



HAL
open science

PROJET PILOTE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE : ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION DES PROCÉDURES VÉTÉRINAIRES

Elisa Crouzier

► **To cite this version:**

Elisa Crouzier. PROJET PILOTE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE: ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION DES PROCÉDURES VÉTÉRINAIRES. Médecine vétérinaire et santé animale. 2023. dumas-04548173

HAL Id: dumas-04548173

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04548173>

Submitted on 16 Apr 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

PROJET PILOTE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE : ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION DES PROCÉDURES VÉTÉRINAIRES

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

CROUZIER Elisa, Julie, Claudia

Directeur de thèse : M. Guillaume LE LOC'H

JURY

PRESIDENT :

M. Stéphane BERTAGNOLI

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

ASSESEURS :

M. Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

M. Timothée VERGNE

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRES INVITEES :

Mme Christine FOURNIER-CHAMBRILLON

Docteure vétérinaire, GREGE

Mme Céline RICHOMME

Docteure vétérinaire, ANSES

Mme Stéphanie DESVAUX

Docteure vétérinaire, OFB

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
M. **COMBARROS Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
M. **FERCHIOU Ahmed**, *Economie de santé des bovins*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
M. **FUSADE-BOYER Maxime**, *Microbiologie et infectiologie*
M. **GAIDE Nicolas**, *Anatomie pathologique*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales règlementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
M. **DELPONT Mattias**, *Clinique Aviaire*
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
Mme **LAYSSOL-LAMOUR Catherine**, *Imagerie Médicale*
Mme **POUJADE Agnès**, *Anatomie pathologique Vétérinaire*
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **RAMON PORTUGAL Felipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*
Mme **SAADA Chloé**, *Gestion intégrée de la santé des ruminants*

REMERCIEMENTS

À Monsieur le Professeur Stéphane BERTAGNOLI

Professeur à l'ENVT

Pathologies infectieuses

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse.

Qu'il reçoive ici l'expression de ma gratitude et de mes hommages respectueux.

À Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Qui m'a fait l'honneur d'accepter d'être mon directeur de thèse.

Pour son soutien, sa confiance et sa compréhension.

Qu'il trouve ici l'expression de mes remerciements les plus sincères.

À Monsieur le Docteur Timothée VERGNE

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées

Qui m'a fait l'honneur d'accepter l'assessorat de cette thèse.

Qu'il trouve ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

À Madame la Docteur Christine FOURNIER-CHAMBRILLON

Et à Monsieur le Docteur Pascal FOURNIER

Chef de projet et directeur du Groupe de Recherche et d'Etude pour la Gestion de l'Environnement

Qui m'ont permis de prendre part à ce projet.

Pour leur encadrement pendant celui-ci et l'écriture de cette thèse.

Qu'ils trouvent ici l'expression de mes sincères remerciements.

À Madame la Docteur Céline RICHOMME

De l'Agence National de la Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

Et à Madame la Docteur Stéphanie DESVAUX

De l'Office Français de la Biodiversité

Qui m'ont également permis de participer à ce projet.

Pour leur aide et leur disponibilité.

Qu'elles trouvent ici l'expression de mes sincères remerciements.

SERMENT DE BOURGELAT

FIDÈLEMENT ATTACHÉ AUX DIRECTIVES FIXÉES AUX ÉLÈVES DES ÉCOLES ROYALES VÉTÉRINAIRES DE FRANCE PAR CLAUDE BOURGELAT, INSPECTEUR GÉNÉRAL, EN L'ARTICLE 19 DU RÉGLEMENT POUR CES ÉCOLES DE 1777 ET AINSI EXPRIMÉES :

« Toujours imbus des principes d'honnêteté qu'ils auront puisés et dont ils auront vu des exemples dans les Écoles, ils ne s'en écarteront jamais. Ils distingueront le pauvre du riche. Ils ne mettront point à un trop haut prix des talents qu'ils ne devront qu'à la bienfaisance et à la générosité de leur patrie. Enfin, ils prouveront par leur conduite qu'ils sont tous également convaincus que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a que dans celui que l'on peut faire. »

« Je promets et je jure devant le Conseil de l'Ordre des Vétérinaires de conformer ma conduite professionnelle aux règles prescrites par le code de déontologie et d'en observer en toute circonstance les principes de correction et de droiture. Je fais le serment d'avoir à tout moment et en tout lieu le souci constant de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire. »

TABLE DES MATIÈRES

TABLE DES FIGURES	11
TABLE DES ABRÉVIATIONS	15
INTRODUCTION	17
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE : LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE ET LE RÔLE DU BLAIREAU	21
I. État des lieux sur la tuberculose bovine et sa gestion en France	21
I.1. Évolution de la prévalence et de l'incidence de la tuberculose bovine dans les élevages français	22
I.2. Enjeux liés à l'augmentation des cas de tuberculose bovine en France	24
I.3. Prophylaxie de la tuberculose bovine au sein des cheptels bovins en France	25
I.4. Surveillance de <i>M. bovis</i> dans la faune sauvage en France : le dispositif national SYLVATUB	27
I.5. Moyens de lutte mis en place au sein de la faune sauvage et leurs limites.....	31
I.5.1. Limitation des interactions entre bovins et faune sauvage	31
I.5.2. Maîtrise de l'infection dans les populations sauvages	32
I.5.2.1. Actions sur la densité.....	32
I.5.2.2. Limitation du recyclage des matières virulentes.....	34
I.5.2.3. Perspectives de vaccination des populations sauvages	34
II. Le Blaireau européen et la tuberculose bovine	36
II.1. Données d'écologie sur la structure sociale et la densité des populations de blaireaux	36
II.1.1. Distribution et habitat	36
II.1.2. Structure spatiale et organisation sociale.....	37
II.1.3. Rythme d'activité et déplacements.....	38
II.1.4. Densité	39
II.2. Réceptivité et sensibilité du Blaireau à <i>M. bovis</i> , voies d'infection et d'excrétion	40
II.3. Dynamique de transmission de l'infection à <i>M. bovis</i> dans les populations de blaireaux	41
II.3.1. Transmission intraspécifique	41
II.3.2. Transmission interspécifique	42
II.4. Surveillance épidémiologique du Blaireau en France	43
II.5. Statut réglementaire du Blaireau en France et implications dans la lutte contre la tuberculose bovine	44
II.6. Quelques données utiles pour la réalisation de manipulations du Blaireau.....	45
II.6.1. Données anatomiques du Blaireau européen	45
II.6.2. Données de physiologie du Blaireau européen	48

