



PROTOCOLE PRELEVEMENT DE FIENTE DE PHRAGMITE AQUATIQUE

Contexte et objectif du projet

Le Plan National d'Actions (PNA) en faveur du Phragmite aquatique I (2010-2014) a permis une très large augmentation de la connaissance des sites d'escale migratoire en période post-nuptiale en France. Aujourd'hui se pose la question de la fonctionnalité de ces sites : est-ce que l'engraissement des individus est bon sur tous ces sites ? Tous ces sites présentent-ils des ressources alimentaires suffisantes pour que les individus puissent engraisser suffisamment pour continuer leur migration ?

Jusqu'ici, les éléments rassemblés sont :

- La présence des habitats d'alimentation sur une partie des sites (cartographie des habitats favorable au Phragmite aquatique),
- Les cinétiques d'engraissement sur les sites où les captures ont été suffisamment nombreuses avec des données de recaptures à plusieurs jours d'intervalles, pour pouvoir calculer la prise de masse.

Toutefois, la présence des habitats d'alimentation ne donne pas directement la disponibilité alimentaire. Les calculs d'engraissement sont possibles que sur un petit nombre de sites. L'espèce étant rare, un site de migration peut-être bien placé géographiquement par rapport à la migration, avoir les bons habitats et la disponibilité alimentaire, mais ne pas avoir suffisamment de données de captures pour calculer l'engraissement (pression de baguage insuffisante par exemple). L'objectif du PNA en France est de disposer d'un réseau de haltes en bon état de conservation (disponibilité alimentaire, protection des espaces). Ajouter d'autres indicateurs que le nombre de captures pour valider un site de migration comme une halte migratoire fonctionnelle serait une bonne méthode pour valider les actions d'une partie une PNA.

Cette étude sur le régime alimentaire du Phragmite aquatique par la méthode de l'ADNe est de répondre à cette question de la caractérisation des escales migratoires par un indicateur sur la disponibilité alimentaire. C'est une des premières étapes, comme présenté dans la figure ci-dessous :

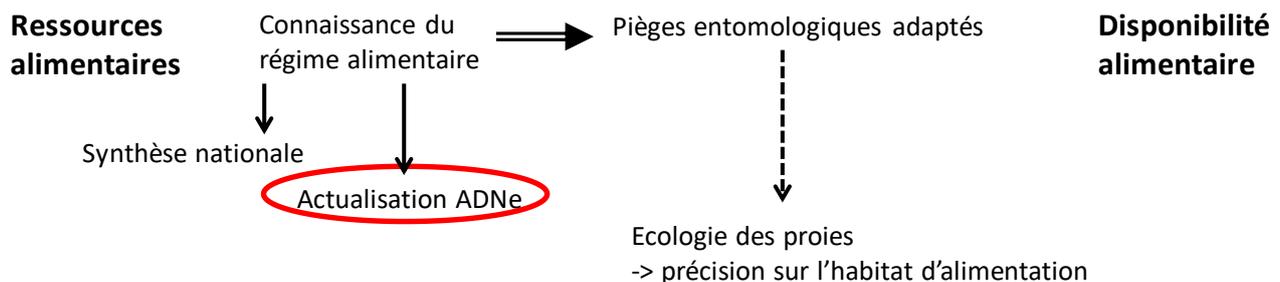


Figure 1 : Les étapes prévues pour l'utilisation d'un indicateur de disponibilité alimentaire dans le cadre du PNA II en faveur du Phragmite aquatique

Généralités

L'étape du présent projet est la précision et l'actualisation de la connaissance du régime alimentaire du Phragmite aquatique par la méthode de l'ADN environnementale (ADNe). Celui-ci est développé à l'échelle nationale par Bretagne Vivante animateur du PNA en faveur du Phragmite aquatique pour le compte de la DREAL de Bretagne, pilote de ce PNA. Il bénéficie d'un financement d'État, via le dispositif "Fond Vert".

Le régime alimentaire du Phragmite aquatique en migration postnuptiale est connu sur la base de plusieurs études de l'estuaire de la Seine au bassin de l'Adour, entre 2001 et 2014. Des fientes ont été récupérées sur le terrain au moment des sessions de baguage et le régime alimentaire a été déterminé par identification des restes d'arthropodes (résultats locaux : Provost *et al.* 2011, Kerbiriou et Bargain 2005, Kerbiriou *et al.* 2010, Marquet *et al.* 2014, Musseau *et al.* 2014, Hemery *et al.* 2018 ; Julien *et al.* 2013 ; synthèse nationale à venir).

L'ADN environnemental consiste à extraire et à analyser l'ADN présent dans l'environnement (comme l'eau ou le sol) par métabarcoding (séquençage simultané de nombreux fragments d'ADN provenant de diverses espèces et identification par comparaison avec des bases de données d'ADN de références). Cette méthode est utilisée pour la connaissance de la biodiversité (y compris celles que l'on ne peut pas observer directement) ou de la dynamique et la génétique des populations. Appliquée à des prélèvements de déjection animale elle permet une description plus fine et détaillée du régime alimentaire (Gally 2021), et par une méthode non invasive.

Principe d'échantillonnage et calendrier

Ce projet vise une campagne synchronisée du nord au sud de la France, sur une année (ou deux, en fonction du nombre et de la localisation des prélèvements de 2024).

Le projet repose sur le volontariat des responsables des stations de baguage qui procède au suivi scientifique de la migration du Phragmite aquatique en France au mois d'août (bagueur CRBPO). Aucune capture ciblée de l'espèce n'est autorisée pour participer à ce dispositif. Les individus concernés par la collecte de fiente sont capturés dans les thèmes classiques du PNRO (ACROLA, SEJOUR, PHENO). Tous les individus de Phragmite aquatique peuvent faire l'objet d'une collecte de fiente sans restriction d'effectif, d'âge ou de sexe. L'espèce n'est pas particulièrement abondante, et la récolte de fiente n'est pas garantie à chaque capture. Dans Gally 2021, 73,8% des fientes ont été récoltées le matin et 84,5% le soir. De plus, les captures de Phragmite aquatique se réalisent généralement dans les premières tournées, moment où les fientes risquent d'être le moins abondantes et contenir moins d'informations sur le régime alimentaire. Bien que l'espèce soit menacée d'extinction, le protocole proposé pour la collecte des fientes, non invasif et ne nécessitant qu'une détention courte et sans augmentation du risque de blessure, est satisfaisant au regard du bien-être animal. Il est validé par le CRBPO.

Pour affiner l'analyse du régime alimentaire du Phragmite aquatique, les régimes alimentaires de la **Rousserolle effarvate** et du **Phragmite des joncs** seront étudiés en même temps. Le principe est dès qu'une fiente de Phragmite aquatique est récupérée avec succès sur un site, une fiente de Phragmite des joncs et une de Rousserolle effarvate sont récupérées le même jour si possible (ou dans les jours qui suivent). La "gestion et contention des oiseaux", "protocole de prélèvement des fientes" et "Renseignements avec les données de baguage" sont les mêmes que pour le Phragmite aquatique, comme décrit dans les paragraphes ci-après.

