

# Alauda

Revue  
internationale  
d'Ornithologie  
Volume 87 (3) 2019

ALAUDA (nouvelle série) LXXXVII.- 3 . 2019

- AVIFAUNE FORESTIÈRE :  
Histoire et mise en place
- GRAND CORMORAN :  
Recensement national
- DOMBES ET LÉMAN :  
Hivernages des anatidés
- LOCUSTELLE LUSCINOÏDE :  
Sélection de l'habitat
- COLLECTIONS SCIENTIFIQUES :  
Importance, finalité, valorisation
- POUILLOT IBÉRIQUE :  
Migration et hivernage



## LES COLLECTIONS SCIENTIFIQUES D'OISEAUX AU XXI<sup>E</sup> SIÈCLE: LEUR IMPORTANCE, LEUR FINALITÉ, LEUR VALORISATION

Jérôme FUCHS<sup>(1)</sup>, Christian ÉRARD<sup>(2)</sup>, Patrick BOUSSES<sup>(1)</sup> et Anne PREVIATO<sup>(3)</sup>

**The scientific bird collections in the 21<sup>st</sup> century: importance, aim and values.** Traditionally bird collections have been used mainly for taxonomic purposes and exhibitions. Our publication aims to define the present function of bird collections as well as their use for scientific studies. We insist on the necessity to increase the collections in order to build planned biodiversity referentials in time and space. We detail how to increase the collections through different salvage programs as

well as the limits of those programs. We suggest that active collecting of specimens for specific projects, even involving species or populations with conservation concerns, has no impact on survival when compared to other anthropogenic mortality causes. We insist on the fact that specimens must be deposited in institutions that not only make them available for scientific purposes but also ensure their long-term conservation in museum collections.

**Mots-clés :** Collections scientifiques d'oiseaux, Importance, Finalité, Valorisation, XXI<sup>e</sup> siècle.

**Keywords:** Natural history bird collections, Importance, Purpose, Valorisation, 21<sup>st</sup> century.

<sup>(1)</sup> UMR 72005 ISYEB Institut Systématique Évolution Biodiversité, Muséum national d'histoire naturelle, CNRS, Sorbonne Université, EPHE, 57 rue Cuvier, CP 51, 75005 Paris, France (jerome.fuchs@mnhn.fr, patrick.bousses@mnhn.fr)

<sup>(2)</sup> Chemin des Postes 77, B-1410 Waterloo, Belgique (christian.erard@hotmail.fr).

<sup>(3)</sup> Direction des Collections, Muséum national d'histoire naturelle, 57 rue Cuvier, CP 51, 75005 Paris, France. (anne.previato@mnhn.fr)

### INTRODUCTION

En biologie, toute discipline a pour objectif l'étude d'un organisme, d'un ensemble d'organismes ou des interactions que ces derniers entretiennent entre eux et avec le milieu abiotique qui les entoure. Afin de rendre ces études intelligibles, il est nécessaire de nommer les différentes composantes de la biodiversité. Cette tâche nécessite la comparaison directe des différentes variations du vivant. C'est principalement dans ce but d'inventorier la diversité des organismes vivants que les naturalistes des XVII<sup>e</sup> et XVIII<sup>e</sup> siècles ont établi les premières collections d'histoire naturelle. Le développement de ces collections a été couplé à la formalisation d'une méthode de

classification par Carl VON LINNAEUS basée sur le système binominal dans lequel chaque espèce décrite est unique par son nom de genre (e.g. *Fringilla*) suivi du nom d'espèce (e.g. *coelebs*) pour le Pinson des arbres. La comparaison des spécimens d'histoire naturelle a permis aux naturalistes de différencier les variations mineures, représentant des variations individuelles, de celles plus importantes caractéristiques de différences entre espèces. Cette approche purement typologique n'était cependant pas sans imperfection, notamment pour les espèces présentant un dimorphisme sexuel: von LINNAEUS avait ainsi décrit le mâle et la femelle du Canard colvert *Anas platyrhynchos* comme deux espèces différentes. Si les premières collectes scientifiques



de spécimens ont eu pour but de décrire les variations morphologiques entre espèces et en leur sein, l'évolution de nos connaissances en biologie fait que la collecte d'un spécimen est maintenant valorisée de différentes façons permettant d'améliorer nos connaissances sur l'évolution, la biologie et la conservation d'un taxon ou d'une communauté.

Nous développerons ici les apports liés à la collecte de spécimens dans un cadre scientifique, c'est-à-dire avec prise de données liées à la biologie de l'organisme (minimum : date et localité de collecte). La collecte active (c'est-à-dire avec mise à mort de l'individu après capture) de spécimens de vertébrés est généralement mal perçue par le grand public (naturaliste ou non), voire par une partie des biologistes (e.g. MINTEER *et al.*, 2014). La défiance vis-à-vis de cette pratique est non seulement liée à un changement sociétal de la perception du statut de l'animal durant ces 30 dernières années mais aussi, et peut-être surtout, à un manque d'informations sur les tenants et aboutissants de ces prélèvements (dûment justifiés et contrôlés) et les bénéfices potentiels de ces collectes sur la conservation des populations et des écosystèmes. Des synthèses sur ce sujet, y compris sur les méthodes de préparation sur le terrain, sont déjà disponibles en anglais (e.g. BATES *et al.*, 2004; WINKER, 2000; WINKER *et al.*, 2010; JOSEPH, 2011; CLEEMAN *et al.*, 2014) mais pas encore en français.

Le présent manuscrit a pour objectif de combler ce manque en :

- précisant ce à quoi renvoie un spécimen scientifique et présenter l'étendue de ces collections scientifiques d'oiseaux en Europe,
- détaillant à quelles fins ces collections sont ou peuvent être utilisées dans des études scientifiques,
- montrant l'intérêt des séries spatio-temporelles en présentant les approches complémentaires aux collectes actives de spécimens ainsi que leurs limites,
- discutant des aspects réglementaires, éthiques et de biologie de la conservation liés à la collecte active de vertébrés.

### Spécimen scientifique et représentation dans les musées d'histoire naturelle en Europe et en France

Un spécimen scientifique renvoie à un organisme entier ou partiel (spécimen mis en peau, aile déployée, voire montage, squelette, fluide, œuf, nid; FIG. 1) dont l'observation phénotypique permet l'attribution à un sexe, une classe d'âge, une population, une sous-espèce ou une espèce, voire un genre. Ce type de spécimen est associé autant que possible à des informations géographiques (date, lieu de prélèvement, altitude), écologiques (habitat, substrat), phénotypiques (mesures biométriques), physiologiques (pneumatisation du crâne, mue, adiposité, état des gonades, présence ou non de bourse de Fabricius), comportementales (parades, chants) et vétérinaires (présence de parasites externes et internes, virus). Le nombre de caractères qu'il s'avère pertinent d'observer augmente au fur et à mesure de l'évolution des connaissances en biologie. Il est donc très important de noter que l'utilisation des spécimens scientifiques d'histoire naturelle dépasse de nos jours le cadre de la taxinomie et de la systématique. Par ailleurs, les types de préparation ne sont pas mutuellement exclusifs. Par exemple, une mise en peau peut permettre d'avoir un squelette partiel (sans les tarses et le crâne) et une aile déployée; un squelette entier peut permettre de conserver le phénotype du plumage (peau plate); la préparation d'une aile déployée peut permettre de conserver la majeure partie du squelette.

Certains spécimens ont une valeur scientifique particulière. Lors de la description d'une espèce ou d'une sous-espèce, il est nécessaire de spécifier un spécimen-type, appelé holotype, auquel le nom est rattaché; en général plusieurs autres spécimens, appelés paratypes, sont utilisés lors de la description d'un nouveau taxon. Le code international de nomenclature zoologique impose, dès sa première édition en 1961, qu'un holotype soit désigné lors de la description d'un taxon. Avant cette date, il était commun de ne pas spécifier d'holotype; en conséquence tous les spécimens sur lesquels s'est appuyée une description sont considérés collectivement comme des spécimens-types (appelés alors syntypes). Si le nom d'un taxon est attaché à l'holotype, ce

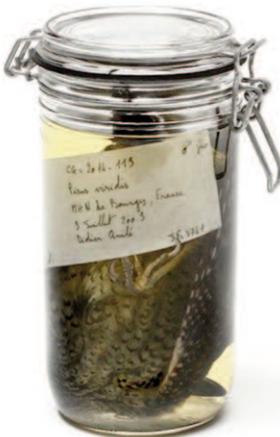




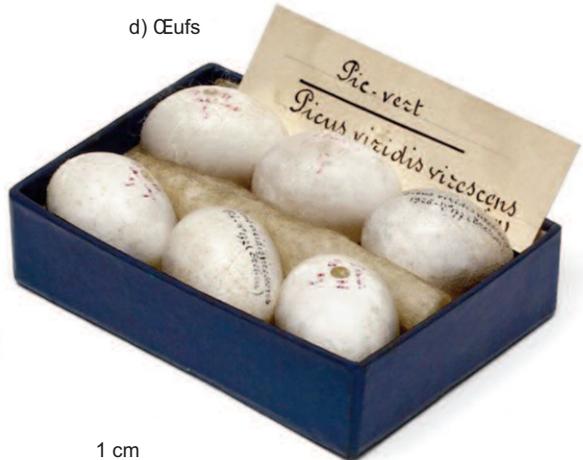
a) Mise en peau (MNHN ZO-MO 2014-138)  
avec le prélèvement de tissus associé.



b) Squelette complet  
(MNHN ZO-MO 2013-361).



d) Œufs



c) Spécimen en fluide  
(MNHN ZO-MO 2014-119)

FIG. 1. – Représentation des différents types de préparation taxidermique scientifiques pour le Pic vert *Picus viridis*. Seul le nid n'est pas présenté. Crédit photos : © MNHN - Élie BABIN.

Representation of different types of scientific taxidermic preparations for the Green Woodpecker. Only the nest is not presented. Photo : © MNHN - Elie BABIN.



dernier n'est pas nécessairement représentatif du phénotype moyen; il n'est donc pas toujours « typique » pour l'espèce.

