ETUDE DE LA CHEVÊCHE D'ATHENA

Protocole minimal commun pour le suivi de la Chevêche d'Athéna *(Athene noctua)* par capture-recapture en nichoirs dans le cadre d'un programme personnel de baguage en France.

Par Olivier Hameau[1], Loïc Hardouin[2], Patrick Lecomte[3], Muriel Penpeny-Lecomte[3,4], Bertrand Scaar[5], David Sève[6] & Pierre-Yves Henry[2]

[1] Ligue pour la Protection des Oiseaux Provence-Alpes-Côte-d'Azur, en collaboration avec le PNR du Luberon, olivier.hameau@lpo.fr, [2] Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d'Oiseaux, Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, loic.hardouin@gmail.com, henry@mnhn.fr [3] Réseau Etudes Chevêche, etudes-cheveche@orange.fr, [4] Centre Ornithologique Ile de France, [5] Ligue pour la Protection des Oiseaux Alsace, scaar.bertrand@neuf.fr, [6] Breuil-Bois-Robert (78), en collaboration avec ATENA 78, PNR de la Haute Vallée de Chevreuse et NaturEssonne, asdtheopaul@club-internet.fr.

Version : 1.0
Date : 09/02/2015

Citation recommandée: Hameau *et al.* (2014) Protocole minimal commun pour le suivi de la Chevêche d'Athéna (*Athene noctua*) par capture-recapture en nichoirs dans le cadre d'un programme personnel de baguage en France. Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, France. 23 pages. Disponible sur : http://crbpo.mnhn.fr/spip.php?article43&lang=fr

I. – POUR LA CARACTERISATION DE LA ZONE D'ETUDE SONT INDISPENSABLES :

- **Définition de la zone d'étude**. Idéalement, elle est définie par des barrières géographiques ou d'habitats existants. Sinon, en habitat homogène, elle devrait tendre vers une forme ronde (pour minimiser les effets de bord).
- **Définition de la population étudiée.** Connaissance des effectifs locaux (cartographie des mâles chanteurs avant le déploiement des nichoirs). Après la pose des nichoirs, il faut évaluer la part des mâles nichant dans les nichoirs (le reste étant a priori en cavité naturelle). Une approche approximative, mais simple, est de combiner le recensement auditif des mâles (qui donne le nombre minimal de mâles, N) et le nb de nichoirs occupés pour reproduction ($N_{nichoir}$). Un indice du pourcentage de la population se reproduisant en nichoir est alors calculé comme $N_{nichoir}$ / N.
- **Taille visée de l'échantillon suivi :**
    - Au minimum **30 nichoirs** distribués de manière homogène dans l'habitat favorable à la chevêche de la zone d'étude (densité entre 0.5 et 1 nichoir / km²)[1]**.** Pour les sites où un mâle chanteur a été localisé, le nichoir sera placé le plus proche possible de ses places de chant (idéalement, places de chants identifiées en mars-avril, période où les mâles sont a priori le plus cantonnés)[2]. Dans les populations à faible densité, ou les corridors, si deux territoires avec mâle chanteur sont à plus de 2 kms l'un de l'autre, il faudra placer des nichoirs intermédiaires de manière à atteindre la densité minimale

[1] *Conseil pour les débutants* : Le suivi par baguage d'un parc de nichoir demande un effort de temps de terrain important (fortes contraintes de temps et de déplacements inhérentes à ce type de programme). Il faut donc s'assurer de la faisabilité sur le long-terme. Si cela correspond aux objectifs locaux, on pourra centrer la zone d'étude autour du domicile du/des bagueur(s) du PP.

[2] *Facultatif : on peut vouloir placer systématiquement deux nichoirs par territoire, afin de maximiser les chances qu'au moins un des deux soit disponible pour la chevêche chaque année. Ces doubles nichoirs ne comptent que pour '1 nichoir' pour le calcul de la densité de nichoir à déployer.*

de 0,5 nichoir/km². Ces nichoirs intermédiaires, dans des sites inoccupés, pourront être occupés à l'avenir en cas d'expansion de la population, ou permettront l'installation de territoires transitoires par des mâles colons ou non-reproducteurs. Tous les nichoirs seront géolocalisés précisément (cf. III.4).

  - Dans l'idéal, un minimum de **15 couples** devrait être suivi par programme personnel, soit dès le début, soit à terme après effet de la pose des nichoirs sur l'accroissement de la population reproductrice.

- **Durée du suivi : 5 ans minimum** dans les conditions exposées ci-dessous pour donner des résultats exploitables.
- **Construire le PP en relation avec les acteurs locaux** mobilisés sur l'espèce et/ou gestionnaires des milieux qu'elle fréquente : propriétaires-agriculteurs et leurs organisations, structures naturalistes ou environnementales (associations, communautés de communes, maisons départementales de l'environnement etc.) pour mener une action de baguage efficace et durable dans le prolongement de leur action de protection.

II. - OBJECTIFS DU SUIVI PAR BAGUAGE / CAPTURE-MARQUAGE-RECAPTURE

- **Quantifier la survie**, **le recrutement et le mouvement des individus par le marquage des adultes et des poussins, et le contrôle des marqués** (capture physique, ou identification de manière indirecte (*Cf. ANNEXE 1).*
- **Etudier l'effet des facteurs environnementaux sur le fonctionnement démographique des populations** (tels que habitat, connectivité entre zones d'habitat favorable, climat, ressources trophiques, caractéristiques du site de nidification ; à définir en fonction des objectifs de chaque programme personnel).
- **Il est indispensable de prendre en compte également la fécondité, et il faut donc quantifier les paramètres de reproduction**. Toutefois, le suivi de reproduction sort du cadre strict des programmes personnels de baguage, il peut être effectué par des personnes "non-bagueurs" et est traité dans une fiche technique spécifique.

TRES IMPORTANT : **Les études reposant sur l'analyse de données de capture-marquage-recapture imposent une maximisation du nombre de données de :**

- **contrôles des individus marqués, femelles et mâles** (ces derniers étant plus difficilement capturables que les femelles, le protocole prévoit un effort de capture important, et l'utilisation de méthodes de contrôle sans capture physique qui peuvent s'avérer plus efficaces). *Cf. ANNEXE 1*.
- **reprises**, en informant les propriétaires et habitants, les services techniques (Commune, Conseil général et Direction départementale du territoire pour la mortalité liée au trafic routier) et les centres de soin de la zone d'étude de l'importance de reporter les découvertes d'oiseaux bagués morts. Pour rappel, pour renseigner correctement une reprise, il est nécessaire de demander à l'informateur : l'inscription complète sur la bague, la date de découverte, l'état du cadavre (afin d'en estimer la date approximative de la mort), la localisation la plus précise possible, la cause potentielle de la mort (cf. CIRC REP dans le guide de saisie des données de baguage du CRBPO pour la définition des causes standards de mortalité telles que définies par EURING), et ses coordonnées (postales, email, téléphoniques).