II.6.2.1. Poids et variations saisonnières	48
II.6.2.2. Reproduction et cycle sexuel.....	49
II.6.3. Parasitoses externes	50

**ÉTUDE EXPÉRIMENTALE : ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION D'UN
PROTOCOLE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA
TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE**

I. Matériel et méthodes	54
I.1. Déroulement de la rédaction des procédures de vaccination en France	54
I.1.1. Base du protocole	54
I.1.2. Complément des procédures	55
I.2. Zone d'étude	56
I.3. Équipe.....	57
II. Résultats.....	58
II.1. Procédures proposées	58
II.1.1. Hygiène et procédures de biosécurité	58
II.1.1.1. Risques sanitaires pour les opérateurs.....	58
II.1.1.2. Équipement de protection individuelle	61
II.1.1.3. Hygiène des mains	61
II.1.1.4. Protection contre les tiques et les puces.....	61
II.1.1.5. Nettoyage et désinfection	62
II.1.1.6. Gestion des déchets.....	63
II.1.2. Gestion des médicaments.....	63
II.1.3. Mise en place du protocole de vaccination des blaireaux.....	64
II.1.3.1. Préparation du matériel	65
II.1.3.2. Choix et mise en place de la zone de manipulation	66
II.1.3.3. Anesthésie.....	68
II.1.3.4. Prélèvement sanguin.....	76
II.1.3.5. Test DPP	78
II.1.3.6. Identification	80
II.1.3.7. Recueil de données et autres prélèvements	81
II.1.3.8. Gestion des lésions liées à la capture.....	84
II.1.3.9. Vaccination	88
II.1.3.10. Euthanasie	89
II.1.3.11. Réveil	90
II.1.4. Gestion des captures des espèces non ciblées	92
II.1.4.1. Espèces non autochtones	92
II.1.4.2. Toutes les autres espèces non ciblées	93
II.1.4.3. Évaluation des blessures subies par les espèces non ciblées	94

II.1.4.4. Anesthésie des espèces non ciblées	95
II.1.4.5. Euthanasie des espèces non ciblées.....	99
II.2. Résultats de la première année de mise en application et perspectives d'amélioration	100
II.2.1. Description des blaireaux étudiés	101
II.2.2. Lésions liées au piégeage.....	106
II.2.3. Protocole anesthésique.....	109
II.2.3.1. Estimation du poids	110
II.2.3.2. Doses d'anesthésiques administrées.....	111
II.2.3.3. Temps d'induction.....	112
II.2.3.4. Réversion	112
II.2.3.5. Temps d'anesthésie et réveils précoces	113
II.2.3.6. Intérêt du suivi de la température rectale.....	114
II.2.4. Temps de manipulation	116
II.2.5. Résultats et fiabilité du test rapide DPP	117
CONCLUSION	119
BIBLIOGRAPHIE	123
ANNEXES	135
<i>Annexe 1 : Extraits des SOP d'Irlande du Nord, qui ont été conservées pour l'élaboration des procédures françaises</i>	135
<i>Annexe 2 : Fiche terrain résumant le déroulé des différentes procédures pour la manipulation des blaireaux</i>	142
<i>Annexe 3 : Liste du matériel nécessaire à la réalisation des manipulations des animaux capturés dans le cadre du projet</i>	145
<i>Annexe 4 : Fiche de transmission des prélèvements sanguins ou des cadavres au LDAR</i>	147
<i>Annexe 5 : Fiche capture</i>	148
<i>Annexe 6 : Espèces exotiques présentes en Nouvelle-Aquitaine et classification en fonction de leur impact sur l'environnement et de leur aire de répartition</i>	149