Le nombre de spécimens naturalisés d'oiseaux dans les différents musées d'histoire naturelle dans le monde est de l'ordre de 10-20 millions (ROSELAAR, 2003) avec une forte proportion présente dans les musées européens et nord-américains (estimation du nombre de spécimen dans les musées à la fin 2006: Europe: 4 000 000 +; États-Unis/Canada 4 000 000, Amérique Centrale 15 000+; Amérique du Sud: 360 000+; Afrique sub-saharienne, 270 000-280 000+; Asie du Sud-Est, 30 000+; Australie/Nouvelle-Zélande 550 000+; ROSELAAR, 2003; GILL, 2006; JOSEPH, 2011). De très nombreux spécimens présents dans les musées d'histoire naturelle ont été légués par des collectionneurs privés ayant acquis leurs spécimens auprès de collectionneurs dont la motivation était commerciale et non pas scientifique. Ces spécimens présentés en montage sont généralement naturalisés dans des positions censées refléter leur attitude naturelle. Si ce type de spécimen s'avère très important dans un cadre pédagogique et de diffusion des connaissances, leur utilisation dans un cadre strictement scientifique est souvent limitée par l'état parcellaire des données associées. De nombreux spécimens ont été collectés pour la plumasserie (plumes colorées ou ornementales de colibris ou d'oiseaux de paradis et autres pour l'ornementation des chapeaux), les cabinets de curiosité privés, voire l'exploitation commerciale. Dans leur grande majorité ces spécimens ne possèdent pas d'informations précises sur les localités et dates de collecte mais se réfèrent dans le meilleur des cas à des ports où se faisait le commerce au XVIII-XIX<sup>e</sup> siècle (par exemple, Cap de Bonne Espérance ou Cayenne, voire Sénégal pour l'Afrique occidentale). Si ces spécimens peuvent être parfois utilisés dans des études scientifiques (GRUSON, 2016), nous ne les considérons pas comme relevant d'une collecte de spécimens effectuée dans un cadre scientifique au sens strict, dans la mesure où l'objet initial de la collecte n'était pas scientifique. Ce type de spécimen s'avère toutefois très utile dans un cadre historique, pédagogique ou de diffusion des connaissances.

En France, l'estimation du nombre de spécimens présents dans les collections d'histoire naturelle est de l'ordre de 500 000 spécimens

(BESSON & FUCHS, soumis); les collections les plus importantes étant le MNHN (Paris) avec de l'ordre 180 000 spécimens, suivie du Muséum de Toulouse (28 877), du Muséum d'histoire naturelle de Nantes (25 836 spécimens), le Musée des Confluences à Lyon (22 912 spécimens), et le Musée Zoologique de Strasbourg (17 756 spécimens) (BESSON & FUCHS soumis).

La collection d'oiseaux du MNHN (Paris) comprend environ 133 000 spécimens mis en peau, dont 2 500 types et quelque 400 spécimens d'une centaine d'espèces disparues ou en voie de disparition (JOUANIN, 1962), 30 000 spécimens montés sur socle, 8 500 squelettes, 2 500 oiseaux en alcool, 5 000 œufs et une collection limitée de nids. À ces spécimens biologiques se rajoutent les cahiers de terrain de différents collecteurs. Ces cahiers comportent une part importante d'informations sur les membres de l'expédition, les conditions climatiques lors de la collecte, l'habitat, l'objectif de la collecte (spécifique ou générale) ainsi que la méthodologie (filets, filets-canopés, clap-nets ou dans certains cas armes à feu). Un inventaire général des spécimens en peau, réalisé au niveau spécifique, montre qu'un quart des espèces (parmi les 10 000 reconnues à ce jour) n'est pas du tout représenté dans les collections du MNHN. Un autre quart n'est représenté que par moins de 5 spécimens. La représentation par décennie au niveau du territoire français est également très hétérogène, y compris pour des espèces communes (e.g. Rougegorge familier *Erithacus rubecula*; 208 spécimens, 195 avec une date, FIG. 2A) et n'est pas nécessairement représentative des populations nicheuses. En effet, beaucoup de spécimens (n = 139) ont été collectés pendant les mois de septembre à mars, correspondant aux périodes de migration et/ou d'hivernage (FIG. 2B). Le biais de collecte et d'intégration des spécimens dans les collections est en ce sens très marqué et se retrouve également pour les prélèvements de tissus (commencés depuis 1994; 34 individus), avec là encore un fort biais spatial (Fig. 3A-B).

L'informatisation et la mise en ligne des informations liées aux spécimens du MNHN sont en cours. Au 22 mai 2019, 42 880 spécimens sont consultables en ligne, mais seule la collection d'oiseaux en peau de France et celle de squelettes ont fait l'objet d'une informatisation



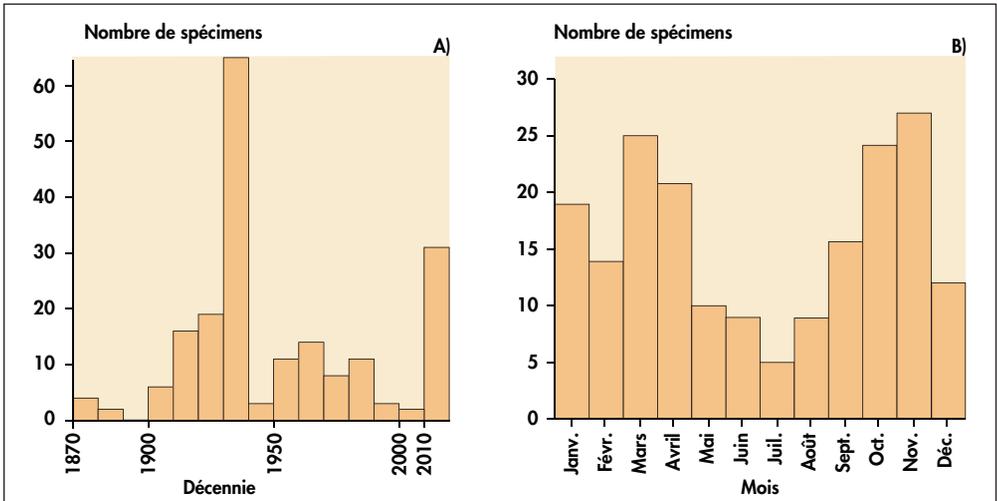
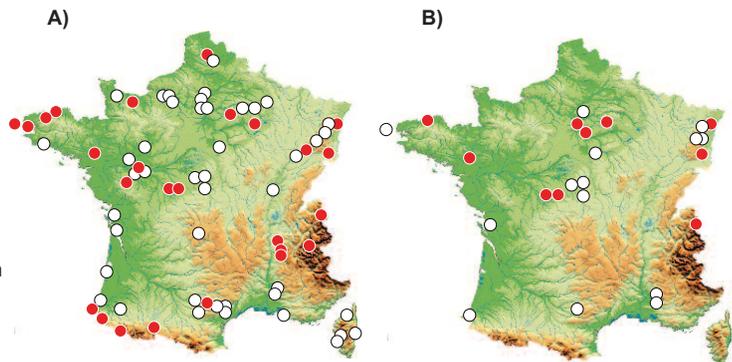


FIG. 2.– Répartition temporelle des spécimens de Rougegorge familier *Erithacus rubecula* collectés en France et intégrés dans les collections du MNHN. **A)** Par décennie (période 1870-2019).

Pour la décennie 1930-1940, 35 spécimens collectés par Édouard LEBEURIER, proviennent de la seule commune de Plousgasnou (Finistère). **B)** par mois.

*Distribution according time of the European Robins collected in France (collections of the National Museum of Natural History in Paris/MNHN). A) by decade (1870-2019). For the 1930-40 decade, 35 birds were collected by E. LEBEURIER at Plousgasnou (Brittany). B) by month.*

FIG. 3.– Répartition spatiale des Rougegorges familiaux prélevés en France et intégrés dans les collections du MNHN. **A)** Localités de collecte durant les périodes de migration/hivernage (septembre-mars; cercles blancs) et de nidification (avril-août; cercles rouges). **B)** Idem mais seules sont figurées les collectes avec un prélèvement de tissus (ADN) associé au spécimen (septembre-mars; cercles blancs) et de nidification (avril-août; cercles rouges).



*Spatial distribution of European Robins collected in France (MNHN collection). A) Birds collected during migration/wintering in white and nesting period in red. B) Birds with a tissue sample (DNA).*

systematique. Les types font l'objet de la publication de catalogues par familles ou ordres (CLEERE *et al.*, 2006; JOUANIN, 1950; VOISIN 1992, 1993, 1995; VOISIN & MOUGIN, 2002; VOISIN & VOISIN, 1996; 1999, 2001a, b, 2002, 2008a, b, c, 2010, 2011, a, b, 2012, 2015, 2016a,

b; VOISIN *et al.*, 1997, 1999, 2004, 2005, 2008, 2015). La collection s'accroît de 200 à 800 spécimens par an, en fonction de l'acquisition de collections anciennes, de missions de terrain ou de dons via des collaborations avec des centres de réhabilitation de faune sauvage.

### Utilisation des spécimens dans un cadre scientifique actuel

Les différents types de préparations (FIG. 1), pas nécessairement mutuellement exclusifs, ont plusieurs objectifs.

Les mises en peau sont utilisées (1) dans le cadre de révisions taxonomiques au sein de complexes d'espèces, de genres ou de familles afin de comprendre et détailler les variations morphologiques (e.g. plumage et biométrie) et géographiques des différentes populations (SANDOVAL *et al.*, 2014; FUCHS *et al.*, 2018a, b), (2) pour affiner les distributions de chaque taxon en fonction des avancées de la systématique (ÉRARD, 1971 et ÉRARD & COLSTON, 1988) (3) comme source d'ADN afin de comprendre les relations de parenté des espèces en danger d'extinction (FUCHS *et al.*, 2005), des espèces éteintes (MURRAY *et al.*, 2017; CIBOIS *et al.*, 2004, 2012; ANMARKRUD & LIFJELD, 2017), endémiques à des régions pour lesquelles il est difficile d'obtenir des prélèvements frais (e.g. FUCHS *et al.*, 2017), ou encore pour décrire de nouveaux taxons (FUCHS & ZUCCON, 2018). Les mises en peau sont également une source d'informations sur la différenciation des caractères liés à la niche écologique dans le cadre d'une communauté et permettent de mieux comprendre, dans un cadre macro-évolutif et spatio-temporel, la façon dont les différentes communautés d'oiseaux se mettent en place (niche liée à la compétition pour les ressources alimentaires : biométrie ; niche visuelle : réflectance du plumage). Les spécimens mis en peau permettent également de compléter l'échantillonnage géographique afin d'obtenir des cartes de distribution isotopiques (par exemple, GUTIÉRREZ-EXPÓSITO *et al.*, 2015). Ces spécimens sont également utilisés par les artistes réalisant des planches pour les différents guides régionaux ou monographies afin de déterminer les gradients de couleur (CHITTENDEN *et al.*, 2013). Dans tous ces cas, l'acquisition de données *in natura* peut se révéler difficile (difficulté d'emporter le spectrophotomètre sur le terrain) voire impossible (comparaisons directes de spécimens de plusieurs taxons).

