

## 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 OMS<sup>7</sup>) ou acheté sous forme de trousse commercialisée (par ex. TBD Universal Viral Transport Media or Cellmatics Viral Transport Pack<sup>8</sup>). 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

<sup>7</sup> [http://www.who.int/csr/resources/publications/surveillance/WHO\\_CDS\\_EPR\\_ARO\\_2006\\_1/en/index.html](http://www.who.int/csr/resources/publications/surveillance/WHO_CDS_EPR_ARO_2006_1/en/index.html)

<sup>8</sup> <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

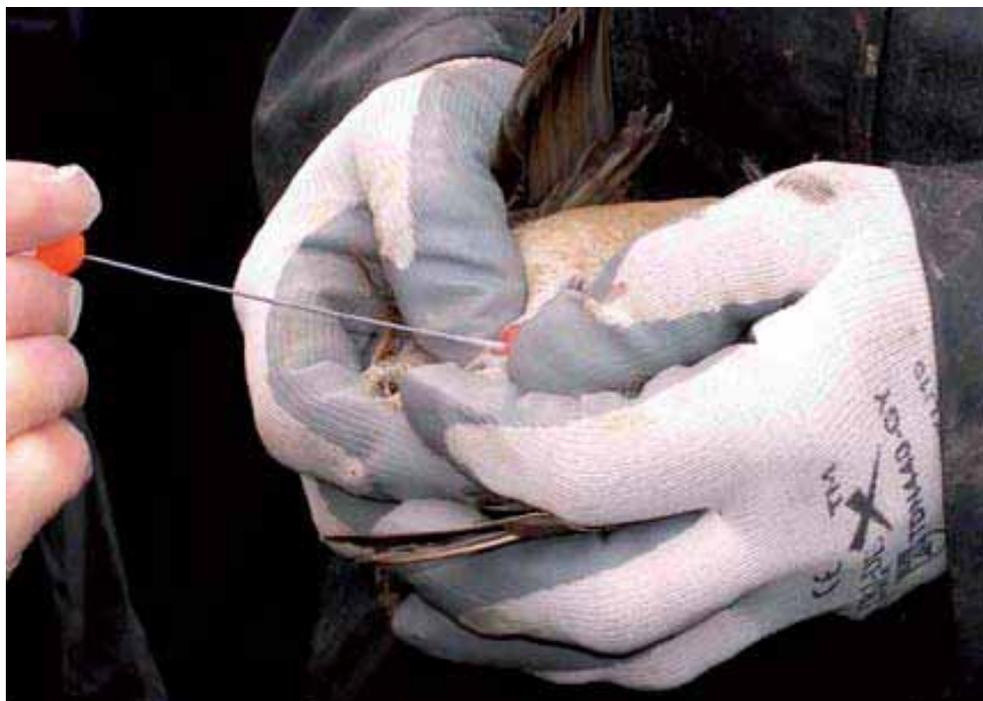
Flèche est orientée vers l'ouverture de la trachée

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

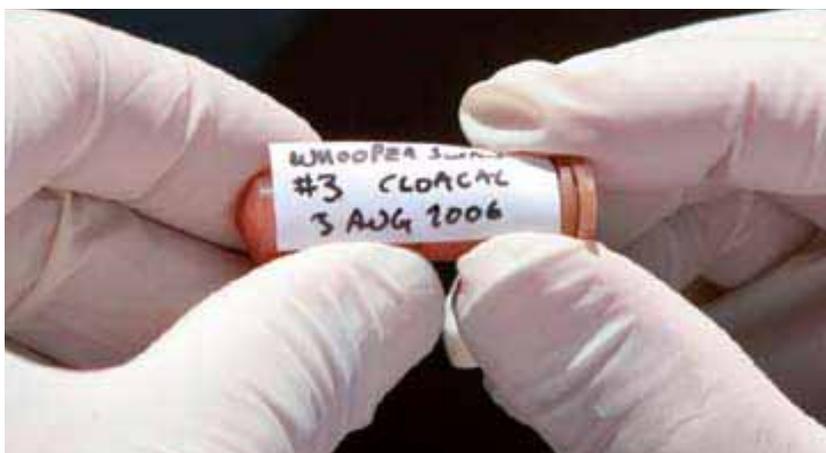
Tests sérologiques sur les prélèvements de sang indiquent une exposition préalable au virus en détectant les anticorps dans le sang plutôt que des antigènes viraux ou des cibles génétiques particuliers. Les prélèvements sanguins peuvent être collectés de différentes manières suivant la taille de l'oiseau. 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 5.5  
Mise en place correcte d'un prélèvement sur écouvillon dans le milieu de transport viral



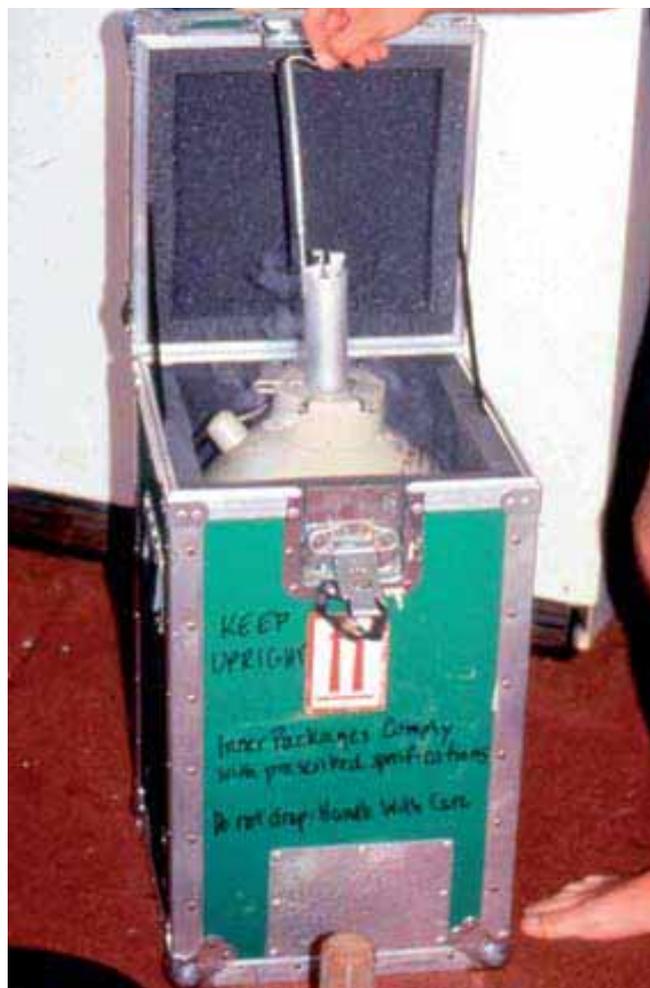
J. CHRISTIAN FRANSON

FIGURE 5.6  
Cryovial étiqueté avec date, espèce, type d'échantillon et un numéro d'identification particulier à chaque individu prélevé qui renvoie à une base de données contenant toutes les informations sur cet oiseau



SCOTT NEWMAN

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](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.