Cette première campagne de prélèvement est prévue entre mi-juillet et fin septembre 2024. Les échantillons seront rassemblés par Bretagne Vivante avant d'être envoyés au laboratoire de génétique de l'Université de Liège, au professeur Johan Michaux qui procédera aux analyses ADNe. Les listes d'espèces trouvées seront expertisées par [Cédric Alonso du bureau d'étude Rosalia](#) pour s'assurer de la cohérence des espèces déterminées. La consultation des experts locaux pourra également être mobilisée.

Les résultats préliminaires sont attendus pour la fin du 1er semestre 2025. A ce moment, il sera déterminé si une seconde campagne sera réalisée en 2025.

Chaque préleveur recevra un tableau avec les données brutes de son site.

Une fois le format de transmission déterminé avec PatriNat, les résultats seront versés au SINP.

La discussion des résultats et des étapes suivantes sera abordée au sein du groupe de travail thématique "régime alimentaire/biomasse arthropodes" du PNA.

Gestion et contention des oiseaux

Les informations présentées ne prévalent pas sur les obligations et recommandations fournies par le CRBPO.

Le parcours d'un Phragmite aquatique est le suivant : démaillage, transfert dans le pochon, **baguage** à la table, transfert dans le sac de **récolte de fiente** (sauf si *cf. ci-dessous*), **relâcher**. Le prélèvement de fiente est prévu dans un sac spécifique. Toutefois, pour avoir un oiseau le moins souillé possible et donc un prélèvement le plus propre possible, prévoir un sac propre pour l'ACROLA en priorité.

Comme indiqué en supra, il est important de maximiser le nombre de fientes collectées sur chaque station de baguage. **Cependant**, le protocole nécessitant un temps de captivité supplémentaire, il est important de veiller au bien être des individus. Les bagueurs **s'abstiendront** donc de mettre en place le protocole de collecte de fientes pour les individus suivants, quelle que soit l'étape dans le parcours de traitement de l'oiseau :

- Individu blessé ou présentant des signes de stress ou d'affaiblissement évident et ne pouvant pas subir une contention supplémentaire ;
- Individu ne pouvant tenir debout sur du grillage (problème aux pattes...) ;
- Individu ayant déjà subi une contention longue ou une manipulation excessive ;
- Individu mouillé ;
- Individu souillé par les fientes d'un autre oiseau (situé au-dessus dans le filet par exemple) ;
- **Individu ayant fienté avant la mise en contention pour le prélèvement**¹.

¹ Si l'individu fiente dans le filet au moment du démaillage, il est intéressant de prévoir à disposition des tubes pour la récupérer, s'il est possible de le faire "proprement".

Compte de tenu d'un temps de manipulation supérieur au simple baguage et de la gestion d'un matériel spécifique, il est important de prévoir :

- **De baguer ces individus en priorité une fois revenue à la table** (en tenant compte d'autres impératifs d'espèces ou d'individus) ;
- D'avoir une personne compétente dédiée à l'ensemble des manipulations de ce protocole.

Protocole de prélèvement des fientes

Le prélèvement de la fiente se fait dans un sac en papier avec une grille au fond et une languette en papier dessous (protocole Knutie et Gotanda. 2018). Le sac est fermé avec 2 épingles à linge. L'individu est laissé dans le sac 5 min maximum avant d'être relâché. Le relâcher se fait par ouverture du sac, sans manipulations supplémentaires (pensez à ouvrir le sac dans un espace dégagé).

Le sac est ensuite complètement ouvert en découpant les quatre coins, pour récupérer la languette et transférer la fiente dans le tube, en s'aidant d'une touillette si nécessaire. Parfois vous aurez une "production" à dominante blanchâtre sans réelle consistance qu'il vaut mieux ne pas garder car il s'agit d'urée. Une "belle" fiente doit avoir une partie dure. **Si possible**, ne garder que cette partie. Reporter le numéro du tube sur le bordereau de baguage (cf. "Renseignement avec les données de baguage", ci-dessous) ; noter le numéro de bague sur le tube. Le mieux est d'ajouter un bout de scotch sur l'écriture à la fin de la session pour protéger l'écriture.

Pendant la session, les sacs de contention en attente ou en cours d'utilisation sont placés dans un endroit dédié, sain, calme et à l'abri de la chaleur et de l'humidité.



Exemple du dispositif utilisé depuis 2020 (BV Nat/Gailly) dans le cadre de l'axe 3 du programme roselières d'Occitanie (@Benjamin Vollot)

Renseignement avec les données de baguage

Sur le terrain, sur le bordereau de baguage

Dans la **case mémo**, merci de saisir

Fiente = [code]

Les codes possibles sont :

- **1.1 + numéro du tube** -> Prélèvement de la fiente dans le sac en papier ;
- **1.2 + numéro de tube** -> Prélèvement au filet au moment du démaillage ;
- **2** -> Tentative dans le sac infructueuse ;
- **0** -> Pas de tentative de récupération de fiente.

Au moment de la saisie des données, merci de remplir **FECES**, dans le champ **PRELEV_BIO**.

Matériels

Le kit de prélèvement envoyé aux participants contient :

- Des sacs de contention,
- Une grille,
- Les languettes en carton de récupération des fientes,
- Les touillettes,
- Les tubes : rempli d'éthanol à 96% non dénaturé, avec 1 numéro dedans. **Ajouter le numéro de bague de l'oiseau sur le tube,**
- L'enveloppe pour le renvoi des tubes.

Il faut prévoir en plus :

- Pincés à linge,
- Ciseaux,
- Feutre pour écrire sur le tube,
- Système de désinfection pour le manipulateur (risque de contact avec les fientes, protocole du CRBPO) et pour la grille (javel de préférence),
- Système de stockage des déchets produits par la manip sur le terrain. Le tout est à mettre à la poubelle ou au feu en fin de session.
- Boîte de stockage pour isoler les tubes du reste du matériel de baguage. Plus les tubes restent exempts de contamination, plus les analyses seront simplifiées. En plus des analyses pour recherche des arthropodes proies, l'espèce émettrice est aussi analysée.

Attention : ne pas essayer de récupérer la fiente dans le pochon, risque de contamination de l'échantillon.

Attention : la javel élimine l'ADN, alors que l'alcool le fixe.

Attention : bien sécher après nettoyage à la javel, avant réutilisation, pour ne pas éliminer d'ADN du prélèvement suivant.

Garder les tubes à l'abri de la lumière, si possible au frais. **NE PAS CONGELER**

Les stocker et les envoyer fin août à Bretagne Vivante, Christine Blaize 19 rue de Gouesnou 29200 Brest.

En accompagnement des tubes de prélèvement envoyer également la ligne du bordereau de baguage (format papier ou envoi d'un fichier Excel).

