIOMÉTRIQUES

Dans plusieurs espèces d'oiseaux, le sexe ou l'âge d'un individu capturé n'est pas toujours évident immédiatement à l'inspection visuelle. Cependant, des différences morphologiques discrètes mais significatives sont souvent utiles pour faire la différence entre les sexes et les classes d'âge. Ainsi, l'enregistrement des mesures biométriques conjointement avec le baguage de l'oiseau est habituel, et il peut avoir des applications importantes dans les études de l'échantillonnage de maladie pour déterminer l'infection différentielle ou les taux d'exposition selon le sexe et l'âge. Le poids, la longueur et la profondeur du bec, la longueur du tar-sométatarse, de l'aile et de la queue sont les paramètres biométriques généra-

lement enregistrés. Les données supplémentaires comme la présence de pièce d'incubation et l'étape de mue donnent aussi des informations importantes de l'état de reproduction ou l'état physiologique de l'oiseau au moment de capture.

Poids

Le poids de l'oiseau est déterminé en utilisant des **balances électroniques, à fléau ou à ressort**, bien que cette dernière (par ex., balance Pesola) soit souvent la plus pratique pour utilisation sur le site. Il faut avoir un certain nombre de balances de différentes tailles pour couvrir la gamme entière d'oiseaux qui vont probablement être capturés. Les oiseaux à peser doivent être mis dans des sacs en étoffe ou dans d'autres conteneurs. En cas d'une balance à ressort, l'oiseau est suspendu de la balance (Figure 4.12) pour obtenir le poids brut (oiseau + sac). Le poids du sac ou du conteneur doit être pris après chaque utilisation et doit être soustrait du poids brut pour obtenir le poids de l'oiseau (poids brut – poids du sac = poids de l'oiseau). Noter toujours le poids brut, le poids du sac et celui de l'oiseau dans le cahier.

Bec - longueur et profondeur

La longueur et la profondeur du bec sont mesurées à l'aide d'un pied à coulisse à vernier. Selon les espèces d'oiseaux, trois types de mesures de la longueur peuvent être prises: 1) du bout du bec jusqu'à la base du crâne (passereaux); 2) du bout du bec jusqu'à la cire (oiseaux de proie); et 3) du bout du bec jusqu'aux plumages à la base du bec (anatidés, limicoles, échassiers et d'autres oiseaux à bec long). Enregistrer dans le cahier la méthode employée pour mesurer.

Pour mesurer la longueur du bec:

- Ouvrir le pied à coulisse de telle manière que l'ouverture est plus large que la longueur du bec.

FIGURE 4.12
Pesée d'un oiseau à l'aide d'une balance à ressort



GIUSEPPE ROSSI

- Placer doucement le bras externe du pied à coulisse contre la base du bec où commence la mesure (base du crâne, cire ou plumages).
- Glisser le bras interne de l'outil jusqu'à ce qu'il touche juste l'extrémité distale du bec (Figure 4.13).
- Enregistrer la longueur du bec à 0,1mm près dans le cahier.

Pour mesurer la profondeur du bec:

- Ouvrir le pied à coulisse de telle manière que l'ouverture est plus large que la profondeur du bec.
- Placer le bras interne de l'outil contre la base de la mandibule inférieure.
- Glisser le bras externe de l'outil vers l'intérieur jusqu'à ce qu'il touche juste la partie supérieure de la mandibule, soit à la base du bec où commence le plumage ou au bout proximal du naseau (Figure 4.14).
- Noter la profondeur du bec à 0,1mm près et l'endroit où elle a été mesurée (plumage ou naseau) dans le cahier.

Longueur du tarso-métatarse

La longueur du tarse est une mesure de la longueur de l'os tarso-métatarsien et est mesurée à l'aide d'un **pied à coulisse à vernier**. Pour prendre la longueur du tarse:

- Ouvrir le pied à coulisse de telle manière que l'ouverture est plus large que la longueur du tarse.
- Placer le bras interne dans l'entaille de l'articulation intertarsale à l'arrière de la jambe de l'oiseau.
- Plier le pied de l'oiseau vers le bas à un angle de 90° à l'os tarso-métatarsien et glisser le bras externe de l'outil vers l'intérieur jusqu'à ce qu'il touche le point de pliage du pied (Figure 4.15).
- Enregistrer dans le cahier la longueur du tarse à 0,1mm près.

FIGURE 4.13
Mesure du culmen à l'aide d'un pied à coulisse à vernier

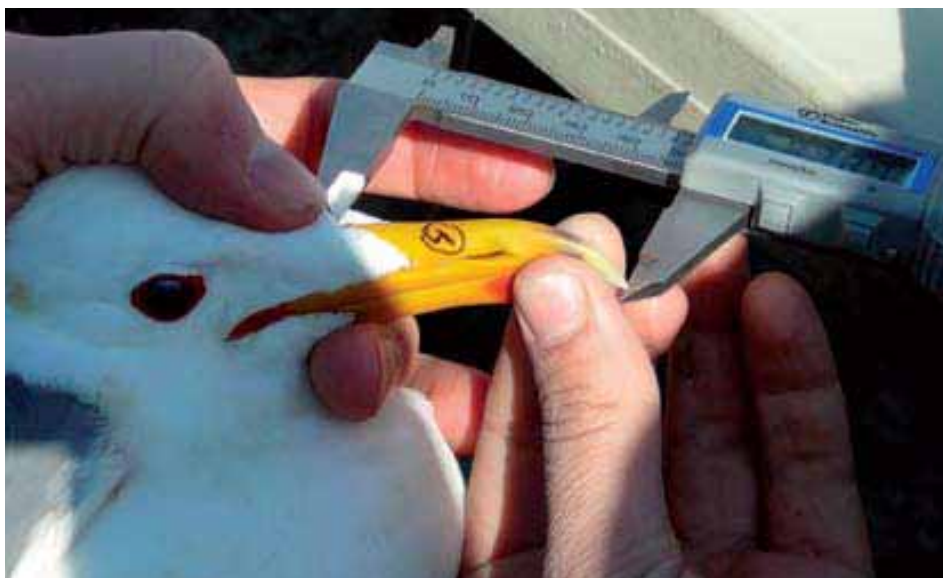


FIGURE 4.14
Mesure de la profondeur du culmen à l'aide d'un pied à coulisse à vernier



SCOTT NEWMAN

Longueur des ailes

La longueur d'une aile est définie comme la distance entre la partie distale du carpe et le bout de la plus longue rémige primaire. Par convention, la longueur d'une aile est mesurée avec la corde de l'aile aplatie et tendue - une technique qui donne un résultat le plus cohérent et consistant. Un **régllet à butée** (bloquée à la marque de 0mm) est nécessaire pour mesurer la corde des ailes. Pour mesurer la longueur des ailes:

- Glisser le régllet sous l'aile et appuyer sur l'articulation carpienne doucement mais fermement contre l'arrêt.
- Rabattre l'aile contre le régllet en appuyant doucement sur les plumes de couverture près de la base des primaires (Figure 4.16).
- Utiliser l'index pour déployer doucement les rémiges primaires les plus longues le long du régllet à butée.
- Enregistrer dans le cahier la longueur à 1mm près.

Longueur de la queue

La longueur de la queue se définit comme la distance de la base jusqu'au bout des rectrices les plus longues. La mesure de la longueur de la queue nécessite un peu plus qu'une règle normale. Pour la mesurer:

- Glisser la règle entre les rectrices et les sous caudales jusqu'à ce qu'elle touche la racine de la paire centrale de plumes de queue.
- Utiliser l'index pour aplatir et déployer doucement le plumage de la queue le long de la règle (Figure 4.17).
- Enregistrer dans le cahier la longueur de la plus longue rectrice à 1mm près.

FIGURE 4.15
Mesure du tarso-métatarse à l'aide d'un pied à coulisse à vernier



USGS WESTERN ECOLOGICAL RESEARCH CENTER

FIGURE 4.16
Mesure de la longueur de l'aile à l'aide d'une règle



SCOTT NEWMAN

FIGURE 4.17
Mesure de la longueur de la queue d'un oiseau avec une règle



ROB ROBINSON

Pièce d'incubation ou Plant de couvé

Lors de la période de reproduction, plusieurs oiseaux développent une plaque sur le ventre à cause de la chute des plumes duveteux juste au début de l'incubation. Cette pièce d'incubation (ou plant de couvée) permet le transfert de la chaleur du corps de l'oiseau couveur aux œufs en cours de se développer. Il n'est pas nécessaire que toutes les espèces développent cette pièce d'incubation: par exemple, les canards ne la développent pas. Ces pièces se développent en général chez les oiseaux des deux sexes si les devoirs d'incubation sont partagés, mais si l'incubation est exécutée par un seul sexe alors seul ce sexe porte cette pièce. Quelques espèces d'oiseaux développent juste une plaque située à la position médiale du ventre, alors que d'autres en ont deux bilatérales.

Si les oiseaux qui sont censés développer des pièces d'incubation sont capturés pendant la période de reproduction, il faut les examiner pour leur présence.

- Pour les espèces aux plumages fins (par ex., les passereaux): tenir l'oiseau (la prise du bagueur) ventre dessus près du visage du bagueur avec la tête de l'oiseau éloignée de celui-ci, et souffler doucement sur le ventre de l'oiseau pour soulever les plumes de couverture du corps et exposer la pièce d'incubation.
- Chez les espèces aquatiques avec un plumage beaucoup plus dense et épais: tenir l'oiseau (prise à deux mains à l'inverse) ventre dessus avec sa tête loin du bagueur et utiliser les pouces pour écarter doucement les plumes de couverture du ventre et exposer la pièce d'incubation (Figure 4.18).

Note de mue

Les plumes sont essentielles pour la survie des oiseaux; ils passent un temps considérable à se lisser les plumes pour les garder en bon état. Néanmoins, les plumes s'usent au fil du

temps entraînant leur détérioration. Ainsi, tous les oiseaux passent par des périodes où ils perdent les vieilles plumes qui sont remplacées par des nouvelles au cours d'un processus qui s'appelle **la mue** (Figure 4.19). Les séquences de mue varient selon les espèces; certaines espèces perdent le plumage chaque année d'autres moins souvent ou plus souvent.

FIGURE 4.18
Pièce d'incubation chez un guillemot de Xantus (*Synthliboramphus hypoleucus*)



DARRELL WHITWORTH

FIGURE 4.19
Mue d'aile (remarquer la gaine bleue à la base des rémiges primaires)
Sur une Ouette d'Égypte (*Alopochen aegyptiacus*)



GRAEME CUMMING

La pousse de nouvelles plumes est un processus long qui demande beaucoup d'énergie et il se peut que les oiseaux soient stressés ou compromis durant cette période; ainsi, il est important d'enregistrer la présence de mue chez les oiseaux capturés pour déterminer des périodes où ils seront faibles et de ce fait plus sensibles aux maladies. Il existe des projets plutôt compliqués pour la caractérisation du progrès de mue mais ceux-ci sont en dehors de la portée de ce manuel. Pour ceux qui souhaitent avoir plus d'informations sur le processus de mue, consulter Ginn et Melville (1983) ou Jenni et Winkler (1994).

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- Bairlein, F.** 1995. *Manual of Field Methods of the ESF European-African Songbird Migration Project*. ESF. Wilhemshaven, Germany.
- Baker, J.K.** 1993. *Guide to Ageing and Sexing Non-Passerine Birds*. BTO, Thetford, UK.
- Balachandran, S.** 2002. *Indian Bird Banding Manual*. Bombay Natural History Society, Mumbai, India.
- Bird Migration Research Centre.** 1983. *Bird Banding Manual, Identification Guide to Japanese Birds*. Yamashina Institute for Ornithology, Shibuya, Tokyo.
- Busse, P.** 2000. *Bird Station Manual*. Southeast European Bird Migration Network, University of Gdansk, Choczewo, Poland.
- DeBeer, S.J., Lockwood, G.M., Raijmakers, J.H.F.A., Raijmakers, J.M.H., Scott, W.A., Oshadleus, H.D. & Underhill, L.G.** eds. 2001. *ADU Guide 5: SAFRING Bird Ringing Manual*. Avian Demography Unit, University of Cape Town, South Africa (disponible à l'adresse suivante: web.uct.ac.za/depts/stats/adu/pdf/ringers-manual.pdf).
- Gaunt, A.S., Oring, L.W., Able, K.P., Anderson, D.W., Baptista, L.F., Barlow, J.C. & Wingfield, J.C.** 1997. *Guidelines for the use of wild birds in research*. The Ornithological Council, Washington, D.C.
- Ginn, H.B. & Melville, D.S.** 1983. *BTO Guide 19: Molt in birds*. British Trust for Ornithology, Tring, UK.
- Jenni, L. & Winkler, R.** 1994. *Moult and ageing of European passerines*. Academic Press, London.
- Maechtle, T.L.** 1998. *The Aba: a device for restraining raptors and other large birds*. *Journal of Field Ornithology*, 69: 66-70.
- McClure, E.** 1984. *Bird banding*. Boxwood Press, Pacific Grove, CA, USA.
- Rees, E.C.** 2006. *Bewick's Swan*. T. & A.D. Poyser. London.
- Schemnitz, S.D.** 2005. *Capturing and handling wild animals*. In C.E. Braun, ed. *Techniques for wildlife investigations and management*, pp. 239-285. The Wildlife Society. Bethesda, USA.

Chapitre 5

Procédures d'échantillonnage épidémiologique

Selon les preuves circonstanciées les oiseaux sauvages pourraient jouer un rôle important dans la transmission et la propagation du virus H5N1 de l'IAHP. Pourtant, malgré les échantillons recueillis (2004-2007) au cours des projets de la surveillance épidémiologique menés en Europe, en Asie, en Afrique et dans les Amériques des centaines de milliers d'oiseaux apparemment sains, il n'existe encore aucune évidence irréfutable pour prouver que les oiseaux sauvages font fonction de réservoirs du virus H5N1 de l'IAHP capables de faire de longs voyages et d'excréter le virus. Jusqu'à présent, le virus H5N1 n'a été principalement isolé que chez les oiseaux malades, moribonds ou morts.

Comme le virus H5N1 de l'IAHP continue à réapparaître de façon sporadique dans des fermes avicoles, les programmes de surveillance active de maladies deviendront de plus en plus importants pour déterminer si les oiseaux sauvages sont vraiment des vecteurs dans la transmission et la propagation géographique du virus. Heureusement, l'échantillonnage de la maladie H5N1 chez les oiseaux sauvages implique des techniques peu invasives pouvant être apprises facilement suite à une formation dans les procédures de base. Ces techniques sont relativement simples et peuvent être complétées en quelques minutes avec peu ou pas d'effets nuisibles à l'oiseau. Ceci dit, la plupart des études concernant la capture et la manipulation des oiseaux sauvages peuvent inclure la surveillance active de maladies dans leur programme. En outre, recueillir des fèces fraîches des espèces sauvages et péri domestiques peut s'avérer un processus de prélèvement plus simple et moins coûteux pour détecter les virus de l'influenza aviaire, notamment là où la capture des oiseaux sauvages est impossible.

Il est essentiel que la collecte du spécimen soit efficace pour avoir des échantillons qui peuvent assurer l'isolation et l'identification fiable d'un agent pathogène quelconque présent. L'objet de ce chapitre est de présenter brièvement les plus pratiques des techniques d'échantillonnage de maladies utilisées pour le virus H5N1 de l'influenza aviaire chez les oiseaux sauvages en liberté. Alors que ces techniques d'échantillonnage sont destinées à des oiseaux apparemment sains vivant en liberté, l'utilisation de l'équipement de protection individuelle (EPI) adapté au niveau de risque est conseillée lors de la manipulation des oiseaux sauvages car bien que sains ces oiseaux pourraient être infectés sans vraiment présenter des signes cliniques extérieurs de l'infection H5N1. Pour empêcher que la maladie se propage parmi les populations d'oiseaux sauvages et aussi entre les populations sauvages et les groupes domestiques, des EPI utilisés à chaque site d'échantillonnage doivent être propres et les mesures de biosécurité doivent être respectées, par exemple, le même EPI ne doit pas être utilisé pour l'échantillonnage des populations d'oiseaux sauvages et domestiques, entre les sites de collection et entre les exploitations avicoles.

Les pays où aucun foyer n'a été signalé peuvent prévoir de simples mesures de protection (EPI minimale) comme des gants, des masques et des mesures d'hygiène après manipulation d'oiseaux. Le travail avec des oiseaux malades ou morts dans les sites suspects de foyer exige, toutefois, un complet EPI (y compris des gants de vinyle ou de latex, un masque, des lunettes de protection et une combinaison ou une blouse d'hôpital) et des procédures de manipulation et de prélèvement spéciaux prescrits par la FAO (2006). Si les oiseaux en liberté capturés lors des programmes de surveillance active présentent des signes cliniques (voir dessous) de la maladie infectieuse suspecte (i.e. infection H5N1), arrêter tout de suite toute activité de manipulation d'oiseaux et prendre contact avec les organismes compétents du gouvernement, des vétérinaires ou de la faune sauvage du pays.