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Évolution des pourcentages de prévalence et d'incidence annuelles des élevages infectés de tuberculose bovine en France de 1995 à 2020 (Source : Plateforme ESA)	23
Figure 2 : Carte des 104 foyers bovins déclarés infectés de tuberculose en 2020 (source : DGAL)	24
Figure 3 : Carte synthétique représentant les niveaux de surveillance départementaux du dispositif SYLVATUB en 2023 (Source : Plateforme ESA)	28
Tableau 4 : Modalités de surveillance associées aux trois niveaux de surveillance du réseau	29
Figure 5 : Carte représentant les zones de surveillance programmée du dispositif SYLVATUB en 2023 (Source : Plateforme ESA).....	30
Figure 6 : Faces plantaires des membres thoracique (à gauche) et pelviens (à droite) gauches d'après « Le Blaireau d'Eurasie » (Do Linh San 2006)	46
Figure 7 : Anatomie des organes sexuels externes des blaireaux mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'après « Le Blaireau d'Eurasie » (Do Linh San 2006)	47
Figure 8 : Variation saisonnière du poids des blaireaux femelles et mâles en Europe d'après (Lebourgeois 2020)	48
Figure 9 : Calendrier de reproduction et d'élevage des jeunes chez le Blaireau d'après (ANSES 2019).....	49
Figure 10 : Zone d'étude du projet, au Nord-Ouest de la Dordogne et d'une surface d'environ 100 km ²	57
Tableau 11 : Principaux agents zoonotiques des espèces susceptibles d'être rencontrées au cours du projet d'après (Chazal 2021).....	59
Tableau 12 : Risques encourus par les membres de l'équipe au cours des manipulations et mesures associées (Production personnelle)	60
Figure 13 : Photographies d'un blaireau capturé au collet (à gauche) et dans une cage (à droite) (source : GREGE)	64
Figure 14 : Extérieur de la boîte isotherme servant à la conservation des vaccins et à la réalisation du test sur le terrain (source : GREGE)	65
Figure 15 : Vue sur les deux compartiments de la boîte isotherme : le froid pour les vaccins (en haut) et le chaud pour le test (en bas) (source : GREGE).....	66
Figure 16 : Matériel du manipulateur installé avant le début des manipulations (source : GREGE).....	67
Figure 17 : Matériel de l'assistant de terrain installé avant le début des manipulations (source : GREGE)	68
Figure 18 : Marques de tonte réalisées sur un blaireau afin de l'identifier rapidement en cas de recapture au cours d'une même période (source : GREGE).....	69
Figure 19 : Injection des anesthésiques à l'aide d'une perche à injection dans les muscles du cou, pendant que le blaireau est distrait avec un bâton (source : GREGE).....	71
Figure 20 : Contention du blaireau avec la fourche pour la réalisation de l'injection des anesthésiques en cas de capture en cage (source : GREGE)	72
Figure 21 : Pesée d'un blaireau anesthésié dans le sac de course à l'aide du peson par le piègeur (source : GREGE)	73
Figure 22 : Blaireau anesthésié placé sur une plaque de plastique rigide, isolé du sol (source : GREGE)	75
Figure 23 : Prise de la température rectale au début des manipulations (source : GREGE).....	75
Tableau 24 : Volume de sang à prélever par blaireau en fonction de son poids	77

Figure 25 : Prise de sang réalisée sur la veine jugulaire gauche d'un blaireau (source : GREGE).....	77
Figure 26 : Pipetage du sang par l'assistant, dans le tube tenu par le piégeur (source : GREGE).....	78
Figure 27 : Réalisation du test rapide, sur le couvercle de la boîte isotherme (source : GREGE).....	79
Figure 28 : Exemple de test étiqueté valide : présence ligne C, et positif : présence ligne 1 (source : GREGE).....	79
Figure 29 : Pose d'un transpondeur électronique en sous-cutané à la base du cou (source : GREGE).....	81
Figure 30 : Lecteur de puce (perche orange) avant la lecture du transpondeur tout juste implanté (source : GREGE).....	81
Figure 31 : Stades d'usure des dents (molaire supérieure droite, première molaire inférieure gauche, incisives inférieures gauche) d'après (Hancox 1988).....	82
Tableau 32 : Critères d'évaluation de l'état corporel des blaireaux (source : SOP Irlande du Nord).....	83
Tableau 33 : Évaluation du niveau d'infestation du blaireau par des ectoparasites.....	84
Figure 34 : Dépôt du prélèvement de poils dans le microtube (source : GREGE).....	84
Tableau 35 : Critères d'évaluation des lésions liées au collet d'après (Andrew W. Byrne et al. 2015).....	86
Figure 36 : Lésion de score 1 due au collet en position abdominale (source : GREGE).....	86
Figure 37 : Injection du produit de réversion de l'anesthésie d'un blaireau déposé devant une gueule de son probable terrier avant son réveil (source : GREGE).....	90
Figure 38 : Arbre décisionnel des procédures à suivre en cas de réveil avant la fin des manipulations (Production personnelle).....	91
Figure 39 : Ragondin capturé dans une cage-piège pendant le projet (source : GREGE).....	93
Figure 40 : Deux geais des chênes, capturés dans une cage-piège pendant le projet (source : GREGE).....	94
Figure 41 : Injection intracardiaque d'euthanasiant sur un ragondin anesthésié (source : GREGE).....	99
Figure 42 : Nombre de captures de blaireaux par semaine pendant la première année de mise en place (entre le 03/04/23 et le 21/07/23).....	100
Figure 43 : Répartition des blaireaux adultes capturés en classes d'âge en fonction de l'usure de leurs molaires.....	102
Figure 44 : Graphique présentant les poids des blaireaux capturés en fonction du sexe et du statut reproducteur.....	102
Figure 45 : Répartition de l'état corporel des blaireaux étudiés, évalué avec la musculature et l'état grasseux.....	103
Figure 46 : Plaie étendue antérieure à la capture du blaireau, en cours de cicatrisation à la base de la queue (source : GREGE).....	104
Figure 47 : Niveaux d'infestation observés de trois catégories d'ectoparasites : tiques, puces et poux.....	105
Tableau 48 : Tableau décrivant les lésions dues au piégeage pour chaque blaireau primo-capturé, au collet (bleu) ou en cage (jaune).....	107
Figure 49 : Plaie superficielle à la commissure des lèvres après mordillement du collet (blaireau 250229300033241) (source : GREGE).....	107
Tableau 50 : Lésions dues au piégeage, rencontrées au cours des manipulations, classées par gravité.....	108
Figure 51 : Évolution de l'erreur d'estimation du poids au cours des captures.....	110

Figure 52 : Températures en début d'anesthésie en fonction du moment du réveil des blaireaux	115
Figure 53 : Durées moyennes des différentes procédures effectuées au cours de la manipulation de primo-capture (prélèvement/vaccination).....	116

TABLE DES ABRÉVIATIONS

3R : Remplacer, Réduire, Raffiner

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché

ANSES : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation, de l'Environnement et du Travail