III. - MODES OPERATOIRES

III.1 - Relevé de la biométrie des poussins en nichoir

- **Baguage** des poussins âgés d'environ 15 - 25 jours (cf. ANNEXE 3).
- **Biométrie** : mesure de la masse, de la rémige RP3 et du tarse. *Cf. ANNEXES 2 et 3.*
  Facultatif : on peut mesurer la RP3 gauche et la RP3 droite. Cela permet (i) d'avoir une mesure moyenne de RP3, et donc un âge estimé plus proche de l'âge réel, (ii) d'avoir un indice d'homogénéité du développement, les individus les plus asymétriques (c'est-à-dire avec une grande différente de longueur entre les deux RP3) étant probablement des individus ayant eu des conditions de croissance peu favorables (soit du fait de leur propre constitution, p. ex. génétique, soit du fait de mauvaises conditions environnementales). Cette mesure d'asymétrie fluctuante peut être un indicateur utile de condition des individus. Par principe, afin de pouvoir quantifier la répétabilité des mesures par bagueur, il est préférable de répéter chaque mesure 3 fois, et de noter ces trois valeurs. Toutefois, pour l'archivage informatique des données au CRBPO, seule la valeur moyenne sera transmise.
- **Sexage moléculaire** par prélèvements de 6 tectrices par individu. *Cf. ANNEXE 4*.
  Ce prélèvement de plumes servira également pour des études ultérieures sur la condition physiologique des individus (longueur de télomères) et la génétique des populations.
- **Détermination de la date d'éclosion (début)** : la date est calculée directement à partir de la mesure de RP3[3]. Si le résultat est exactement médian on arrondira au jour entier supérieur sur le bordereau de baguage (ex : 22,5 j. = 23 j.).

Remarque : Seul est indispensable le nombre de PULLI réellement envolés[4] par nichoir pour un suivi à minima de la reproduction.

III.2 - Relevé de la biométrie des adultes et prélèvements de plumes.

- **Biométrie des adultes reproducteurs** (masse et LP à refaire à chaque capture, tarse à refaire au moins une fois à l'âge adulte (idéalement à 2A et +2A).
  Cf. ANNEXE 2.
- **Détermination de l'âge.** *Cf. ANNEXE 3. P*ossibilité de prendre des photos, si possible des 2 ailes, des individus capturés pour détermination et / ou confirmation *a posteriori*. Réaliser 2 gros plans/aile : pointe des 2 premières RP + CP / GC externes + GC internes / éventuellement une 3ème vue, des RT, si en mue.
  Remarque : Prévoir d'essuyer et de lisser les RP d'un plumage mouillé ou souillé pour garantir une analyse postérieure fiable.
- **Détermination du sexe de tous les oiseaux capturés** par prélèvement de 6 tectrices[5] – *Cf. ANNEXE 4*).

III.3 - Modalités pour la capture et recapture des individus volants. *Cf. MASQUE DE SAISIE VISITES_NICHOIRS (doc. xls)*

Principe général : il faut au minimum trois essais de capture par adulte par période de reproduction sur tous les individus utilisant les nichoirs de la zone d'étude. Le protocole est donc pensé pour satisfaire cette contrainte des méthodes d'analyse qui seront à utiliser

[3] NB : *RP3 = 2ème rémige primaire visible en partant de l'extrémité de l'aile (Juillard 1984).*

[4] *Les pulli "réellement" envolés = poussins bagués - reprises poussins dans le nichoir après envol* (bagués ou pas) par nichoir pour un suivi à minima de la reproduction.

[5] Le prélèvement est réalisé sur tous les oiseaux capturés. Le sexage moléculaire se fera pour les individus dont on ne connaît pas déjà le sexe. Les plumes restantes pourront servir à des études complémentaires sur la génétique des populations.

ultérieurement. Toute session de capture supplémentaire est encouragée, l'idéal étant d'avoir au moins 5 essais de capture par adulte par an

1er essai de capture : visite diurne de tous les nichoirs entre mi-janvier et début mars

Dans cette période précédant la ponte, il y a une part des adultes qui passent la journée dans le nichoir, en couple, et donc de bonnes chances de capturer des mâles. Relever les conditions de visite (date, heure de passage, captures, non capture : pas de fréquentation, fréquentation récente probable, présence de cuvette(s), conditions météo. *Sur la base de visites de nichoirs réalisées dans les Yvelines et en Vaucluse durant l'hiver 2013-14, les taux de capture moyens observés (nombre d'individus capturés pour 100 nichoirs visités), sans différence majeure entre les deux secteurs, sont respectivement de 22,7 en janvier (n = 88 nichoirs visités), 11,6 en février (n = 129 nichoirs) et 6,2 en mars (n = 161 nichoirs).*

2ème essai de capture : capture au filet avec repasse pour les nichoirs fréquentés à la session 1 mais avec capture incomplète des adultes (soit présence de pelotes et/ou d'une cuvette dans les copeaux mais sans aucun oiseau, soit seulement un des deux oiseaux capturé) entre mi-mars et mi-avril" [6] (*Cf. ANNEXE 1*).

3ème essai de capture : visite diurne de tous les nichoirs de la zone d'étude pendant la semaine suivant l'éclosion en mai (la période précise est à définir chaque année, en fonction des dates de ponte).

C'est la période privilégiée pour la capture des femelles. Celles-ci stationnent dans les nichoirs quelques jours encore après l'éclosion pour la thermorégulation et le nourrissage des poussins. Plusieurs passages peuvent donc s'avérer nécessaires pour un même nichoir sachant que **la capture des femelles sur ponte est exclue** et que la manipulation des femelles en présence de trop jeunes poussins (< à 5 jours, en duvet blanc) est déconseillée. Il est également déconseillé de manipuler une femelle qui semble stressée (forte agitation, comportement d'intimidation).
Pour un même secteur géographique, les éclosions s'étalent sur un mois environ (hors pontes de remplacement). Le calcul d'une date moyenne pour le commencement des visites se fera donc en considération de la connaissance locale de l'espèce et du secteur géographique avec la possibilité d'affiner cette date à partir d'un suivi par observation (aux jumelles ou en éclairant l'intérieur du nichoir sans ouvrir celui-ci.

4ème essai de capture : en période d'élevage des jeunes (Juin - Juillet) sur les sites où un adulte (en général le mâle) n'a pas encore été capturé **: idéalement lors du baguage des jeunes, ou lorsque les jeunes sont déjà bagués et encore dans le fond du nichoir** (15 à 25 jours) pour maximiser les chances de capture des mâles pas encore capturés pour l'année en cours (donc pas capturés aux essais 1 à 3). Nous n'avons pas à disposition de données chiffrées qui permettent ici de conseiller une technique plutôt qu'une autre. La technique recommandée, et la plus facile à standardiser entre études, est la capture au filet avec repasse. D'autres techniques ont été testées avec une efficacité toutefois limitée : utilisation d'un piège disposé à l'entrée du nichoir (*Cf. ANNEXE 1*), filet tendu devant l'entrée du nichoir, cage-piège avec proie vivante disposée au pied du nichoir. Toutes ces techniques sont à pratiquer dans de bonnes conditions météo en raison du dérangement assez important à cette période. Eviter juste avant ou juste après un épisode pluvieux par exemple. Noter les conditions de capture.