Les squelettes sont utilisés pour des travaux de systématique, avec ou sans inclusion de taxons du registre fossile ou subfossile (e.g. MAYR, 2005,

2015; MAYR & SCOFIELD, 2015), d'anatomie comparée afin de déterminer l'impact des modifications anatomiques sur la fonction, ou comme référence pour l'identification de restes animaux retrouvés dans les fouilles archéologiques (LAROULANDIE & LEFÈVRE, 2014; LEFÈVRE & LAROULANDIE, 2014; MANIN & LEFÈVRE, 2015). Pour les espèces subfossiles (-800 à -15 000 ans), les squelettes peuvent également être utilisés comme source d'ADN pour déterminer les relations de parenté de taxons éteints (Aigle de Haast *Harpagornis moorei*, BUNCE *et al.*, 2005; Moas *Euryapteryx*, HUYNEN & LAMBERT, 2014) voire la génétique des populations d'espèces ou de taxons éteints (Kiwi *Apteryx* sp., WEIR *et al.*, 2016).

Les spécimens conservés dans des fluides et notamment les collections ostéo-musculaires (KORZUN *et al.*, 2004, 2008, 2009), sont majoritairement utilisés dans le cadre de travaux d'anatomie fonctionnelle et comparée; ces spécimens ont une utilité grandissante avec le développement des méthodes de tomographie 3D (e.g. LAUTENSCHLAGER *et al.*, 2014). En fonction de la façon dont les spécimens ont été préparés (fixés ou non au formol avant d'être préservés dans l'éthanol 70 %), les spécimens en fluide peuvent également être utilisés pour déterminer la composition spécifique du microbiote intestinal, c'est-à-dire l'ensemble des microorganismes présents dans le tractus digestif (BODAWATTA *et al.*, 2018).

---

**TABLEAU. I.** – Les métadonnées collectées et prélèvements effectués pour chaque spécimen moderne lors de la préparation de peaux, ailes déployées et/ou de squelettes, leur utilisations potentielles pour les différentes disciplines de la biologie de l'évolution et limites en fonction de l'origine des spécimens (c.-à-d. collecte active ou passive). Les stratégies de valorisation varient en fonction des capacités financières et de stockage des différentes institutions. Acronymes: ADN, Acide DésoxyriboNucléique; ARN, Acide Ribonucléique.

*Metadata collected and samples taken for each modern specimen during the preparation of skins, deployed wings and/or skeletons, their potential uses for the different purposes of evolutionary biology and their limits depending on the origin of specimens (i.e. active or passive collection). The strategies of valuation vary according to the financial and storage capacities of the various institutions involved.*

---



Type de données	Utilisation potentielle	Limites	Collecte active	Collecte passive
Localité	Occurrence spatiale, Modélisation de distribution, Conservation	Précision GPS	X	X
Date	Occurrence temporelle, Modélisation de distribution, Conservation		X	X
Mesures biométriques (bec, aile, queue, tarse)	Dimorphisme sexuel, Taxinomie/Identification, Macro-évolution (évolution des caractères biométriques et morphologiques, impact sur la diversification)		X	X
Masse	État physiologique, Dimorphisme sexuel, Taxinomie/Identification		X	X
Mue	État physiologique, Âge, Macro-évolution (évolution des stratégies de mue)		X	X
Couleur des pattes	Taxinomie/Identification/Âge		X	X
Couleur de l'iris	Taxinomie/Identification/Âge		X	Variable
Couleur du bec	Taxinomie/Identification, Âge, Dimorphisme sexuel		X	X
Ossification crâne	Âge		X	X
Type de Gonades	Dimorphisme sexuel, Taxinomie/Identification	Difficilement visible chez les oiseaux de 1 <sup>ère</sup> année	X	Variable
Taille et développement des gonades	État reproducteur de l'individu (gonades développées ou non, commentaire sur l'état de l'ovaire), taille et couleurs des testicules (asymétrie de développement)	Difficilement visible chez les oiseaux de 1 <sup>ère</sup> année	X	Variable
Spermatozoïdes	Taxinomie, macro-évolution de la morphologie des spermatozoïdes		X	
Prélèvements de tissus sur les différents organes	Macro-évolution (phylogénie, phylogéographie et génétique des populations; ADN et ARN); Génomique et expression différentielle des protéines dans les différents organes (ARN), virologie, bactériologie; toxicologie	L'ARN de bonne qualité ne peut être conservé que 24 heures après la mort (si conservé à 4° C)	X	Variable
Tissus musculaires	Cytogénétique (caryotype, évolution du nombre et de la taille des chromosomes), Cytogénomique évolutive (structure moléculaire des chromosomes), Génomique de la spéciation (position des gènes les plus différenciés sur le génome)	Possible jusqu'à 24 heures après la mort (à -4°C), conditions de stérilité strictes lors du prélèvement	X	
Sang	Relations hôtes pathogènes ( <i>Haemosporidia</i> ), immunologie		X	
Estomac	Régime alimentaire (observation macroscopique)	Non possible sur de la collecte passive liée à des centres de soins	X	(non car souvent issus de centre de réhabilitation donc avec nourriture « standardisée »)
Intestin	Identification/taxinomie du microbiote intestinal, Régime alimentaire (moléculaire), Macro-évolution (conservation phylogénétique du microbiote)	Prélèvement doit être effectué peu de temps après la mort (changement des abondances bactérienne)	X	Variable (possible pour la composition, pas fiable pour les abondances relatives)
Masse et disposition des muscles (lisses ou striés) et des aponévroses	Anatomie comparée, Physiologie comparée, Biomécanique		X	X
Plumes	Isotopes, mallophages, ADN, Écotoxicologie, structure physique et moléculaire		X	X

Les collections d'œufs sont majoritairement utilisées dans le cadre d'études de co-évolution hôtes-parasites de ponte (SPOTTISWOODE *et al.*, 2012) ou d'écotoxicologie (HICKEY & ANDERSON, 1968). Dans certains cas, les œufs peuvent représenter une source d'ADN (LEE & PRYS-JONES 2008; GREALY *et al.* sous presse).

Les nids représentent le type de collections associées aux oiseaux le moins commun, ceci est en partie expliqué par le fait que certains oiseaux ne construisent pas de nid (par exemple Falconidae) ou occupent des cavités dans les arbres (par exemple Picidae). Au cours de ces dernières années, ce type de collection a majoritairement été utilisé pour comprendre l'évolution de l'architecture et de la construction du nid au sein de différentes familles (ZYKOWSKY & PRUM, 1999).

Collection de nids, œufs et en fluide exceptés, chacune de ces préparations nécessite un travail de taxidermie précédé d'une dissection de l'individu. Une fois la peau séparée du corps, il est possible d'effectuer tous les types de prélèvements et de noter les observations physiologiques. Le Tableau I détaille les utilisations potentielles de ces prélèvements, tout en sachant que le nombre d'utilisations va augmenter en fonction de l'acquisition de nouvelles connaissances et de l'apparition de nouvelles problématiques de recherche. La charge de conservation de ces collections implique aussi le fait d'anticiper dans la mesure du possible les nouvelles approches afin de valoriser au mieux la collection.

Les prélèvements de tissus sont majoritairement utilisés comme source d'ADN pour les études de phylogénie/phylogéographie et de génétique des populations. Ils sont également utilisés pour établir le lien entre le phénotype (par exemple couleur du plumage) et le génotype (gènes impliqués dans la production des pigments pour la coloration du plumage). En fonction du temps écoulé entre la mort de l'individu (inférieur ou supérieur à 4 heures) et des conditions de conservation (congélation ou non), différents types de molécules peuvent être préservés. Dans ce contexte le cas idéal est celui d'un individu prélevé immédiatement après la mort: il est alors possible de conserver des cellules vivantes pour la cytogénétique (la mort cel-

lulaire n'intervenant que 24 heures après la mort de l'organisme). Les molécules d'ARN (parmi les macro-molécules les plus fragiles) peuvent également être prélevées dans les différents organes pour déterminer les niveaux d'expression différentielle des gènes en fonction des organes. Si le prélèvement est effectué après congélation du spécimen, il n'est plus possible d'obtenir de cellules vivantes pour la cytogénétique et très souvent l'intégrité de l'ARN est compromise. Un individu mis à mort et immédiatement conservé à 4 °C peut encore fournir de l'ARN et des prélèvements cytogénétiques pendant une période allant de 6 à 24 heures. Certains types de tissus (par exemple, foie, rein), notamment ceux connus pour accumuler certaines molécules (pesticides) et métaux lourds, sont prélevés pour servir de support à des études d'écotoxicologie. Ce type de prélèvements est majoritairement effectué sur des espèces de la chaîne alimentaire (Accipitridae, Falconidae, Strigidae) connues pour accumuler ces polluants dans leurs tissus. Lors de la dissection de l'individu des prélèvements musculaires sont également effectués pour détecter la présence de parasites internes (Ascaridiidae). Tout macroparasite interne observé lors de la préparation doit être systématiquement conservé et le lien entre l'hôte et le parasite est spécifié sur les différentes bases de données, permettant de comprendre plus en détail les processus de co-évolution hôte-parasite. Dans ce même contexte de co-évolution, les développements de la biologie moléculaire au cours de la dernière décennie permettent maintenant de tester des hypothèses de co-évolution entre les hôtes et les symbiotes, notamment concernant le microbiote. Enfin, des prélèvements d'organes (cerveau, glandes surrénales, rein) sont effectués, en fonction des possibilités de préservation et l'analyse de virus.