Précaution d'hygiène

Respecter de manière générale les recommandations d'hygiène du CRBPO concernant la protection des [bagueurs](#) et des [oiseaux](#) (lien ci-contre et en annexes).

Rédacteurs : Christine Blaize, Romain Batard, Benjamin Vollot, Romain Lorrillière
Version 4 16.07.2024



L'ajout est :

Pour affiner l'analyse du régime alimentaire du Phragmite aquatique, les régimes alimentaires de la Rousserolle effarvate et du Phragmite des joncs seront étudiés en même temps. Le principe est dès qu'une fiente de

Phragmite aquatique est récupérée avec succès sur un site, une fiente de Phragmite des joncs et une de Rousserolle effarvate sont récupérées le même jour si possible (ou dans les jours qui suivent). La "gestion et contention des oiseaux", "protocole de prélèvement des fientes" et "Renseignements avec les données de baguage" sont les mêmes que pour le Phragmite aquatique, comme décrit dans les paragraphes ci-après.

Bibliographie

Arvensis (2012). Inventaire des Arthropodes pour l'étude du régime alimentaire du Phragmite aquatique (*Acrocephalus paludicola*) sur les stations de suivi du programme ACROLA. Programme ACROLA / Natura 2000 / Parc Naturel Régional de Brière, 48p.

Gailly, V. (2021). Étude du régime alimentaire de quatre espèces d'oiseaux sédentaires paludicoles méditerranéens. Mémoire de fin d'études Master. Université de Liège (Belgique). 89p. https://crbpo.mnhn.fr/IMG/pdf/gailly_2022_msc_thesis_regime_alimentaire_paludicoles_adne_feces.pdf

Hemery D., Deyme B. et Blaize C., 2018. Les habitats favorables au Phragmite aquatique en France. [Bretagne Vivante/DREAL Bretagne. 16p.](#)

Julien R., Benard S., Marquet M., Kerbiriou C. (2013). Spécificité du régime alimentaire du Phragmite aquatique (*Acrocephalus paludicola*) en halte migratoire en Brière, Programme ACROLA / Natura 2000 / Parc Naturel Régional de Brière, 16p

Kerbiriou, C., and Bargain, B. (2005). Approche du régime alimentaire du Phragmite aquatique (*Acrocephalus paludicola*) en baie d'Audierne (Bretagne Vivante - SEPNEB)

Kerbiriou, C., Bargain, B., Le Viol, I., and Pavoine, S. (2010). Diet and fuelling of the globally threatened aquatic warbler at autumn migration stopover as compared with two congeners: Diet specificity of the globally threatened aquatic warbler. [Animal Conservation 14, 261–270](#)

Knutie et Gotanda. 2018. A non- invasive method to collect fecal samples from wild birds formicrobiome studies. <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs00248-018-1182-4>

Marquet M., Bonnet P., Séchet E., Julien R., Bécheau F. & Kerbiriou C. 2014. La Brière, un site de halte migratoire post-nuptiale d'importance pour le Phragmite aquatique *Acrocephalus paludicola* et éléments d'écologie de l'espèce sur le site. *Alaud* 82 (4) : 249-268.

Musseau, R., Herrmann, V., Bénard, S., Kerbiriou, C., Hérault, T., and Jiguet, F. (2014). Ecology of Aquatic Warblers *Acrocephalus paludicola* in a fall stopover area on the Atlantic coast of France. [Acta Ornithol. 49, 93–105](#)

Nature & Compétences, (2018). Étude des peuplements d'arthropodes et du régime alimentaire du Phragmite aquatique en Brière. 37p.

Provost, P., Bargain, B., and Cheveau, P. (2011). Ecologie du Phragmite aquatique *Acrocephalus paludicola* sur deux sites de halte majeurs pendant le passage en migration postnuptial dans l'ouest de la France. [Alauda 79, 53–63](#)

Annexes

Description du sac de prélèvement

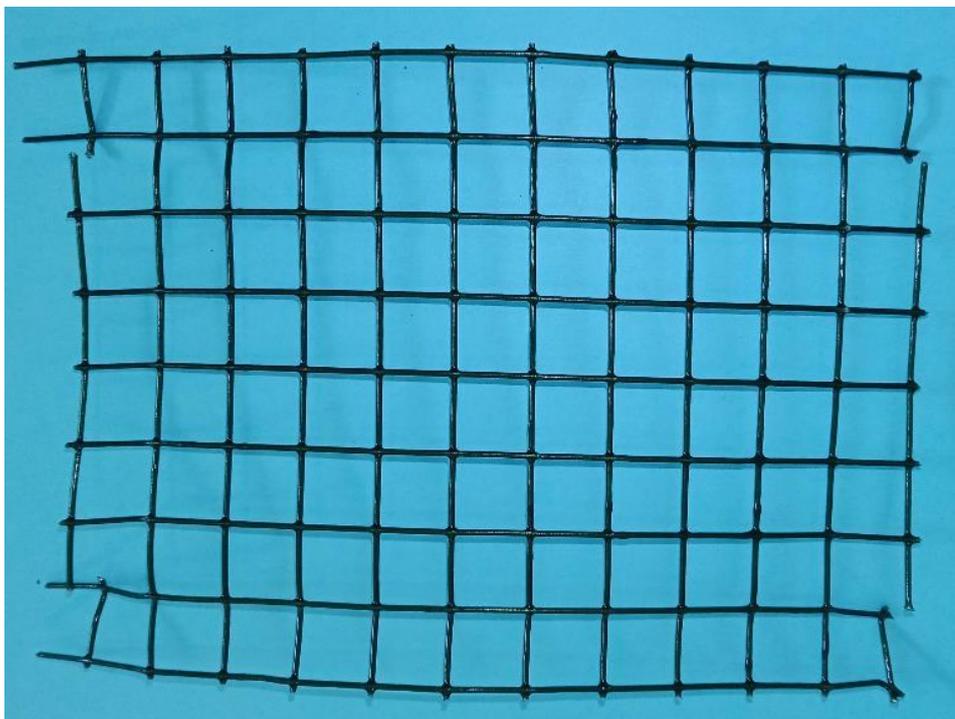


Sac en papier kraft à soufflet ; languette à mettre au fond, grillage pour que l'individu se pose, "touillette" pour récupérer la fiente, de préférence la partie dure.



Hauteur : 36 cm ; largeur : 13,5 cm ; soufflet Papier "assiette jetable" 13,5 cm x 8,5 cm : 8,5 cm x 13,5 cm

Grillage 1 cm x 1 cm



Rectangle de 10,5 cm x 14 cm



Replié sur 1 cm



Protocoles de protections sanitaires du CRBPO

Bonnes pratiques pour prévenir la transmission de maladies d'oiseau à oiseau lors des captures et manipulations d'oiseaux sauvages

Version 1.0 (14/04/2023)

Document rédigé par Sylvain Larrat (docteur vétérinaire, épidémiologiste spécialisé en Faune Sauvage) et Pierre-Yves Henry (directeur du CRBPO) ; relu par l'équipe CRBPO, Matthieu Guillemain (chef d'équipe Conservation et gestion durable des espèces exploitées, OFB), et Loïc Palumbo (réfèrent influenza aviaire, co-animateur réseau SAGIR, OFB).