APMS : Arrêté Préfectoral de Mise sous Surveillance

APPDI : Arrêté Préfectoral Portant Déclaration d'Infection

BCG : Bacille Calmette-Guérin

DAP : Demande d'Autorisation de Projet

DASRI : Déchets d'Activités de Soins à Risques Infectieux

DDETSP : Direction Départementale de l'Emploi, du Travail, des Solidarités et de la Protection des Populations

DGAL : Direction Générale de l'Alimentation

DIVA : Differentiating Infected from Vaccinated Animals

DPP : Dual Path Platform

DRAAF : Direction Régionale de l'Alimentation, de l'Agriculture et de la Forêt

ELISA : Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay

EPI : Équipement de Protection Individuelle

ESA : Épidémiologie en Santé Animale

FFP : Filtering Face Piece

GDS : Groupement de Défense Sanitaire

GPS : Global Positioning System

GREGE : Groupe de Recherche et d'Étude pour le Gestion de l'Environnement

IDS / IDC : Intradermo-Tuberculation Simple / Comparée

IFNG : Interféron Gamma

IM : Intra-Musculaire

INRAE : Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement

LDAR : Laboratoire Départemental d'Analyse et de Recherche

OFB : Office Français de la Biodiversité

ONCFS : Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage

PCR : Polymerase Chain Reaction

SC : Sous-Cutané

SOP : Standard Operating Procedures

TVR : Test, Vaccinate or Remove

UPAL : Utilisation et Protection des Animaux de laboratoire

INTRODUCTION

La tuberculose bovine est une maladie animale d'origine bactérienne ayant pour agent principal en Europe *Mycobacterium bovis*, transmissible à l'Homme (zoonose). C'est une maladie réglementée aux enjeux économiques importants mais dont la propagation demeure difficile à maîtriser (ANSES 2011). En effet, les mesures de lutte mises en place dans les cheptels bovins depuis le milieu du 20^{ème} siècle ont dans un premier temps fait baisser significativement l'incidence de la maladie en élevage, mais se montrent aujourd'hui insuffisantes. Cette incidence reste élevée dans plusieurs pays d'Europe, notamment en République d'Irlande et au Royaume-Uni, où la prévalence de cheptels bovins positifs augmente et a atteint 13,5% en 2017 (European Food Safety Authority, European Centre for Disease Prevention and Control 2017). La France a obtenu en 2001 le statut de pays européen officiellement indemne de tuberculose, du fait d'une prévalence annuelle dans les cheptels français inférieure à 0,1%. Toutefois l'infection persiste dans certaines régions avec un nombre de foyers bovins déclarés en augmentation depuis le début des années 2000 menaçant le statut indemne du pays, dont la perte aurait des conséquences économiques lourdes (blocage des exportations de bovins notamment) (Forfait et al. 2021).

La difficulté de gestion de cette maladie réglementée peut en partie être expliquée par la multitude d'hôtes sensibles potentiels, comprenant les bovins, qui constituent le réservoir principal de l'infection, mais aussi d'autres mammifères, domestiques et sauvages, rendant la transmission de la maladie complexe dans certains écosystèmes (ANSES 2011). Parmi les animaux sauvages sensibles, il est maintenant établi que le Blaireau européen (*Meles meles*) est une espèce très réceptive à la maladie et, une fois infecté aux contacts des bovins, peut être impliquée dans la persistance de *M. bovis* voire dans sa transmission aux bovins (Delahay, Cheeseman, Clifton-Hadley 2001).

Actuellement en France, les mesures de gestion de l'infection de la faune sauvage sont mises en place dans les zones où celle-ci est détectée (Ministère de l'environnement 2016). La surveillance de l'infection concerne le Blaireau, le Sanglier (*Sus scrofa*), le Cerf élaphe (*Cervus elaphus*) et le Chevreuil (*Capreolus capreolus*) (Desvaux et al. 2017). Elle est événementielle (détection de lésions suspectes de tuberculose sur sangliers et cervidés chassés ou blaireaux trouvés morts) sur tout le territoire national y compris dans les zones indemnes de tuberculose, et événementielle renforcée (recherche systématique sur blaireaux trouvés morts) ou programmée (analyses sérologiques sur sangliers chassés et analyse d'un échantillon des blaireaux piégés dans le cadre de la lutte) autour des zones de foyers bovins (Desvaux et al. 2017). La lutte contre l'infection chez les animaux sauvages, en France, repose quant à elle principalement sur des mesures de biosécurité des élevages, sur la maîtrise des

densités des ongulés sauvages et sur l'abattage des blaireaux à proximité des pâtures de foyers bovins (Ministère de l'environnement 2016).