Les données associées aux spécimens d'histoire naturelle peuvent également être utilisées afin de modéliser la niche écologique d'une espèce et estimer les variations de sa distribution géographique potentielle au cours du temps. Dans ce contexte, les variables climatiques (par exemple, température moyenne annuelle, précipitations annuelles) sont utilisées pour créer un modèle de conditions climatiques appropriées à



la présence d'une espèce. Ce modèle peut ensuite être projeté sur les reconstructions bioclimatiques passées, disponibles jusqu'au dernier maximum interglaciaire (-120,000 ans), afin d'estimer les variations de la distribution potentielle des taxons d'intérêt au cours du temps (fragmentation, expansion, rétraction des aires de distribution) ou être projeté sur les couches bioclimatiques futures (disponibles jusqu'en 2070) afin de déterminer l'impact des changements climatiques sur la répartition des organismes (e.g. FUCHS *et al.*, 2013, 2016).

### L'intérêt des séries spatio-temporelles

Le plus souvent, les collections d'histoire naturelle sont utilisées pour étudier la composante spatiale de la variabilité génétique et phénotypique des hôtes ou celle des parasites et symbiotes. Une utilisation moins commune concerne la dimension temporelle où l'analyse comparée de spécimens collectés à diverses époques permet de tester l'impact de certains facteurs environnementaux (modification du climat par exemple) sur les populations.

Un des questionnements classiques a pour objectif de détecter d'éventuels changements de connectivité des populations au cours du temps, avec, par exemple, une réduction de l'habitat favorable à une espèce entraînant la formation de populations isolées et donc une baisse du flux génétique entre populations. Cette baisse du flux génétique peut avoir de sérieuses conséquences sur la survie de la population et/ou de l'espèce à long terme (perte de diversité génétique, consanguinité). Une étude de ce type a été menée par TRACY & JAMIESON (2011) sur le Mohou à tête jaune *Mohoua ochrocephala*, endémique à la Nouvelle-Zélande. Les auteurs ont analysé des microsatellites (marqueurs génétiques nucléaires évoluant rapidement) pour des spécimens collectés avant et après la fragmentation de l'habitat causée par les activités anthropiques. Leurs conclusions sont qu'une part importante de la diversité allélique a été perdue au cours des 100 dernières années et que la structuration génétique au sein de l'espèce, historiquement faible, a augmenté au fur et à mesure que l'habitat se fragmentait au cours du XX<sup>e</sup> siècle (TRACY & JAMIESON, 2011).

L'examen de spécimens collectés anciennement peut également permettre d'estimer les dates d'apparition de pathogènes. Ainsi, PARKER *et al.* (2011) ont examiné plus de 3 900 spécimens de Pinsons de Darwin (Thraupidae) et de Moqueurs (Mimidae) collectés entre 1891 et 1906. Les auteurs ont observé l'apparition de lésions cutanées, attribuées aux avipoxvirus, sur des spécimens à partir de 1899. Les spécimens présentant les lésions provenaient d'îles habitées par les humains, permettant aux auteurs de conclure que les virus ont été introduits sur les îles Galapagos à la fin du XIX<sup>e</sup> siècle et se sont propagés via les mouvements humains sur les différentes îles.

Ces séries temporelles peuvent également être utilisées afin de détecter l'apparition de polluants dans les organismes. VO *et al.* (2011) ont dosé les concentrations de méthylmercure, forme organique du mercure extrêmement toxique, sur des prélèvements de plumes d'Albatros à pieds noirs *Phoebastria nigripes* effectués dans l'océan Pacifique sur une période de 120 ans. Les analyses ont révélé une augmentation de la concentration de méthylmercure à la fin des années 1940 et 1990, en lien avec l'augmentation des émissions de mercure d'origine anthropique, notamment provenant de la région asiatique. Cette étude fait écho à d'autres travaux, effectués sur des espèces de l'océan Atlantique (e.g. MONTEIRO & FURNESS, 1997; THOMPSON *et al.*, 1992, 1993), venant s'ajouter à la longue liste d'études écotoxicologiques, dont la célèbre étude de HICKEY & ANDERSON (1968) concernant les effets du DDT sur l'épaisseur de la coquille des œufs de plusieurs rapaces dont le Faucon pèlerin *Falco peregrinus*.

Les analyses spatio-temporelles permettent également de documenter les changements de lieux de mue ou de nourrissage au cours du temps. Par exemple, CHEREL *et al.* (2014), ont mis en évidence des changements d'habitudes alimentaires (vers un niveau trophique plus élevé) au cours d'une partie du cycle de vie pour le Prion de Belcher *Pachyptila belcheri*, une espèce d'oiseau marin, soulignant l'étendue de la plasticité phénotypique à l'échelle d'une décennie.

Elles permettent également de mettre en avant l'impact des changements climatiques sur les



modifications de répartition altitudinale des organismes ; par exemple, en collectant dans les mêmes localités que celles visitées par GRINNELL en 1910, MORITZ *et al.* (2008) ont montré des déplacements de populations liés au réchauffement climatique et des changements morphologiques associés. De même GARDNER *et al.* (2009) ont mis en évidence un déplacement latitudinal et clinal de la masse corporelle chez des passereaux australiens en lien avec une élévation des températures moyennes au cours du temps.

Dans la plupart des cas précédents, il convient de souligner le fait que ces spécimens ont été utilisés pour des domaines de recherche (écotoxicologie, isotopes, virologie, génétique, voire écologie) que les collecteurs de l'époque n'avaient absolument pas imaginés.

L'utilisation de la dimension temporelle des collections ne peut se faire que lorsque la représentation spatio-temporelle est cohérente dans l'espace et le temps. Ce type de prérequis n'est pas souvent validé. L'accroissement des collections via l'ajout de nouveaux spécimens trouve ici sa pleine justification : des spécimens prélevés dans la même localité à des intervalles de temps réguliers (15-20 ans) permettraient de directement tester des hypothèses concernant les processus éco-évolutifs (*e.g.* MORITZ *et al.*, 2008).

Enfin, l'aspect temporel des collections permet de comprendre les styles et évolutions des techniques de préparation et l'utilisation ou non de préservateurs chimique lors de la préparation (par exemple savon arsenical). Dans des cas exceptionnels, l'étude des techniques de préparation propres à chaque taxidermiste a permis de mettre en évidence des cas de vol de spécimens avec substitution des informations de localité de collecte et un impact important sur l'estimation des populations d'une espèce avec un statut de conservation très défavorable (EN). Dans un cas précis, R. MEINERTZHAGEN avait subtilisé un spécimen de Chevêche forestière *Heteroglaux blewitti*, collecté par J. DAVIDSON dans le Nord-Ouest de la province du Maharashtra (Inde) en 1880 1883, et lui a attribué une nouvelle localité (Gujarat) et une nouvelle date (1910). L'espèce n'a depuis jamais été détectée dans la province du Gujarat et de nombreux efforts de recherche et de conservation ont été mis en œuvre pour déter-

miner si l'espèce était encore présente. L'analyse du spécimen aux rayons X a permis de montrer des caractéristiques de la préparation typique de celle de J. DAVIDSON (RASMUSSEN & COLLAR, 1999), révélant l'immense perte de temps et de moyens engagés pour essayer de retrouver une population qui *in fine* n'avait jamais été présente au Gujarat.

### L'accroissement actuel des collections et ses limites

Aujourd'hui, les collections ornithologiques des musées d'histoire naturelle français s'accroissent principalement par une collecte indirecte, via des collaborations avec d'autres institutions (l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS), la gendarmerie, les douanes et les centres de réhabilitation de la faune sauvage), qui permet de mener à bien des projets de recherche. Ce type de collecte présente cependant un certain nombre de biais, détaillés ci-dessous.

Le premier biais est spatial : les différents acteurs participant au réseau de collecte passive ne sont pas situés de manière homogène sur le territoire. De nombreux départements ne possèdent pas de centre de réhabilitation de la faune sauvage, et le rayon d'action de chaque centre est limité au bon vouloir des citoyens ramenant les individus blessés. Enfin, pour diverses raisons (temps, matériel, volonté, utilisation autre), tous les centres de réhabilitation de la faune sauvage ne participent aux programmes de rapatriement des spécimens dans les différents musées.

Le deuxième biais est temporel, les oiseaux n'arrivant pas en continu, avec des pics d'activité aux périodes d'envol des poussins et de migrations (chocs avec des structures d'origine anthropique). La diversité des études auxquelles ces individus peuvent être intégrés est donc extrêmement variable. Par exemple, il semble évident que les prélèvements de contenus intestinaux, pour les études portant sur la diversité du microbiote intestinal, effectués sur des individus à peine éclos (poussins) ne sont pas nécessairement représentatifs du microbiote aux stades de développement juvéniles ou adultes. De même, les individus non nicheurs ne peuvent être intégrés à des études lorsque leur but est de détecter une éventuelle structuration génétique des populations aux échelles françaises et européennes. Par exemple,



les Fauvettes à tête noire *Sylvia atricapilla* échantillonnées de septembre à mars, période de migration ou d'hivernage de l'espèce en France, ne peuvent être intégrées à des travaux ayant pour objectifs de comprendre la structuration génétique des populations nicheuses. En revanche, ces individus peuvent être utilisés dans des études ayant pour objectif de déterminer l'origine géographique des migrateurs ou des hivernants.