Préambule. La manipulation d'oiseaux sauvages à des fins scientifiques fait courir un risque de transmission de pathogènes entre les oiseaux manipulés, d'une espèce à l'autre, et d'un site à l'autre (p. ex. influenza aviaire ; cf. section *Pour en savoir plus*). Il est de notre responsabilité de bagueurs de limiter ce risque de transmission de maladies lors de nos actions de capture. Ce document définit les règles à respecter afin de réduire ce risque de transmission de pathogènes. La prévention repose sur trois principes :

- 1) **évaluer** la situation épidémiologique,
- 2) **nettoyer** les mains et le matériel,
- 3) ajuster le nettoyage pour **compartimenter** le risque épidémiologique entre groupes d'oiseaux.

Le but est de réduire la quantité de pathogènes présents sur les surfaces avec lesquelles les oiseaux entrent en contact : nos mains et le matériel (nettoyer), à réduire le nombre d'oiseaux qui pourraient entrer en contact avec un pathogène donné (compartimenter), en s'adaptant à la présence ou non de maladies sur le terrain (évaluer).

L'intention minimale à atteindre est que nos pratiques ne soient pas responsables :

- Du transfert de maladies des oiseaux domestiques aux oiseaux sauvages – et inversement ;
- De l'introduction de pathogènes dans de nouvelles populations (d'hôtes) aviaires, ou pire chez de nouvelles espèces - et surtout pas dans des populations d'espèces menacées d'extinction.

Règle n°1 - EVALUER le niveau de risque épidémiologique : « Réagir de manière proportionnée »

Les mesures de prévention de la transmission de pathogènes sont à adapter en fonction du risque épidémiologique. En l'absence d'alerte épidémique, et en l'absence d'oiseau malade visible, les mesures de prévention à appliquer sont relativement simples. Au contraire, en pleine épidémie p. ex. d'influenza aviaire avec présence avérée (ou fortement suspectée) de cas sur le site d'étude, les mesures de prévention à prendre sont maximales. La première étape est donc de savoir évaluer le type de situation dans lequel vous vous trouvez pour choisir le type de nettoyage (cf. règle 2) et le niveau de compartimentation (cf. règle 3) à adopter.

Tableau 1. Diagnostiquer le niveau de risque épidémiologique.

Niveau de risque	Alerte « épidémie oiseau » en cours pour zone concernée ?	Oiseaux suspectés d'être malade lors d'une session de capture ¹
1 – Risque MINIMAL	Non	Non
2 – Risque PONCTUEL	Non	1 oiseau suspect
3 – Risque AVERE	Oui, alerte en cours	ou ≥ 2 oiseaux avec mêmes symptômes
4 – EPIDEMIE EN COURS SUR SITE	Oui, alerte en cours	ET ≥ 1 oiseau avec symptômes de <u>cette</u> maladie

En niveau 4 (épidémie en cours), les actions de capture doivent être suspendues, sauf :

- recherches sur l'épidémie en cours,
- concertation préalable avec le CRBPO, déterminant que les actions de baguage accroissent peu ou pas la propagation de la maladie relativement à sa propagation spontanée (p. ex. trichomonose aux mangeoires, sous réserve d'application des règles d'hygiène²).

Comment détecter un oiseau suspect ?

Quand juger qu'un oiseau est suspect, et donc potentiellement malade ou contagieux ?

- Oiseaux avec des symptômes évidents : gale des pattes, croûtes, masse anormale -tumeur, déformation, plumage anormal, fientes abondantes ou d'aspect anormal,
- Oiseau affaibli pour une raison *a priori* autre que le stress de capture (se fatigue plus vite que la moyenne, respire fort, repart à pied sans raison évidente),
- Mortalité anormale d'un individu (non attribuable au stress de capture ou à un accident).

Cas particulier : espèce à statut de conservation ≥ EN (en danger d'extinction)

Si vos pratiques risquent d'introduire ou de propager une maladie dans une population d'une espèce déjà en danger d'extinction, placez-vous d'emblée en niveau 3 ou 4.

Ex. : Vous capturez des Sternes caugeks ; puis vous réutilisez le matériel ou vos habits pour capturer des Puffins des Baléares.

Comment savoir si une alerte épidémique est en cours ?

Le CRBPO retransmet les alertes reçues via la liste de diffusion. Voir aussi la rubrique *Hygiène et santé*: <https://crbpo.mnhn.fr/techniques-avancees/pratiques-de-bagueurs/hygiene-et-sante/>.

Règle n°2 – NETTOYER : « Laver et désinfecter de manière proportionnée »

- 1) **Utiliser du matériel facilement lavable** : privilégiez le matériel en **plastique (ou métal) avec surfaces lisses**. Ex. :

Souvent utilisés	A remplacer par
Table en bois	Table en plastique (ou métal)
Tube de pesée en carton	Tube de pesée en PVC
Moquette (pour réduire les bruits métalliques) – idéal pour cultiver des bactéries !	Lino
Pochons en tissus pour grands oiseaux	Caisses en plastiques

¹ Une session de capture est définie comme une session de ≤ 1 journée de capture sur 1 site

² <https://crbpo.mnhn.fr/techniques-avancees/pratiques-de-bagueurs/hygiene-et-sante/article/hygiene-des-mangeoires>

- 2) **Ajuster le niveau de nettoyage au niveau de risque épidémiologique.** Les mesure de nettoyage sont détaillées après. Les mesures à appliquer « entre chaque session » sont à appliquer entre deux sessions de capture sur le même site, et entre chaque site.

Tableau 2a. **Nettoyage** proportionné au risque épidémiologique pour le **MATERIEL EN CONTACT DIRECT AVEC LES OISEAUX.**

	1 - Risque MINIMAL	2 - Risque PONCTUEL	3 - Risque AVERE	4 - EPIDEMIE EN COURS SUR SITE
Mains	Laver & désinfecter (au gel hydroalcoolique) régulièrement	+ Laver & désinfecter après l'oiseau suspect	+ Adapter la fréquence de lavage & désinfection à la taille de compartiment pertinente (voir règle 3)	Laver & désinfecter entre chaque oiseau (ou gants à usage unique).
Pochons	Pochon à usage DOUBLE : une fois de chaque côté ; puis lavage & désinfection	Pochon ayant contenu oiseau suspect à usage UNIQUE (ou éviter la mise en pochon)	Pochon à usage UNIQUE dans tous les cas (ou éviter la mise en pochon)	<i>Idem</i>
Filets		Spray d'éthanol 70% à l'endroit de capture de l'oiseau suspect	<i>Idem</i>	+ Désinfecter après chaque session de capture
Autres pièges	Laver & désinfecter entre deux sites	+ Spray d'éthanol 70% à l'endroit de capture de l'oiseau suspect	<i>Idem</i>	Laver & désinfecter après chaque session de capture ; ou chaque capture d'oiseaux suspects
Table, cônes/boîte de pesée, pinces, réglet/pied à coulisse, cordons de bagues,....	Laver les souillures au fur et à mesure Laver & désinfecter les surfaces et le matériel <i>a minima</i> entre chaque session	Laver & désinfecter les surfaces et le matériel immédiatement après l'oiseau suspect	+ Laver & désinfecter les surfaces et le matériel avant d'aller relever les pièges / démailler	Laver & désinfecter entre chaque oiseau

Tableau 2b. Niveau de **nettoyage** proportionné au risque épidémiologique pour **VOS VETEMENTS**.