[6] Dans le sud de l'Espagne, certains oiseaux peuvent ne pas être cantonnés jusqu'à fin mars (Zuberogoitia et al. 2011)

***5ème essai de capture : visite diurne de tous les nichoirs entre le 15 septembre et le 1er novembre*.** Cette session de capture a pour vocation de pouvoir distinguer la survie post-reproduction (entre la reproduction et l'hiver) de la survie hivernale (entre l'automne et la période de reproduction), notamment pour les individus de 1ère année car la survie juvénile lors du premier hiver aurait une forte influence sur la tendance démographique de la population (*van der Jeugd et al. 2010*).

Sessions supplémentaires facultatives :

- ***En reproduction (15/05 et 15/07)** : 1 à 3 fois supplémentaires*
- ***Pour les individus en cavité naturelle**, on peut tenter de les capturer avec la méthode du filet + repasse (Cf. ANNEXE 1) mais il faut prévoir de faire au moins 3 tentatives de capture par territoire identifié par an.*

Perspective d'évolution de la méthode de recapture à court terme (quelques années): le marquage systématique avec un transpondeur, et identification automatisée avec un lecteur RFID (*Cf. ANNEXE 1*), semble la méthode d'avenir pour maximiser les contrôles de chevêche se reproduisant en nichoir (voir même en cavité naturelle), et optimiser le temps (et diminuer le dérangement) associé à la capture des adultes non-marqués. Toutefois, la méthode n'étant pas finalisée (en test dans le PNR du Luberon par O. Hameau & A. Millon), elle ne peut pas encore être recommandée comme la méthode de base pour tous les programmes personnels.

III.4 – Géolocalisation précise de chaque capture, recapture et reprise

La quantification de la dispersion natale et de reproduction est souvent au centre des questions à traiter avec les données de CMR sur chevêche. Il est donc indispensable de géolocaliser de la manière la plus précise possible (± 5 m) chacune des données collectées.

Ainsi, pour chaque donnée, il faut renseigner la coordonnée géographique exacte (telle que relevée avec un GPS, ou via Google Map – procédure disponible auprès de P.-Y. Henry). Pour les données de baguage et contrôle collectées dans les nichoirs, il suffit de géolocaliser précisément une fois tous les nichoirs, puis d'attribuer chaque donnée au numéro de nichoir correspondant. Important : pour qu'il n'y ait pas de problème à l'importation de vos données dans la base CRBPO, il faut que chaque coordonnée géographique soit associée à un nom de lieu-dit unique. En pratique, cela revient à donner à chaque localité le nom du lieu-dit, suivi du nom de nichoir (p. ex. Ferme des chouettes, 143). Deux formats sont possibles pour les coordonnées géographiques:

- Degrés décimaux avec LAT au format XX.XXXXXX, et LON au format (-)X.XXXXXX. Attention à ne pas oublier le signe pour la longitude : signe '-' pour les longitudes 'ouest', et rien pour les longitudes 'est' ;
- Dégrés-minutes-secondes, avec LAT au format NXX°XXXX.X'', et LON au format E/WXX°XX'XX.X''.

Remerciements

Nous remercions toutes les organisations ou réseaux avec lesquelles nous collaborons à des suivis de populations de Chevêches d'Athéna, en particulier ATENA 78, le Centre Ornithologique Ile-de-France, les Ligues pour la Protection des Oiseaux Alsace et Provence-Alpes-Côte-d'Azur, les Parcs naturels régionaux de la Haute Vallée de Chevreuse, du Luberon et du Vexin français, NaturEssonne, la Petite Camargue Alsacienne, le Réseau Chevêche Ile-de-France, la Station Ornithologique de Munchhausen, ainsi que les propriétaires qui nous donnent accès à leurs terrains et les nombreux bénévoles rendant ces suivis possibles. Les apports et conseils de nombreuses personnes ont permis d'améliorer ce protocole commun de suivi par baguage, notamment Marc Baumann, François Criscuolo, Olivier Dehorter, Jean-Claude Génot, Gérard Grolleau, Paul Koenig, Laurent Lavarec, Pascaline Le Gouar, Alexandre Mari, Nicolas Maupomé, Nicolas Minéry, Alexandre Millon, Patrick Mulot, Dominique Robert, Lucien Schmitter et Sandrine Zahn.

ANNEXE 1 : EXEMPLES DE TECHNIQUES DE CAPTURE / CONTRÔLE

NB **:** Il est conseillé de relever différents paramètres (technique utilisée, date, heure de début de repasse, heure de capture, conditions météo etc.) pour chaque tentative de capture (fructueuse ou non) afin de pouvoir évaluer plus précisément l'efficacité des différentes techniques utilisées sur la base de données chiffrées. *Cf. MASQUE DE SAISIE VISITES_NICHOIRS (doc. xls).*

I. - La visite de nichoir

Il est conseillé d'obturer l'entrée du nichoir (avec un linge par ex.) avant son ouverture pour éviter l'envol d'un oiseau. **La visite des nichoirs pour capture des adultes en période d'incubation est proscrite.**

II. - La capture au filet

Le filet (maille 30x30 conseillée) est installé de nuit, à moins de 50 mètres du nichoir. La repasse est centrée au pied du filet (toutes les diodes du poste masquées!), le volume réglé de façon modérée (pas trop fort). Durée de la repasse (composée uniquement du hululement du mâle) : 4 x 5mn avec une visite toutes les 5 mn si aucune réponse sur site ou à l'arrêt du chant du mâle sur site. La repasse est stoppée à la première capture.

III. - Le nichoir-piège : exemple de boîte piège "maison"

Le principe est de capturer l'oiseau lors du nourrissage des jeunes. Le système doit donc s'adapter à la forme du tube anti-prédation. Moins il sera remarquable, meilleures seront les chances de capturer rapidement un oiseau qui ne sera pas perturber et de minimiser le dérangement.
Ces captures s'opérant de nuit, un système de lampe témoin relié à la porte pour alerter le bagueur à distance que le piège s'est refermé est très appréciable mais doit rester discret quand il n'est pas allumé ! On peut également prévoir un déflecteur de lumière, rendu visible une fois la porte rabattue en éclairant à distance.
Le système s'emboîte ici dans le tube anti-prédation d'origine. Il est maintenu fixe par les bandes de mousse noires collées sur sa partie extérieure. (*Cf*. vues de côté)

Vues de côté, avec lampe témoin et trappe de contrôle ouverte

Vue de face et vue de derrière, avec judas condamné (évite blessure potentielle)

Vue intérieure système armé et système désarmé

IV. - Le marquage RFID

Les oiseaux, en plus de la bague métallique, sont équipés d'une bague munie d'une puce électronique (RFID). Ces bagues, initialement utilisées pour le baguage des pigeons domestiques sont en plastique, pèsent moins de 1g, et présentent un diamètre de 8,5 mm. Elles sont donc parfaitement adaptées au baguage d'une espèce comme la Chevêche. Chaque bague possède un code de lecture unique permettant d'individualiser les chevêches ainsi marquées. Le lecteur peut être conçu sur mesure ou se trouver sur le marché (antenne + data-logger). Attention à bien vérifier la compatibilité des puces RFID avec le lecteur !