Le troisième biais d'échantillonnage associé à la collecte passive est lié aux espèces accueillies dans les centres de soins. Ces dernières sont majoritairement patrimoniales et/ou spectaculaires (par exemple Accipitridae, Falconidae, Strigiformes, Martin-pêcheur d'Europe *Alcedo atthis*), de grande taille (Ardeidae) ou commensales des habitations humaines (majoritairement hirondelles et martinets, Moineau domestique en période de reproduction, Rougegorge familier *Erithacus rubecula*, mésanges *Parus* sp., merles et grives *Turdus* sp., Sittelle torchepot *Sitta europaea*, fringilles en périodes migratoire et hivernale). Très peu d'espèces provenant des milieux humides de prairie ou de montagne sont ramenées en centre de réhabilitation de la faune sauvage ; ce biais peut être expliqué par la probabilité plus faible de trouver un oiseau blessé. En ce sens, certaines espèces pouvant être considérées comme raisonnablement communes dans leur aire de répartition (Tarier pâtre *Saxicola rubicola*, Bruant jaune *Emberiza citrinella*, Chocard à bec jaune *Pyrrhoxorax graculus*) ne sont jamais retrouvées en centre de réhabilitation. Les petites espèces au plumage terne et vivant dans les milieux forestiers et/ou très denses comme les roselières (e.g. grim-pereaux *Certhia* sp., Fauvettes grisette *Sylvia communis* et des jardins *Sylvia borin*, Rousserolles *Acrocephalus* sp., Bouscarle de Cetti *Cettia cetti*, pouillots *Phylloscopus* sp.) sont également sous-représentées dans les centres de soins. Enfin, un dernier biais est lié au fait que certaines espèces ont un taux de mortalité plus important que d'autres pour le même type de traumatisme et se retrouvent donc plus dans les collaborations avec les musées d'histoire naturelle.

Outre ces biais spatio-temporels ne permettant pas de planifier de manière rigoureuse un échantillonnage systématique pertinent, se rencontrent également des limites sur le type d'études pou-

vant être effectuées. Par exemple, le mode de conservation, les conditions du prélèvement et les délais de rapatriement font qu'il est impossible d'obtenir des prélèvements pouvant être utilisés en cytogénétique ou permettant de conserver l'ARN (acide ribonucléique). Enfin l'impact d'un séjour en centre de réhabilitation sur le microbiote reste encore à préciser. Est-il modifié par les conditions sanitaires ou de traitements ? Est-il biaisé dans la mesure où ce sont possiblement les individus faibles ou malades (et potentiellement avec un microbiote affaibli) qui arrivent en centre de réhabilitation de la faune sauvage ?

À l'instar de ce qui est pratiqué sur les autres continents (Amérique du Sud et du Nord, Australie), il apparaît raisonnable de s'interroger sur la pertinence de pouvoir prélever de manière contrôlée et raisonnée un certain nombre d'individus afin de pouvoir répondre de manière plus intégrative et définitive à un certain nombre de questions fondamentales en biologie de l'évolution et de la conservation.

### Aspects réglementaires et déontologiques liés à la collecte active de vertébrés

La collecte active est très souvent, non sans raison, perçue par les citoyens en général, les scientifiques de disciplines autres que la biologie, voire par les écologues et biologistes de la conservation comme étant non déontologique et éthiquement problématique (MINTÉER *et al.*, 2014), en dépit de l'impact négligeable de la collecte scientifique (raisonnable et ciblée dans le temps et dans l'espace, à des fins non commerciales) sur les populations (ROCHA *et al.*, 2014). Il est évident que la collecte de spécimens dans un cadre scientifique doit être contrôlée par l'octroi de permis (ce qui existait jadis : permis de naturalistes autorisés à prélever des animaux en dehors des périodes de chasse). Dans la mesure où les espèces d'oiseaux protégées en France font l'objet de listes officielles (loi 76-629 du 10 juillet 1976 ; article L.411-1 du code de l'Environnement ; arrêté fixant la liste des oiseaux protégés sur l'ensemble du territoire entré en vigueur le 19 mai 1981 ; arrêté du 29 octobre 2009 fixant la liste des oiseaux protégés sur le territoire national et les modalités de leur protection ; arrêté du 30 juillet 2010 interdisant sur le territoire

métropolitain l'introduction dans le milieu naturel de certaines espèces d'animaux vertébrés), il est nécessaire d'obtenir une dérogation pour la capture, l'enlèvement, la destruction, la perturbation intentionnelle de spécimens d'espèces animales protégées. L'avis d'un comité éthique est généralement requis pour des études nécessitant la manipulation, contention, détention en captivité et/ou prélèvements multiples. Dans ces cas, chaque chercheur, quel que soit le domaine d'étude, doit décrire son projet et anticiper les problèmes pouvant survenir lors d'une manipulation. De ce fait, la mort, ou la blessure accidentelle de l'animal pour laquelle l'euthanasie est la solution la plus humaine pour mettre fin à ses souffrances doivent être anticipées et décrites dans les protocoles soumis à avis éthique. Dans ce contexte, il peut apparaître souhaitable que les chercheurs demandent la dérogation de transporter le cadavre vers un musée d'histoire naturelle pour valorisation scientifique.

Il est bien évident que la présente synthèse n'a pas pour objectif de justifier la collecte d'individus de toutes espèces et/ou en nombres inconsidérés. Le caractère patrimonial ou le statut de conservation doivent être pris en considération, en particulier pour des espèces comme, par exemple, le Pic à dos blanc *Dendrocopos leucotos*, le Gypaète barbu *Gypaetus barbatus* ou l'Aigle de Bonelli *Aquila fasciata*, pour lesquelles il serait déontologiquement inapproprié de demander la collecte de ne serait-ce que d'un unique individu. Dans le même contexte, le nombre d'individus destinés à être collectés doit être rigoureusement planifié et adapté en fonction des questionnements scientifiques, de la surface d'étude et des densités locales ; par exemple, si la collecte de dix individus de Fauvettes à tête noire sur un territoire de 100 km<sup>2</sup> a probablement un impact négligeable sur la démographie des populations locales, il n'en irait certainement pas de même pour un prélèvement de dix Buses variables *Buteo buteo* sur la même surface.

Nous insistons cependant sur le bénéfice à long terme de ces spécimens pour la recherche en biologie, quel que soit le domaine de recherche. Il est donc primordial que la communauté des biologistes, gestionnaires de réserves, parcs et autres aires protégées, ainsi que les naturalistes ama-

teurs, aient conscience que ces spécimens ne sont pas seulement utilisés dans un cadre pédagogique ou uniquement comme supports à la taxinomie mais pour une grande variété d'études écologiques. Si certains prélèvements sont déjà envoyés à des centres d'analyse vétérinaire, l'archivage à long terme des échantillons et des spécimens n'est généralement effectué que par les muséums d'histoire naturelle.

Une condition *sine qua non* et primordiale à ces prélèvements *in natura* est que les individus prélevés soient déposés dans un organisme permettant leur conservation à long terme, la préservation des différents prélèvements et une consultation (voire une utilisation) de ces individus ouverte à la communauté scientifique tant nationale qu'internationale pour une étude scientifiquement conduite. Ce type de responsabilité est généralement une des fonctions principales des musées d'histoire naturelle.

Si les arguments présentés dans les paragraphes précédents peuvent éventuellement choquer ou surprendre tout ornithologue sensible à la conservation des populations, il convient également de mettre en relief le nombre d'individus d'espèces communes qui feraient l'objet de demandes de prélèvements avec la taille des populations nicheuses et les autres causes de mortalité d'origine anthropique. Il est fort peu probable que le prélèvement exceptionnel (c'est-à-dire tous les 10-20 ans) et dûment justifié, d'une cinquantaine d'individus nicheurs dispersés sur l'ensemble du territoire français appartenant à des espèces à statut de conservation non défavorable (e.g. Pic épeiche *Dendrocopos major*, Mésange charbonnière *Parus major*, Pinson des arbres *Fringilla coelebs*, ISSA & MULLER, 2016) ait un impact défavorable sur la survie des populations sur le court terme. Cela permettrait de répondre de manière intégrative sur le court terme à plusieurs questions liées à la dimension spatiale, tout en proposant un échantillonnage temporel pour les études futures.

Le nombre d'individus prélevés pour ce type de projets est à mettre en perspective avec les autres causes de mortalité d'origine anthropique des oiseaux (e.g. les chats haret ou féraux, les chocs/collisions routiers ou avec les bâtiments et autres constructions, le braconnage, les activités cynégétiques inconsidérées, les diverses sources



de dérangement ou d'altération des habitats de reproduction) et ayant très probablement un réel impact sur la conservation de leurs populations. Enfin un facteur de mortalité, probablement conséquent voire prédominant, n'est pas développé ici car difficile à quantifier, il s'agit de la perte d'habitats (conversion vers des zones de culture intensives ou artificialisation des sols, fragmentation et dégradation des habitats).

La prédation annuelle due aux populations de chats harets ou domestiques a été estimée dans plusieurs pays: de l'ordre de 204 millions d'oiseaux (soit 560 000 par jour) au Canada (BLANCHER, 2013), 377 millions (soit plus d'un million par jour) en Australie (WOJNARSKI *et al.*, 2018), 2,4 milliards (soit 6,5 millions par jour) aux États-Unis (LOSS *et al.*, 2013, 2015). Si ce type de mortalité peut superficiellement apparaître comme une forme de sélection naturelle, il apparaît nécessaire de préciser que la densité de chats domestiques errants ou harets est bien supérieure à celle des populations naturelles de Chats sauvages *Felis silvestris*, entraînant inévitablement une sur-prédation (qui peut avoir de graves conséquences dans des habitats fragmentés: impact sur les échanges méta-populationnels sources-puits). La population de chats en France est estimée à 12 millions d'individus, un nombre sensiblement identique à celui observé au Canada (9,9-12,7 millions). Pour les collisions avec des bâtiments, les estimations sont de 365 à 998 millions d'oiseaux par an aux États-Unis (LOSS *et al.*, 2014); les migrants nocturnes sont plus sensibles aux chocs avec les constructions (NICHOLS *et al.*, 2018). Aucune donnée quantitative n'est disponible pour la France. Le braconnage est, dans les régions méditerranéennes, responsable de la mort de 11-36 millions d'oiseaux (BROCHET *et al.*, 2016). Pour la France métropolitaine; il est estimé que plus de 522 000 individus (59 espèces) sont prélevés illégalement chaque année (BROCHET *et al.*, 2016). Le nombre d'individus illégalement prélevés est moins important dans les régions d'Europe du Nord et centrale, ainsi que dans le Caucase (1 300 000 individus; BROCHET *et al.*, 2017). Le nombre d'individus prélevés en France par les activités cynégétiques est de l'ordre de 14,3-14,4 millions d'individus par an (colins et faisans, gibiers de montagne et *Columba oenas/C. livia* exclus),