	1 - Risque MINIMAL	2 - Risque PONCTUEL	3 - Risque AVERE	4 - EPIDEMIE EN COURS SUR SITE
Vêtements	<u>SANS CONTACT AVEC OISEAUX DOMESTIQUES³</u> Si souillé (p. ex. fienté), laver après session de capture	+ Laver les vêtements souillés (p. ex. fientés) par l'oiseau suspect après la session de capture	+ Si contact oiseau – vêtements (p. ex. fienté) : vêtements de protection à changer entre chaque groupe	+ Vêtements de protection à usage unique, changé entre chaque oiseau
Chaussures/bottes			+ Laver à 60°C les vêtements entre chaque session	

³ Oiseaux domestiques, p. ex. volailles, oiseaux d'ornement

3) Comment bien nettoyer ?

- **Mains**
 - **Lavage** : à l'eau et au savon (p. ex. avoir un jerrican d'eau).
 - **Désinfection** : après lavage et séchage des mains, appliquer un gel hydroalcoolique durant 30 secondes.
- **Pochons**
 - **Lavage** : laver en machine à 60°C.
 - **Désinfection thermique** : sur le terrain, p. ex. 10 minutes à la vapeur en cocotte-minute dédiée.
- **Filets** :
 - **Désinfection locale** : Asperger la zone de capture d'un oiseau suspect avec de l'alcool à 70%.
 - **Désinfection complète (niveau 4 - épidémie en cours)** : les filets en nylon ou polyester peuvent être plongés durant **20 minutes dans de l'eau maintenue à 60°C** pour inactiver les agents pathogènes. Une alternative est de plonger les filets dans un bain d'éthanol 70% durant 10 minutes.
- **Autres pièges**
 - **Nettoyage** : laver à l'eau et au savon / produit vaisselle, en enlevant bien les matières organiques.
 - **Désinfection** : Toujours laver avant de désinfecter. Utiliser un spray d'éthanol à 70% avec temps de contact de 10 minutes, ou autre désinfectant adapté (voir section Matériel ci-dessus).
- **Matériel** (surface de travail, table, cônes / boîte de pesée, pinces / réglet / pied à coulisse, cordons de bagues, ...)
 - **Laver les souillures** : laver à l'eau et au savon / produit vaisselle, ou avec une lingette nettoyante.
 - **Désinfection** : Toujours laver avant de désinfecter. Utiliser un spray d'éthanol à 70% avec temps de contact de 10 minutes. D'autres désinfectants comme le Virkon ou l'Axisurf DHN peuvent être employés, mais ATTENTION, ils sont oxydants pour certains instruments métalliques en aluminium (bagues) ou en acier (pinces). Le matériel ne craignant pas la chaleur peut être désinfecté à la vapeur (par exemple en cocotte-minute dédiée 10 minutes). En situation de risque avéré, laver et désinfecter le matériel juste avant d'aller démailler le groupe d'oiseaux suivant. Ainsi, pendant que vous démaillez, le produit aura eu le temps de faire effet, sans que vous ne perdiez de temps. Eviter le contact entre du désinfectant et les oiseaux. Si du désinfectant est toujours présent à la fin du temps de contact, il est possible de l'essuyer.
- **Vêtements**
 - **Lavage en cas de vêtements souillés** (niveaux 1 ou 2, p. ex. fientés, contact avec le nid) **ou lavage après chaque session à partir du risque avéré (niveau ≥ 3)** : lavage en machine à 60°C. Pour les manipulations d'oiseaux sans contact avec les vêtements (ex : passereaux), pas de lavage systématique des vêtements requis.

- **Lavage en période de risque avéré** : lavage à 60°C des vêtements en contact avec des oiseaux. Envisager l'utilisation de blouses ou autre vêtement de protection robuste et facilement lavable. Pour les grands oiseaux, avec contention entre les bras ou les jambes, il faut des blouses changées entre chaque oiseau.
- **Chaussures/bottes**
 - **Lavage** : Privilégier les bottes facilement lavables lors des périodes à risque avéré. Laver les bottes avec de l'eau et du savon / produit vaisselle, en insistant bien sur le retrait de la terre sous les semelles.
 - **Désinfection** : les bottes doivent toujours être lavées avant désinfection. Utiliser un spray pour asperger l'extérieur des bottes de désinfectant, en insistant bien sur les semelles. Laisser le désinfectant agir. Le temps nécessaire varie selon le désinfectant. Utiliser de l'éthanol 70% avec un temps de contact de 10 minutes, ou une solution de Virkon à 1% avec un temps de contact de 10 minutes, ou avec une solution d'Axisurf DHN avec un temps de contact de 5 minutes. Attention certains désinfectants ont une toxicité environnementale importante. Renouveler le spray plusieurs fois si le produit sèche plus vite que le temps d'action.

Règle n°3 – COMPARTIMENTER : « Adapter le nettoyage pour contaminer le minimum d'oiseaux »

Pour réduire le risque de transmission de pathogène, l'objectif est de réduire le nombre d'individus potentiellement exposés à un pathogène. **Pour cela, on applique des « gestes barrières » (cf. règle n°2 - Nettoyage) entre les différents groupes d'oiseaux manipulés.** Le but est de diminuer la taille de ces groupes d'oiseaux entrant en contact via notre action. Plus les groupes seront petits, moins il y aura d'oiseaux contaminés de notre fait. La taille des groupes est à adapter au risque épidémiologique:

	1 - Risque MINIMAL	2 - Risque PONCTUEL	3 - Risque AVERE	4 - EPIDEMIE EN COURS SUR SITE
Niveau de compartimentation : <i>Vous ne voulez pas transmettre de maladies, et donc vous nettoyez, entre ... :</i>	Chaque : - Site - Session de capture - Oiseaux domestiques et oiseaux sauvages	Chaque oiseau suspect ≠ les autres	Chaque oiseau suspect ≠ les autres oiseaux en définissant des groupes de taille réduite	Chaque oiseau