Avantages et inconvénients du procédé

Avantages :

- Son efficacité (placé dans un nichoir, le lecteur détecte et lit automatiquement la puce équipant la bague de l'oiseau). Selon le modèle, l'antenne de détection peut être placée sur le plancher du nichoir (l'oiseau marche dessus) ou au niveau du trou d'accès (l'oiseau "traverse" l'antenne). Les données sont récupérables sous forme de tableur (xls.) indiquant n° de puce, date et heure de passage.
- Limite le dérangement en période de reproduction (le lecteur peut être placé et retiré sans même ouvrir le nichoir).

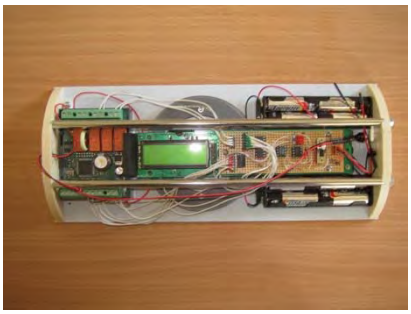
- Coût limité des bagues < 1€ la bague (tarif 2012).
- Aucune perte de bague observée jusqu'à présent (oiseaux en captivité plusieurs mois et contrôles en nichoirs).

Inconvénients :

- Marquage de la totalité des poussins avec bague métallique et bague porteur de transpondeur, et il reste la nécessité de capturer les individus non-marqués (nés en cavité naturelle, nichoirs inaccessibles ou immigrants)
- Coût encore élevé du lecteur pour la commande d'un petit nombre d'unités

Photo ci-dessous : Lecteur conçu sur mesure pour constituer le plancher d'un tube anti-prédation. Le lecteur est amovible; la bague est lue lors des allées et venues de l'oiseau dans le nichoir.

Dessous



Dessus : plancher

Nichoir équipé d'un tube anti-prédation

Evaluation "à dire d'experts" des systèmes expérimentés

	Efficacité du système	Dérangement	Investissement temps	Coût financier
Nichoir "piège" (en reproduction seulement)	+ Mais impose un modèle de nichoir adapté	+/-	+	-
Filet devant l'entrée du nichoir (durant l'élevage des jeunes âgés de 15 à 25 jours)	+ Mais praticable uniquement pour les nichoirs bas et accessibles	+/-	+/-	-
Filet & repasse (pré-reproduction, élevage des jeunes, automne)	+/-	+	+	-
Enregistrement pour reconnaissance vocale	-/0 En l'état actuel de l'utilisation de cette méthode pour estimer la survie	-	+	+
Lecteur RFID (toute l'année sans dérangement)	+	0	+/-	+

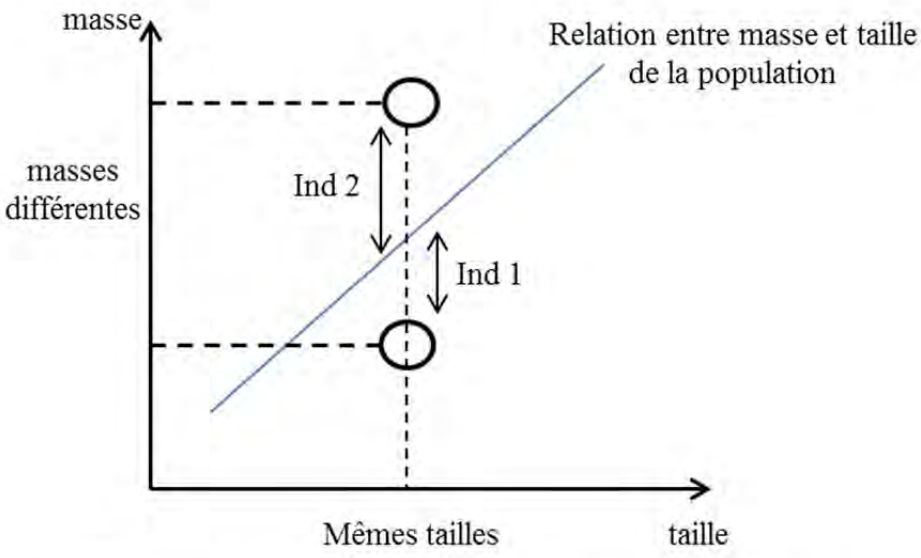
+ : Elevé +/- : Moyen - : Faible 0 : Nul

ANNEXE 2 : MESURE DU TARSE

Dans notre proposition de protocole commun, nous vous avons suggéré de mesurer le tarse. Même si certains seront certainement très familiers avec cette prise de mesure, elle s'est avérée dans notre cas parfois difficile à prendre ou prise de manière différente entre bagueurs. Il s'agit donc simplement de rappeler l'intérêt de cette prise de mesure et enfin de trouver un consensus afin que tout le monde prenne cette mesure de manière identique.
Tout d'abord pourquoi mesurer le tarse alors que nous mesurons l'aile pliée qui constitue déjà un indice de taille ?

POURQUOI MESURER LE TARSE ?

1) Les indices de taille nous permettent en premier lieu de corriger la masse corporelle, et de nous donner des indices de condition corporelle. Comme tout un chacun et chez les oiseaux aussi, un individu peut être plus ou moins lourd / léger et plus ou moins grand / petit. La masse corporelle et l'indice de taille (ou les indices de taille) permettent ainsi de prendre en compte ces différences masse / taille et de dégager des indices de condition qui nous diront si l'individu est en plus ou moins bonne / mauvaise condition. Bien entendu ces indices sont calculés de manière relative à la population étudiée et également en fonction du sexe (en particulier en présence d'un dimorphisme sexuel comme c'est le cas chez la chevêche). Voir l'illustration ci-dessous : l'exemple pris est celui de deux individus de mêmes tailles et de masses différentes, la relation entre la masse et la taille est établie à l'aide de tous les individus mesurés et pesés de la population étudiée).



L'individu 1 se situe en dessous de la relation masse / taille de la population. Son indice de condition sera donc négatif = moins bonne condition que l'individu 2.

La distance du point de l'individu par rapport à la relation taille / masse de la population dit si la condition est plus ou moins bonne ou mauvaise en fonction de la population.