avec bien entendu des différences notables entre espèces (minimum: 932 individus pour le Combattant varié *Philomachus pugnax*, maximum: 4926324 d'individus pour le Pigeon ramier *Columba palumbus*; AUBRY *et al.*, 2016). Le présent texte n'a pas pour objectif d'effectuer un pamphlet pro- ou anti- chasse, car nous partons du principe que pour la plupart des espèces les prélèvements cynégétiques, lorsqu'ils sont effectués dans des périodes de temps raisonnables, le sont de manière durable mais juste de mettre en perspective le nombre d'individus prélevés dans le cadre scientifique par rapport aux autres types de prélèvements. Des activités scientifiques de capture-marquage-recapture, tel le baguage, génèrent inévitablement de la mortalité accidentelle (SPOTSWOOD *et al.*, 2012; CLEWLEY *et al.*, 2018). Si l'étude est en cours pour la France, les chiffres préliminaires indiquent que la mortalité est similaire à celle dans d'autres pays, de l'ordre de 1-2 pour 1 000 oiseaux (J. FOURNIER, CRBPO, comm. pers.). Plus de 350 000 oiseaux sont bagués chaque année en France, indiquant qu'entre 350 et 700 oiseaux meurent accidentellement en cours d'opérations de baguage. Depuis 2015, la déclaration de ces mortalités accidentelles est obligatoire et archivée par le CRBPO. Et depuis le 1<sup>er</sup> janvier 2018, il est possible de déclarer les individus morts pendant les sessions de baguage effectuées sous l'égide du CRBPO afin de pouvoir les léguer au MNHN pour intégration dans les collections. Concernant le baguage, il est important de souligner deux faits: (1) l'ordre de grandeur qualifiable d'anecdotique de la mortalité accidentelle - de l'ordre de grandeur de la mortalité naturelle journalière - à laquelle il donne lieu par rapport à celle due à d'autres causes de mortalité d'origine anthropique (e.g. prédation par les chats, collisions avec des objets d'origine anthropique, chasse, braconnage) qui sont à l'origine de dizaines de milliers voire des millions de décès d'oiseaux; (2) l'énorme quantité d'informations et l'absence de solution alternative aux programmes de capture-marquage-recapture pour suivre la démographie des populations et la phénologie des espèces.

Dans ce contexte de mortalité des oiseaux liée aux activités anthropiques, il est bien entendu possible de se demander si les effets du prélèvement actif de spécimens à des fins scientifiques ne



seraient pas additifs plutôt que compensatoires. Nous sommes convaincus que ce n'est pas le cas. Tout d'abord parce que le nombre d'individus prélevés à l'échelle du territoire serait faible; par exemple une stratégie de prélèvements 40-80 individus de Geai des chênes *Garrulus glandarius* (population nicheuse estimée à 500 000 -900 000 couples, ISSA & MULLER, 2015). Ensuite, parce que cette fourchette est à comparer à des prélèvements cynégétiques (hors braconnage) estimés à 84 189 individus/an qui s'inscrivent dans la marge d'erreur associée à cette estimation (intervalle de confiance à 95 % : 68 942 - 99 436, AUBRY *et al.*, 2016). Le nombre d'individus prélevés serait bien entendu adapté à la taille des populations et aux densités, pour ne pas dépasser les 0,01 % de la population nicheuse à l'échelle de la France. Enfin ce type de prélèvements scientifiques ne serait pas effectué tous les ans mais selon une périodicité de 15-20 ans. En conséquence, nous pensons que la collecte de spécimens selon la stratégie détaillée ci-dessus peut être considérée comme une cause de mortalité très mineure, quasi stochastique.

### Les défis de la conservation des collections d'histoire naturelle

Les collections d'histoire naturelle représentent un patrimoine scientifique à léguer aux générations futures afin de mettre à leur disposition les outils permettant de comprendre l'évolution des organismes vivants ainsi que leurs interactions avec l'environnement. Cet héritage scientifique nécessite cependant des stratégies et équipements de conservation permettant de faire face aux menaces sur ce type de collections: hygrométrie et température constantes, politiques ambitieuses de prévention et traitements des insectes ravageurs de collections (mites, anthrènes), traitements des spécimens avant intégration ou re-intégration dans les collections, enrichissement et conservation des tissus et cellules vivantes. Ces différentes composantes de la gestion et de la conservation des collections nécessitent des infrastructures adaptées, de la conception du bâtiment, des armoires et compactus de stockage à la mise en place de plans de gestion de secours des congélateurs de stockage des tissus et cellules cryo-prélevés. Ces infrastructures nécessitent cependant une politique volontariste d'investissements, tant au niveau matériel (bâti-

ments, armoires, congélateurs, consommables – matériel de naturalisation, tubes...) qu'humain (recrutement de personnel, formation continue), sans laquelle la transmission du patrimoine scientifique aux générations futures serait compromise. ●

---

### REMERCIEMENTS

Nous tenons à remercier Renata STOPIGLIA, Leo JOSEPH (ANWC, Canberra), Erick GARCIA-TREJO et Adolfo NAVARRO-SIGUENZA (UNAM, Mexico), Paul SWEET (AMNH, New York) pour les informations fournies aux cours de divers échanges et Alice CIBOIS (MHNG, Genève), Pierre-Yves HENRY (MNHN) et Jean-Marc PONS (MNHN) pour les nombreux commentaires et suggestions sur des versions précédentes de ce manuscrit. Nous tenons également à remercier les musées d'histoire naturelle de Bourges (Ludovic BESSON) et Auxerre (Gilles PAVY) et les centres de réhabilitation de la faune sauvage pour leur collaboration dans le cadre de notre programme de récupération de cadavre d'oiseaux: CEDAF-École Vétérinaire de Maisons-Alfort (Pascal ARNÉ, Cécile LE BARZIC, Jean-François COURREAU, Miyuki MONTY), Centre de Soins de la Faune Sauvage Poitevine (Lydia BOURDEAU), Hegaladia (Céline MAURY, Charlie HOLLOCOU), LPO Audenge (Amélie CHAIGNEAU, Muriel BOURGEOIS, Manon TISSIDRE) LPO Clermont-Ferrand (Adrien CORSI), LPO Le Gua (Mireille LATTIER); LPO Buoux (Alexandra DE KERVILER, Aurélie AMIAUT, Chloé HUGONNET), LPO Villeveyrac (Maëlle KERMABON, Julie PIERRU, Lucie YRLES), LPO Ile Grande (Gilles BENTZ, Élise BIDAUD, Jade OLIVA), LPO Rosenwiller (Emilie DUSAUSOY, Lauriane PERRAUD), le Parc Naturel Régional de Corse (Frédéric CERVETTI), Pôle-Nature du Marais aux Oiseaux (Catherine LEMARCHAND), Tour du Valat (Marion VITTECOQ).

---

### BIBLIOGRAPHIE

- ANMARKRUD (J.A.) & LIFJELD (J.T.) 2017.– Complete mitochondrial genomes of eleven extinct or possibly extinct bird species. *Molecular Ecology Resources*, 17: 334-341.
- BATES (J.M.), BOWIE (R.C.K.), WILLARD (D.E.), VOELKER (G.) & KAHINDO (C.) 2004.– A need for continued collecting of avian voucher specimens in Africa: why blood is not enough. *Ostrich*, 75: 187-191.
- BESSON (L.) & FUCHS (J.) 2019.– Les collections ornithologiques conservées en France: bilan de l'enquête nationale 2017. *Alauda*, HS. 87(3): 3-32.