Les mesures de nettoyage **s'appliqueront entre chaque groupe, pour isoler sanitaireement ces groupes.**

- En niveau de **risque MINIMAL (niveau 1)**, un groupe correspond aux oiseaux capturés sur un même site et durant une même session de capture.
- Le **niveau de risque ponctuel (niveau 2)** vise à appliquer des gestes barrières entre un individu suspect et les autres oiseaux de la session de capture.
- **Quand le risque épidémiologique est avéré (niveau 3)**, s'ajoute à cela une **augmentation des efforts de nettoyage et de désinfection pour constituer des petits groupes isolés entre eux par des gestes barrières.** En niveau 3, la taille des groupes est à adapter à la biologie des espèces manipulées. Par exemple, pour des espèces solitaires, les groupes devraient être les

plus petits possibles. Mais pour des espèces grégaires, on ajustera la taille de groupe aux groupes naturels : p. ex. oiseau fréquentant un même dortoir, ou un même secteur de colonie, forment un même groupe. De la même manière, les poussins d'une même nichée font partie d'un même groupe, même pour le niveau 4. Dans le cadre d'une épidémie en cours sur site (niveau 4), des mesures additionnelles peuvent être recommandées par les autorités sanitaires (exemple : désinfection des roues des véhicules).

Pour en savoir plus

Des agents pathogènes présents dans la nature

Des agents pathogènes sont présents chez certains oiseaux. Ils rendent malades **certain**s individus, mais pas d'autres : ces derniers sont porteurs asymptomatiques du pathogène. Nous ne pouvons donc pas voir que l'oiseau est contaminant. Jusqu'à récemment, le rôle des humains dans les maladies aviaires était négligé. Mais les actualités sanitaires récentes nous rappellent que ce risque de transfert de maladies ne peut plus être ignoré :

- influenza aviaire hautement pathogène causant des mortalités massives historiques en 2022, et touchant des espèces peu communes et inattendues (ex. Fou de Bassan, Vautour fauve⁴),
- épidémies de salmonellose chez les passereaux en Grande-Bretagne (2009), Autriche (2010, 2012), Suède (2016)... (bactérie *Salmonella enterica* serovar Typhimurium)⁵,
- trichomonose chez les fringillidés en France (2011), en Scandinavie et en Grande-Bretagne (parasite protozoaire flagellé *Trichomonas gallinae*)⁶,
- poxvirose (~2010)⁷ et sutonnellose (2020)⁸ chez mésanges.

Pour tous ces pathogènes, la manipulation d'oiseaux porteurs fait que *de facto* nous risquons de transmettre les pathogènes à d'autres individus. Nous devons donc modifier nos pratiques, de manière proportionnée au risque perçu, pour réduire la propagation de telles maladies émergentes, entre espèces et sites, et entre oiseaux sauvages et oiseaux domestiques.

La responsabilité du bagueur vis-à-vis des oiseaux

Lors de la capture des oiseaux sauvages à buts scientifiques, nous augmentons le risque de dissémination d'un agent pathogène au sein du groupe manipulé. C'est d'autant plus vrai que le stress de capture diminue l'efficacité du système immunitaire. Comme les maladies mettent plusieurs jours à se déclarer après la transmission, il est impossible de savoir, au relâcher, si un oiseau repart comme il est arrivé ou avec une maladie en plus. C'est une situation qui est différente de celles des blessures, puisque l'absence de conséquences visibles immédiatement ne nous permet pas de détecter un éventuel problème, et nous empêche donc de nous améliorer si nécessaire. Nous devons donc ajuster nos pratiques de manière préventive, sans attendre de preuve de transferts de pathogènes au cours des opérations de capture. Il est de notre responsabilité de mettre en place les moyens nécessaires pour réduire ce risque de transmission des maladies lors du baguage. L'enjeu principal est bien sûr de minimiser notre impact sur chaque individu et espèce manipulés, par souci

⁴ <http://crbpo.info.blogspot.com/2023/04/influenza-aviaire-retour-sur-les.html>

⁵ Exemples: René Brunthaler, Joachim Spersger, and Herbert Weissenböck "Multiple Epidemics In Austrian Fringillidae Caused By A Single Variant Of Salmonella Typhimurium," Journal of Wildlife Diseases 57(4), 891-899, (11 October 2021). <https://doi.org/10.7589/JWD-D-20-00178>

⁶ <http://crbpo.info.blogspot.com/2019/05/epidemie-de-trichomonose-au-sein-des.html>

⁷ <http://crbpo.info.blogspot.com/2015/07/la-poxvirose-chez-la-mesange.html>

⁸ <http://crbpo.info.blogspot.com/2020/04/mortalite-massive-de-mesanges-bleues-en.html>

éthique, pour la préservation du bien-être des oiseaux et de leurs populations. Mais il y a aussi un enjeu scientifique : une augmentation du taux de malades, voire de morts, parmi les oiseaux étudiés fausserait les résultats et les connaissances acquises.

Références consultées :

Canadian Wildlife Health Cooperative, (2016). Canadian National White-nose Syndrome Decontamination Protocol for entering bat hibernacula. 17 p. http://www.cwhc-rcsf.ca/docs/WNS_Decontamination_Protocol-Nov2016.pdf

Boillot C., (2008). Évaluation des risques écotoxicologiques liés aux rejets d'effluents hospitaliers dans les milieux aquatiques. Contribution à l'amélioration de la phase « caractérisation des effets ». INSA de Lyon. 298 p. <https://theses.hal.science/tel-00289514/document>

Department for Environment, Food and Rural Affairs, (2023). Mitigation Strategy for Avian Influenza in Wild Birds in England and Wales Version: 2.0. https://assets.publishing.service.gov.uk/government/uploads/system/uploads/attachment_data/file/1144771/230327_Mitigation_Strategy_for_Avian_Influenza_in_Wild_Birds_in_England_and_Wales.pdf

Thomas, N. J., Hunter, D. B., & Atkinson, C. T. (2007). Infectious diseases of wild birds. Blackwell Publishing Inc, Arnes, 484 p.

British Trust for Ornithology, (2022). BTO Highly pathogenic avian influenza (HPAI) ringing framework. Version 3, Thetford, Royaume-Uni, 12 p. https://www.bto.org/sites/default/files/bto_hpai_guidance_to_ringers_v03.pdf

Sleeman, J., J. Lenocho, S. Gibbs, & M. Ruder, (2022). Status and response to detections of highly pathogenic avian influenza H5N1 in North America. Wildlife Health Bulletin, 2022-2, 5 p. <https://d9-wret.s3.us-west-2.amazonaws.com/assets/palladium/production/s3fs-public/media/files/WHB%202022-02%20HPAI%20update.pdf>

Karesh, W., M. Uhart, M. Hofmeyer, J. Sleeman, M. P. Ryser-Degiorgis, K. Murata, R. Woods & M. Uhart, (2022). Avian influenza and Wildlife Risk management for people working with wild birds. Soutenu par World Organization for Animal Health's Working Group on Wildlife et International Union for Conservation of Nature (IUCN) Species Survival Commission's (SSC) Wildlife Health Specialist Group (WHSG). 5 p. <https://www.woah.org/app/uploads/2022/08/avian-influenza-and-wildlife-risk-management-for-people-working-with-wild-birds.pdf>

National Center for Biotechnology Information (2023). PubChem Compound Summary for CID 702, Ethanol. Retrieved April 14, 2023 from <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Ethanol>

National Center for Biotechnology Information (2023). PubChem Compound Summary for CID 6585, Peracetic Acid. Retrieved April 14, 2023 from <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Peracetic-Acid>.