2) Ensuite la longueur de l'aile pliée n'est pas le meilleur indice de taille, puisqu'elle se base en tout cas en partie sur la longueur des rémiges primaires. Cependant, le stade de

croissance, l'âge de l'oiseau, les problèmes rencontrés en cours de croissance (par exemple carences ou autres), et enfin la saison (soit l'état d'usure des rémiges) peuvent être autant de sources de variations qui éloignent la longueur de l'aile de la mesure de taille recherchée, et donc diminue sa pertinence pour le cacul d'un indice de condition corporelle.

3) La longueur du tarse représente une mesure uniquement basée sur la longueur d'un élément du squelette : le tarso-métatarse. Cette mesure est donc moins sujette à des biais de mesures (outre les biais induits par celui/ceux qui mesurent !). Enfin la longueur du tarse peut soit être utilisée seule dans le calcul de l'indice de condition ou être utilisée en combinaison avec la mesure de l'aile pliée afin de rendre encore plus pertinent cet indice.
4) La longueur du tarse paraît être une mesure particulièrement intéressante chez la chevêche car elle semble très variable selon les individus mais également entre sexes. En effet il est important de trouver des indices de taille qui vont fortement varier afin de comparer de manière standard les individus d'une population, et entre populations.
5) *La mesure 'tête+bec' est facultative. Elle est pratiquée en Suisse, en Allemagne et en Alsace sur la chevêche. Mais elle ne nous a pas semblé utile car, au-delà de la difficulté pour standardiser la prise de mesure, elle ne semblait pas être un bon indicateur de taille chez les adultes (mesure non-corrélée à la longueur du tarse).*

COMMENT MESURER LE TARSE ?

En théorie : la mesure de la longueur du tarse (± 0.1 mm) s'effectue avec un pied à coulisse en ses deux extrémités : 1) au niveau l'articulation entre le tibia et le tarso-métatarse, qui est marquée par l'arête calcanéenne formant une petite boule visible à l'œil, 2) au niveau de l'articulation entre le tarso-métatarse et les doigts.

En pratique, voici une photo (photo 1) pour illustrer cette prise de mesure.

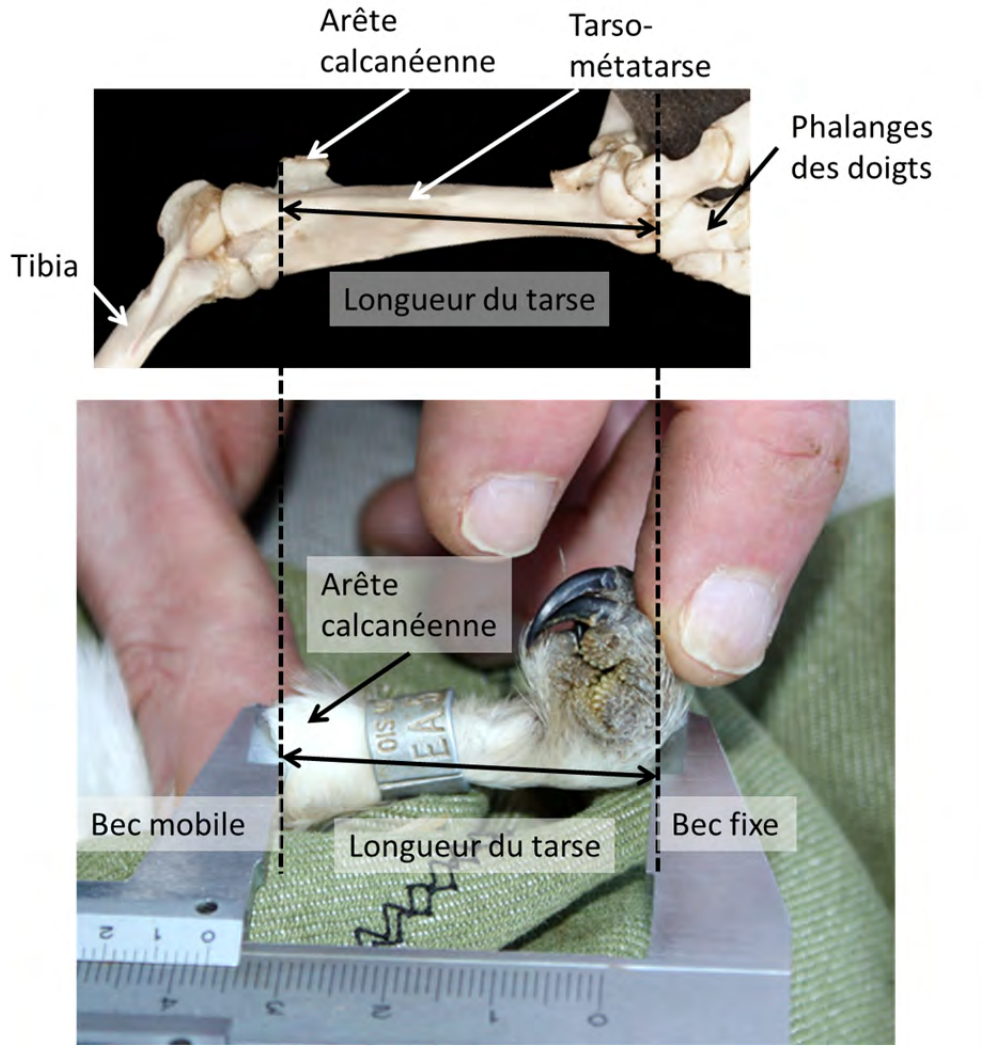


Photo 1

La position du bagueur : Il est indispensable d'avoir les deux mains libres. L'oiseau posé sur le sol ou sur soi en fonction des préférences et de la situation. Une main tient le pied à coulisse, l'autre tient le tarse... Dans l'illustration, le pouce est placé derrière le tibia, le majeur ramène les doigts vers soi, et l'index peut être posé sur le tarse. Il est indispensable quelle que soit la position que vous adoptiez (voir aussi photo 2 pour une éventuelle variation), de ramener le plus possible les doigts à quasi angle droit avec le tarse, même si les doigts très recourbés et crispés de la chevêche n'aide pas.

La position du pied à coulisse : Il convient donc de placer **le bec fixe** du pied à coulisse au plus bas des doigts et dans l'alignement du tarse (le point de mesure usuellement recommandé par le CRBPO à cet endroit est la fameuse « écaille », mais la patte chez la chevêche étant très emplumée, ceci est rendu impossible). Regardez la position du bec fixe au début de la mesure pour être certain de votre position. **Le bec mobile** du pied à coulisse prend lui appui sur le côté externe (par rapport au tarse) de l'arête calcanéenne au niveau de l'articulation tibia-métatarse.

Pour finir : La photo 2 montre simplement une variation possible dans la position des doigts et la photo 3 permet de revoir la photo 1 sans légende et moins cadrée sur le tarse.