Au Royaume-Uni et en Irlande, le rôle du Blaireau en tant qu'hôte de maintien de *M. bovis* a été démontré (Ní Bhuachalla et al. 2015). Les mesures de gestion de la tuberculose bovine dans la faune sauvage dans certaines régions du Royaume-Uni comprennent l'abattage des blaireaux, afin de limiter les contacts avec les bovins (Krebs et al. 1997). Mais, en plus des réactions populaires et médiatiques à ces abattages, cette mesure est suspectée dans certains cas d'entraîner une diffusion spatiale des individus infectés et de la maladie chez les bovins (Woodroffe et al. 2006). Aussi, depuis le début des années 2000, des recherches sur la vaccination des blaireaux par le BCG contre la tuberculose bovine comme mesure complémentaire sont conduites, sur des animaux captifs (Lesellier et al. 2011) et sur le terrain (Chambers et al. 2011). Ces études ont montré l'aspect protecteur apporté par le BCG injectable par voie intramusculaire, chez les individus vaccinés mais également pour les autres blaireaux du groupe (Carter et al. 2012). Des déploiements de vaccination selon les cas couplés ou non à des mesures d'abattage sélectif ont été entrepris (Benton et al. 2020). Les résultats de ces travaux ont montré des résultats prometteurs (Martin et al. 2020). Le vaccin BCG injectable par voie musculaire chez le Blaireau a été homologué en 2010 en Angleterre (BadgerBCG®) (Brown, Cooney, Rogers 2013). La vaccination par voie injectable est actuellement déployée en Irlande et dans certains territoires du Royaume Uni, avec cependant une échelle réduite liée aux contraintes et au coût de capture des blaireaux et d'achat du vaccin au producteur européen ayant le monopole du marché (AJ vaccine). La méthode utilisée en Irlande du Nord, appelée TVR pour « Test, Vaccinate or Remove », a une double action dans le but de faire baisser la prévalence : vacciner les blaireaux indemnes pour les protéger d'une infection tout en euthanasiant les positifs pour éviter les contaminations. En plus de faire baisser significativement la proportion de blaireaux positifs pendant l'essai de cinq ans, cette méthode est plus ciblée car elle évite l'abattage d'un grand nombre d'individus non infectés (Menziés et al. 2021).

Dans ce contexte, un projet pilote de vaccination des blaireaux contre la tuberculose bovine par voie injectable s'inspirant de la méthode TVR a été soumis par l'Office Français de la Biodiversité (OFB) et l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (ANSES) à la Direction Générale de l'Alimentation (DGAL), qui l'a évalué positivement et s'est engagé à financer les quatre années du projet proposé. Il a pour objectif général d'adapter au contexte français la méthode TVR, comme mesure complémentaire dans les zones d'infection importante dans les compartiments domestique et sauvage. Un avis de l'ANSES, relatif à la gestion de la tuberculose bovine et des blaireaux, préconisait un tel essai en France (ANSES 2019). Ce projet est coordonné par une équipe

composée de scientifiques de l'OFB (Stéphanie DESVAUX, Ariane PAYNE et Sandrine RUETTE) et de l'ANSES (Céline RICHOMME, Sandrine LESELLIER et Maria-Laura BOSCHIROLI). Le déploiement opérationnel de ce projet a été confié au GREGE (Groupe de Recherche et d'Étude pour le Gestion de l'Environnement) (Pascal FOURNIER, Christine FOURNIER-CHAMBRILLON, Estelle ISERE-LAOUE, Debby BONNAIRE). Les analyses de laboratoire ainsi que la gestion des déchets (DASRI) sont confiées au Laboratoire Départemental d'Analyse et de Recherche (LDAR) de Dordogne à Périgueux.

Les objectifs principaux du projet sont de tester la faisabilité opérationnelle de mise en œuvre et d'estimer le coût d'une vaccination par voie injectable des blaireaux dans une zone infectée de tuberculose bovine, en prenant en compte la législation française vis-à-vis du Blaireau et les caractéristiques des zones choisies. Après quatre années de mise en place, l'effet de cette vaccination sur les taux d'infection des blaireaux et des bovins sera également estimé.

Cette thèse s'inscrit dans la première année de ce projet de vaccination. Mon travail a d'abord porté sur la traduction des procédures appliquées en Irlande du Nord dans le cadre d'un projet similaire et leur adaptation au contexte français et aux habitudes de l'équipe de coordination, où les compétences étaient variées et complémentaires concernant l'espèce d'intérêt, le piégeage et les manipulations des animaux. Ces procédures ont ensuite été modifiées à la suite d'une visite en Irlande, pendant laquelle nous avons pu observer et discuter la mise en pratique de la vaccination dans ce pays.

J'ai pu par la suite intervenir en tant que manipulatrice vétérinaire pendant la mise en application de la première phase de vaccination qui s'est déroulée d'avril à juillet 2023. La mise en pratique des manipulations nécessaires à la vaccination des blaireaux contre la tuberculose bovine a permis de tester le matériel, la faisabilité et la pertinence des procédures précédemment établies. L'objectif étant à terme de déployer la vaccination des blaireaux par voie injectable dans d'autres zones d'infection, les procédures finales doivent avoir été testées et optimisées afin d'être les plus simples et efficaces possibles. Mon travail d'adaptation et d'analyse s'est focalisé sur les manipulations des animaux piégés, entre la capture et l'éventuel relâché de l'animal.

Ainsi, dans le cadre de ce manuscrit de thèse, une étude bibliographique permettra dans un premier temps de préciser la situation épidémiologique de la tuberculose bovine en France ainsi que les mesures de lutttes mises en place. Dans cette étude nous nous intéresserons également au Blaireau, à son rôle épidémiologique mais aussi à ses caractéristiques écologiques et physiologiques permettant de mieux appréhender sa manipulation en vue de sa vaccination. Dans un second temps, qui sera consacré à l'étude

expérimentale, nous nous attacherons à décrire les procédures employées pour la manipulation des animaux capturés durant la première période de terrain du projet. Enfin, nous analyserons et discuterons les premiers résultats liés aux manipulations des blaireaux capturés, afin de dégager des perspectives d'amélioration des procédures.

ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE : LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE ET LE RÔLE DU BLAIREAU

I. État des lieux sur la tuberculose bovine et sa gestion en France

La tuberculose est une maladie infectieuse, commune à l'Homme et de nombreuses espèces animales et à déclaration obligatoire depuis 1964 en médecine humaine. Elle est causée par plusieurs espèces de bactéries du genre *Mycobacterium* dont *M. tuberculosis* – agent principal de la tuberculose humaine –, *M. bovis* – agent principal de la tuberculose bovine – et *M. avium*, auxquelles les bovins sont particulièrement sensibles. Toutes les espèces domestiques et sauvages d'animaux vertébrés peuvent être infectées par des bacilles tuberculeux, avec des pouvoir pathogènes différents dépendant de la bactérie, de l'hôte et de la quantité de bactéries inoculées.