Lanxess corporation (2017). Safety data sheet : Virkon S. 13 p. <https://www.cvear.com/wp-content/uploads/2020/02/Virkon-SDS.pdf>

Stockton-Fiti, K. A., & Moffitt, C. M. (2017). Safety and efficacy of Virkon® aquatic as a control tool for invasive Molluscs in aquaculture. Aquaculture, 480, 71–76. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.08.005>

Bonnes pratiques pour prévenir la transmission de maladies aux humains lors de la manipulation d'oiseaux sauvages

Version 1.1 (25/08/2023)

Document rédigé par Pierre-Yves Henry (directeur du CRBPO), Jérôme Fournier (formateur au baguage du CRBPO) et Marie-Anne Gautier (médecin de prévention du Muséum National d'Histoire Naturelle).

Préambule. Ce document a pour objectif d'informer les personnes manipulant des oiseaux sauvages à buts scientifiques sur les règles d'hygiène minimales à respecter. Seuls les risques spécifiques aux pathogènes liés aux oiseaux sont abordés. Les autres risques relevant de la pratique d'activités en extérieur (p.ex. insolation, insuffisance cardiaque) ne sont pas abordés et leur prévention est à définir avec votre médecin traitant.

Les principaux agents pathogènes portés par les oiseaux sont contenus dans leurs fèces, et donc sur leurs plumes et dans leur environnement (nid, nichoir, mangeoire). Ces pathogènes vont alors pénétrer dans notre corps par les voies aériennes, digestives ou par contact. Les règles d'hygiène reviennent donc à réduire la pénétration des pathogènes par ces voies. Dans la majorité des cas, vos réponses immunitaires seront suffisantes pour les éliminer... mais pas toujours.

Règle n°1 – Hygiène de routine

Lorsque vous manipulez des oiseaux ou le matériel de baguage (en particulier sacs de contention) :

- ✓ LAVEZ-VOUS les mains (eau + savon, séchage dans un chiffon propre, puis solution hydro-alcoolique sur mains propres et sèches) AVANT de manger, fumer, (lèvres, bouche), vous toucher le visage (yeux), manipuler une plaie (ou bouton), vous moucher, aller aux toilettes, etc.,
- ✓ NE portez PAS à la bouche le matériel (crayons, cordons de bagues, sacs, etc.),
- ✓ NE mangez PAS sur la table de baguage (avoir des tables séparées et à distance),
- ✓ NE manipulez PAS les oiseaux dans des locaux d'habitation ou de bureau ; manipulez les oiseaux UNIQUEMENT dans un espace ouvert, ventilé.

Les oiseaux peuvent être porteurs de pathogènes sans présenter de symptômes. Il faut donc régulièrement:

- ✓ **Laver les sacs de contention et vos vêtements de terrain (à 60°),** le plus souvent possible, sans les mélanger avec du linge sale issu d'autres activités,
- ✓ **Désinfecter le matériel** de mesure et de contention (détaillé dans Larrat et Henry 2023).

Règle n°2 – Si vous êtes malade : reporter à plus tard vos captures

En effet, lorsque votre état de santé est altéré (traitement médical, état grippal, fièvre, altération de la vigilance,...), le risque de contracter une maladie est fortement accru.

De plus, p. ex. pour les gripes, il existe un risque de recombinaison entre le virus que vous portez déjà et celui transmis par les oiseaux, pouvant générer un nouveau variant encore plus contagieux (Santé Publique France 2023).

Règle n°3 – Réduire le RISQUE DE TRANSMISSION AÉRIENNE

En soufflant sur les oiseaux pour relever leurs plumes et inspecter leur état corporel, vous mettez des particules, dont des micro-organismes, en suspension dans l'air (aérosolisation). La seule protection efficace pour éviter la contamination par voie aérienne est de porter un **masque de protection respiratoire norme FFP2** (avec valve), des **lunettes de protection** et de **changer de vêtement immédiatement après les captures**. Dans le cas où vous décideriez de ne pas recourir systématiquement à ces protections, nous vous recommandons *a minima* de prendre les précautions suivantes :

- ✓ Manipuler les oiseaux en extérieur, dans espace bien ventilé ;
- ✓ Porter *a minima* des lunettes de protection ;
- ✓ Souffler dans le même sens que le vent ;
- ✓ NE PAS souffler en direction d'une autre personne (p. ex. scribe) ;
- ✓ Après avoir soufflé sur l'oiseau, détourner la tête avant d'inspirer ;
- ✓ Porter un masque respiratoire norme FFP2 (avec valve) et des lunettes de protection au moins pour :
 - Epousseter les sacs à oiseaux (ce qui doit n'être pratiqué qu'en extérieur) ;
 - Manipuler des oiseaux confinés en nombre (p. ex. nasses à canard, clochers, volières pour captivité temporaire, etc.) ;
 - Manipuler des oiseaux présentant des symptômes anormaux (cf. règle n°5)
 - Manipuler des oiseaux alors qu'une épidémie est en cours sur le site (p. ex. risque d'influenza aviaire en niveau 4, voir Larrat et Henry 2023); dans ce cas, s'ajoute le port de charlotte et de combinaison de protection jetable.

Règle n°4 – Réduire le RISQUE DE TRANSMISSION PAR CONTACT

Une transmission de pathogènes peut avoir lieu par contact via une plaie, les muqueuses (lèvres, bouche, nez, yeux, parties génitales), et parfois la peau saine.

- ✓ Réduisez les risques de blessure:
 - Neutralisez bec/griffes/serres avec des protections adaptées et/ou contention par un tiers ;
 - Portez des gants et vêtements adaptés, voir lunettes de protection (ardéidés, pics, etc.). Ces équipements réduisent le risque de blessure, et de contamination en cas de blessure.
- ✓ Si un oiseau vous blesse, nettoyez la plaie immédiatement (eau + savon ⇒ séchage ⇒ application d'un antiseptique), puis protégez la plaie à l'aide d'un pansement imperméable et d'un gant.

Règle n°5 – Eviter la manipulation d'oiseaux présentant des symptômes anormaux, et désinfecter le matériel qui a été à leur contact.