Le principal reste de placer le pied à coulisse de manière correcte, les suggestions de position du bagueur restent à l'état de suggestion, chacun adopte la position dans laquelle il se sent à l'aise.

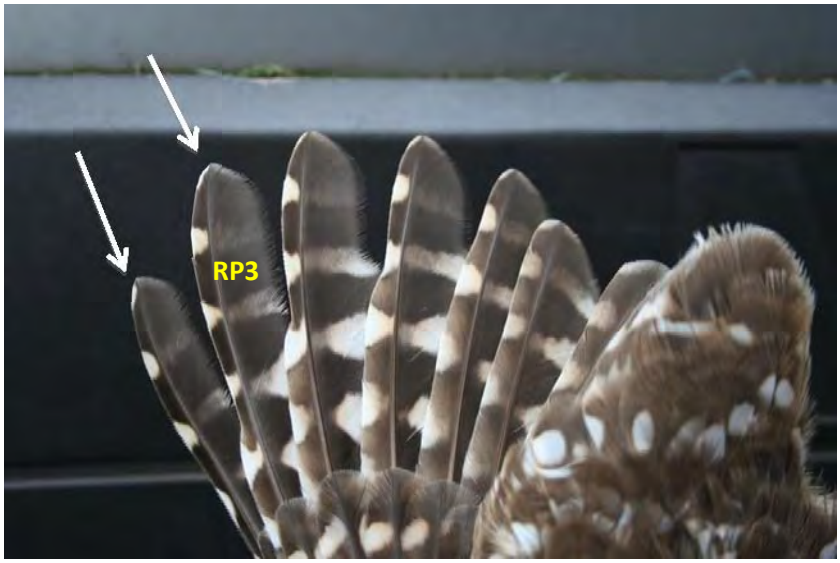
Photo 2

Photo 3

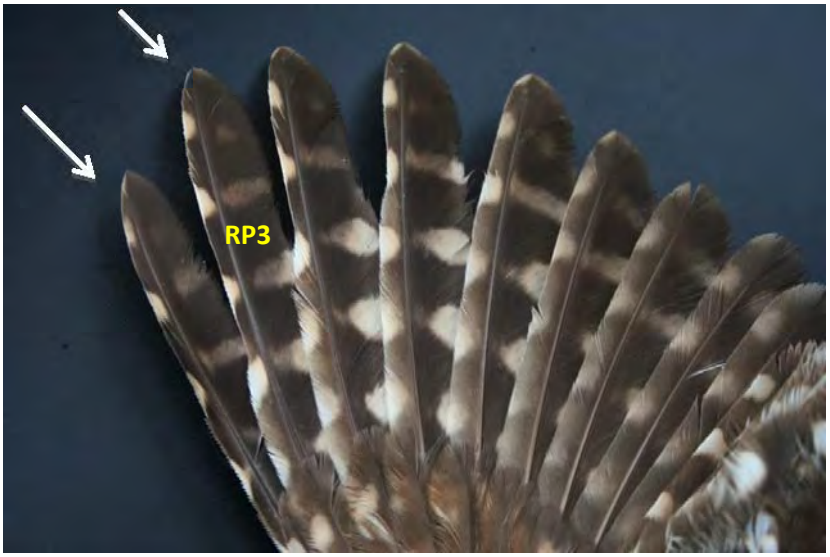
NB : le tarse emplumé chez la Chevêche ne rend pas cette mesure facile. Il est conseillé de prendre 3 mesures consécutives et d'en faire la moyenne pour limiter la variabilité. Dans l'idéal, les 3 mesures seront notées, afin de pouvoir quantifier la répétabilité de la mesure.

ANNEXE 3 : DETERMINATION DE L'AGE DES ADULTES EN MAIN (*Van Nieuwenhuyse & al. 2008*)

Principe. Au printemps, la distinction des individus de 2ème année civile (2A) de ceux plus âgés (+2A) est possible. Cette distinction est importante car cela donne une indication sur la dynamique locale de recrutement des nicheurs. En cas de doute, il est préférable de prendre le risque de se tromper, plutôt que de ne fournir aucune indication d'âge (quand l'âge n'est pas déterminé sur le terrain, l'individu risque d'être écarté dans les analyses). Pour rappel, pour toutes les catégories d'âge vous pouvez archiver votre degré de certitude de l'identification de l'âge en utilisant les codes adaptés (2A?, +2?). L'âge doit être ré-identifié en aveugle pour chaque recapture, sans regarder les mesures antérieures et sans corriger *a posteriori* les données au moment de la saisie. Ces identifications multiples et indépendantes sont la seule manière de quantifier la robustesse des critères d'identification.
Bien sûr, s'il s'agit de captures post-nuptiales/hivernales (avant le 31 décembre), les codes d'âge à utiliser seraient 1A (ou 1A?) et +1A (ou +1?)



Extrémités des 2 premières RP larges
(vexilles internes duveteux en "drapeau") &
pas de contraste avec les CP (également "fraiches")
= +2A



Extrémités des 2 premières RP pointues (vexilles internes nettement abrasés)
& CP brunes, "mangées" par le soleil
= 2A

DETERMINATION DE L'ÂGE DES POUSSINS (*Juillard 1984*)

La détermination de l'âge des poussins chez la Chevêche d'Athéna est établie à partir de la règle suivante :