L'infection à *M. bovis* est majoritairement chronique, l'évolution est lente et progressive, s'étendant sur des mois voire des années. La durée de l'état infectieux est variable en fonction de l'espèce de l'hôte : chez l'Homme et le bovin il peut perdurer toute la vie sans déclaration de signes cliniques, alors que ceux-ci apparaissent en quelques mois en général chez les carnivores. Les signes cliniques sont non spécifiques et polymorphes, conséquences de la localisation des lésions inflammatoires caractéristiques de la maladie appelées granulomes tuberculeux. Le diagnostic clinique de la tuberculose est difficile et le diagnostic doit donc être confirmé par des méthodes de laboratoire, parfois applicables au chevet des animaux.

La réaction d'hypersensibilité allergique causée par l'infection est utilisable pour le diagnostic, via les réactions d'intradermo tuberculinations simples ou comparées (Liebana et al. 2008) mais sont très peu sensibles chez les carnivores. Des tests de réponses immunitaires cellulaires reposant sur des dosages de l'interféron gamma (IFNG) produit par des lymphocytes stimulés ont l'intérêt de pouvoir être conduit in-vitro. La concentration en anticorps circulants est fluctuante et surtout considérée associée à une tuberculose active. La fiabilité (sensibilité et spécificité) des tests de diagnostic sérologique est donc longtemps considérée limitée à 50-60 % des animaux infectés (Waters et al. 2006). Cependant, la sérologie ELISA présente un intérêt grandissant, comme chez les suidés, pour lesquels l'étude d'un nouvel antigène purifié (protéine P22) a permis l'amélioration de la sensibilité et de la spécificité de la méthode (Thomas et al. 2019). Concernant le Blaireau, des tests sérologiques se développent également, notamment avec le test rapide DPP qui utilise les antigènes MPB83 et ESAT-6 (Ashford et al. 2020), mais aussi avec des tests ELISA comme l'Idexx (Van der Heijden et al. 2016).

Les méthodes de détection les plus spécifiques restent la mise en culture et la PCR sur les organes et nœuds lymphatiques les plus souvent trouvés infectés (oropharyngés, respiratoires et digestifs). La recherche de lésions suspectes (tubercules internes) est une méthode intéressante dans certains dispositifs (surveillance des bovins à l'abattoir) ou pour certaines espèces particulièrement sensibles (cervidés sauvages par exemple) mais ne présente pas de caractéristiques de sensibilité aussi bonnes que les deux précédentes méthodes, l'apparition de lésions étant le plus souvent tardive après l'infection (Thomas et al. 2021). Chez le Blaireau, les infections sont le plus souvent latentes, la sensibilité de cette méthode est donc moindre pour cette espèce (Corner, Murphy, Gormley 2011).

Sur le plan de la réglementation en France, la tuberculose due à *Mycobacterium bovis*, *Mycobacterium tuberculosis* ou *Mycobacterium caprae* est une maladie réglementée de catégorie B (Éradication obligatoire), D (Mesures de contrôle aux mouvements) et E (Surveillance et notification obligatoire) chez les bovins, D et E chez les autres artiodactyles, et E chez les autres mammifères terrestres (loi santé animale 2021).

La suite de cette partie I présente plus en détail l'évolution épidémiologique de la tuberculose en élevage en France, ainsi que les enjeux liés à cette maladie pour la filière bovine et les mesures de gestion mises en place. Les mesures de surveillance et de lutte contre la tuberculose bovine chez les animaux sauvages seront ensuite abordées.

I.1. Évolution de la prévalence et de l'incidence de la tuberculose bovine dans les élevages français

Avant la mise en place des mesures de lutte contre la maladie dans les cheptels bovins dans les années 1950, plus de 10 % des bovins et selon les départements 20 à 50 % des cheptels étaient atteints (Benet et al. 2006). En 1965, la prophylaxie sanitaire est devenue obligatoire ainsi que, en 1990, l'abattage total du cheptel à la suite de la découverte d'un cas (avec indemnisation des éleveurs). Ces mesures ont permis la diminution de la prévalence de la maladie et la France obtient le statut officiellement indemne de tuberculose bovine en 2001. Selon la réglementation européenne, ce statut est réévalué tous les ans et qualifie les pays dont 99,9% des élevages sont « officiellement indemne » pendant six ans, c'est-à-dire ayant une prévalence annuelle de la maladie au sein du troupeau inférieure à 0,1% pendant cette même période.

Après le début de la lutte contre la maladie dans toute la France, la prévalence d'élevages infectés a diminué de façon régulière (voir Figure 1 ci-dessous). Cependant, à partir de 2005, le nombre de nouveaux cheptels infectés a augmenté dans plusieurs départements de France (Côte-d'Or, Dordogne, Pyrénées Atlantiques), pour se stabiliser autour d'une centaine par an. En 2014, la prévalence atteint un pourcentage de 0,089 % et l'incidence est de 105 nouveaux élevages infectés (0,05 %) (Cavalerie et al. 2015). Cette situation suscite une vive inquiétude concernant la conservation du statut indemne de la France. Depuis, le nombre de nouveaux foyers par an oscille autour de 100, avec un maximum de 123 en 2018 (Source : DGAL).