Sauf nécessité scientifique explicitement stipulée, NE capturez PAS d'oiseau dans les zones identifiées pour la présence d'une épidémie en cours (p. ex. influenza aviaire).

Pour les oiseaux potentiellement malades (présentant p. ex. des souillures de fiente ou de boue, un port de tête ou d'ailes anormal):

- ✓ Pour les manipuler, portez des gants jetables, un masque respiratoire FFP2 jetable, des lunettes de protection et une tenue adaptée. Changez ces équipements de protection entre chaque session de manipulation (d'un site à l'autre, d'une journée à l'autre). Les éliminer dans un sac prévu à cet effet, fermé, qui sera ensuite récupéré dans un circuit adapté au traitement des déchets présentant un risque biologique;
- ✓ Isolez-les dès la capture (avec une marque reconnaissable, p. ex. pochon rouge), et manipulez-les à distance du poste de manipulation usuel ;
- ✓ N'effectuez PAS les inspections nécessitant de souffler sur l'oiseau ;
- ✓ Isolez le matériel les ayant contenus, pour un nettoyage approfondi ultérieur (matériel de contention, y compris pour la pesée) ;
- ✓ Nettoyez le matériel de baguage les ayant touchés avant de le réutiliser. Pour rappel, le lavage du matériel de baguage est en 4 étapes : eau + détergent ⇒ rinçage et égouttage ⇒ désinfectant (détaillé dans Larrat et Henry 2023) ⇒ séchage avant réutilisation.

Règle n°6 – Réduire les risques sanitaires liés à l'environnement où vous opérez.

L'activité de baguage expose en particulier:

- ✓ A la leptospirose en cas de contact de la peau même non lésée avec de **l'eau douce stagnante ou de la boue** (cf. baguage dans les marais ou d'oiseaux d'eau) ; voir <https://ssa.msa.fr/document/la-leptospirose/>;
- ✓ Aux pathogènes transmis lors de morsure de **tiques** ; voir 'dépliant lyme' sur <https://www.santepubliquefrance.fr/>;
- ✓ A la rage lors de morsure par une **chauve-souris** infectée ; recherchez 'rage chiroptères' sur <https://www.hcsp.fr/Explore.cgi/avisrapportsdomaine?clefr=316>. Si vous devez manipuler une chauve-souris, portez des gants en cuir pour ne pas vous faire mordre. Si vous capturez fréquemment des chauves-souris, faites-vous vacciner (et surveiller). La vaccination antirabique peut être faite chez votre médecin traitant. En revanche en cas de situations à risque, seul le centre antirabique de proximité est à contacter rapidement (<https://www.pasteur.fr/fr/file/14545/download>).

Règle n°7 – Avoir une trousse de premiers secours avec vous

La trousse doit contenir *a minima*:

- ✓ Prévention : masque respiratoire FFP2, lunettes de protection, gants en vinyle, blouses et charlotte à usage unique,
- ✓ Nettoyants : savon + gel hydro-alcoolique, sérum physiologique (ou Dacryosérum) unidose pour les yeux,
- ✓ Désinfectants : chlorhexidine pour les plaies, alcool à 70° pour le matériel,
- ✓ Pansements auto-adhésifs imperméables (sans latex),
- ✓ Compresses stériles 10cmx10cm,
- ✓ Bandes autoadhésives type Coban 10cm pouvant service de compression,
- ✓ Spray anti-tiques (à base de citriodiol) + tire-tiques,
- ✓ Spray anti-moustiques,
- ✓ Pince à écharde, ciseaux,
- ✓ Sucre en morceau (en cas d'hypoglycémie)
- ✓ Eau (boisson et pour nettoyage),
- ✓ Couverture de survie.

Règle n°8 – Informez votre médecin traitant de vos activités et des risques spécifiques associés. Cela lui permettra d’avoir une appréciation individualisée des risques sanitaires liés à votre activité et votre état.

Que ce soit en prévention, ou du fait de l’apparition de symptômes anormaux (p. ex. fièvre, fatigue, toux, diarrhée, courbatures, nez qui coule, maux de tête, yeux rouges, vertiges...) dans les heures, jours, ou semaines, suivant la manipulation d’oiseaux sauvages. Remettez-lui le présent document. Faites-lui vérifier votre vaccination DT-Polio (à 25 ans / 45 ans / 65 ans puis tous les 10 ans). Les maladies à risque à ne pas oublier d’évoquer sont celles potentiellement :

- ✓ Transmises par les oiseaux : ornithose/psittacose, salmonellose, aspergillose, candidose, blastomycose/cryptococcose, histoplasmose, grippe aviaire,
- ✓ Contractées dans l’environnement lors de la capture d’oiseaux: leptospirose, borrélioses, tuberculose, tétanos, poliomyélite,
- ✓ Réponses allergiques (‘maladie du poumon de fermier’).

Responsabilité en cas de non-respect des règles d’hygiène présentées

La direction du CRBPO est consciente que certaines de ces règles d’hygiène sont difficilement applicables. Mais la décision de ne pas appliquer tout ou partie de ces règles vous appartient, et relève de votre entière responsabilité. En signant votre autorisation de capture annuelle, vous reconnaissez avoir pris connaissance des risques inhérents à la manipulation d’oiseaux sauvages, et des règles d’hygiène à respecter.

Références consultées :

- Caron, V. 2012. Ornithose-psittacose et milieu professionnel: où en est-on ? *Références en santé au travail* 132:69–74.
- De Wailly, P. 1994. Les oiseaux et les anthroozoonoses. *Bulletin de l’Académie Vétérinaire de France* 67:65–70.
- Fournier, J. 2019. Hygiène et santé. Support pédagogique de la formation à la capture d’oiseaux à fins scientifiques. Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d’Oiseaux, Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris, France. 15 pages.
- Larrat, S. 2019. Gestion et suivi de la santé animale et de l’hygiène. Support pédagogique de la formation à l’utilisation d’animaux de la faune sauvage non-hébergée à fins scientifiques. Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris, France. 124 pages.
- Larrat, S. & Henry, P.-Y. 2023. [Bonnes pratiques pour prévenir la transmission de maladies d’oiseau à oiseau lors des captures et manipulations d’oiseaux sauvages. Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d’Oiseaux, Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris. 8 pages.](#)
- Le Dru, A. 2017. Maladies des naturalistes. Clinique et prévention. Version 3. Rapport, 83 pages.
- Ministère de l’Agriculture et de la Pêche 2006. [Fiche Ornithose-Psittacose.](#)
- Redfern, C.P.F, & Clark, J.A. (eds) 2001. *Ringers' manual*. British Trust for Ornithology, UK.
- Santé Publique France 2023. [Les bons réflexes face aux gripes aviaire et porcine.](#)

Version

v. 1.1 – 25/08/2023

- Ajout de nouvelles références (Santé Publique France 2023, Larrat & Henry 2023), et mise à jour des préconisations en conséquence, en particulier relativement à l’influenza aviaire ;
- Mise à jour des liens internet.