Des signes cliniques habituels du virus H5N1 de l'IAHP comprennent (sans en exclure d'autres): diarrhée; régurgitation; éternuement; émaciation; plaies vives; écoulements par la bouche, le nez, l'oreille ou le cloaque; enflure ou dyschromie des tissus de la tête y compris la conjonctive; troubles neurologiques ou du comportement (chutes, inclinaison de la tête, torsions de la tête et du cou, crises végétatives, rotations, paralysie); et anomalies du plumage chez les poulets. Certaines espèces d'oiseaux sauvages vulnérables pourraient aussi présenter certains de ces signes mais leur présence ou gravité peut varier énormément. Ces signes, mêmes s'ils ne sont pas de signes exclusifs de l'infection H5N1, donnent à penser à la présence d'une maladie grave qui doit être examinée et diagnostiquée à temps.

Les techniques d'échantillonnage de maladies sont présentées en supposant que:

- toute investigation sera menée par un personnel compétent et formé;
- chaque oiseau prélevé est identifié correctement par un individu ayant une formation appropriée et tout renseignement relatif à l'oiseau (espèce et selon possibilité, sexe et âge) est classé d'une manière convenable; prise de photo est conseillée en cas de doute (voir Annexe A pour les instructions concernant la prise de photos de qualité).
- les précautions de biosécurité et de la santé humaine seront respectées (voir FAO 2006);

LIST DU MATÉRIEL POUR DES PRÉLÈVEMENTS TRACHÉAUX ET CLOACAUX SUR ÉCOUVILLON

1. Équipement de protection individuelle (EPI)
2. Écouvillons à embout de Rayonne ou Dacron
3. 2-2.5 ml cryovials à bouchon à vis
4. Milieu de transport viral (VTM)
5. Ciseaux/pinces
6. Solution d'alcool à 70%
7. Glacière et glace et / ou azote liquide pour la conservation des échantillons
8. Étiquettes cryovial et crayons ou marqueurs indélébiles
9. Fiches de données
10. Lampe frontale ou lampe stylo

- toute enquête ne commencera qu'après obtention de l'accord des organismes responsables locaux, gouvernementaux ou fédéraux des vétérinaires ou de la faune sauvage;
- des investigations sur la flambée de maladie seront menées en temps utile en collaboration avec les autorités compétentes du gouvernement et avec des représentants de la FAO et de l'OIE.

ÉCOUVILLONS TRACHÉAUX ET CLOACAUX

Des prélèvements du cloaque ou de la trachée à l'aide des écouvillons peuvent être utilisés pour des cultures virales ou pour transcription inverse suivie d'amplification en chaîne par polymérase (RT-PCR) en vue de tester la présence de plusieurs pathogènes viraux, y compris les virus de l'IA. Alors que les virus IA non pathogènes se répliquent principalement dans le tractus intestinal des oiseaux, les souches récentes des virus H5N1 de l'IAHP ont été décelées aussi bien dans les prélèvements de cloaque que dans ceux de trachée/d'oropharynx. Selon les recherches, contrairement aux autres virus de l'IA, le soustype H5N1 de l'IAHP se réplique jusqu'à des niveaux élevés et pour des périodes plus longues dans la voie respiratoire que dans le tractus gastrointestinal (Sturm-Ramirez et al. 2004, Hulse-Post et al. 2005). En plus, indépendamment du jour et après une exposition expérimentale, des concentrations élevées du virus ont été trouvées dans les prélèvements trachéaux que dans ceux de cloaque. Actuellement, des écouvillonnages trachéaux ou cloacaux s'avèrent des prélèvements préférés pour la surveillance du virus H5N1 chez les oiseaux sauvages.

Les techniques d'écouvillonnage exigent l'utilisation des écouvillons à embout de Dacron ou de rayonne (Figure 5.1); éviter l'utilisation des écouvillons à embout de coton ou à tige de bois car ils peuvent inhiber la détection génétique ou la multiplication des virus (due à l'activité RNase innée de la cellulose de coton ou du bois). Pour des oiseaux de petite taille en particulier, on peut utiliser des écouvillons à tige de fils en métal. Des cryovials contenant un milieu de transport viral seront aussi nécessaires pour conserver et transporter des échantillons. Choisir des cryovials et des étiquettes cryogéniques adaptés à des températures de conservation voulues car certains sont certifiés seulement pour usage dans de la glace carbonique et ne conviennent donc pas pour être utilisés en azote liquide.

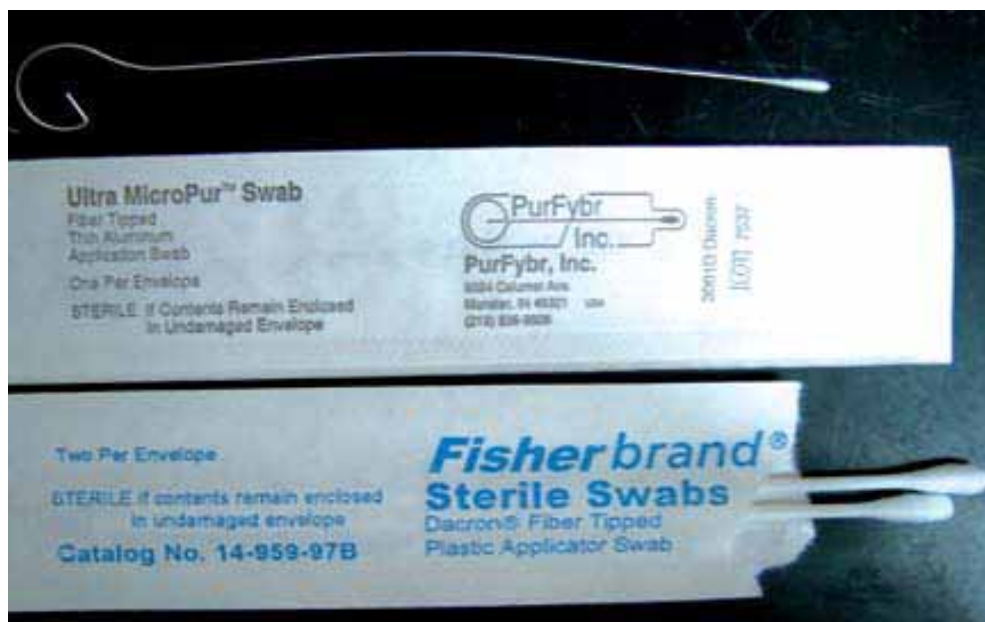
Le milieu de transport viral peut être fabriqué dans un laboratoire local (voir instructions sur le site OMS⁷) ou acheté sous forme de trousse commercialisée (par ex. TBD Universal Viral Transport Media or Cellmatics Viral Transport Pack⁸). Le milieu doit être conservé à une température basse (<4°C) sur le site avant l'utilisation.

Des tests de diagnostic rapide utilisant des écouvillons trachéaux pour détecter la présence d'un virus du type A (dans le cas de l'IA, un des 144 combinaisons possibles de sous type) sont disponibles pour utilisation sur le site, mais ces tests sont relativement insensibles et nécessitent un titre viral important pour donner un résultat positif; ainsi la valeur d'un test négatif peut être basse (i.e. infection, bien que présente n'est pas d'un niveau suffisamment élevé pour que la bandelette réactive montre un résultat positif). Cependant, un résultat positif obtenu conjointement avec un scénario clinique compatible avec l'infection

⁷ http://www.who.int/csr/resources/publications/surveillance/WHO_CDS_EPR_ARO_2006_1/en/index.html

⁸ <http://www.bd.com/support/locations.asp>

FIGURE 5.1
Écouvillon stérile à embout de Dacron pour des prélèvements trachéaux,
oropharyngés et cloacaux



KRISTINE SMITH

H5N1 de l'IA doit être déclaré immédiatement aux autorités compétentes bien qu'un diagnostic proprement dit du H5N1 nécessite une confirmation par des tests en laboratoires.

Procédures d'écouvillonnage

Outre le site d'échantillonnage, le matériel et les techniques employés pour les écouvillonnages trachéaux et cloacaux sont pareils. Les écouvillons trachéaux ne conviennent pas aux petits oiseaux (passereaux), leur trachée étant trop étroite. Dans ces cas, un écouvillonnage oropharyngé serait commode. Utiliser un écouvillon qui va avec la taille de l'oiseau.

- Ouvrir l'emballage d'écouvillons par le côté tige en faisant attention à ne pas toucher l'embout avec quoi que ce soit avant ou après l'échantillonnage.
- Les **prélèvements sur écouvillons trachéaux** sont recueillis du passage à air (trachée) derrière la bouche de l'oiseau. Pour accéder à l'ouverture de la trachée, tirer doucement la langue vers l'avant jusqu'à ce que la trachée s'expose à l'extrémité arrière de la langue. Avant d'insérer l'écouvillon attendre que l'oiseau respire et que le cartilage protégeant la trachée s'ouvre; puis toucher délicatement les côtés et l'arrière de la trachée (Figure 5.2).
- Les **écouvillonnages oropharyngés** sont réalisés en faisant rouler délicatement l'embout autour de l'intérieur de la bouche de l'oiseau et derrière la langue (Figure 5.3).
- Les **prélèvements sur écouvillons cloacaux** sont recueillis en insérant l'embout entier de l'écouvillon dans le cloaque et en tamponnant avec une légère pression les surfaces internes du cloaque de deux à quatre mouvements circulaires tout en appuyant sur la muqueuse (Figure 5.4); secouer doucement tout excès fécal de l'écouvillon avant de le placer dans le cryovial.

- Retirer l'écouvillon avec soin, ouvrir le cryovial et plonger l'embout de l'écouvillon dans le milieu de transport viral et le faire descendre vers le fond jusqu'aux $\frac{3}{4}$ environ de la fiole; éviter un remplissage excessif de la fiole puisque le contenu peut se dilater et couler pendant la congélation;

FIGURE 5.2
Emplacement correct pour un écouvillon trachéal



TAEI MUNDKUR

Flèche est orientée vers l'ouverture de la trachée

FIGURE 5.3
Procédure correcte pour un écouvillon pharyngé



J. CHRISTIAN FRANSON

FIGURE 5.4
Procédure correcte pour un écouvillon cloacal



TAEJ MUNDKUR

- Couper ou casser la tige de l'écouvillon de sorte que l'embout reste entièrement dans le VTM et fermer la fiole (Figure 5.5); au cas où des écouvillons à tige de fil seraient utilisés, les couper à l'aide des ciseaux.
- Désinfecter les ciseaux et les cisailles utilisés en les nettoyant avec de l'alcool à 70 %
- Etiqueter chaque cryovial d'échantillon; y consigner des informations suivantes: date, espèce, type d'échantillon (trachéal ou cloacal) et numéro d'identification particulier à chaque oiseau prélevé; ce numéro renvoie à une base de données contenant toutes les informations sur cet oiseau (Figure 5.6); ces cryovials avec les étiquettes écrites à l'encre indélébile qui ne s'efface pas avec de l'humidité sont placés dans l'azote liquide (Figure 5.7) ou dans l'éthanol, ou conservés à des températures inférieures à -70° C.

Vérifier avec le fournisseur du milieu de transport pour se renseigner des méthodes de conservation correctes de ce milieu. Si le milieu utilisé doit être gardé au froid ou congelé, conserver des échantillons dans des sachets en plastique avec fermeture hermétique sur glace à une température égale ou inférieure à 4°C ou dans l'azote liquide. Il est essentiel de maintenir la «chaîne du froid» pendant toute la durée de la conservation et du transport car une rupture de la chaîne du froid détruit l'intégrité des échantillons. Comme moyen de secours pratique pour des sites éloignés où la maintenance de la chaîne du froid pour les milieux de transport ne peut être garantie, il existe des trousse commercialisées qui rendent le virus non actif tout en restant stables à température ambiante. Au cas où l'acheminement des échantillons au laboratoire ne pourrait se faire dans les 24 à 48 heures, une conservation de longue durée dans l'azote liquide ou dans un congélateur s'avérerait nécessaire.

PRÉLÈVEMENT SANGUIN

Tests sérologiques sur les prélèvements de sang indiquent une exposition préalable au virus en détectant les anticorps dans le sang plutôt que des antigènes viraux ou des cibles génétiques particuliers. Les prélèvements sanguins peuvent être collectés de différentes manières suivant la taille de l'oiseau. Pour de petits oiseaux (par ex. passereaux et limicoles) la collecte de sang se fera à partir de la veine jugulaire (du côté droit du cou; Figure 5.8) à l'aide d'une seringue à insuline 0,3-0,5 ml munie d'une aiguille 0,33 mm hypodermique de

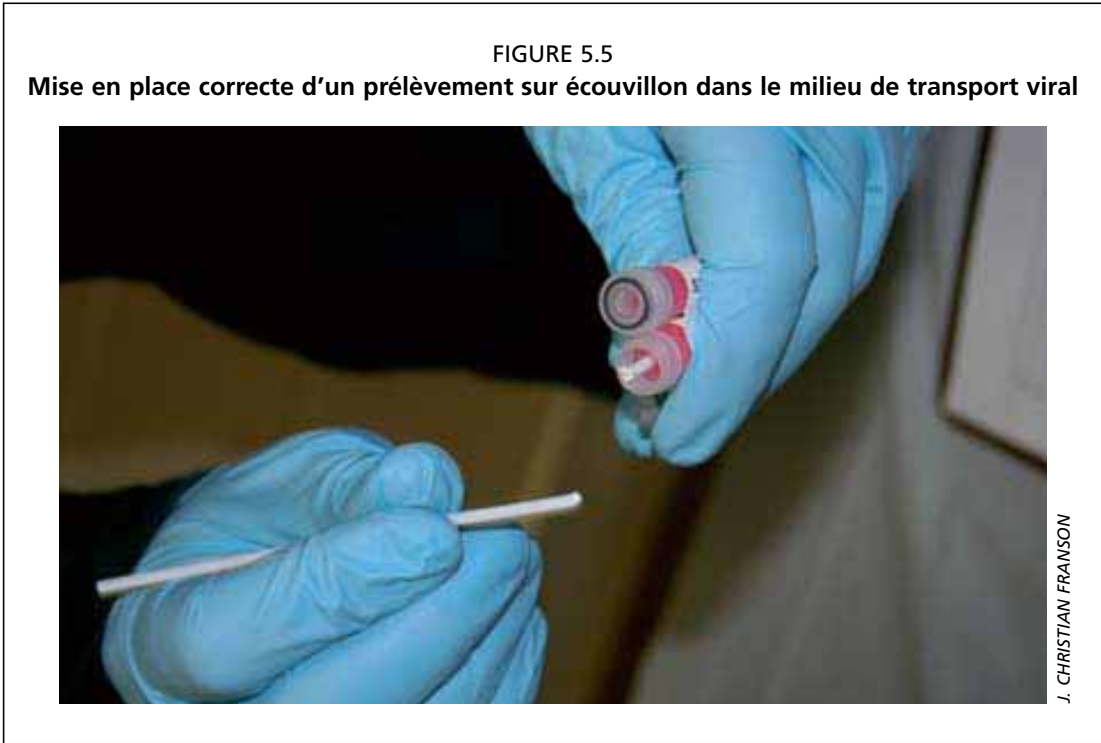


FIGURE 5.7
Récipient à l'azote liquide pour congeler et conserver des échantillons lors
du travail dans des sites éloignés



SCOTT NEWMAN

22-30G adaptée à la taille de l'oiseau. Pour de grands oiseaux (par ex. canards, goélands, foulques, hérons), la collecte de sang peut se faire à partir de la veine jugulaire ou de la veine métatarsienne médiane (jambe) (Figure 5.9) avec une seringue 1-2 ml et une aiguille hypodermique de 23-27G. Prélèvement sur la veine brachiale (aile) est aussi possible chez certains grands oiseaux.

En général, il est prudent de collecter 0,3-0,6cc du sang pour chaque 100 g de la masse corporelle des oiseaux vivants (le volume total collecté ne doit pas dépasser un pourcent de la masse corporelle); mais en tout cas il est préférable de ne collecter qu'une quantité minimale de sang nécessaire pour la réalisation des tests.

Le site optimal de ponction veineuse (endroit où l'aiguille hypodermique pénètre la veine) varie en fonction de l'espèce prélevée. Normalement, les grands oiseaux se prêtent plus facilement à des techniques de ponction veineuse grâce à leurs larges veines mais ces techniques, une fois maîtrisées, peuvent être pratiquées sur toutes les espèces. Dès que la quantité de sang voulue est collectée et l'aiguille est retirée de l'oiseau, couvrir le site de

ponction avec une gaze à pansements tout en appuyant légèrement dessus pendant 30 secondes. Cela évitera la formation d'un hématome (caillot) douloureux sous la peau qui empêcherait le mouvement de l'aile ou de la patte.

Pour diminuer le risque d'hémolyse, il est conseillé de retirer l'aiguille de la seringue (seringues sans monture) au moment de transférer le sang dans le tube en le faisant couler délicatement contre la paroi intérieure de la fiole.