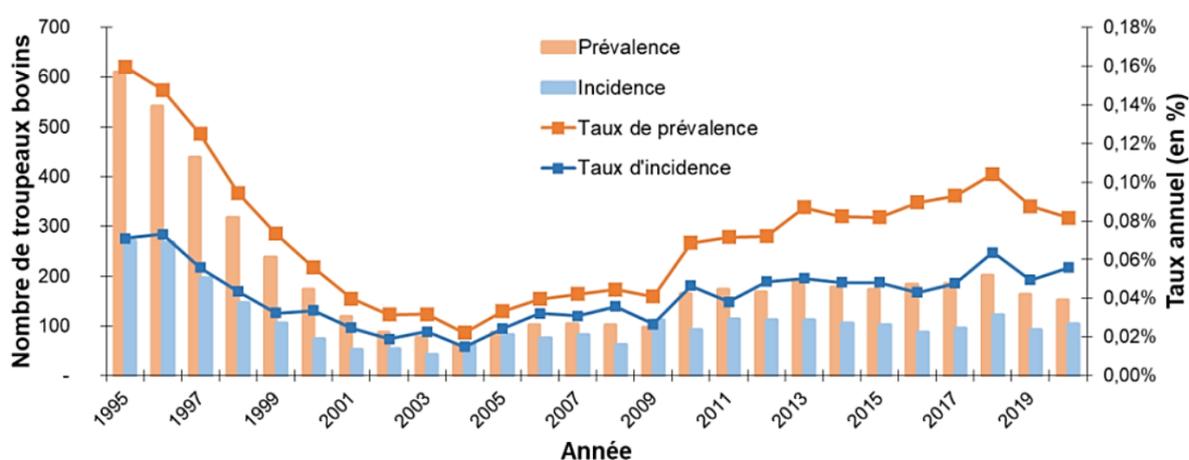


Figure 1 : Évolution des pourcentages de prévalence et d'incidence annuelles des élevages infectés de tuberculose bovine en France de 1995 à 2020 (Source : Plateforme ESA¹)

Les foyers de tuberculose bovine sont répartis de façon inégale sur le territoire, actuellement majoritairement dans le sud-ouest. En 2012, la moitié des nouveaux foyers étaient localisée en Côte-d'Or (24%) et en Dordogne (25%). L'année suivante, 52% des foyers incidents ont été détectés en Aquitaine, tandis que le nombre de nouveaux foyers en Côte-d'Or avait diminué de 30%. En Bourgogne, la situation a depuis évolué de façon plus favorable, mais en Nouvelle-Aquitaine les mesures mises en place n'ont pour le moment pas permis de ralentir la propagation de la maladie. En effet, dans cette région, le nombre de foyers augmente et les zones infectées ont tendance à s'étendre. Depuis 2017, entre 70 et 80% des foyers incidents y sont recensés chaque année (Forfait et al. 2021). La répartition des foyers

¹ <https://www.plateforme-esa.fr/fr/bilan-des-foyers-de-tuberculose-bovine-declares-en-france-metropolitaine-en-2020>

découverts pendant l'année 2020 et leurs modalités de détection sont présentées dans la Figure 2 ci-dessous.

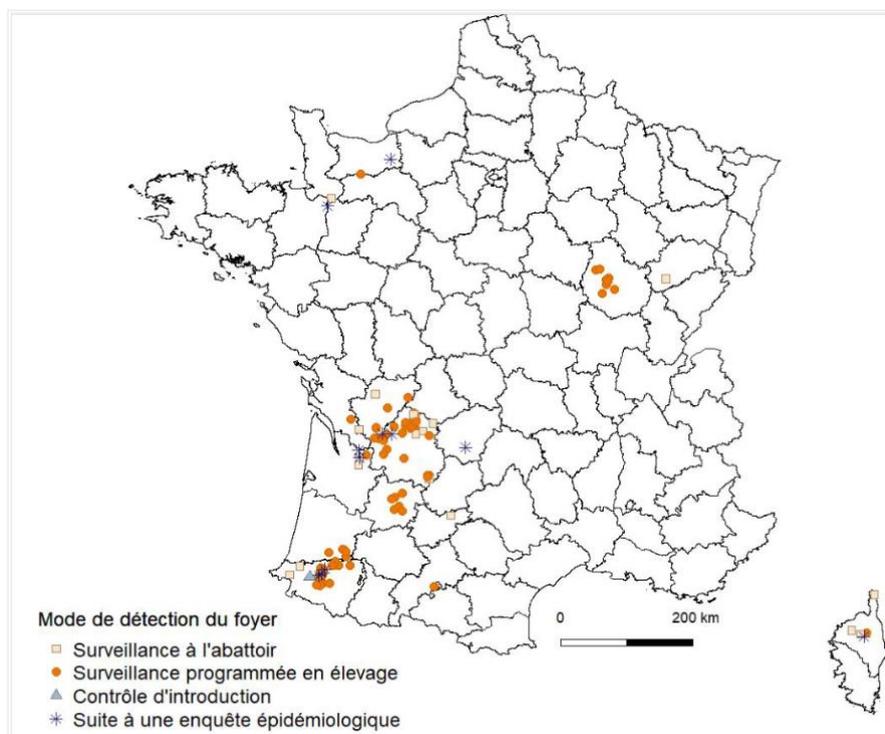


Figure 2 : Carte des 104 foyers bovins déclarés infectés de tuberculose en 2020 (source : DGAL)

I.2. Enjeux liés à l'augmentation des cas de tuberculose bovine en France

Avant la mise en place de mesures de lutte en France, notamment la pasteurisation du lait et l'abattage des bovins positifs à la tuberculination, la tuberculose bovine était une maladie zoonotique fréquente. La proportion d'infectés par *M. bovis* parmi les patients tuberculeux était à cette époque de 15% à 18% (ANSES 2019). Aujourd'hui, la prévalence de la tuberculose et la proportion d'infection à *M. bovis* parmi les cas de tuberculose sont faibles dans les pays industrialisés (la majorité de ces cas étant due à *M. tuberculosis*). Cependant, ailleurs dans le monde, la tuberculose bovine reste une zoonose majeure de par sa gravité, et sa prévalence peut atteindre 30% dans les pays où la lutte dans les cheptels bovins n'est pas organisée (World Health Organization 2022).