- BODAWATTA (K.), SAM (K.), JONSSON (K.A.) & POULSEN (M.) 2018.– Comparative analyses of the digestive tract microbiota of New Guinean passerine birds. *Frontiers in Microbiology*, 9 : 1 830.
- CHITTENDEN (H.), ALLAN (D.) & WEIERSBYE (I.) 2013.– *Roberts Geographic Variation of Southern African Birds Annual 2012: A Guide to the Plumage Variation of 613 Bird Races in Southern Africa*.
- BROCHET (A.L.), VAN DEN BOSSCHE (W.), JBOUR (S.), NDANG'ANG'A (P.K.), JONES (V.R.), ABDOU (W.A.), AL-HMOUD (A.R.), ASSWAD (N.G.), ATIENZA (J.C.), ATRASH (I.), BARBARA (N.), BENSUSAN (K.), BINO (T.), CELADA (C.), CHERKAQUI (S.I.), COSTA (J.), DECEUNINCK (B.), ETAYEB (K.S.), FELTRUP-AZAFZAF (C.), FIGELU (J.), GUSTIN (M.), KMECL (P.), KOCEVSKI (V.), KORBETI (M.), KOTROŠAN (D.), MULA LAGUNA (J.), LATTUADA (M.), LEITAO (D.), LOPES (P.), LOPEZ-JIMENEZ (N.), LUCI (V.), MICOL (T.), MOALI (A.), PERLMAN (Y.), PILUDU (N.), PORTOLOU (D.), PUTILIN (K.), QUAINTENNE (G.), RAMADAN-JARADI (G.), RUŽI (M.), SANDOR (A.), SARALI (N.), SAVEDJI (D.), SHELDON (R.D.), SHIALIS (T.), TSIOPELAS (N.), VARGAS (F.), THOMPSON (C.), BRUNNER (A.), GRIMMETT (R.) & BUTCHART (S.H.M.) 2016.– Preliminary assessment of the scope and scale of illegal killing and taking of birds in the Mediterranean. *Bird Conservation International*, 26 : 1-28.
- BROCHET (A.L.), VAN DEN BOSSCHE (W.), JONES (V.R.), ARNARDOTTIR (H.), DAMOC (D.), DEMKO (M.), DRIESSENS (G.), FLENSTED (K.), GERBER (M.), GHASABYAN (M.), GRADINAROV (D.), HANSEN (J.), HORVÁTH (M.), KARLONAS (M.), KROGULEC (J.), KUZMENKO (T.), LACHMAN (L.), LEHTINIEMI (T.), LORGÉ (P.), LÖTBERG (U.), LUSBY (J.), OTTENS (G.), PAQUET (J.-Y.), RUKHAIJA (A.), SCHMIDT (M.), SHIMMINGS (P.), STIPNIEKS (A.), SULTANOV (E.), VERMOUZEK (Z.), VINTCHEVSKI (A.), VOLKE (V.), WILLI (G.) & BUTCHART (S.H.M.) 2017.– Illegal killing and taking of birds in Europe outside the Mediterranean: assessing the scope and scale of a complex issue. *Bird Conservation International*, 2017 : 1-31.
- BUNCE (M.), SZULKIN (M.), LERNER (H.R.L.), BARNES (I.), SHAPIRO (B.), COOPER (A.) & HOLDAWAY (R.N.) 2005.– Ancient DNA provides new insights into the evolutionary history of New Zealand's extinct giant eagle. *PLoS Biology*, 3 : e9.
- CHEREL (Y.), CONNAN (M.), JAEGER (A.) & RICHARD (P.) 2014.– Seabird year-round and historical feeding ecology: blood and feather <sup>13</sup>C and <sup>15</sup>N values document foraging plasticity of small sympatric. *Marine Ecology Progress Series*, 505 : 267-280.
- CIBOIS (A.), DEKKER (R.W.R.J.), PASQUET (E.) & THIBAUT (J.-C.) 2012.– New insights into the systematics of the enigmatic Polynesian sandpipers *Aechmorhynchus parvirostris* and *Prosobonia leucoptera*. *Ibis*, 154 : 756-767.
- CIBOIS (A.), THIBAUT (J.-C.) & PASQUET (E.) 2012.– Biogeography of Eastern Polynesian monarchs (*Pomarea*): an endemic genus close to extinction. *The Condor*, 106 : 837-851.
- CLEERE (N.), VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2006.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 15 : Podargés, Ibisjaux et Engoulevents (Podargidae, Nyctibiidae et Caprimulgidae). *Zoosystema*, 28 : 157-163.
- CLEMANN (N.), ROWE (K.M.C.), ROWE (K.C.), RAADIK (T.), GOMON (M.), MENKHORST (P.), SUMNER (J.), BRAY (D.), NORMAN (M.) & MELVILLE (J.) 2014.– Value and impacts of collecting vertebrate voucher specimens, with guidelines for ethical collection. *Memiors of Museum Victoria*, 72 : 141-151.
- CLEWLEY (G.D.), ROBINSON (R.A.) & CLARK (J.A.) 2018.– Estimating mortality rates among passerines caught for ringing with mist nets using data from previously ringed birds. *Ecology and Evolution*, 8 : 5164-5172.
- ÉRARD (C.) 1971.– *Apalis flavida caniceps* (Cassin) in Ethiopia. *Bulletin of the British Ornithologist's Club*, 91 : 84-88.
- ÉRARD (C.) & COLSTON (P.R.) 1988.– *Batis minima* (Verreaux.) new for Cameroon. *Bulletin of the British Ornithologist's Club*, 108 : 182-184.
- FUCHS (J.), DOUNO (M.), BOWIE (R.C.K.) & FJELDSÅ (J.) 2018.– Taxonomic revision of the Square-tailed Drongo species complex (Passeriformes: Dicruridae) with description of a new species from western Africa. *Zootaxa*, 4438 : 105-127.
- FUCHS (J.), FJELDSÅ (J.) & PASQUET (E.) 2005.– The use of mitochondrial and nuclear sequence data in assessing the taxonomic status of the Endangered Uluguru Bush Shrike (*Malaconotus alius*). *Ibis*, 147 : 717-724.
- FUCHS (J.), LEMOINE (D.), PARRA (J.L.), PONS (J.-M.), RAHERILALAO (M.J.), PRYS-JONES (R.P.), THÉBAUD (C.), WARREN (B.) & GOODMAN (S.M.) 2016.– Long-distance dispersal and inter-island colonization across the western Malagasy Region explain diversification in brush-warblers (Passeriformes: *Nesillas*). *Biological Journal of the Linnean Society*, 119 : 873-889.
- FUCHS (J.), PARRA (J.L.), GOODMAN (S.M.), RAHERILALAO (M.J.), VAN DERWAL (J.) & BOWIE (R.C.K.) 2013.– Extending ecological niche models to the past 120,000 years corroborates the lack of strong phylogeographic structure in the Crested Drongo (*Dicrurus forficatus*) on Madagascar. *Biological Journal of the Linnean Society*, 108 : 658-676.
- FUCHS (J.), PASQUET (E.), STUART (B.L.), WOXVOLD (I.), DUCKWORTH (J.W.) & BOWIE (R.C.K.) 2018.– Phylogenetic affinities of the enigmatic Bare-faced Bulbul *Pycnonotus hualon* with description of a new genus. *Ibis*, 160 : 659-665.
- FUCHS (J.), PONS (J.-M.) & BOWIE (R.C.K.) 2017.– Biogeography and diversification dynamics of the African woodpeckers. *Molecular Phylogenetics*



- and Evolution, 108: 88-100.
- FUCHS (J.) & ZUCCON (D.) 2018.– On the genetic distinctiveness of tailorbirds (Cisticolidae: *Orthotomus*) from the South-East Asian mainland with the description of a new subspecies. *Avian Research*, 9: 31.
  - GARDNER (J.), HEINSOHN (R.) & JOSEPH (L.) 2009.– Shifting latitudinal clines in avian body size correlate with global warming in Australian passerines. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B. Biological Sciences*, 276: 3845-3852.
  - GILL (B.J.) 2006.– Birds in Australian and New Zealand museums - a major resource for ornithology. *New Zealand Journal of Zoology*, 33: 299-315.
  - GREALY (A.), BUNCE (M.) & HOLLELEY (C.) sous presse.– Avian mitochondrial genomes retrieved from museum eggshell. *Molecular Ecology Resources*.
  - GRUSON (H.) 2016.– *Visual communication and community ecology in hummingbirds*. Master Sciences de l'Univers, Environnement, Université Pierre et Marie Curie.
  - GUTIÉRREZ-EXPÓSITO (C.), RAMÍREZ (F.), AFÁN (I.), FORERO (M.G.) & HOBSON (K.A.) 2015.– Toward a Deuterium feather isoscape for sub-saharan Africa: progress, challenges and the path ahead. *PLoS ONE*, 10: e0135938.
  - HICKEY (J.J.) & ANDERSON (D.W.) 1968.– Chlorinated hydrocarbons and eggshell changes in raptorial and fish-eating birds. *Science*, 162: 271-273.
  - HUYNEN (L.) & LAMBERT (D.M.) 2014.– Complex species status for extinct Moa (Aves: Dinornithiformes) from the genus *Euryapteryx*. *PLoS ONE*, 9: e90212.
  - ISSA (N.) & MULLER (Y.) 2015.– *Atlas des Oiseaux Nicheurs de France métropolitaine, nidification et présence hivernale*. Delachaux et Niestlé (Eds.).
  - JOSEPH (L.) 2011.– Museum collections in ornithology: today's record of avian biodiversity for tomorrow's world. *Emu*, 111: 1-12.
  - JOUANIN (C.) 1950.– Catalogue systématique des types de trochilidés du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle sér. 2, Supplément Issue 3 of Publications. Série C. 28 pages*.
  - JOUANIN (C.) 1962.– Inventaire des oiseaux éteints ou en voie d'extinction conservés au Muséum de paris. *Revue d'Écologie (Terre et Vie)*, 16: 257-301.
  - KORZUN (L.P.), ÉRARD (C.), GASC (J.-P.) & DZERZHINSKY (F.J.) 2004.– Le bec des oiseaux où quand l'anatomiste et l'écoéthologiste ont besoin l'un de l'autre. *Alauda*, 72: 259-280.
  - KORZUN (L.P.), ÉRARD (C.) & GASC (J.-P.) & DZERZHINSKY (F.J.) 2008.– Bill and hyoid apparatus of pigeons (Columbidae) and sandgrouse (Pteroclididae): A common adaptation to vegetarian feeding? *C. R. Biologies*, 331: 64-87.
  - KORZUN (L.P.), ÉRARD (C.), GASC (J.-P.) & DZERZHINSKY (F.J.) 2009.– Adaptation of seedsnipes (Aves, Charadriiformes, Thinocoridae) to browsing: a study of their feeding apparatus. *Zoosystema*, 31: 347-368.
  - LAROULANDIE (V.) & LEFÈVRE (C.) 2014.– Use of avian resources by the forgotten slaves of Tromelin Island (Indian Ocean). *International Journal of Osteoarchaeology*, 24: 407-416.
  - LAUTENSCHLAGER (S.), BRIGHT (J.A.) & RAYFIELD (E.J.) 2014.– Digital dissection - using contrast-enhanced computed tomography scanning to elucidate hard- and soft-tissue anatomy in the Common Buzzard *Buteo buteo*. *Journal of Anatomy*, 224: 412-431.
  - LEE (P.L.) & PRYS-JONES (R.P.) 2008.– Extracting DNA from museum bird eggs, and whole genome amplification of archive DNA. *Molecular Ecology Resources*, 8: 551-560.
  - LEFÈVRE (C.) & LAROULANDIE (V.), 2014.– Avian skeletal part representation: a case study from Offing 2, a hunter-gatherer-fisher site in the Strait of Magellan (Chile). *International Journal of Osteoarchaeology* 24: 256-264.
  - LOSS (S.R.), WILL (T.) & MARRA (P.P.) 2013.– The impact of free-ranging domestic cats on wildlife of the United States. *Nature Communications*, 4: 1 396.
  - LOSS (S.R.), WILL (T.), LOSS (S.S.) & MARRA (P.P.) 2014.– Bird-building collisions in the United States: Estimates of annual mortality and species vulnerability. *The Condor*, 116: 8-23.
  - MANIN (A.) & LEFÈVRE (C.) 2015.– The use of animals in Northern Mesoamerica, between the Classic and the Conquest (200-1 521 AD). An attempt at regional synthesis on central Mexico. *Anthropozoologica*, 51: 127-144.
  - MAYR (G.) 2015.– The Palaeogene Old World Potoo *Paraprefica* Mayr, 1999 (Aves, Nyctibiidae.): its osteology and affinities to the New World *Preficina* Olson, 1987. *Journal of Systematic Palaeontology*, 3: 359-370.
  - MAYR (G.) 2015.– Skeletal morphology of the middle Eocene swift *Scaniacypselus* and the evolutionary history of true swifts (Apodidae). *Journal für Ornithologie*, 156: 441-450.
  - MAYR (G.) & SCOFIELD (R.P.) 2015.– New avian remains from the Paleocene of New Zealand: the first early Cenozoic Phaethontiformes (tropicbirds) from the Southern Hemisphere. *Journal of Vertebrate Paleontology*, e1031343.
  - MINTEER (B.A.), COLLINS (J.P.), LOVE (K.E.) & PUSCHENDORF (R.) 2014.– Avoiding (Re)extinction. *Science*, 344: 260-261.
  - MONTEIRO (L.R.) & FURNESS (R.W.) 1997.– Accelerated increase in mercury contamination in north Atlantic mesopelagic food chains as indicated by time series of seabird feathers. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 16: 2489-2493.