FIGURE 5.8
Procédure de prélèvement sanguin sur la veine jugulaire



TAEJ MUNDKUR

FIGURE 5.9
Procédure de prélèvement sanguin sur la veine métatarsienne médiane



DIANN PROSSER

- Lors du prélèvement sur la veine jugulaire ou brachiale, humidifier les plumes avec de l'alcool et puis les séparer avec des doigts pour découvrir l'endroit de ponction veineuse.
- Prélèvement d'un échantillon sur la veine brachiale ou métatarsienne médiane peut se réaliser en exerçant une pression sur la veine proximale (vers le cœur) de l'endroit choisi de la ponction veineuse pour bloquer temporairement l'écoulement du sang et en même temps rendre la veine visible.
- Prélèvement d'un échantillon sur la veine jugulaire s'accomplit plus facilement en appuyant sur la veine qui se trouve du côté droit du cou au niveau de la clavicule.
- Avant d'insérer l'aiguille dans l'oiseau, tirer le piston vers l'arrière afin d'évacuer la seringue et puis le pousser tout vers l'avant pour qu'il ne reste plus d'air à l'intérieur.
- Insérer soigneusement l'aiguille hypodermique sous la peau et dans la veine avec la face biseautée de l'aiguille vers le haut et son ouverture vers l'intérieur et non pas vers la paroi de la veine; pour le prélèvement sur la veine jugulaire, l'aiguille peut être courbée légèrement pour former un angle qui facilitera l'insertion dans la veine.
- Une fois l'aiguille hypodermique est dans la veine, tirer délicatement le piston de la seringue vers l'arrière pour collecter le sang.
- Quelque soit sa taille, tout oiseau pourrait être susceptible au stress, au froid ou à d'autres facteurs qui peuvent provoquer une vasoconstriction entravant l'écoulement de sang; dans des cas où l'écoulement ne serait pas régulier, masser doucement avec les doigts audessus du site de la ponction veineuse pour aider le prélèvement.
- Après la collecte du sang, recouvrir le site de la ponction veineuse avec une gaze et appliquer une pression du doigt jusqu'à l'arrêt du saignement, normalement de 30 à 60 secondes.
- Se débarrasser des aiguilles hypodermiques utilisées et des autres déchets vétérinaires dans des récipients appropriés et surs.

LISTE DU MATÉRIEL POUR LE PRÉLÈVEMENT SANGUIN

1. Équipement de protection individuelle (EPI)
2. Aiguilles hypodermiques ou à ailes de différents calibres (22-30 g)
3. Seringues de différentes tailles (1cc -12 CC)
4. Tubes de séparateur : bouchon rouge (sérum) et bouchon vert (plasma)
5. Centrifuge portative (si disponible)
6. Solution d'alcool à 70% et la gaze en coton
7. Cryovials
8. Pipettes stériles
9. Marqueur indélébile et étiquettes pour les tubes cryovials / séparateurs
10. Glacière et glace et/ou azote liquide pour la conservation des cryovials
11. Fiches de données conçues préalablement
12. Récipients Sharp

- Transférer le sang immédiatement de la seringue dans un tube avec séparateur sérum (bouchon rouge) ou **plasma** (bouchon vert) pour préparer les échantillons pour la centrifugation.
- Les **tubes plasma** doivent être réfrigérés immédiatement ou tenus dans un bain d'eau froide avant la centrifugation.
- Laisser les **échantillons de sérum** coaguler à température ambiante (22-25 °C) avant réfrigération; La coagulation peut être facilitée en inclinant légèrement les tubes.
- Après la collecte de sang, passer l'échantillon dans une centrifugeuse pour séparer les fractions qui seront analysées ultérieurement dans un laboratoire; la séparation des échantillons de **sérum** se fait plus facilement après réfrigération de plusieurs heures et en faisant rouler l'échantillon soigneusement avec une « tige » ronde stérile pour libérer le caillot de la fiole.
- Après la centrifugation, transférer les échantillons de **sérum** et de **plasma** dans des cryovials (de préférence ceux à bouchon à vis avec des joints toriques en caoutchouc) avec une pipette de transfert stérile; au cas où les pipettes ne seraient pas disponibles, verser soigneusement les échantillons dans des cryovials.
- Etiqueter chaque cryovial d'échantillon et marquer la date, l'espèce, le type d'échantillon (plasma ou sérum) et un numéro d'identification individuel.

Le choix des tubes de séparateur sérum et/ou plasma dépendra des analyses laboratoires à réaliser et doit être confirmé avec le laboratoire avant d'entreprendre le travail sur le terrain. Conserver et transporter les Cryovials contenant les fractions de sérum ou de plasma séparées dans des sacs à fermeture par glissière. On peut conserver les prélèvements sur glace à 4° C à condition de les envoyer au laboratoire dans les 24-48 heures. Sinon, les conserver sur de la glace carbonique, dans l'azote liquide ou dans un congélateur à -70 °C.

En cas de non disponibilité d'une centrifuge électrique pendant le travail de terrain, penser à en utiliser une actionnée par batterie ou à main avec une manivelle ou bien envoyer les prélèvements sanguins non centrifugés et maintenus à 4°C au laboratoire en moins de 24-48 heures. Transporter des prélèvements sur des pains de glace et dans des sacs à fermeture par glissière; envelopper les sacs avec une serviette avant de les placer dans le congélateur. Les tubes de sérum et de plasma contenant les prélèvements sanguins ne doivent pas être congelés ou être en contact direct avec la glace de peur d'abîmer les globules rouges et de provoquer l'hémolyse qui peut entraver les résultats de diagnostique.

PRÉLÈVEMENT FÉCAL

Collecter des matières fécales fraîches des espèces sauvages et péri domestiques peut s'avérer un processus de prélèvement relativement simple pour détecter le virus de l'influenza aviaire et un moyen économique de recueillir un grand nombre d'échantillons, notamment là où la capture d'oiseaux sauvages est presque impossible. Les échantillons du prélèvement fécal sont aussi appelés «échantillons environnementaux» dans certains pays (comme les États-Unis).

Les lignes directrices suivantes doivent être respectées lors de la collecte d'échantillons fécaux d'un seul oiseau ou d'un groupe de volailles:

- Observer les oiseaux d'un endroit un peu éloigné et noter soigneusement la zone où ils se rassemblent. Ils peuvent se reposer par terre, à l'intérieur des élevages avicoles,

FIGURE 5.10
Écouvillon stérile à utiliser pour le prélèvement fécal



dans des champs ou autour des zones marécageuses, sur des fils, des poteaux ou des toits ou sur d'autres structures où ils peuvent déféquer.

- Identifier les espèces d'oiseaux qui sont destinées à être prélevées et s'assurer qu'ils se reposent soit en groupes mono spécifiques ou en groupes plurispécifiques là où cela est possible, pour être sûr de la source des matières fécales éventuellement recueillies. Par exemple, les groupes d'oies plurispécifiques dont les déjections sont difficiles à trier poseraient des problèmes. Par contre une seule espèce d'oies mêlée avec des goélands ne doit pas poser de problèmes car il n'y aurait pas de risques d'erreur d'identification des déjections en fonction de la taille, la couleur et le contenu.
- S'approcher rapidement d'un groupe d'oiseaux perchés les ferait voler ou s'éloigner et ce faisant, certains oiseaux pourraient déféquer.
- Essayer de minimiser l'occasion de rééchantillonner le même individu en limitant le nombre de prélèvements recueillis de chaque groupe et en s'assurant que la collecte des échantillons se fait d'une manière uniforme à travers la zone où un groupe mono spécifique a été observé.

LISTE DU MATÉRIEL POUR LE PRÉLÈVEMENT FÉCAL

1. Équipement de protection individuelle (EPI)
2. Écouvillons à embout de Rayonne ou Dacron
3. Cryovials pré étiquetés avec le milieu de transport
4. Marqueur indélébile et étiquettes cryovials
5. Glacière et glace et / ou azote liquide pour la conservation des cryovials
6. Fiches de données conçues préalablement

- Collecter uniquement les échantillons de fèces fraîchement émises, l'idéal serait de collecter celles qui sont encore humides. De même, éviter de collecter des fèces sèches et poudreuses qui sont non seulement de vieux spécimens mais aussi ceux d'une valeur diagnostique inférieure. Les virus deviennent inactifs en quelques heures aux températures élevées.
- Collecter des fèces à l'aide d'un écouvillon stérile (Figure 5.10) et les placer dans une fiole étiquetée contenant un milieu de transport. Si l'écouvillon va être placé dans un milieu de transport viral, collecter des fèces plutôt avec des écouvillons à embout de Rayonne ou de Dacron.
- Résister à la tentation de mettre les fèces d'un seul coup dans le tube. Il est préférable de rouler l'écouvillon sur les fèces et secouer l'excès des matières fécales.
- Essayer, dans la mesure du possible, d'échantillonner la partie dessous ou la partie ombrée des fèces (parce que l'exposition directe au soleil peut réduire la survie virale)
- Développement d'un fichier photo des fèces de différentes espèces d'oiseaux peut aider à améliorer l'échantillonnage. Il est utile d'inclure une échelle d'identification de la taille des fèces dans les photos.

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- Commission européenne, DG SANCO.** 2006. Guidelines on the implementation of survey programmes for avian influenza in poultry and wild birds to be carried out in the Member States in 2007. (aussi disponible à l'adresse: http://ec.europa.eu/food/animal/diseases/controlmeasures/avian/surveillance4_en.pdf).
- FAO.** 2006. *Wild Bird HPAI Surveillance: Sample collection from healthy, sick and dead birds*, by K. Rose, S. Newman, M. Uhart & J. Lubroth. FAO Animal Production and Health Manual, No 4. Rome.
- Hulse-Post, D.J., Sturm-Ramirez, K.M., Humberd, J., Seiler, P., Govorkova, E.A., Krauss, S., Scholtissek, C., Puthavathana, P., Buranathai, C., Nguyen, T.D., Long, H.T., Naipospos, T.S., Chen, H., Ellis, T.M., Guan, Y., Peiris, J.S. & Webster, R.G.** 2005. *Role of domestic ducks in the propagation and biological evolution of highly pathogenic H5N1 influenza viruses in Asia*. Compterendu de National Academy of Sciences – Etats-Unis, 102: 10682-10687.
- Sturm-Ramirez, K.M., Ellis, T., Bousfield, B., Bissett, L., Dyrting, K., Rehg, J.E., Poon, L., Guan, Y., Pieris, M. & Webster, R.G.** 2004. *Remerging H5N1 influenza viruses in Hong Kong in 2002 are highly pathogenic to ducks*. Journal of Virology, 78: 4892-4901.

Chapitre 6

Étude exploratoire et suivi d'oiseaux

Le rôle joué par des oiseaux sauvages dans l'écologie des maladies de la faune se comprend plus facilement à travers les études préliminaires sur des espèces qui pourraient héberger, transmettre ou propager les pathogènes. Ces études préliminaires sur les populations d'oiseaux sauvages se composent en général de trois parties : l'inventaire et le suivi, les stratégies de mouvement et les études sur le comportement. Les études initiales porteront probablement sur l'inventaire et suivi avec des objectifs spécifiques comportant: 1) l'inventaire de toutes les espèces d'oiseaux dans une zone d'intérêt; 2) la mise au point de l'abondance et de la densité des espèces présentes; et 3) le suivi des changements saisonniers dans la composition et les nombres d'espèces. Appliquées aux études de l'émergence des maladies infectieuses comme l'Influenza Aviaire H5N1, ces techniques servent de système d'alerte rapide pour la détection des taux de mortalité dépassant toute prévision chez les populations d'oiseaux.

L'inventaire des espèces et le suivi de la population sont des tâches habituelles des biologistes, et une variété de techniques d'études exploratoires et de suivi d'oiseaux est disponible. Alors que chaque technique a ses avantages, celle qui est la plus appropriée dépendra des objectifs spécifiques de l'étude tels l'étendue de la zone d'étude, les caractéristiques des espèces et l'habitat d'intérêt, et aussi les logistiques et les faisabilités financières de la mise en place de l'étude. Ce manuel a pour objet de fournir un rapport sommaire sur certaines des techniques pratiques utilisées lors de l'étude et du suivi des populations aviaires avec un accent particulier sur celles applicables aux oiseaux d'eau, aux limicoles et aux autres espèces pouvant héberger, transmettre ou propager le virus H5N1.

Évaluer la composition et l'abondance des espèces d'oiseaux sauvages sur une zone d'intérêt peut se faire de manières différentes partant du dénombrement de l'ensemble de tous les animaux présents (recensement complet) aux stratégies d'échantillonnages qui présentent des estimations de la population pouvant être extrapolées sur la totalité de la zone d'étude. Quelle que soit la technique employée il faut tenir compte d'un précepte important: décrire toutes les techniques correctement et mener des études par des personnes compétentes utilisant des méthodes standards et consistantes. Les observateurs rencontreront certainement une variété d'espèces, de conditions et d'habitats pendant les études exploratoires mais les dénombrements sont peu utiles si l'identification des espèces est douteuse et si la méthodologie de l'étude varie d'un jour à l'autre ou entre les sites. Ainsi, les observateurs doivent pouvoir identifier la plupart sinon toutes les espèces qu'ils rencontreront probablement pendant un suivi y compris des espèces étroitement liées et presque identiques et des différents sexes et groupes d'âge à l'intérieur d'une espèce.

FIGURE 6.1
Dénombrement d'oiseaux à l'aide d'une télescope



RECENSEMENTS COMPLETS

Le but d'un recensement complet est de dénombrer tous les animaux présents sur une zone déterminée afin d'obtenir une estimation objective de l'abondance sans déductions statistiques ni hypothèses fondamentales. Un recensement fiable repose sur l'hypothèse que tous les individus présents dans une zone peuvent être observés; ils sont donc très utiles dans le cas des espèces bien en vue occupant des habitats discrets et bien définis. Des cas où un recensement fiable est probablement possible comprennent des effectifs totaux d'hérons et de cormorans nichant dans des arbres le long des plaines côtières marécageuses, d'oiseaux d'eau fréquentant des petites zones humides ouvertes ou de limicoles aux sites de repos à marée haute dans des estuaires.

Cependant, dans beaucoup de cas, comme celui où les oiseaux d'eau sont nombreux ou sont rassemblés de manière serrée ou celui où le temps manque, il serait préférable d'estimer le nombre d'individus que de compter chaque individu. Les observateurs expérimentés peuvent estimer avec précision 10, 20, 50, 100 ou plus d'oiseaux presque instantanément et examiner sommairement les groupes d'oiseaux comptant en ces unités avec un compteur manuel. Il vaut mieux estimer en petite unité (l'unité la plus courante est probablement 10); unités de 100 ou plus sont généralement utilisées quand le temps est limité ou pour compter des oiseaux en vol ou qui couvent leurs nids (pour des espèces nichant en colonies).

Un recensement complet est plus commode et même préférable quand les espèces ciblées sont grandes et visibles comme les cygnes ou les oies et qu'il existe des réseaux actifs de participants pour partager le travail. Ce genre d'approche est privilégié par les organismes tels que le groupe de spécialistes de cygnes de Wetlands International/IUCN/SSC pour des dénombrements périodiques des cygnes au niveau régional (*par ex. voir Worden et al. 2006*). Pour des dénombrements coordonnés à grande échelle d'oiseaux d'eau

comme celui du Dénombrement International d'Oiseaux d'Eau annuel coordonné par le Wetlands International (Delany 2005a, 2005b), tous les oiseaux faisant partie des espèces appropriées choisies au sites adaptés choisis sont couverts lors des «suivis du coup d'œil» (*sensu* Bibby *et al.* 1998).

Atteindre les objectifs ambitieux d'un effectif habituel de dénombrement implique souvent des préparatifs logistiques considérables. Une zone de recensement de grande taille devra être divisée en petites unités pouvant être observées au fil du temps ou simultanément par un personnel itinérant multiple. Dans ce dernier cas l'équipe de suivi doit être formée dans : les techniques de dénombrement, l'identification des espèces, le comptage ou estimation précis et l'utilisation de l'équipement de terrain (par ex. télescope d'observation, Système de positionnement global - GPS). Dans chaque cas, la période de suivi doit aussi être respectée. Alors qu'il est essentiel que les observateurs aient suffisamment de temps pour faire une étude approfondie de chaque unité, ce temps ne doit toutefois pas être tel que les individus des espèces cibles se déplacent entre les unités observées et qu'ils sont comptés plus d'une fois.

La zone de recensement, en plus d'être cartographiée précisément doit être étudiée à fond. Les unités individuelles de suivi doivent être bien délimitées et clairement visibles pour éviter l'omission ou le double comptage des individus. Il faut chercher tous les habitats qui conviennent aux espèces cibles dans la zone de suivi. Une recherche incomplète (par ex. négliger certaines zones considérées peu convenables aux espèces cibles) risque de rater des individus et d'introduire des erreurs dans les données.