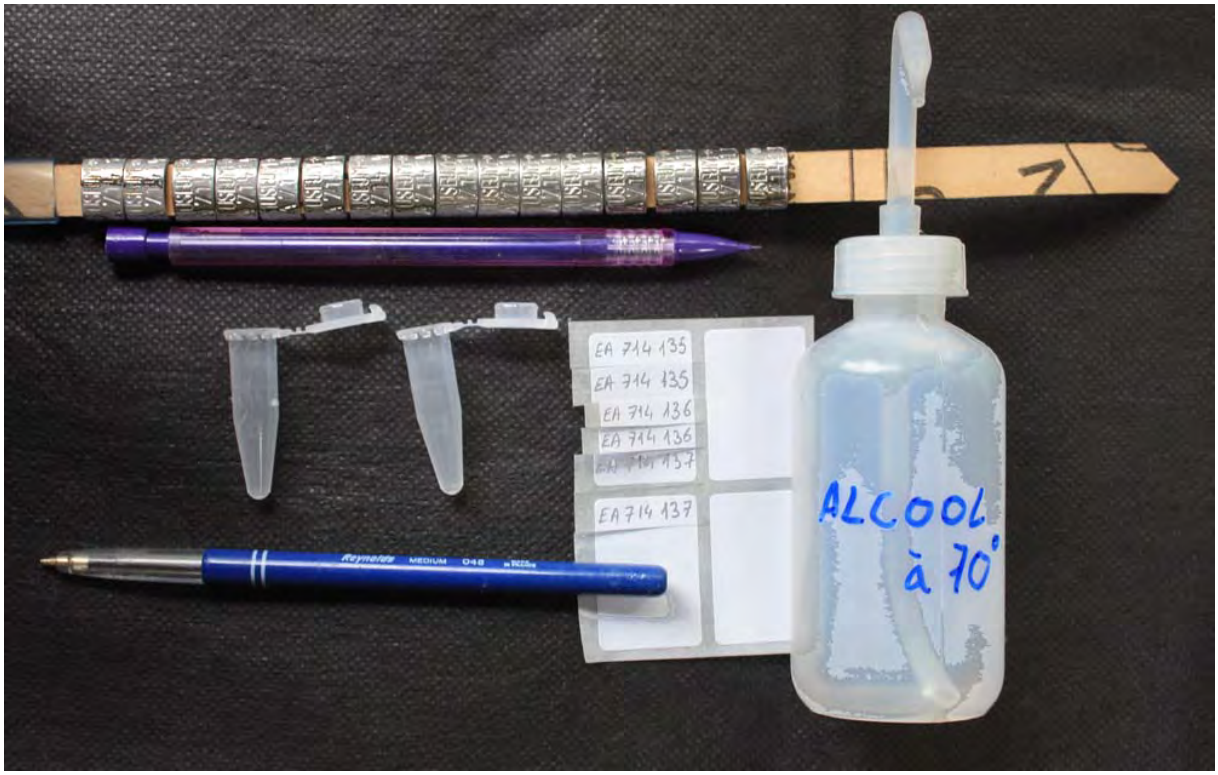
1) Si le tuyau de la RP3 mesure de 1 à 4 mm, le poussin est âgé de 10 ou 11 jours
2) Si le tuyau de la RP3 mesure entre 4 et 8 mm, il a 12 ou 13 jours ;
3) Si le tuyau de la RP3 mesure entre 8 et 12 mm, le poussin est âgé de 14 ou 15 jours
4) Après le 15ème jour et jusqu'au 35ème, c'est-à-dire tant que la plume mesure entre 12 et 75 mm, l'âge des poussins est déterminé à partir de la formule suivante : J = (L+36)/3,3 où J = âge du poussin en nombre de jours et L = longueur de RP3 en mm.

On peut également consulter la fiche N° 8 du 'Cahier Technique Chevêche' (http://rapaces.lpo.fr/sites/default/files/mission-rapaces/37/ctcheveche.pdf) pour un aperçu photographique de différents stades de croissance chez le poussin de Chevêche.

Longueur RP3 tube + étendard (mm)	Âge en jours	Longueur RP3 tube + étendard (mm)	Âge en jours
12	15	45	25
13	15	46	25
14	15	47	25
15	15	48	25
16	16	49	26
17	16	50	26
18	16	51	26
19	17	52	27
20	17	53	27
21	17	54	27
22	18	55	28
23	18	56	28
24	18	57	28
25	18	58	28
26	19	59	29
27	19	60	29
28	19	61	29
29	20	62	30
30	20	63	30
31	20	64	30
32	21	65	31
33	21	66	31
34	21	67	31
35	22	68	32
36	22	69	32
37	22	70	32
38	22	71	32
39	23	72	33
40	23	73	33
41	23	74	33
42	24	75	34
43	24	76	34
44	24		

ANNEXE 4 : PROTOCOLE DE PRELEVEMENT DE TECTRICES

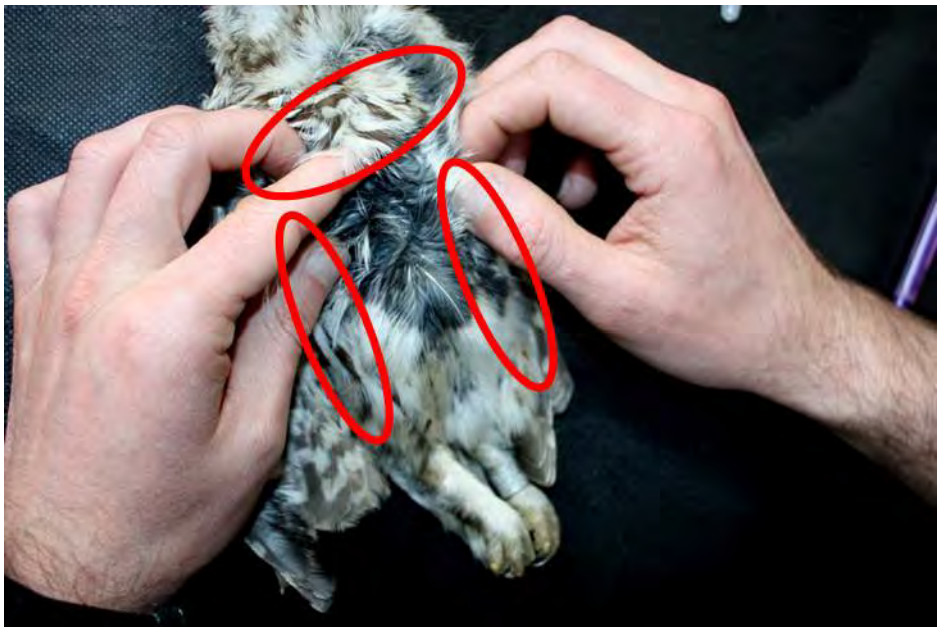
Etape 1 – Matériel nécessaire pour le prélèvement



Sur cette photo, vous avez tout le matériel utile aux prélèvements.

1) Deux Eppendorfs (clipsables 'safe-lock' de préférence, car beaucoup plus étanche) de 1.5ml pour répartir vos prélèvements en deux.
    a. Un Eppendorf contiendra deux tectrices et constituera votre prélèvement de « secours » et que vous garderez chez vous.
    b. Un deuxième Eppendorf contiendra quatre tectrices et constituera votre prélèvement principal, c'est-à-dire celui que vous transmettrez pour le sexage moléculaire (deux tectrices sont nécessaires pour l'extraction de l'ADN, nous assurons donc un possible échec de la première extraction en donnant 2 tectrices supplémentaires)
    c. Si vous n'en avez pas, vous pouvez trouver des Eppendorfs à cette adresse pour 40.90€ les 1000 pièces : (http://online-shop.eppendorf.fr/FR-fr/Pointes-tubes-et-plaques/Tubes/Tubes-Safe-Lock-Eppendorf-PF-8863.html)
2) Des étiquettes (autocollantes ou non) que vous aurez préalablement préparées (pour faciliter les manipulations sur le terrain) avec le N° de bague de l'oiseau.
3) Un crayon à papier pour écrire sur les étiquettes qui ne bavent pas en cas de fuite de l'alcool.
4) Enfin de l'alcool à **70° non modifié.** En pharmacie, il est d'usage de vendre de l'alcool à **70° modifié** de couleur jaune, (contenant entre autres produits du camphre), ce dernier **n'est pas adapté pour la conservation de vos prélèvements**. Les pharmaciens peuvent en revanche refuser de vendre de l'alcool à 70° non modifié (entre autre parce qu'il peut être consommé par des alcooliques). Il faut (par expérience) favoriser votre pharmacien habituel et lui expliquer l'utilisation que vous allez en faire. Normalement, on acceptera de vous en vendre.