- MORITZ (C.), PATTON (J.L.), CONROY (C.J.), PARRA (J.L.), WHITE (G.C.) & BEISSINGER (S.R.) 2008.– Impact of a century of climate change on small-mammal communities in Yosemite National Park, USA. *Science*, 322: 261-264.
- MURRAY (G.G.R.), SOARES (A.E.R.), NOVAK (B.J.), SCHAEFER (N.K.), CAHILL (J.A.), BAKER (A.J.), DEMBOSKI (J.R.), DOLL (A.), DA FONSECA (R.R.), FULTON (T.L.), GILBERT (M.T.P.), HEINTZMAN (P.D.), LETTS (B.), MCINTOSH (G.), O'CONNELL (B.L.), PECK (M.), PIPES (M.L.), RICE (E.S.), SANTOS (K.M.), SOHRWEIDE (A.G.), VOHR (S.H.), CORBETT-DETIG (R.B.), GREEN (R.E.) & SHAPIRO (B.) 2017.– Natural selection shaped the rise and fall of passenger pigeon genomic diversity. *Science*, 358: 951-954.
- NICHOLS (K.S.), HOMAYOUN (T.), ECKLES (J.) & BLAIR (R.B.) 2018.– Bird-building collision risk: An assessment of the collision-risk of birds with buildings by phylogeny and behavior using two citizen-science datasets. *PLoS ONE*, 13: e0201558.
- PARKER (P.G.), BUCKLES (E.L.), FARRINGTON (H.), PETREN (K.), WHITEMAN (N.K.), RICKLEFS (R.E.), BOLLMER (J.L.) & JIMÉNEZ-UZCÁTEGUI (G.) 2011.– 110 Years of *Avipoxvirus* in the Galapagos Islands. *PLoS ONE*, 6: e15989.
- RASMUSSEN (P.C.) & COLLAR (N.J.) 1999.– Major specimen fraud in the Forest Owllet *Heteroglaux* (s auct.) *blewitti*. *Ibis*, 141: 11-21.
- ROCHA (L.A.) *et al.* (120 co-authors). 2014.– Specimen collection: An essential tool. *Science*, 344: 814-815.
- ROSELAAR (C.S.) 2003.– An inventory of major European bird collections. *Bull. B.O.C.*, 2003 123A: 253-337.
- SANDOVAL (L.), BITTON (P.-P.), DOUCET (S.M.) & MENNILL (D.J.) 2014.– Analysis of plumage, morphology, and voice reveals species-level differences between two subspecies of Prevost's Ground-sparrow *Melospiza biarcuata* (PRÉVOST & DES MURS) (Aves: Emberizidae). *Zootaxa*, 3895: 103-116.
- SPOTTISWOODE (C.N.), STRYJEWSKI (K.F.), QUADER (S.), COLEBROOK-ROBIENT (J.F.R.) & SORENSON (M.D.) 2012.– Ancient host specificity within a single species of brood parasitic bird. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, 108: 17738-17742.
- SPOTSWOOD (E.N.), ROESCH GOODMAN (K.), CARLISLE (J.), CORMIER (R.L.), HUMPLE (D.L.), ROUSSEAU, (J.), GUERS (L.L.) & BARTON (G.G.) 2012.– How safe is mist netting? Evaluating the risk of injury and mortality to birds. *Methods in Ecology and Evolution*, 3: 29-38.
- SOMADIKARTA (S.), VOISIN (J.-F.) & DEKKER (R.W.R.J.) 2002.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 10: Mégapodes (Megapodiidae). *Zoosystema*, 24: 181-186.
- THOMPSON (D.R.), BECKER (P.H.) & FURNESS (R.W.) 1993.– Long-term changes in mercury concentrations in herring gulls *Larus argentatus* and common terns *Sterna hirundo* from the German North Sea coast. *Journal of Applied Ecology*, 30: 316-320.
- THOMPSON (D.R.), FURNESS (R.W.) & WALSH (P.M.) 1992.– Historical changes in mercury concentrations in the marine ecosystem of the north and north-east Atlantic ocean as indicated by seabird feathers. *Journal of Applied Ecology*, 29: 79-84.
- TRACY (L.N.) & JAMIESON (I.G.) 2011.– Historic DNA reveals contemporary population structure results from anthropogenic effects, not pre-fragmentation patterns. *Conservation Genetics*, 12: 517-526.
- VO (A.-T.E.), BANK (M.S.), SHINE (J.P.) & EDWARDS (S.V.) 2011.– Temporal increase in organic mercury in an endangered pelagic seabird assessed by century-old museum specimens. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, 108: 7466-7471.
- VOISIN (C.) 1993.– Liste provisoire des types d'oiseaux du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 2. Threskiornitidés. *Oiseau et R.f.O.*, 63: 45-53.
- VOISIN (C.), HENNACHE (A.) & VOISIN (J.-F.) 2015.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 24. Cracidae, Odontophoridae, Phasianidae and Numididae. *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 184: 1-42.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 1996.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 4. Hérons (Ardeidae). *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, 4<sup>e</sup> série - section A - Zoologie, Biologie et Écologie animales*, 18: 595-609.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 1999.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 6. Coucous (Cuculidae). *Zoosystema*, 21: 379-402.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2001a.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 8: Rapaces diurnes (Accipitridae), 1<sup>ère</sup> partie. *Zoosystema*, 23: 173-190.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2001b.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 9: Rapaces diurnes (Accipitridae), 2<sup>e</sup> partie. *Zoosystema*, 23: 619-633.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2002.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 12: Faucons et Caracaras (Falconidae). *Zoosystema*, 24: 471-482.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2008a.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 16: Perroquets (Psittacidae). *Zoosystema*, 30: 463-499.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2008b.– List of type spec-



- imens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 18. Coraciiformes. *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 177: 1-25.
- VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2008c.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 19. Trogoniformes, Galbuliformes and Piciformes (Part 1: Capitonidae, Indicatoridae, Rhamphastidae). *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 177: 119-144.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2010.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 20. Piciformes (Part 2: Picidae). *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 179: 7-26.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2011a.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 21. Strigiformes. *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 180: 9-30.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2011b.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 22. Charadriiformes (Part 1: Stercorariidae, Laridae, Sternidae, Alcidae). *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 180: 39-56.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2012.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 23. Charadriiformes (Part 2: Rostratulidae, Haematopodidae, Charadriidae, Scolopacidae, Recurvirostridae, Glareolidae). *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 181: 27-58.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2015.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 25. Gruiformes (Mesitornithidae, Turnicidae, Rallidae, Heliornithidae, Rhynochetidae and Otidae). *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 184: 51-73.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2016a.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 26. Ptilonorhynchidae, Paradisaeidae and Corvidae. *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 185: 37-64.
  - VOISIN (C.) & VOISIN (J.-F.) 2016b.– List of type specimens of birds in the collections of the Muséum national d'Histoire naturelle (Paris, France). 27. Phoenicopteridae and Anatidae. *Journal of the National Museum (Prague), Natural History Series*, 185: 65-75.
  - VOISIN (C.), VOISIN (J.-F.), JOUANIN (C.) & BOUR (R.) 2004.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 13: Gangas et Pigeons (Pteroclididae et Columbidae), première partie. *Zoosystema*, 26: 107-128.
  - VOISIN (C.), VOISIN (J.-F.), JOUANIN (C.) & BOUR (R.) 2005.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 14: Pigeons (Columbidae), deuxième partie. *Zoosystema*, 27: 839-866.
  - VOISIN (C.), VOISIN (J.-F.), JOUANIN (C.) & BOUR (R.) 2008.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 17: Pigeons (Columbidae), complément. *Zoosystema*, 30: 773-779.
  - VOISIN (J.-F.) 1992.– Liste provisoire des types d'oiseaux du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 1. Pélécaniformes. *Oiseau et R.f.O.*, 62: 162-172.
  - VOISIN (J.-F.) 1995.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle (France). 3. Podicipédiformes. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, 4<sup>e</sup> série - section A - Zoologie, Biologie et Écologie animales*, 17: 345-351.
  - VOISIN (J.-F.) & MOUGIN (J.-L.) 2002.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris. 11: Manchots (Spheniscidae). *Zoosystema*, 24: 187-190.
  - VOISIN (J.-F.), MOUGIN (J.-L.) & JOUANIN (C.) 1997.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle (France) 5. Procellariiformes (avec une note sur les catalogues du Laboratoire des Mammifères et Oiseaux). *Zoosystema*, 19: 757-768.
  - VOISIN (J.-F.), SOMADIKARTA (S.) & NGUYỄN QUANG (P.) 1999.– Liste des types d'oiseaux des collections du Muséum national d'Histoire naturelle (France). 7. Martinets (Hemiprocniidae et Apodidae). *Zoosystema*, 21: 573-580.
  - WEIR (J.T.), HADDRATH (O.), ROBERTSON (HA.), COLBOURNE (R.M.) & BAKER (A.J.) 2016.– Explosive ice age diversification of kiwi. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, 113: E5580-E5587.
  - WINKER (K.) 2000.– Obtaining, preserving, and preparing bird specimens. *Journal of Field Ornithology*, 71: 250-297.
  - WOJNARSKI (J.C.Z.), MURPHY (B.P.), LEGGE (S.M.), GARNETT (S.T.), LAWES (M.J.), COMER (S.), DICKMAN (C.R.), DOHERTY (T.S.), EDWARDS (G.), NANKIVELL (A.), PATON (D.), PALMER (R.) & WOOLLEY (L.A.) 2017.– How many birds are killed by cats in Australia? *Biological Conservation*, 214: 76-87.
  - ZYSKOWSKI (K.) & PRUM (RO.) 1999.– Phylogenetic Analysis of the Nest Architecture of Neotropical Ovenbirds (Furnariidae). *The Auk*, 116: 891-911.