Depuis quelques années, des images vidéo et photographiques sont utilisées de façon efficace pour le recensement. Cette technique consiste à faire un jeu de photos ou d'images vidéo couvrant la zone entière de l'étude (avec tous les animaux dedans) qui peut être dénombrée ultérieurement. En général des suivis par le moyen des photos et des vidéo sont menées d'un avion mais toute plateforme qui permet d'avoir une vue dégagée de la zone de suivi conviendrait à ce genre de recensement.

D'une part, des suivis par photos doivent être réalisés d'une distance (ou une hauteur) qui donnera des images avec suffisamment de résolution pour permettre l'identification des espèces et pour distinguer chaque oiseau au sein d'un groupe ou d'une colonie dense; d'autre part, cette distance ne peut être si près que les rapports spatiaux parmi les images sont perdus. Il est conseillé de mener des suivis terrestres ou par bateau en même temps que des suivis aériens par photographies ou vidéo pour vérifier l'identification des espèces et examiner des erreurs éventuelles.

PARCELLES D'ÉCHANTILLON

Dans beaucoup d'études, le temps et l'effort nécessaires à la conduite d'un recensement complet et correct sont prohibitifs en raison de la zone d'intérêt qui est trop large pour être étudiée en un délai raisonnable. Dans de tels cas, des parcelles d'échantillon peuvent fournir des données relatives à la diversité des espèces et à l'abondance de chaque espèce à l'intérieur de la zone de l'étude. Des parcelles d'échantillon se prêtent facilement aux observateurs terrestres puisque le temps n'y est pas un facteur aussi limitatif que dans des suivis aériens ou par bateau où il faut déployer un plus grand effort de recherche pour dénombrer et identifier des espèces de manière exacte.

Les parcelles d'échantillon n'ont pas besoin d'être limitées au dénombrement réel des oiseaux et ne peuvent pas être utilisées avec cet objectif quand les oiseaux se déplacent entre les parcelles pendant les dénombrements. Elles sont très utiles quand les espèces cibles (ou objets) sont relativement immobiles pendant la période de suivi, à savoir, des échassiers visitant les sites de repos discrets. Les applications spécifiques de la technique des parcelles d'échantillon aux investigations de la faune sauvage liées à l'infection aviaire peuvent inclure l'estimation des densités de la nidification d'oiseaux d'eau ou du nombre de carcasses dans un site de flambée de H5N1.

La sélection des parcelles d'échantillon doit être prise en compte lors de la planification d'un suivi car les estimations de la population d'oiseaux dépendent énormément de la localisation de la parcelle. Des facteurs comme le comportement d'oiseaux ou des habitats hétérogènes qui peuvent donner lieu à des distributions non aléatoires d'animaux nécessitant des techniques d'échantillonnage stratifiées, doivent aussi être pris en compte. La conception plus sophistiquée d'une parcelle d'échantillon et les techniques d'analyse détaillées n'entrent pas dans le cadre de ce Manuel mais Bibby *et al.* (1998, 2000) fournit des références⁹ utiles.

Dans des applications les plus simples, un dénombrement complet de tous les animaux (n) dans des parcelles d'échantillon de taille connue (a) est réalisé et la densité de la parcelle est calculée comme $d=n/a$. La densité moyenne (D) de toutes les parcelles peut être calculée et extrapolée sur la zone entière de l'étude (A) pour arriver à une estimation de l'abondance totale animale ($N= D/A$) bien qu'il soit souhaitable d'utiliser des moyens plus sophistiqués pour déterminer la densité moyenne en étudiant la dispersion dans les parcelles d'échantillon.

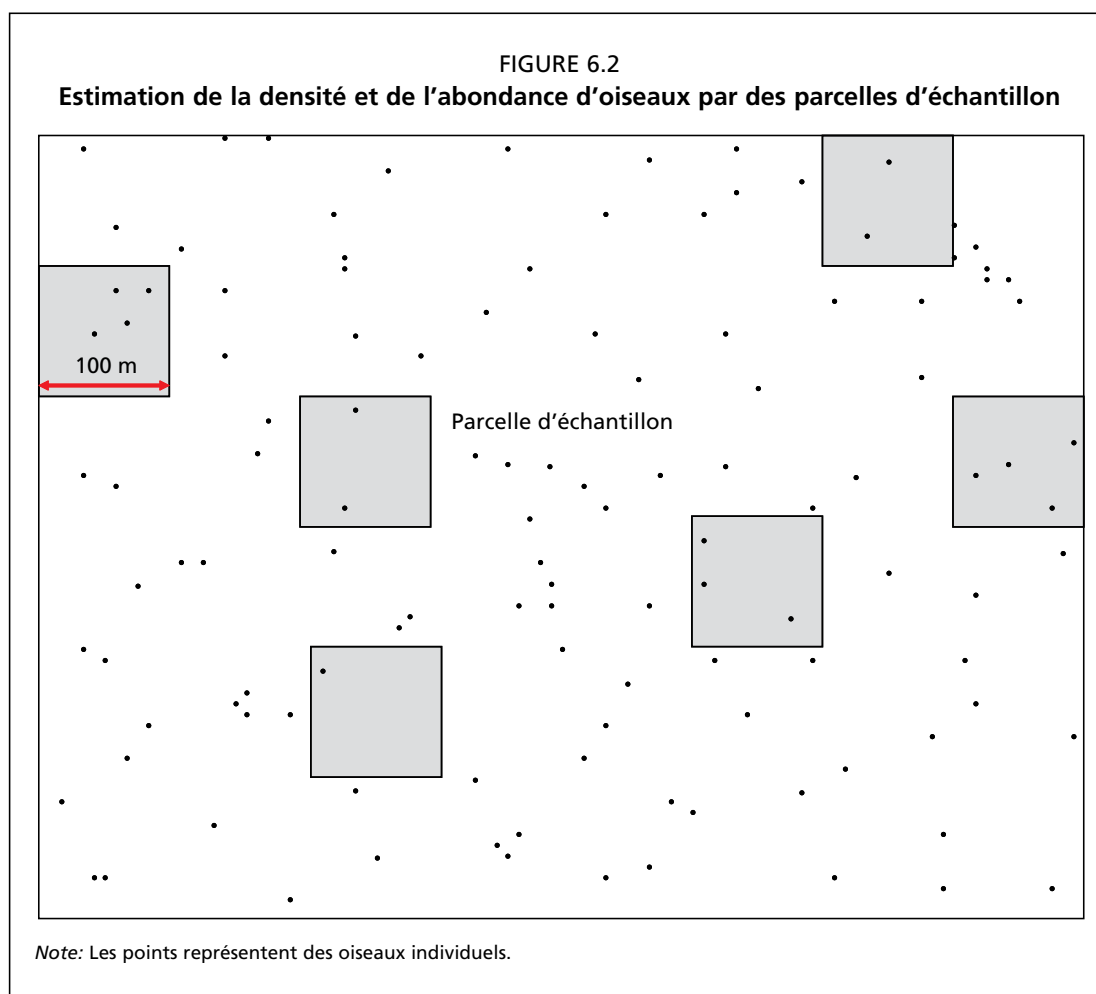
Figure 6.2 illustre un exemple simplifié de l'utilisation des parcelles d'échantillon pour déterminer la densité de nidification d'oiseaux d'eau et l'abondance.

La densité réelle dans cette population hypothétique de 120 nids répartis sur 0,48 km² est de 250 nids km⁻². Un total de 16 nids ont été trouvés dans les six parcelles de 100 m² sélectionnées au hasard pour une densité moyenne de 267 nids par km⁻² (16 nids / 0,06 km²) et une estimation d'abondance de 128 nids (267 nids par km⁻² x 0,48 km²) sur la zone entière de l'étude.

L'exactitude de l'estimation de densité augmentera avec l'augmentation de l'efficacité du suivi (le nombre ou la taille des parcelles). Dans l'exemple cidessus, l'échantillonnage d'une seule parcelle de 100 m² peut aboutir à des densités variant de 0 à 800 nids par km⁻². La taille et le nombre de parcelles d'échantillon dépendront de l'effort requis pour détecter les individus des espèces cibles. Intuitivement, davantage de ou plus large parcelles peuvent être établis pour des espèces qui sont plus faciles à détecter et qui requièrent moins de temps de recherche par individu s'approchant ainsi des conditions d'un dénombrement complet.

Des parcelles d'échantillon n'ont pas besoin d'être carré (quadrats), quoique les parcelles de formes régulières (par ex. carré ou cercle) se prêtent plus facilement à la délimitation et à la recherche. Si les parcelles doivent être étudiées à plusieurs reprises, les limites doivent être tracées et les coordonnées relevées à l'aide d'un GPS.

⁹ Téléchargement gratuit à <http://conservation.bp.com/advice/field.asp#fsm>.



TRANSECTS EN BANDE

Des transects en bande sont une des techniques de suivi la plus communément utilisée pour déterminer la composition et la densité des espèces d'oiseaux. Ils sont essentiellement des versions modifiées d'une parcelle d'échantillon dans laquelle l'observateur effectue les dénombrements en parcourant le long d'une ligne de transect au lieu de chercher une parcelle entière.

Les transects se trouvent souvent d'une manière aléatoire à l'intérieur des sous zones stratifiées de la surface totale de l'étude pour obtenir les échantillons représentatifs des espèces et les effectifs de chaque espèce présente. Pour avoir des estimations de densité, seuls les objets qui se trouvent à l'intérieur d'une distance fixe de la ligne de transect sont comptés. Dans de tels cas, la parcelle échantillonnée devient une bande rectangulaire formée en élargissant la ligne de transect latéralement par une distance spécifiée.

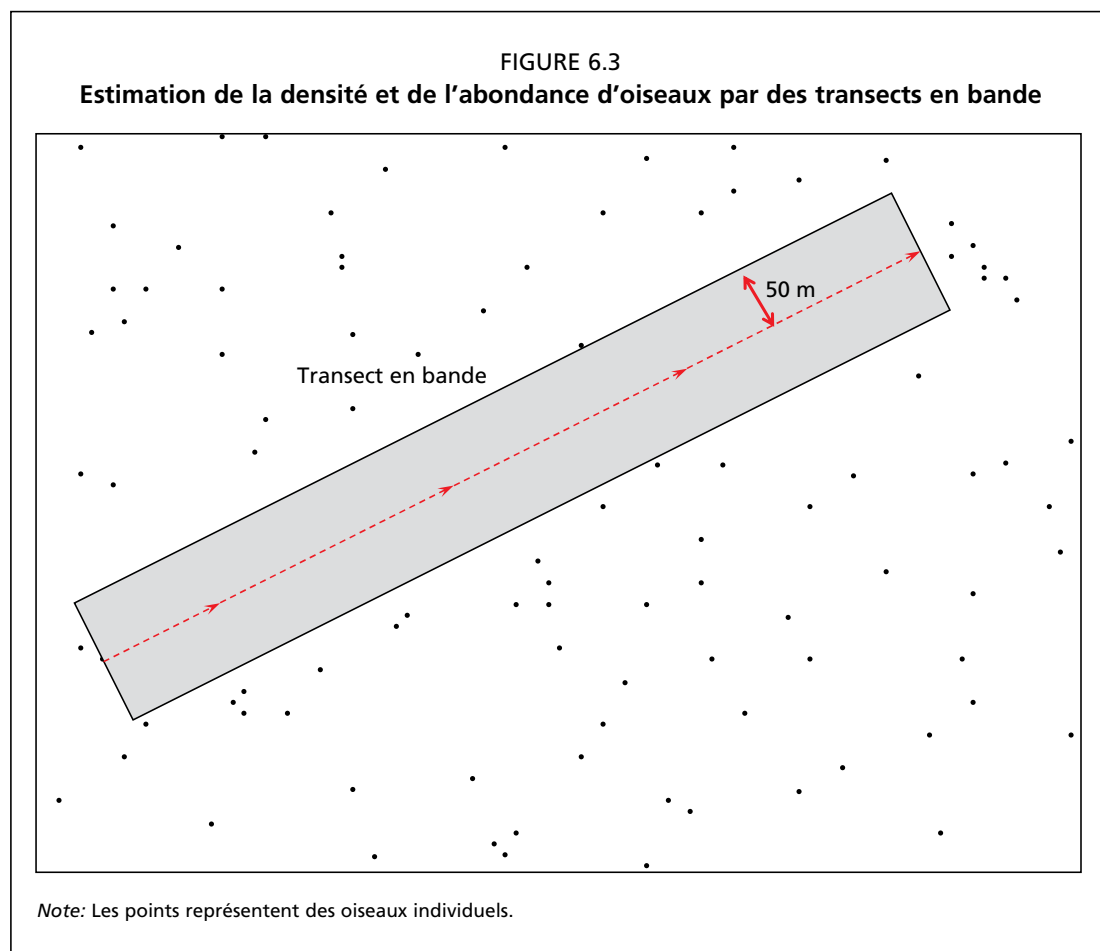
Des transects en bande ont été adaptés à une variété d'espèces et d'habitats ayant des applications directes aux études relatives à l'Influenza Aviaire. Des techniques de transect en bande aérien et par bateau ont été développées particulièrement pour des espèces aquatiques visibles et ces techniques se sont révélées les plus recherchées des méthodes de suivi pour des habitats d'eau larges et ouverts. Les transects en bande aériens peuvent être établis pour évaluer la distribution et l'abondance des anatidés sur des zones géographiques larges où leur habitat chevauche sur l'exploitation avicole, les terres agricoles et les autres zones

potentielles de foyer d'infection H5N1. A de plus petites échelles, des transects en bande terrestres établis le long de l'interface entre les habitats des oiseaux d'eau et les exploitations avicoles peuvent identifier des espèces particulières qui pourraient utiliser les deux habitats.

Dans le cas des parcelles d'échantillon, la densité d'un transect en bande peut être extrapolée sur la zone de l'étude pour obtenir une estimation d'abondance. Figure 6.3 illustre un exemple simplifié d'un transect en bande de 50 m (élargi de 50 m sur chaque côté de la ligne).

Comme dans l'exemple précédent, la densité réelle est de 250 animaux par km^2 . Un total de 17 animaux sont observés dans le transect de 700 m de long sur 100 m de large pour une densité de 243 animaux par km^2 ($17 \text{ animaux} / 0,07 \text{ km}^2$) et une estimation d'abondance de 117 animaux ($243 \text{ animaux par km}^2 \times 0,48 \text{ km}^2$) sur la zone entière de l'étude.

En pratique, la méthodologie du transect en bande n'est rarement aussi simple que montre l'exemple cidessus et il faut tenir compte de plusieurs facteurs avant d'entreprendre des suivis. Si les estimations de densité sont recherchées, le choix d'une largeur appropriée du transect en bande est un compromis entre l'augmentation de la probabilité de détection au maximum pour les espèces cibles et le suivi d'une zone aussi large que possible. Logiquement, la probabilité de détection (et la largeur du transect en bande) augmente dans le cas des espèces larges et visibles dans des habitats plus ouverts. Donc, ça ne sert à rien d'établir un transect en bande de 400 m de large pour compter les minuscules bécasseaux fouillant une zone marécageuse couverte de végétation pour se nourrir tout comme il est inefficace d'utiliser un transect de 50 m pour compter les cygnes larges et visibles dans un lac.



Comme des parcelles d'échantillon, les estimations de densité suite à des suivis par transect se basent sur l'hypothèse que tous les animaux dans la parcelle sont détectés; les suivis sont ainsi mieux conduits dans des habitats ouverts ayant un champ de vision libre. Cependant, contrairement aux parcelles d'échantillon, l'observateur ne quitte pas la ligne de transect pour chercher la parcelle, ainsi il est difficile de réaliser une détection complète de tous les animaux dans la parcelle. D'habitude des jumelles (modèle avec la stabilité d'image sont les meilleurs) sont utilisées pendant des suivis terrestres et par bateau utilisant des transects en bande pour aider à la détection visuelle et à l'identification des espèces, mais les aides visuelles sont peu utiles lors des suivis aériens.

Pour des estimations fiables de densité, il est impératif d'avoir la capacité d'évaluer rapidement et correctement les localisations d'oiseaux par rapport aux limites du site suivi. Toute erreur dans l'estimation des localisations d'oiseaux par rapport à la ligne de transect peut avoir un effet considérable sur les estimations de densité. Dans l'exemple illustré (Figure 6.2), compter trois individus qui se trouvent en dehors de la limite donne une densité de 287 animaux par km^{-2} , alors qu'en exclure trois juste à l'intérieur de la limite donne 200 animaux par km^{-2} .

Des estimations consistantes de la localisation d'oiseaux par rapport à la limite exigent que les suivis aériens soient menés à la même altitude et que les observateurs d'un bateau soient positionnés aux pareilles hauteurs au dessus de l'eau (et que ces paramètres sont notés avec exactitude). Les aides à l'appréciation des distances telles que les télémètres ou des marquages sur les fenêtres d'avion ou sur les haubans de voile sont utiles à un observateur en train de se former pour apprendre à se focaliser mais ces aides le détournent quand même des tâches principales de l'identification et le comptage d'oiseaux.