Etape 2 – Localisation du prélèvement



Les tectrices doivent être prélevées sur les **flancs ou la poitrine**, la Chevêche sur le dos, vous pouvez écarter les plumes avec les doigts ou en soufflant dessus pour dégager les plumes.

Etape 3 - Isolement de la tectrice

Isoler une tectrice et l'attraper avec deux doigts au niveau du rachis. Il faut pouvoir l'extraire d'un coup sec. Avec votre autre main, vous pouvez maintenir la « peau » autour de la tectrice que vous allez extraire.

Etape 4 – Vue de la tectrice après extraction

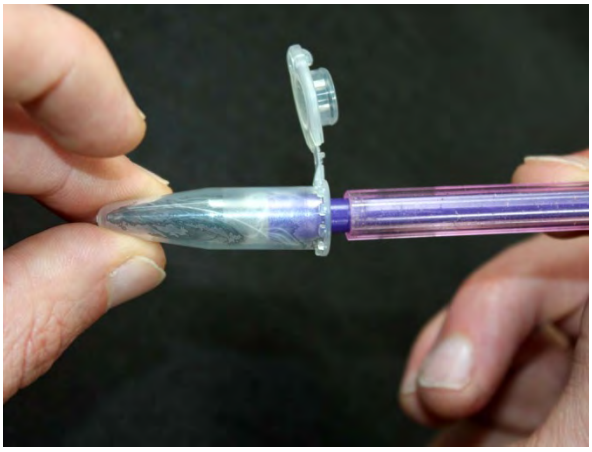
Une fois extraite vérifiez bien que le calamus, l'ombilicus inférieur et supérieur (c'est à dire le « bas » de la plume) soient intacts, c'est cette partie qui sera utilisée pour réaliser le sexage moléculaire. Le « bas » de la plume est facilement identifiable car plus transparente que le rachis (lui plus blanc).

Etape 5 – Placement de la tectrice dans l'Eppendorf

Le bas de la plume est mis en premier dans le tube, on s'assure ainsi un contact plus permanent avec l'alcool.

Répétez les étapes 3 à 5 jusqu'à avoir vos deux tubes Eppendorfs contenant respectivement deux et quatre tectrices.

Etape 6 –Quand les tectrices dépassent du tube (presque toujours le cas !)



Si les tectrices dépassent du tube, il y a deux options qui s'offrent à vous.

1) Soit couper le haut de la tectrice,
2) Soit pousser les tectrices dans le tube à l'aide de votre crayon.

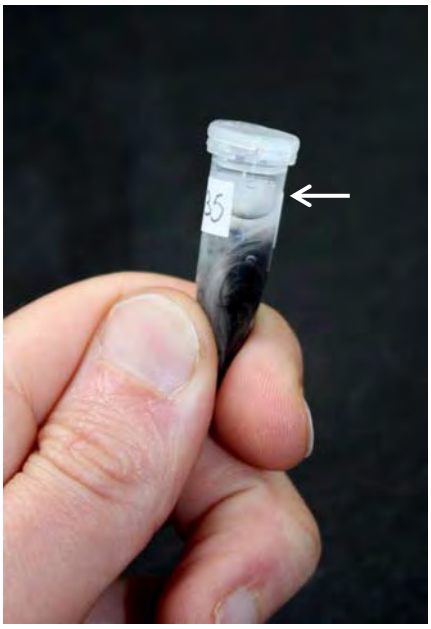
La première option est moins pratique et très vite salissante (et donc éventuellement risque de contaminer les échantillons avec de l'ADN d'autres individus) car vous allez vous retrouver avec des morceaux de plumes un peu partout, de plus même en coupant la tectrice vous aurez peut-être besoin de la pousser dans le tube. De manière générale, il vaut mieux favoriser que l'option 2, plus pratique et rapide. **Cependant si vous préférez la première option, ne coupez pas trop bas !!!** En effet il est important de pousser les prélèvements dans le bas du tube pour éviter qu'une partie de la tectrice dépasse après fermeture de l'eppendorf. Si c'est le cas, il y aura comme un pont d'évaporation entre l'intérieur et l'extérieur du tube qui amènera à l'évaporation totale de l'alcool à terme, ce qui rendrait votre prélèvement nul. **Vérifiez donc toujours que rien ne se trouve entre le capuchon du tube et son bord après fermeture.**

Etape 7 – Collage des étiquettes

Collez les étiquettes en haut du tube. Deux tubes avec deux numéros de bagues identiques, l'un contenant deux tectrices et l'autre quatre.

Si vous n'avez pas l'alcool avec vous, vous pouvez à ce moment fermer les tubes, et les remplir plus tard une fois rentré de votre session de terrain.

Etape 8 – Remplissage des tubes



Remplir vos tubes d'alcool à 70° non modifié. La flèche blanche vous montre le niveau approximatif de remplissage (vous pouvez remplir au maximum, surtout si vos tubes seront stockés en vrac, donc à l'horizontal). La pipette à bec n'est pas indispensable, du moment que vous pouvez remplir vos tubes de manière propre, tout est possible.

Etape 9 – Pose d'une bande adhésive

Poser une bande adhésive (de préférence celle dite « invisible ») sur l'étiquette afin de la protéger au maximum. Il faut s'assurer que la bande adhésive entoure complètement l'étiquette, comme ci-dessous.

Vos prélèvements sont prêts. Stockez les au froid (congélateur), ils peuvent être mis dans un sac, une boîte pêle-mêle… Même si des boîtes spéciales, bon marché, pour ranger les Eppendorfs existent (voir ci-dessous).

Voir à cette adresse http://www.dutscher.com/frontoffice/product?produitId=0I-08-02

Pour la réalisation de votre sexage et la transmission de vos échantillons, contactez-nous directement à ces adresses (loic.hardouin@gmail.com ou henry@mnhn.fr).

Crédits Photos : Dominique Robert

Références :

JUILLARD M., 1984. *La Chouette Chevêche*. Société romande pour l'étude et la protection des oiseaux. Nos oiseaux, 243 p.

VAN DER JEUGD H. P., DUBOIS G., & LE GOUAR P. 2010. Waar zit de bottleneck in de overleving van jonge Steenuilen? Uilen *1: 30–39*.

VAN NIEUWENHUYSE D. GENOT J.-C. & JOHNSON D. H. 2008. *The little owl, Conservation, Ecology and Behavior of Athene noctua*. Cambridge University Press, 574 p.

ZUBEROGOITIA I. ZABALA J. & MARTINEZ J.E. 2011. *Bias in little owl population estimates using playback techniques during surveys*. Animal Biodiversity and Conservation *34 (2): 395-400*.