Des suivis par des transects en bande peuvent être menés du sol, d'un bateau ou d'un avion. Les suivis aériens offrent beaucoup plus de couverture spatiale (à un coût plus élevé) par rapport aux deux autres mais le plus grand rayon d'action s'obtient souvent aux dépens de l'exactitude puisque la vitesse de l'aéronef limite le temps d'observation rendant ainsi le comptage exact et l'identification d'espèce plus exigeant. En effet, effectuer un bon suivi aérien demande une formation particulière et de l'expérience.

En cas d'erreurs suspectes parmi les platesformes de suivi, il est préférable d'effectuer des dénombrements simultanés utilisant des méthodes différentes de suivi (triangulation des données et des informations). Par exemple, les observateurs aériens pourraient rater les oiseaux seuls ou les oiseaux d'une espèce particulière. Des suivis terrestres («vérification au sol») menés en même temps que des suivis aériens peuvent souvent détecter ces erreurs et si ces erreurs se répètent systématiquement, un «facteur de correction» suivant le rapport moyen de dénombrements entre les types de suivis peut être déterminé pour prendre en compte les oiseaux probablement omis par les observateurs aériens.

POINTS DE COMPTAGE

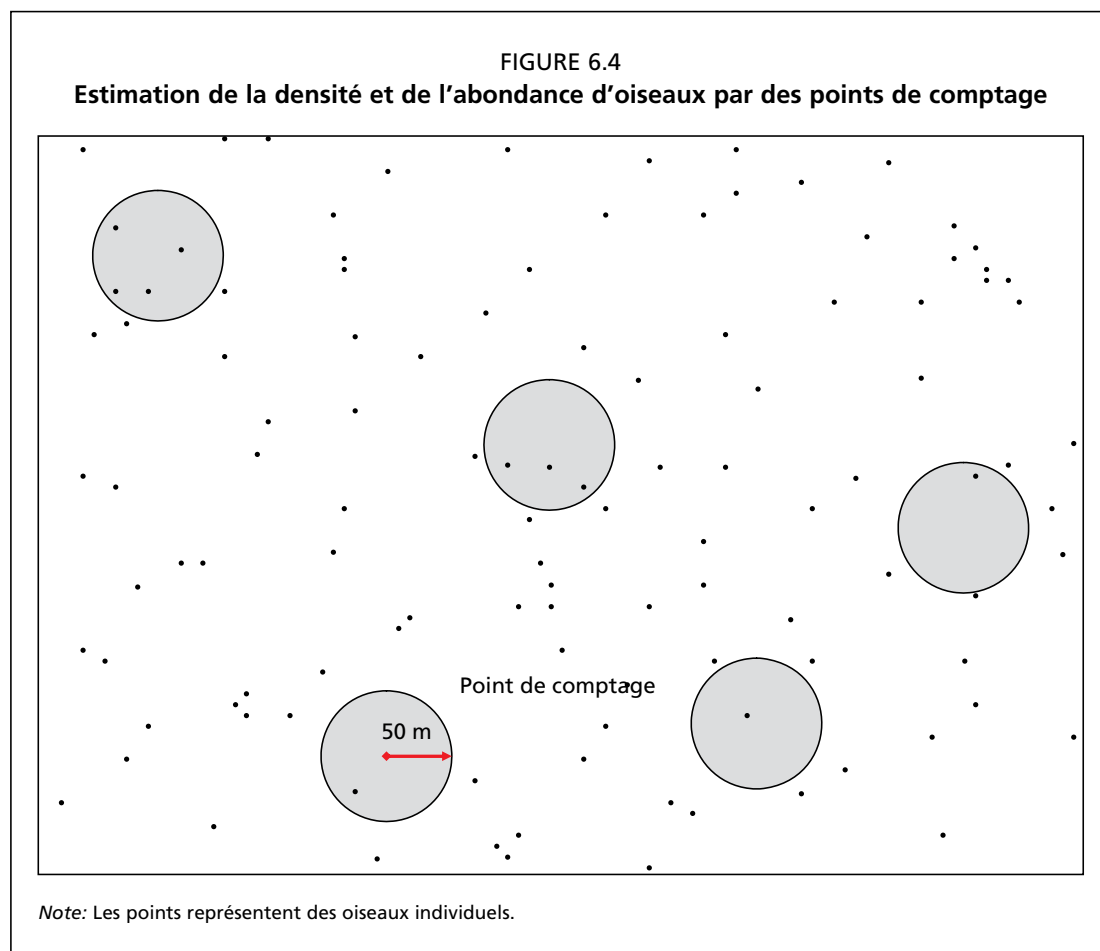
Une des techniques utilisées couramment pour déterminer la composition et l'abondance des espèces d'oiseaux est le point de comptage. Ils sont essentiellement des transects en bande de longueur zéro dans laquelle l'observateur effectue le comptage en un arc de 360° autour d'une station de suivi fixe. Ces stations sont situées au hasard d'un bout à l'autre de la zone de l'étude pour obtenir des échantillons représentatifs des espèces et des nombres

de chaque espèce présente. Si les estimations de densité sont recherchées des points de comptage, les dénombrements sont limités à des objets qui se trouvent à l'intérieur d'un rayon fixe du point de suivi. Dans de tels cas, la parcelle échantillonnée devient une parcelle ronde d'un rayon spécifié à partir du point de suivi (Figure 6.4).

En tant que techniques analogues, les transects en bande et les points de comptage ont plusieurs points en commun. Cependant il existe des différences importantes à noter. A la différence des suivis par transects en bande, des points de comptage sont menés pendant un temps prédéterminé et fixe, d'habitude le dénombrement commencera après que la population aviaire s'est « calmée ». Les suivis par points de comptage ne se font que du sol ou en bateau car les observateurs doivent être au poste de comptage fixe.

Des suivis par points de comptage sont utilisés dans des cas où les autres techniques de comptage se sont avérées inefficaces. Des points de comptage sont particulièrement utiles dans des terrains difficiles où il est impossible d'établir des transects ou d'effectuer des dénombrements tout en parcourant la ligne de transect; par exemple des comptages terrestres d'oiseaux de zones humides dans des habitats marécageux peu profonds avec des substrats mous, ou des comptages dans des terres agricoles en terrasses à forte pente.

Comme les observateurs de points de comptage sont sédentaires, ils ont plus de possibilité de détecter les oiseaux timides qui, autrement, se cacheraient et échapperaient à la détection par les observateurs mobiles et visibles de transects en bande. Ainsi, des points de comptage peuvent être utilisés pour inventorier des espèces « relais » timides et réservés dans le voisinage immédiat des élevages avicoles et des sites de flambée de maladie.



La technique de points de comptage fondée sur des signaux vocaux a été développée pour des situations où des signaux visuels sont moins fiables, à savoir, les suivis nocturnes ou des habitats avec une végétation luxuriante. Dans le cas de certaines espèces, les signaux vocaux seraient les seuls moyens fiables de détection; par exemple, la plupart des comptages des rallidés discrets dans les marais avec une végétation dense se sont appuyés sur des signaux vocaux pour déterminer leur présence et leur abondance. Cependant, comme il est souvent difficile de déterminer les distances à partir de la station du point de comptage en fonction des signaux vocaux, les estimations de densité deviennent difficiles.

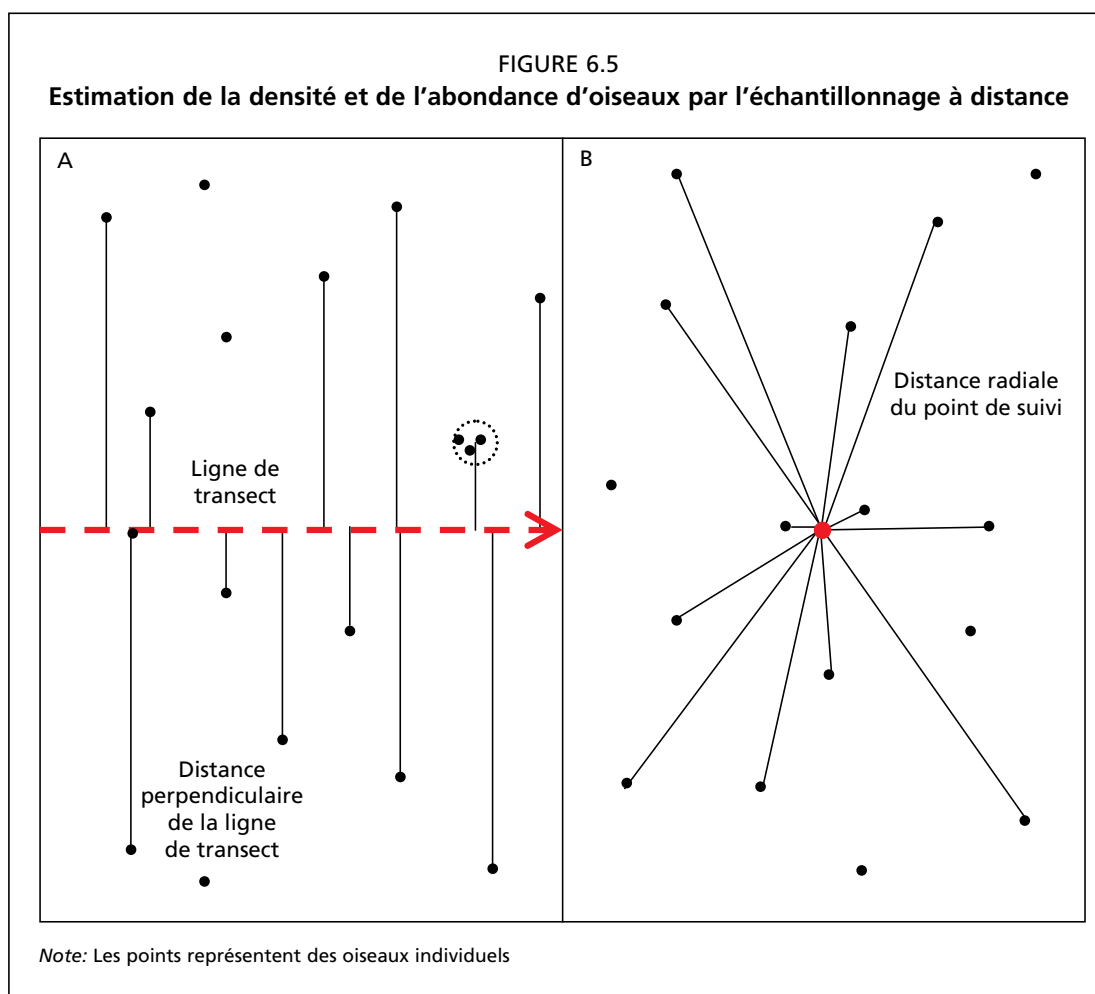
ÉCHANTILLONNAGE À DISTANCE

Plusieurs études ont montré qu'une proportion importante d'animaux à l'intérieur d'une parcelle définie n'est pas prise en compte pendant le dénombrement par transect en bande et par points de comptage, surtout ceux qui sont un peu éloignés de la ligne de transect ou du point de suivi. A la différence de ces techniques, celle d'échantillonnage à distance prend en compte la probabilité décroissante de la détection d'animaux à mesure que leur distance de l'observateur augmente. En théorie, l'échantillonnage à distance s'avère une méthode sûre à considérer lorsque l'étude vise principalement les estimations absolues et fiables de la densité et de l'abondance.

Les techniques de suivi par échantillonnage à distance se ressemblent presque à celles de transect en bande et de points de comptage avec une seule exception majeure; des données relatives à la distance (les distances perpendiculaires de la ligne de transect ou les distances radiales du poste de points de comptage) concernant chaque animal (ou groupe d'animaux) observé (Figure 6.5) sont notées.

Contrairement au transect en bande ou aux points de comptage, l'échantillonnage à distance ne présuppose pas que tous les individus à l'intérieur d'une aire définie sont détectés; toutefois la méthode d'échantillonnage à distance ne peut s'employer avant de satisfaire les trois hypothèses suivantes: 1) tous les objets sur la ligne ou le point doivent être détectés; 2) les objets doivent être détectés à leur position initiale avant tout mouvement causé par la présence de l'observateur; et 3) les distances doivent être mesurées correctement. En plus, l'échantillon d'observations recueilli doit être suffisant pour modéliser la fonction de détection de manière acceptable. L'échantillonnage à distance pourrait fournir des estimations de populations plus fiables que les estimations analogues fondés sur des transects en bande et des points de comptage à condition de satisfaire les hypothèses et les besoins en échantillon précités.

Le logiciel DISTANCE (Thomas *et al.* 1998) utilise des données de distance pour générer une fonction de détection qui modélise la probabilité décroissante de détecter un objet avec l'augmentation de la distance. DISTANCE est un logiciel convivial et offre une variété d'options d'entrée et d'analyse bien qu'une étude détaillée de la méthode d'échantillonnage à distance ne fasse pas partie du cadre de ce manuel. Une excellente introduction à l'échantillonnage à distance par Buckland *et al.* (2001) fournit des renseignements et discussions généraux sur des sujets pertinents comme: sélection de modèle, regroupement de données et troncature, dénombrement de groupes contre d'individus, etc.



CAPTURE-MARQUAGE-RECAPTURE

Des études sur la capture-marquage-recapture (CMR) sont utilisées depuis longtemps pour estimer l'abondance de populations et il existe des documentations considérables consacrées à l'utilisation des modèles CMR. La théorie fondamentale de la modélisation CMR peut être expliquée de façon simple: à l'intérieur d'une population fermée d'animaux (N), deux échantillons (n_1 et n_2) sont capturés, marqués et remis en liberté aux moments 1 et 2 de sorte que le nombre d'animaux recapturés au moment 2 (m_2) peut être déterminé avec de l'exactitude. Logiquement, la proportion d'animaux marqués dans le second échantillon (m_2/n_2) doit être égale à la proportion de tous les animaux dans la population totale (n_1/N) capturés au moment 1, ou $N = n_1 n_2/m_2$, où N est la taille de la population totale.

Ce modèle de base appelé le modèle Lincoln-Petersen se base sur plusieurs hypothèses que très peu de populations naturelles arrivent à satisfaire. Cependant, de nombreuses modifications ont été introduites dans le principe de base pour que les analyses CMR soient permises même si les hypothèses de base ne sont pas respectées.

Comme une discussion approfondie de tous les différents modèles est au-delà de la portée de ce Manuel, ceux qui cherchent des informations supplémentaires sur la modélisation CMR peuvent consulter des références aux revues utiles inclus à la fin du chapitre. Le programme CAPTURE (Rexstad et Burnham, 1991) comprend les modifications du modèle Lincoln-Petersen donnant des estimations de population avec des données CMR qui tien-

nent compte des probabilités de capture inégale. Le modèle Jolly-Seber est le modèle CMR de base pour les estimations des populations ouvertes. Des programmes qui fournissent des estimations de population Jolly-Seber à partir des données CMR incluent POPAN (Arnason et Schwartz, 1999), JOLLY (Pollock et al. 1990) et MARK (White et Burnham, 1999).

RÉFÉRENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- Arnason, A.N. & Schwartz, C.J.** 1999. *Using POPAN-5 to analyse banding data*. Bird Study, 46: S157-168.
- Bibby, C.J., Burgess, N.D., Hill, D.A. & Mustoe, S.H.** 2000. *Bird Census Techniques*. 2nd edition. Academic Press, London.
- Bibby, C., Jones, M. & Marsden, S.** 1998. *Expedition Field Techniques: Bird Surveys*. Royal Geographical Society, London.
- Buckland, S.T., Anderson, D.R., Burnham, K.P., Laake, J.L., Borchers, D.L. & Thomas, L.** 2001. *Introduction to distance sampling, estimating abundance of biological populations*. Oxford University Press, London.
- Delany, S.** 2005a. *Guidelines for participants in the International Waterbird Census (IWC)*. Wetlands International, Wageningen, The Netherlands. (disponible à l'adresse: <http://www.wetlands.org>).
- Delany, S.** 2005b. *Guidelines for National Coordinators of the International Waterbird Census (IWC)*. Wetlands International, Wageningen, The Netherlands. (disponible à l'adresse: <http://www.wetlands.org>).
- Javed, S & Kaul, R.** 2002. *Field Methods for Bird Surveys*. Bombay Natural History Society, Mumbai, India.
- Lancia, R.A., Kendall, W.L., Pollock, K.H. & Nichols, J.D.** 2005. *Estimating the number of animals in wildlife populations*. In C.E. Braun, ed. *Techniques for wildlife investigations and management*, pp. 106-153. The Wildlife Society, Bethesda, USA.
- Pollock, K.H., Nichols, J.D., Brownie, C. & Hines, J.E.** 1990. *Statistical inference for capture-recapture experiments*. Wildlife Monographs No. 107. The Wildlife Society, Bethesda, USA.
- Rexstad, E. & Burnham, K.P.** 1991. *User's guide for interactive program CAPTURE*. Colorado Cooperative Fish and Wildlife Research Unit, Colorado State University, Fort Collins, USA.
- Thomas, L., Laake, J.L., Derry, J.F., Buckland, S.T., Borchers, D.L., Anderson, D.R., Burnham, K.P., Strindberg, S., Hedley, S.L., Burt, M.L., Marques, F., Pollard, J.H. & Fewster, R.M.** 1998. *Distance 3.5*. Research Unit for Wildlife Population Assessment, University of St. Andrews, St Andrews, UK.
- White, G.C. & Burnham, K.P.** 1999. *Program MARK: survival rate estimation from both live and dead encounters*. Bird Study, 46:S120-139.
- Worden, J., Cranswick, P.A, Crowe, O., Mcelwaine, G. & Rees, E.C.** 2006. *Numbers and distribution of Bewick's Swan *Cygnus columbianus bewickii* wintering in Britain and Ireland: results of international censuses*. January 1995, 2000 and 2005. Wildfowl . 56: 3-22 (aussi disponible à l'adresse: www.wwt.org.uk/research/pdf/worden_et_al_2006.pdf).

Chapitre 7

Radiotéléométrie et mouvements d'oiseaux

RADIOTELEMETRIE

Comprendre le rôle joué par la faune sauvage dans l'écologie des virus de l'IA exige une connaissance des déplacements des oiseaux sauvages en détail à des échelles spatiales diverses. Alors que d'une part, les études visant à l'identification des voies migratoires particulières, des haltes migratoires et des zones de non-reproduction qui peuvent s'étendre sur des continents entiers, sont mises en évidence par la coïncidence entre les routes migratoires de certains oiseaux d'eau de reproduction paléarctique et la propagation du virus H5N1 de l'IAHP à travers l'Asie et l'Europe pendant l'automne et l'hiver boréaux de 2005/06, d'autre part les études qui mettent au clair les déplacements locaux des oiseaux sauvages entre des fermes avicoles et des zones humides avoisinantes peuvent être d'une très grande valeur pour établir les chemins viables pour la transmission du virus H5N1 de l'IAHP de la volaille à la faune (ou vice versa).

La radiotéléométrie est une technique pour déterminer les mouvements d'oiseaux sur des régions dont la taille peut varier des zones de reproduction restreintes des espèces d'oiseaux résidents à l'étendue couverte par des espèces de migration internationale (détaillé dans Fuller et al. 2005). Cette technique est utilisée dans l'investigation des maladies infectieuses des espèces migratrices y compris l'écologie du virus H5N1 de l'IA. Lors de la Conférence scientifique internationale de la FAO-OIE sur l'Influenza aviaire et les oiseaux sauvages en mai 2006¹⁰ les objectifs spécifiques des études sur l'Influenza aviaire utilisant la téléométrie ont déjà été identifiés. D'ailleurs, des projets de téléométrie pour le suivi des déplacements locaux et des routes de migration des oiseaux sauvages reconnus comme hôtes potentiels de virus sont déjà en cours¹¹.

L'idée directrice de l'étude utilisant la téléométrie paraît simple; attacher un émetteur radio à un animal et chercher le signal pour déterminer les mouvements de l'animal. Comme les oiseaux avec des radiomarquages peuvent être relocalisés plus fréquemment et de façon plus uniforme que ceux marqués par d'autres méthodes, la téléométrie peut fournir un itinéraire des mouvements détaillés qui est impossible avec les systèmes de marquage-recapture ou de marquage-réobservation qui sont plus simples. Cependant, bien qu'il soit plus intéressant de radio marquer un échantillon d'animaux juste pour "les suivre", il est à reconnaître que la méthode de radiotéléométrie s'avère non seulement coûteuse par rapport aux systèmes de marquage-recapture/réobservation mais exige beaucoup de concentration, un bon planning et des objectifs bien précis pour sa réussite.

¹⁰ www.fao.org/avianflu/en/conferences_archive.html

¹¹ www.fao.org/avianflu/en/wildbirds_home.html

Une fois les objectifs réalisables sont identifiés, des points suivants concernant le projet télémétrique doit-vent être abordés sans en exclure d'autres: 1) le type et la taille de l'émetteur radio; 2) la technique de fixation la moins invasive; 3) la capture et le marquage de l'échantillon équipé de l'émetteur radio; 4) la (les) technique(s) de suivi optimale(s); et 5) les options d'analyse des données. Comme il existe beaucoup de livres sur le planning et l'exécution des études sur la radiotélémétrie, une discussion approfondie sur tous les sujets pertinents ne fait évidemment pas partie du cadre de ce Manuel. Le lecteur est donc conseillé de se référer aux excellentes revues par Kenward (2001) et Fuller et al. (2005) pour de plus amples détails sur les techniques de radiotélémétrie.

La plupart des pays ont des règlements stricts concernant les activités de capture, de manipulation et de marquage d'oiseaux sauvages. Les chercheurs doivent être au courant de et se conformer à toutes les lois locales et nationales concernant ces activités et doivent procurer tous les permis locaux, fédéraux, provinciaux et de l'état.

Émetteurs radio

Les émetteurs radio d'autrefois étaient de simples émetteurs d'ondes métriques (VHF) composés d'une alimentation électrique, d'une antenne et de l'équipement de montage; ils sont soit attachés à l'oiseau de l'extérieur ou implantés (Figure 7.1). Les progrès réalisés récemment dans le domaine de la technologie ont permis de développer le Terminal de l'émetteur de la plateforme (PTT; Figure 7.2) et les émetteurs du Système de positionnement global (GPS; Figure 7.2) ayant des capacités infiniment plus que les émetteurs radio VHF classiques. Bien que les émetteurs PTT et GPS fonctionnent sur les mêmes principes de base que ceux de radio VHF (émission d'un signal électromagnétique à une fréquence définie détecté par des récepteurs accordés à cette fréquence), ils utilisent des satellites en orbite pour recevoir et relayer des signaux à l'émission. Ainsi les émetteurs VHF, PTT et GPS ayant des caractéristiques très différentes se prêtent à des études et des espèces très variées (Table 7.1).

FIGURE 7.1
Émetteur radio VHF implanté



DARRELL WHITWORTH

FIGURE 7.2
Terminal de l'émetteur de la plate-forme (PTT; les trois à gauche);
Émetteur de GPS (Global Positioning System) (celui à droite)



TABLEAU 7.1

Caractéristiques d'émetteurs radio utilisés dans les études télémétriques d'oiseaux

	Type d'émetteur radio		
	VHF	Satellite (PTT)	Satellite (GPS)
Poids Émetteur	< 1 g à 12	12-18 g	30-60 g
Espèce	> 20 g	> 500 g	> 1 kg
Coût			
Minimum	US\$ 100/ea	US\$ 3,200/ea	US \$3,800/ea
Attachement	Ancrage, plumes, implant	Collier, dorsal, implant	Collier, dorsal, implant
Source d'alimentation	Batterie	Batterie ou solaire	Batterie ou solaire
Durée	Jours à mois*	Mois aux années	Mois aux années
Portée	0.1 à 100+ km*	Sans limite	Sans limite
Suivi	Manuel	Par satellite	Par satellite
Intervalle de suivi	Continu*	4 heures	Continu
Exactitude	± 5 m à 1 km*	±100 à 200 m	±10 à 20 m
Fréquence	VHF	UHF	UHF

* Dépend de la taille de l'émetteur et de la méthode de suivi employé.

Dans le cas des émetteurs PTT et GPS le facteur limitant peut être la taille de l'émetteur par rapport à l'oiseau. En général un émetteur radio ne peut dépasser 2-3 % du poids de l'oiseau quoique cela puisse aller jusqu'à 3-4 % pour des petits oiseaux (<50g). Respectant ce critère, les émetteurs radio VHF dont les plus petits pèsent un peu moins que 1 g s'adaptent aux oiseaux de toutes les tailles sauf aux plus petites espèces. Par contre, même les plus petits des PTT pèsent 12-18 g limitant ainsi leur usage aux espèces de 500 g (par ex. petits canards et mouettes) ou plus. Les émetteurs GPS qui pèsent 30-60 g ne peuvent être utilisés que pour des grands oiseaux de 1 kg ou plus (par ex. oies et cygnes).

La localisation par PTT est en général exacte (entre 100-200 m) dans la plupart des cas bien que cette exactitude de localisation augmente avec l'utilisation des plus grands et des plus chers émetteurs GPS (10-20 m). Dans le cas des émetteurs VHF cette précision dépendra principalement de la méthode de suivi utilisée et de l'effort investi. Si les oiseaux radiomarqués sont suivis et observés, les localisations peuvent être précisées à moins de 5m mais dans la plupart des cas les repérages visuels sont impossibles et les localisations deviennent plutôt des estimations utilisant des techniques adaptées à la méthode de suivi (voir VHF Telemetry Tracking).

Les émetteurs radio par satellite et VHF peuvent être incorporés de différentes options utiles bien que celles-ci augmentent le poids, la consommation d'énergie et le coût de l'émetteur. Des capteurs d'activité, de température, de pression et de mortalité envoient des données en changeant le taux d'impulsion de l'émetteur. Des chronomètres programmés pour mettre l'émetteur en marche ou en arrêt au temps voulu est une option utile pour la conservation d'énergie. Ces chronomètres peuvent mettre l'émetteur en marche pour coïncider avec des périodes prédéterminées de suivi ou avec des moments où le survol des satellites en orbite est prévu.

La différence de prix entre les émetteurs par satellite et VHF (Table 7.1) est si grande que l'utilisation des émetteurs PTT et GPS devient difficile dans des projets avec des fonds limités. Cependant les émetteurs PTT et GPS éliminent le besoin de l'équipement de suivi cher et du personnel.

Émetteurs PTT et GPS

Malgré leur taille et leur coût, si les émetteurs PTT et GPS conviennent aux espèces destinées à recevoir des radiomarquages, c'est que leurs avantages logistiques comparés à ceux de la télémétrie VHF classique sont considérables. Le suivi par émetteurs PTT et GPS est automatisé et exécuté par des systèmes de communication par satellites. Comme les signaux PTT et GPS sont reçus par des satellites polaires en orbite il n'y a pas d'erreur de suivi spatial puisque les signaux se reçoivent de n'importe où dans le monde y compris des endroits éloignés ou inaccessibles où les oiseaux marqués sont indétectables.

Heureusement, les PTT se prêtent au radiomarquage des oiseaux aquatiques et des autres espèces larges (>500 g) exposés au virus H5N1 de l'IAHP, la technique de télémétrie par satellite s'applique facilement aux études concernant l'influenza aviaire chez la faune sauvage. Contrairement aux autres techniques, celle-ci offre la possibilité de suivre les mouvements et les routes migratoires des oiseaux aquatiques. Les émetteurs PTT fournissent un itinéraire suivi des mouvements d'un oiseau tout en révélant des informations détaillées

sur la route de migration, la vitesse de déplacement et la durée de halte pendant ses vols à travers des continents entiers.

La longévité des émetteurs satellitaires alimentés par pile solaire permet des études à long terme qui peuvent déterminer la fidélité annuelle aux routes de migration et points de halte spécifiques; ces données pourraient aider à l'identification des zones à haut risque de flambée de maladie. En outre, l'exactitude des localisations par les émetteurs PTT et GPS permet de faire une analyse temporelle et spatiale de l'utilisation d'habitat y compris l'éventuel chevauchement des localisations de productions avicoles et de flambées de maladie.

Des stratégies dans lesquelles certains individus sont marqués par des PTT et d'autres plus grands échantillons par le classique émetteur radio VHF ou par d'autres systèmes de marquage (voir Etudes de marquage-recapture (réobservation)) peuvent en même temps augmenter la taille de l'échantillon et limiter les coûts des émetteurs PTT.

Émetteur radio VHF

Beaucoup de petites espèces sensibles au virus H5N1 de l'IAHP, y compris les limicoles, les cormorans, les râles, les foulques, les grèbes, les corvidés et les moineaux, ainsi que les plus petits canards, les mouettes, les rapaces, les hérons et les aigrettes ne se prêtent pas aux études par satellite soit parce qu'ils sont plongeurs ou qu'ils sont trop petits (<500 g) pour pouvoir porter des PTT. Vu les limitations existantes de la technique télémétrique par satellite, les émetteurs VHF restent l'option principale pour ces espèces.

Des études pour suivre les mouvements migratoires de longue distance de ces espèces ont été menées mais elles s'avèrent difficiles à cause de la logistique qui exige le déplacement des équipes de suivi par télémétrie à travers d'énormes régions dont la plupart pourraient être inaccessibles aux observateurs sur sol. Ainsi, les applications pratiques des études sur l'influenza aviaire utilisant la télémétrie VHF concerneraient plutôt le mouvement local d'oiseaux pour évaluer leur utilisation des aires comme les élevages qui présenteraient des risques accrus d'exposition au virus de l'IA.

Par rapport aux études par satellite, celles utilisant la télémétrie VHF impliquent plus d'efforts de suivi manuel et de ce fait, davantage de planning logistique. Le besoin du suivi manuel fait ressortir certaines caractéristiques de l'émetteur radio VHF telles son pouvoir émetteur (portée) et sa durée de fonctionnement. Les batteries de l'émetteur radio étant des sources d'énergie limitées, il existe un compromis entre le pouvoir émetteur et la durée de fonctionnement; augmenter la portée diminue la durée et vice versa. Le compromis optimal entre les deux dépend des objectifs de l'étude.

La portée d'émission d'un émetteur radio influence l'effort nécessaire pour trouver le signal, ainsi la portée doit être augmentée (aux dépens de la vie de l'émetteur) si l'espèce est supposée se déplacer sur une large zone. Par contre si l'espèce est supposée rester dans une zone relativement exiguë, l'effort de recherche diminue et la portée peut être réduite augmentant ainsi la vie de l'émetteur. Comme la portée et la durée de fonctionnement sont liées directement à la taille de l'émetteur radio, les grandes espèces sont privilégiées par rapport aux petites en ce qui concerne l'étendue géographique et la durée de l'étude télémétrique.

Les émetteurs radio VHF peuvent s'acheter chez des vendeurs dignes de confiance. Le meilleur conseil serait de lire les publications sur la télémétrie et de se renseigner auprès

des chercheurs expérimentés et bien informés pour déterminer le type de l'émetteur qui conviendrait à l'espèce à l'étude. Il est à noter que les caractéristiques de l'émetteur radio (par ex. fréquence, taux d'impulsion, puissance et durée) doivent être précisées au moment de placer la commande car il est difficile voire impossible de les modifier une fois l'émetteur est construit.

CAPTURE ET RADIOMARQUAGE

Le radiomarquage est supposé avoir des effets négatifs sur l'animal mais il est possible de minimiser ces effets de marquage pour ne pas perturber les mouvements habituels et le comportement de l'individu marqué. Cela est non seulement bon pour l'animal mais aussi pour l'étude. Des effets nuisibles du marquage par radio peuvent être réduits en: 1) minimisant le temps de capture et de manipulation; 2) utilisant le plus petit émetteur radio possible qui conviendrait aux objectifs de l'étude; et 3) utilisant une méthode de fixation le moins en évidence et la plus adaptée possible.

Les techniques de capture ayant déjà été détaillées (*voir Chapitre 3*) il est supposé qu'une technique fiable est identifiée et soumise à des essais sur le terrain avant de procéder avec le radiomarquage. Un bon planning permettra de réduire le temps en captivité et le stress associé à la capture et au radiomarquage. Ceci dit, une période d'observation courte dans un endroit isolé est conseillée après le radiomarquage pour aider l'oiseau à se rétablir après la procédure (surtout après une procédure sous anesthésie) et pour détecter des problèmes, s'il en existe, avant de le remettre en liberté.

Pour minimiser le temps en captivité les procédures de marquage doivent être faites sur le site de capture ou le plus près possible de celui-ci. Il faut planifier les captures autant que possible pour éviter des périodes comme celles de reproduction ou de migration où les oiseaux seraient déjà sous le stress physiologique. Si les mouvements d'oiseaux pendant ces périodes sensibles sont d'un intérêt capital, il vaut mieux capturer et marquer des individus quelques semaines avant l'événement de sorte que la manipulation perturbe au minimum leur comportement migratoire et reproductif. Cela donne aussi à l'oiseau le temps de se remettre du stress et de s'habituer à l'émetteur avant le commencement de la nidification ou de la migration.

Les effets lointains du radiomarquage sur un animal dépendent largement de l'émetteur radio et de la méthode employée pour l'attacher. Donc plus l'émetteur et l'ensemble de fixation sont larges et encombrants plus importants seront les effets négatifs. Quels que soient les objectifs de l'étude, la tendance générale est d'utiliser le plus grand émetteur radio qui convient à l'espèce en question; cependant il est préférable d'utiliser des petits émetteurs répondant aux objectifs de l'étude puisqu'ils sont moins chers et moins perturbateurs.

Des émetteurs externes augmentent la traînée aérodynamique pendant le vol (et la résistance hydrodynamique pour des espèces plongeuses) et selon plusieurs études ils nuisent à la survie, au succès reproducteur, au taux d'alimentation d'oisillon et provoquent d'autres effets nuisibles. Théoriquement, l'émetteur doit se détacher tout de suite après la durée de l'étude mais c'est rarement le cas. La méthode de fixation utilisée ne garantit pas non plus que l'émetteur reste attaché pendant la durée de l'étude.

Des techniques de fixation externes ont été développées pour attacher des émetteurs aux oiseaux moyennant un collier (Figure 7.3), un harnais dorsal (Figure 7.4) ou une bague

au niveau de la patte (Figure 7.5). Les colliers et les harnais dorsaux retiennent parfaitement l'émetteur en place (souvent pendant la vie entière de l'oiseau) et sont actuellement les seules méthodes disponibles pour attacher les émetteurs PTT et GPS. Plusieurs modèles

FIGURE 7.3
Émetteur télémetrique attaché par moyen d'un collier



USGS WESTERN ECOLOGICAL RESEARCH CENTER

FIGURE 7.4
Émetteur télémetrique attaché par moyen d'un harnais dorsal



NICOLAS GAUDET

FIGURE 7.5
Émetteur télémétrique attaché en utilisant une bague



de harnais qui s'adaptent bien aux certaines espèces sont disponibles car des harnais mal ajustés causent des éraflures et empêchent le mouvement de l'aile. Les émetteurs VHF fixés avec des bagues au niveau des pattes restent parfaitement en place mais leurs antennes plus courtes et leur proximité au sol donnent lieu aux problèmes de portée d'émission.

Autres techniques externes de radiomarquage utilisent des adhésifs (par ex. colle, ruban adhésif, époxy, gomme, etc.), des sutures et des broches en acier inoxydable (Figure 7.6), soit seul ou en combinaison pour attacher les émetteurs radio VHF directement à l'oiseau. Ces émetteurs restent attachés pendant quelques semaines ou quelques mois (rarement plus long temps); mais il est aussi possible de perdre l'émetteur plus tôt avec ces techniques. Les adhésifs qui irritent les tissus doivent être utilisés avec attention. L'utilisation de sutures ou de broches nécessite des procédures médicales relativement simples mais elles sont toutefois considérées comme des techniques invasives demandant l'aide des vétérinaires compétents jusqu'à ce que le chercheur gagne de l'expérience avec ces méthodes.

Les dispositifs externes de radiomarquage peuvent provoquer des perturbations de courte durée au niveau de comportement chez l'oiseau alors que certaines espèces ne tolèrent point l'émetteur. Pour ces espèces intolérantes les implants abdominaux ou sous-cutanés restent une option. Les implants des émetteurs radio impliquent des procédures chirurgicales hautement invasives et doivent se faire seulement par un vétérinaire compétent ou des biologistes de la faune formés dans la technique.

Encore une fois, le meilleur conseil serait de lire les publications sur la télémétrie et de se renseigner auprès des chercheurs expérimentés et bien informés pour déterminer la technique de fixation qui serait le mieux éprouvée pour les espèces à l'étude. Avant d'entamer des projets coûteux, il serait préférable de faire des essais pilotes de marquage avec un petit nombre d'oiseaux pour identifier les effets nuisibles du radiomarquage et les problèmes éventuels de rétention de l'émetteur.

FIGURE 7.6
Émetteur télémetrique attaché en utilisant une broche sous-cutanée et une suture



SUIVI PAR TÉLÉMÉTRIE VHF

Radiomarquer des animaux et les mettre en liberté pour les repérer plus tard n'est pas la partie la plus difficile d'un projet télémetrique. Alors que cela pourrait être vrai dans le cas des études télémetriques par satellite, celles à VHF demandent des efforts considérables pour trouver et déterminer les coordonnées relatives à la localisation des échantillons marqués par l'émetteur. Les techniques de télémetrie employées doivent être très efficaces pour que l'argent et l'effort investis pour radiomarquer un échantillon d'oiseaux ne soient pas perdus.

Le suivi télémetrique utilise un récepteur VHF (Figure 7.7) raccordé par des câbles coaxiaux à une antenne de réception pour chercher des signaux émis par les émetteurs radio. Les récepteurs les plus pratiques permettent à l'utilisateur de programmer les fréquences voulues dans le dispositif, de chercher les signaux aux intervalles prévus, et d'arrêter la recherche dès que le signal est détecté. Les contrôles de volume et de gain réglables sont aussi utiles. Certains modèles de récepteur ont des jacks pour fixer des casques d'écoute, une option utile pour bloquer le bruit parasite lors des suivis aériens. Les chercheurs expérimentés peuvent aider à choisir le récepteur approprié parmi les différents modèles disponibles.

Deux caractéristiques importantes concernant les antennes de télémetrie sont leur portabilité et leur directivité. La directivité d'une antenne lui permet de recevoir des signaux maximum et nul selon son orientation vis-à-vis de la source sonore. Les antennes Adcock H et Yagi (Figures 7.8, 7.9 et 7.10) sont celles utilisées couramment dans les études télémetriques d'oiseaux.

L'antenne H avec seulement deux éléments rayonnants a moins de directivité par rapport à Yagi mais sa petite taille la rend plus commode pour le suivi à pied. Par rapport à toutes les antennes de télémetrie la Yagi a la meilleure directivité mais à cause de ses longs

FIGURE 7.7
Récepteur VHF et boîtier d'interrupteur utilisés pour le suivi aérien
dans les études classiques de télémétrie



SCOTT NEWMAN

FIGURE 7.8
Antenne Yagi à quatre éléments fixé sur le hauban de voilure d'aéronef



SCOTT NEWMAN

éléments transversaux elle s'avère aussi la plus encombrante. Les antennes Yagi sont utilisées principalement sur les mâts montés sur des véhicules aux stations de réception fixes ou sont attachées aux haubans de voilure d'aéronef.

Les études de suivi par télémétrie sont plus souvent menées des plateformes terrestres

FIGURE 7.9
Antennes Yagi montées sur une tour à une station de suivi à distance
attachée à un enregistreur de données



SCOTT NEWMAN

FIGURE 7.10
Antenne portable Adcock H



SCOTT NEWMAN

ou aériennes mais les méthodes pour déterminer les coordonnées de localisation varient d'une plateforme à l'autre. Les suivis aériens se font à l'aide d'un seul récepteur attaché à deux antennes directionnelles montées à chaque côté de l'aéronef. Le récepteur est réglé pour chercher les fréquences à travers les deux antennes alors que l' (les) observateur(s) écoute(nt) avec un casque écouteur. Quand un signal est détecté l'observateur passe d'une antenne à l'autre par le moyen d'un boîtier d'interrupteur pour déterminer de quel côté de l'aéronef se trouve le signal et dirige le pilote pour qu'il manœuvre l'aéronef vers cette direction. A mesure que l'aéronef s'oriente vers cette direction l'intensité du signal augmente progressivement jusqu'à un point où il est égal de part et d'autre de l'aéronef; les coordonnées de localisation de la source sonore sont notées à ce point.

Les suivis terrestres menés à pied ou en véhicule utilisent la technique de «triangulation» pour repérer exactement les signaux. En cherchant d'un endroit fixe avec des coordonnées de position déjà connues, le signal est détecté au moyen d'une antenne directionnelle et le relèvement vers le point du plus fort signal est noté. Peu après, la procédure est répétée à un autre endroit voisin. Quand les relèvements des stations d'écoute fixes sont représentés graphiquement, deux lignes d'intersection indiquant l'endroit approché du signal se forment. Certains systèmes utilisant des véhicules augmentent la directivité à l'aide de deux antennes Yagi configurées correctement et montées sur un mât.

Souvent la plus efficace et la plus économique stratégie de repérage s'obtient en intégrant les deux systèmes de suivi, aérien et terrestre (ou embarqué). Bien qu'ils offrent un plus ample champ d'étude et une plus large plage de réception de signal, les suivis aériens sont plus coûteux et moins exacts du point de vue de la localisation. Par contre les suivis terrestres fournissent des localisations plus exactes, permettent souvent d'observer des individus marqués et sont moins coûteux. Les points forts des deux techniques peuvent s'exploiter – les suivis aériens pour détecter approximativement les signaux sur une large surface et terrestres pour avoir des localisations exactes. Quoique la portée de réception au sol soit limitée en comparaison aux suivis aériens, la portée peut être augmentée en cherchant du haut des collines, des tours et des endroits en hauteur.

Des enregistreurs de données programmables sont des dispositifs de stockage des données, fixés ou incorporés dans des récepteurs et ils permettent le suivi à distance à partir des stations de réception fixes. Ces enregistreurs de données sont très utiles pour enregistrer la présence/l'absence des oiseaux marqués à l'intérieur d'une aire restreinte et pour mener des études relatives à l'influenza aviaire, à savoir la surveillance continue pour la présence des oiseaux marqués dans des fermes avicoles et des sites du foyer de maladie.

Comme les récepteurs, les enregistreurs de données ont une pile à l'intérieur mais les sources d'énergie externes (par ex. les panneaux solaires ou des piles de 12-V) peuvent allonger considérablement le temps entre les visites. Pour économiser la puissance de pile, ces enregistreurs de données peuvent être programmés pour mener des recherches soit continues soit à des intervalles prévus. Les données se téléchargent directement dans les ordinateurs portatifs sur le terrain.

Avec l'arrivée des appareils GPS fiables, exacts et au prix abordable, l'ère de marquage des localisations par télémétrie sur les cartes topographiques arrive à sa fin. Les appareils GPS à main sont particulièrement utiles pour marquer les coordonnées de localisation des animaux étiquetés par l'émetteur radio ou à partir des stations de suivi et pour délimiter

les zones couvertes pendant les études de suivi téléométriques. Leur facilité d'usage, leur portabilité et leur compatibilité avec la plupart des logiciels d'analyse spatiale font de GPS un équipement essentiel pour toute étude téléométrique.

ANALYSE DES DONNEES

Depuis sa mise en vigueur comme une technique de suivi de la faune sauvage au début des années 60, la radiotélémetrie a été utilisée pour étudier les mouvements locaux, la dispersion et les routes de migration, estimer les domaines vitaux, l'utilisation et la sélection d'habitat, estimer l'abondance de la population, examiner les relations intraspécifiques et interspécifiques et estimer la survie. L'analyse des mouvements et de la distribution des animaux est devenue une science évoluée indépendante, et les techniques d'analyses particulières sont détaillées dans les revues de White et Garrott (1990) et Fuller *et al.* (2005).

Heureusement, du point de vue de l'écologie de l'IA, l'utilisation principale des données radiotéléométriques est assez simple; étudier les mouvements et les préférences d'habitat des espèces hôtes potentielles qui pourraient acquérir et transmettre les virus, déterminer le chevauchement potentiel entre l'utilisation de l'habitat des oiseaux sauvages et de la volaille, et déterminer si les mouvements des oiseaux sauvages coïncident temporellement avec de nouveaux foyers chez les oiseaux sauvages ou la volaille. Par exemple, les données téléométriques peuvent établir les routes de migration actuelles des oiseaux d'eau pour révéler les relations temporelles et spatiales possibles entre leurs mouvements et les configurations des foyers de l'IA chez la faune sauvage et la volaille. Ceci peut s'accomplir simplement en représentant graphiquement les localisations téléométriques conjointement avec les données sur les foyers de la maladie et en examinant visuellement le cartogramme qui en résulte. Il faut néanmoins veiller à la bonne planification des études de téléométrie afin de s'assurer que les mouvements observés sont représentatifs de la population, parce que de différentes parties d'une population (sexes ou cohortes d'âge) peuvent démontrer de différentes stratégies de déplacement.

Aux échelles plus petites, l'utilisation des données téléométriques pour établir des mouvements locaux et des préférences d'habitat des oiseaux sauvages peut impliquer l'analyse du domaine vital afin d'examiner un chevauchement direct avec des exploitations d'élevages avicoles, ainsi que l'exposition indirecte aux matières infectieuses comme la décharge des effluents avicoles dans les zones humides. L'analyse des domaines vitaux utilise les localisations téléométriques pour décrire la distribution spatiale d'un animal au cours d'une période déterminée. L'analyse des domaines vitaux pourrait être aussi simple que de lier les localisations afin de présenter un polygone convexe minimum qui couvre en théorie l'aire d'utilisation entière de l'animal. Ou elle peut impliquer les modèles probabilistes compliqués révélant le partage différentiel des ressources dans une région (par exemple, estimation du domaine vital à noyau adaptatif), ce qui nécessitent des programmes complexes du Système d'information géographique (SIG).

Une bonne connaissance du SIG est aujourd'hui une compétence indispensable pour ceux qui travaillent sur le mouvement des animaux et les données spatiales. Le logiciel Arcview GIS, entre autres, offre des options diverses qui permettent à l'utilisateur de tracer les localisations, calculer rapidement les distances et la vitesse de déplacement, et faire des analyses de mouvement, de domaine vital, d'utilisation d'habitat et d'autres analyses

spatiales diverses. Les programmes du SIG sont aussi dotés de capacités évoluées de cartographie qui permettent des analyses visuelles et statistiques des rapports entre les oiseaux marqués et l'habitat ou les variables climatiques.

La disponibilité de l'imagerie satellitaire de haute qualité de la surface terrestre par le biais des programmes d'ordinateur comme Google Earth¹² ayant des capacités supplémentaires permettra à l'utilisateur de tracer les localisations GPS et de visualiser les mouvements d'oiseaux par rapport à leur environnement.

ÉTUDES DE MARQUAGE-RECAPTURE (RÉOBSERVATION)

Avant l'arrivée de la technologie de radiotélémetrie, les études sur les mouvements des animaux ont été menées en utilisant les techniques de marquage-recapture ou réobservation. L'étude de marquage-recapture (ou réobservation) est théoriquement très simple. En essence, des animaux sont capturés, marqués pour l'identification ultérieure, et remis en liberté. Les recaptures ou réobservations ultérieures, dépendant de la technique de marquage, fournissent des informations concernant les mouvements des individus marqués. Les études de marquage-recapture s'appliquent à toutes les espèces d'oiseaux qui peuvent être capturées et marquées en sécurité, et en fonction de l'aire de répartition de l'espèce, peuvent couvrir des aires géographiques extensives limitées seulement par des efforts de l'équipe de chercheurs.

Le marquage des oiseaux sauvages est une méthode répandue pour examiner les aspects de la biologie aviaire spécifiques aux sites où de grands nombres d'oiseaux peuvent être marqués avec une combinaison de couleurs et/ou de codes numériques pour la reconnaissance individuelle d'un oiseau. Le marquage individuel fournit un outil de valeur pour l'étude des mouvements des oiseaux d'eau migrateurs et a été de plus en plus utilisé en conjonction avec la surveillance de l'influenza aviaire. Il est important que tout projet de marquage planifié soit approuvé par des organismes responsables aux niveaux national ou régional pour s'assurer que le plan proposé n'est pas en contradiction avec les autres programmes de marquage en cours ou prévus.

Il y a des programmes de marquage bien coordonnés pour les espèces différentes en Eurasie par EURING¹³, en Afrique par AFRING¹⁴, dans la région Asie-Pacifique¹⁵, et des programmes divers aux Amériques.

La considération principale pour le choix de la méthode de marquage est d'éviter les techniques qui auraient des effets négatifs sur la santé, la survie, le comportement ou le succès reproductif de l'individu marqué. Certaines techniques qui sont appropriées pour une espèce ne le seraient pas pour une autre. Les études d'essai de marquage d'un petit nombre d'échantillons peuvent être nécessaires afin d'évaluer les effets avant de marquer un grand nombre d'oiseaux. Quant à toutes les activités de capture et de manipulation, le marquage des oiseaux sauvages est soumis à des contrôles rigoureux dans la plupart des pays et des permis doivent être procurés des autorités appropriées locales, de l'état, régionales, provinciales et fédérales.

¹² Téléchargement gratuit de <http://www.earth.google.com>.

¹³ <http://www.cr-birding.be/>

¹⁴ <http://www.safring.net>

¹⁵ <http://wetlands.tekdi.net/colorlist.php>

Une liste de techniques de marquage et de quelques particularités importantes à prendre en considération dans la planification d'une étude de marquage-recapture se trouve dans le Tableau 7.2. Est-ce que la technique permet d'identifier les individus marqués ou les oiseaux sontils marqués en groupe? Est-ce que la technique est invasive? La recapture ou la réobservation, estelle le moyen le plus efficace pour obtenir les données recherchées? Des réponses à ces questions aideront à déterminer la technique optimale de marquage.

La méthode la plus commune et répandue de marquage d'oiseaux utilise des anneaux en métal numérotés (ou "bagues"). Ils sont (ou doivent être) placés sur chaque oiseau qui est capturé et remis en liberté. Les anneaux en métal numérotés permettent l'identification individuelle des oiseaux marqués, mais les oiseaux doivent être recapturés afin de pouvoir lire les numéros. Une combinaison des anneaux en métal et ceux en plastique en couleur (Figure 7.11) a été utilisée dans le cas de plusieurs espèces d'oiseaux aux pattes longues (par exemple, limicoles). Les anneaux plastiques en couleur ou les banderoles permettent la reconnaissance de l'individu sans avoir à recapter l'oiseau. Les détails sur les bagues et les techniques de baguage se trouvent dans le *Chapitre 4*.

Bien que les oiseaux marqués des bagues en métal aient besoin d'être recapturés, les bagues sont probablement les moins perturbatrices de toutes les techniques décrites ici. Les autres techniques laissent des marques externes facilement visibles d'une distance, mais qui pourraient entraîner des effets nuisibles physiques ou comportementaux. En effet, les étiquettes patagiales et les étiquettes de palmure nécessitent une procédure invasive dans laquelle la peau est percée pour attacher l'étiquette. Bien que les oiseaux marqués avec ces étiquettes soient identifiables d'une distance, leur recapture s'imposerait si le numéro de l'étiquette est trop petit pour être lu.

Des colliers (Figure 7.12), des disques nasaux (Figure 7.13), des selles nasales, et des bagues aux pattes en couleur ou des banderoles fournissent des marques visibles qui permettent l'identification des individus marqués sur de longues distances à l'aide des jumelles ou d'un télescope d'observation. Ayant des marques externes très visibles, ces techniques

TABLEAU 7.2

Les techniques de marquage de la faune sauvage d'usage courant dans les études d'oiseaux*

Technique de marquage	ID	Invasive	Codes	Recapture-Réobservation	Durée
Bagues					
Métal	Ind	Non	Numérique	Recapture	Vie
Plastique, Darvic	Ind	Non	Couleur	Réobservation	Mois/Vie
Colliers	Ind	Non	Couleur+numérique	Réobservation	Vie
Disques Nasaux	Ind	Inv	Couleur+forme	Réobservation	Vie
Selles Nasales	Ind	Inv	Couleur+numérique	Réobservation	Vie
Rubans	Groupe	Non	Couleur	Réobservation	Semaines
Banderoles	Ind	Non	Couleur+numérique	Réobservation	Vie
Colorants de plumage	Groupe	Non	Couleur	Réobservation	Semaines
Étiquettes Patagiales	les deux	Inv	Couleur+numérique	les deux	Vie
Étiquettes de palmure	les deux	Inv	Couleur+numérique	les deux	Vie

* Les caractéristiques de chaque technique indiquent si la marque permet d'identifier les oiseaux comme des individus (Ind) ou en groupe; si la technique est invasive (invasive [Inv] ou non-invasive [Non]); si les codes numériques, de la couleur ou de la forme sont utilisés pour l'identification des oiseaux marqués; si les données sont obtenues par le moyen de la recapture ou de la réobservation; et la durée de la marque

sont particulièrement d'une grande valeur dans les études locales qui examinent le chevauchement d'habitat entre les oiseaux aquatiques domestiques et sauvages à proximité des élevages de plein air. En fait, beaucoup de ces techniques sont utilisées fréquemment dans les études d'oiseaux d'eau. Pourtant, il faut prendre soin lors de l'attachement des selles

FIGURE 7.11
Bagues aux pattes en couleur utilisées comme marqueur dans les études de marquage-recapture réobservation



ROB ROBINSON

FIGURE 7.12
Collier utilisé comme marqueur dans les études de marquage-recapture réobservation



NYAMBAYAR BATBAYAR

FIGURE 7.13
Disque nasal utilisé comme marqueur dans les études
de marquage-recapture réobservation



DARRELL WHITWORTH

ou des disques nasaux parce que les marqueurs qui ne sont pas bien mis au point peuvent facilement s'enchevêtrer dans la végétation et leur utilisation n'est pas conseillée dans le cas des espèces plongeuses.

Des colorants sur le plumage fournissent des marques visibles externes qui sont souvent bien en vue sur de très longues distances mais qui ne permettent pas l'identification individuelle. L'application des colorants, de la peinture ou des décolorants au plumage est en général le plus visible sur des espèces de couleur uniforme; des colorants foncés pour des oiseaux plus pâles et des colorants pâles pour des oiseaux de couleur foncée. Les oiseaux marqués avec des colorants, de la peinture ou des décolorants doivent être visibles jusqu'à ce qu'ils se déplument lors de la mue, d'où la nécessité absolue de synchronisation du marquage par rapport à la mue. Il faut appliquer des colorants avec soin pour éviter toute irritation des tissus sensibles.

Les rubans de couleur en plastique offrent une autre marque externe qui est visible sur de longues distances, mais qui ne permet pas l'identification individuelle. Les banderoles en plastique et les rubans plastifiés en PVC attachés aux bagues, aux colliers ou aux rectrices servent de marque à court terme qui peut se dégrader et tomber au fil du temps (quelques semaines à des mois). Les rubans doivent être coupés à une longueur qui les rend visibles d'une distance, mais qui est suffisamment courte pour éviter l'enchevêtrement dans la végétation.

La plupart des études de marquage-recapture exigent la capture d'un nombre assez important d'oiseaux, et plusieurs techniques de capture ont été discutées dans le *Chapitre 3*. Cependant, les techniques créatives de marquage à distance ont été développées afin d'éviter le stress qui accompagne inévitablement la capture et la manipulation. Les techniques de marquage à distance pour les oiseaux impliquent en général l'application des colorants ou de la peinture non-toxiques qui teintent le plumage lorsque les oiseaux visitent les endroits où se trouvent leurs nids ou les sources d'eau où le colorant a été appliqué.

Ces méthodes ne permettent pas en général l'identification individuelle des animaux marqués, mais méritent d'être considérées si le marquage en groupe correspond aux objectifs de l'étude. Par exemple, les colorants introduits dans les sources d'eau dans les élevages de volaille ouverts peuvent être utilisés pour marquer les oiseaux sauvages pendant une période limitée et pour déterminer s'il y a les mouvements entre les élevages et les zones humides naturelles.

Les études de marquage-recapture exigent des efforts importants de la recapture après la mise en liberté ou de la recherche, souvent à travers de grandes aires géographiques, afin d'obtenir les données nécessaires sur le mouvement. Le marquage ne doit s'exécuter que si des ressources suffisantes sont disponibles pour assurer le suivi. La communication et la coordination avec d'autres chercheurs et gestionnaires de la faune sauvage (ce qui est toujours avantageux) pour les rendre conscients de la présence des individus marqués maximiseront les résultats de recapture ou de réobservation.

ANALYSE D'ISOTOPE STABLE

L'émergence récente de l'analyse d'isotope stable (SIA, Stable Isotope Analysis) a ajouté un outil puissant dans l'étude des stratégies migratoires générales d'oiseaux. L'utilité des isotopes stables (e.g. hydrogène, carbone, azote) comme des indicateurs des routes de migration d'oiseaux est basée sur la forte corrélation entre la concentration de certains isotopes dans l'environnement et la concentration de ces mêmes isotopes assimilés dans les tissus des oiseaux, plus particulièrement les plumes. Puisque quelques isotopes dans l'environnement tendent à démontrer des traits prévisibles à l'échelle continentale, la concentration des isotopes dans les plumes peuvent révéler le lieu général de mue ou de croissance des plumes de l'oiseau. L'analyse des isotopes stables requiert des techniques complexes de laboratoire qui ne font pas partie du cadre de ce manuel, mais Hobson (1999) offre une revue excellente.

La résolution spatiale de SIA est probablement dans l'ordre de plusieurs centaines de kilomètres à l'échelle latitudinale et même plus grande à l'échelle longitudinale. Bien que l'analyse des isotopes stables ne puisse pas être utilisée dans une étude détaillée des mouvements ou pour l'identification des sites de reproduction particulières, elle est capable de révéler les routes de migration générales qui ont des applications dans les études en matière de l'IA; par exemple, la détermination des aires de reproduction générales d'oiseaux d'eau capturés sur les sites de repos ou de non-reproduction, ou recueillis aux sites de flambées de la maladie.

Malgré les limitations qui s'imposent, la technique de l'analyse des isotopes stables a des avantages. Les oiseaux n'ont besoin d'être capturés qu'une fois et n'ont pas besoin d'être marqués d'une manière quelconque pour déterminer leurs mouvements généraux. La procédure d'échantillonnage de l'analyse des isotopes stables, qui implique le recueil d'un petit nombre de plumes, est très simple et peut s'exécuter sur n'importe quelle espèce sans distinction de taille. L'analyse des isotopes stables n'est pas soumise à des contraintes géographiques qui sont associés aux études de marquage-recapture ou de radiotélémetrie VHF dans lesquelles les sites éloignés sont rarement échantillonnés. Bien que la télémetrie par satellite soit libre de telles contraintes géographiques, elle coûte très chère par rapport à l'analyse d'isotopes stables.

REFERENCES ET SOURCES D'INFORMATION

- Fuller, M.R., Millspaugh, J.J., Church, K.E. & Kenward, R.E.** 2005. *Wildlife radiotelemetry*. In Braun, C.E., ed. Techniques for wildlife investigations and management, pp. 377-417. The Wildlife Society, Bethesda, USA.
- Hobson, K.A.** 1999. *Tracing origins and migration of wildlife using stable isotopes: a review*. *Oecologia*, 120: 314-326.
- Jessop, R., Collins, P. & Brown, M.** 1998. *The manufacture of leg flags in the light of experience*. *Stilt*, 32: 50-52.
- Kenward, R.E.** 2001. *A manual of wildlife radio tagging*. Academic Press, London.
- Silvy, N.A., Lopez, R.R. & Peterson, M.J.** 2005. *Wildlife marking techniques*. In Braun, C.E., ed. Techniques for wildlife investigations and management, pp. 339-376. The **Wildlife Society, Bethesda, USA.**
- White, G.C. & Garrott, R.A.** 1990. *Analysis of wildlife radio-tracking data*. Academic Press, San Diego, California, USA.

Annexe A

Directives pour photographier des oiseaux en vue de leur identification

(source: European Commission DG Sanco 2006)

Les directives simples suivantes aideront les non-spécialistes à prendre des photographies, en particulier des photos d'oiseaux morts, qui permettront ensuite leur identification au niveau des espèces. Alors que les espèces différentes d'oiseaux sont identifiées en fonction de leurs caractéristiques différentes, il est difficile de fournir des directives générales qui s'appliquent à toutes les situations. Toutefois, les informations présentées cidessous fournissent un modèle de base à respecter.

Tous les oiseaux sauvages recueillis en vue d'analyses de détection du virus de l'IAHP doivent être photographiés numériquement dès que possible après le recueil. L'oiseau doit occuper toute la photo¹⁶ et si possible, inclure une règle ou tout autre instrument de mesure. Les photos doivent représenter:

- l'oiseau dans son intégralité, sur la face dorsale, avec une aile déployée et la queue étalée et bien visible;
- la tête en profil montrant clairement le bec;
- les photos de gros plan de l'extrémité des plumes des ailes, qui permettent de déterminer s'il s'agit d'un oiseau adulte ou juvénile (oiseau dans sa première année de vie);
- L'idéal serait de prendre des photos à la fois de la vue dorsale et de la vue ventrale¹⁷;
- Les photos de la face ventrale doivent montrer les pattes et les pieds (la couleur des pattes étant souvent importante pour le diagnostic des espèces). S'il y a des bagues (en métal ou en plastique) sur les pattes, celles-ci doivent être photographiées in situ et les détails sur les bagues doivent être notés.

Toutes marques/taches remarquables doivent être photographiées.

À la fin de l'été (juillet-fin août) de nombreux oiseaux d'eau, et notamment les canards et les oies subissent une période de mue, ce qui rend difficile leur identification pour les non-spécialistes. Pendant cette période de l'année, la nécessité des photos claires s'imposent pour aider à l'identification des carcasses de canard. La pla-que de couleur qui se trouve sur l'aile déployée (dit spéculum) est souvent très utile. L'identification des jeunes goélands est aussi difficile quelle que soit la période de l'année, et ils devront aussi être photographiés pour être identifiés par des spécialistes.

¹⁶ Each photograph should be taken at the highest resolution possible and if the camera has a 'date stamp' feature then this should be enabled so that the image is saved with a time reference – this may help verify the sequence of images taken at a site on a day. Images should be downloaded to a computer as soon as possible and information about location and date added to the file properties.

¹⁷ Photographs of the upper and under surfaces of the wing and spread tail will facilitate aging and sexing of birds (e.g. Pintail *Anas acuta*).

Les photographies se rapportant à un spécimen donné doivent être conservées jusqu'à ce que les résultats des tests de laboratoire se révèlent négatifs pour l'IA.

Les photographies peuvent être utilisées immédiatement si l'identification de l'espèce d'oiseau fait l'objet de doutes, et si nécessaire pour une vérification ultérieure.

MANUELS FAO: PRODUCTION ET SANTÉ ANIMALES

1. Production en aviculture familiale, 2004 (A, F)
2. Bonnes pratiques pour l'industrie de la viande, 2006 (A, F, E, Ar)
3. Se préparer à l'influenza aviaire hautement pathogène, 2007 (A, Ar, E^e, F^e, M^e)
4. Surveillance de la grippe aviaire hautement pathogène chez les oiseaux sauvages, 2007 (A, R, Id, E^e, F^e, Ar^e, C^e, Ba**)
5. Oiseaux sauvages et influenza aviaire – Une introduction à la recherche appliquée sur le terrain et les techniques d'échantillonnage épidémiologique, 2007 (A, F, R, Id, Ba, E**)
6. Compensation programs for the sanitary emergence of HPAI-H5N1 in Latin American and the Caribbean, 2008 (A^e, E^e)
7. Sistema AVE de Información Geográfica para la Asistencia en la Vigilancia Epidemiológica de la Influenza Aviar, Basado en el Riesgo (E^e)

Disponibilité: septembre 2009

A	–	Anglais	Multil.	–	Multilingue
Ar	–	Arabe	*		Epuisé
C	–	Chinois	**		En préparation
E	–	Espagnol	e		Publication électronique
F	–	Français			
P	–	Portugais			
R	–	Russe			
M	–	Mongol			
Id	–	Bahasa			
Ba	–	Bengali			

On peut se procurer les *Manuels FAO: production et santé animales* auprès des points de vente des publications de la FAO, ou en s'adressant directement au Groupe des ventes et de la commercialisation, FAO, Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Rome, Italie.

MANUELS FAO DE SANTÉ ANIMALE

1. Manual on the diagnosis of rinderpest, 1996 (A)
2. Manual on bovine spongiform encephalopathy, 1998 (A)
3. Epidemiology, diagnosis and control of helminth parasites of swine, 1998
4. Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites, 1998
5. Reconnaître la peste des petits ruminants – Manuel de terrain (F, A)
6. Manual on the preparation of national animal disease emergency preparedness plans, 1999 (A)
7. Manual on the preparation of rinderpest contingency plans, 1999 (A)
8. Manual on livestock disease surveillance and information systems, 1999 (A)
9. Reconnaître la peste porcine africaine – Manuel de terrain, 2000 (F, A)
10. Manual on Participatory Epidemiology – Method for the Collection of Action-Oriented Epidemiological Intelligence, 2000 (A)
11. Manual on the preparation of african swine fever contingency plans, 2001 (A)
12. Manual on procedures for disease eradication by stamping out, 2001 (A)
13. Reconnaître la péripneumonie contagieuse bovine, 2001 (F, A)
14. Préparation des plans d'intervention contre la péripneumonie contagieuse bovine, 2002 (F, A)
15. Préparation des plans d'intervention contre la fièvre de la vallée du rift, 2002 (F, A)
16. Preparation of foot-and-mouth disease contingency plans, 2002 (A)
17. Recognizing Rift Valley fever, 2003 (A)



La souche hautement pathogène de l'influenza aviaire H5N1 s'est propagée de la volaille domestique vers un grand nombre d'espèces d'oiseaux sauvages en liberté, y compris les oiseaux non-migrateurs et les oiseaux migrateurs pouvant parcourir des milliers de kilomètres par an. Le contact régulier et l'interaction entre la volaille et les oiseaux sauvages a augmenté le besoin urgent de la compréhension des maladies d'oiseaux sauvages et des mécanismes de transmission qui existent entre le secteur avicole et les oiseaux sauvages avec une importance particulière accordée à l'influenza aviaire. Les techniques de suivi, la surveillance, l'utilisation d'habitat et les stratégies de migration sont tous des aspects importants de l'écologie de la faune sauvage et de la maladie qui nécessitent une meilleure compréhension pour avoir des aperçus sur la transmission de la maladie entre ces domaines. Ce manuel contient des chapitres sur l'écologie de base de l'influenza aviaire et des oiseaux sauvages, les techniques de capture et de marquage (bague, marquage de couleur et télémétrie par satellite), les procédures d'échantillonnage épidémiologique, et les procédures d'études sur le terrain et de suivi.

ISBN 978-92-5-205908-0 ISSN 1810-1127



9 789252 059080

A1521F/1/09.09/1160