En Europe, l'enjeu actuel du contrôle de la maladie est davantage économique que sanitaire. Pour la France l'enjeu principal est la conservation du statut indemne, qui permet des mesures sanitaires allégées lors des échanges liés au commerce d'animaux vivants. En effet chaque année, presque deux millions de bovins quittent le territoire national pour un pays

de l'Union Européenne, notamment pour l'engraissement. Les mesures de lutte visent également à limiter les pertes économiques causées par la tuberculose bovine. Celles-ci peuvent être directes, par mortalité des animaux atteints, perte de la viande (saisie à l'abattoir) et du lait mais aussi indirectes par la baisse de production et à cause des difficultés d'exportation. Avant la mise en place de la prophylaxie sanitaire, les pertes économiques liées à la tuberculose bovine en France étaient estimées à 3% de la production bovine, soit en 1955 environ 400 millions d'euros. À titre de comparaison, entre 2010 et 2011 les mesures de lutte mises en place ont coûté 20 millions d'euros, dont 75% d'indemnisation des animaux abattus dans le cadre d'assainissement des troupeaux (Source : Ministère de l'agriculture, 2013).

I.3. Prophylaxie de la tuberculose bovine au sein des cheptels bovins en France

En France, la prophylaxie bovine est exclusivement sanitaire, le traitement antibiotique de la tuberculose étant réservé à l'Homme dans le but de limiter l'émergence de résistances aux antibiotiques. L'efficacité protectrice du vaccin humain contre la tuberculose (*Mycobacterium bovis* Bacille Calmette-Guérin ; BCG) chez les bovins a été démontrée dans de nombreuses études expérimentales en laboratoire et sur le terrain mais n'est actuellement pas envisageable en Europe car, en l'absence de test DIVA (capable de différencier les individus vaccinés des infectés naturels), elle interférerait avec les moyens de détections actuellement utilisés et compromettrait donc l'établissement des statuts des pays vis-à-vis de la maladie (Vordermeier et al. 2016; Waters et al. 2012).

Dans le contexte de faible prévalence de la tuberculose bovine dans les cheptels en France, les mesures sanitaires sont principalement défensives. À l'échelle du pays, afin d'éviter toute importation de cas, tous les animaux entrant sur le territoire doivent être testés par intradermo tuberculination, à l'exception des animaux en provenance de pays eux-mêmes indemnes. À l'échelle des élevages, les contacts avec les animaux provenant d'un élevage infecté ou de statut inconnu doivent être évités. Pour cela, les entrées sont contrôlées par intradermo tuberculination en fonction du statut de l'élevage (surveillance lors des mouvements d'animaux). Les risques de transmission liés aux élevages voisins sont limités en évitant les pâtures voisines, les échanges d'animaux et le pâturage à l'estive.

Pour compléter ses mesures défensives, des mesures sanitaires offensives sont fondées sur le dépistage et l'assainissement des élevages bovins tuberculeux. Le dépistage des élevages infectés repose sur la surveillance en élevage également appelée prophylaxie et sur la surveillance à l'abattoir. La prophylaxie repose sur la réalisation régulière, pour tous

les animaux de plus de deux ans, d'intradermo tuberculination simple (IDS) ou comparative (IDC). Le rythme dépend du contexte épidémiologique local et est décidé par la DDETSPP, la Direction Départementale de l'Emploi, du Travail, des Solidarités et de la Protection des Populations. Le dépistage est annuel dans les zones de forte prévalence et les contrôles peuvent être espacés tous les deux ans, trois ans, quatre ans voire arrêtés si les cheptels du département ne déclarent aucun cas. La DDETSPP peut également décider d'un zonage au sein d'un département si les situations épidémiologiques sont différentes. Ce dépistage est complété par l'inspection systématique des carcasses de bovin à l'abattoir à la recherche de lésions évocatrices (surveillance en abattoir).

Un élevage est qualifié de douteux en cas de résultat non négatif (positif ou douteux) à l'intradermo tuberculination ou en cas de détection de lésions évocatrices à l'abattoir. Dans un cas comme dans l'autre, l'élevage est placé sous arrêté préfectoral de mise sous surveillance (APMS), tous les animaux de l'élevage sont recensés et celui-ci est bloqué (ventes interdites hors lait pour circuit de pasteurisation, pas de mouvement d'animaux). Une enquête épidémiologique est réalisée de façon systématique, en amont pour identifier l'origine de l'infection et en aval pour cibler les élevages susceptibles d'avoir été contaminés. Des tests de dépistage sont effectués dans tous les élevages à risque d'infection à la suite de l'enquête. Dans le même temps, des tests diagnostiques supplémentaires sur les animaux non négatifs sont réalisés. Le bovin peut être abattu pour diagnostic, des lésions sont alors recherchées à l'abattoir et une PCR sur broyat de nœuds lymphatiques est réalisée, ainsi qu'une culture pour confirmer ou infirmer un résultat de PCR positif. Cette procédure est la plus rapide mais peut être remplacée par une voie conservatoire. Dans ce cas, les bovins testés non négatifs sont retestés par intradermo tuberculination comparative six semaines plus tard (pendant lesquels l'élevage reste bloqué) ou ils sont testés par dosage de l'IFNG. Si l'IFNG est négatif, l'élevage est débloqué seulement pour les animaux négatifs, en attendant de faire retester les animaux non négatifs six semaines après par IDC. Si les différents tests reviennent négatifs l'APMS est levé et l'élevage débloqué.

En cas de détection d'un foyer, l'APMS devient un arrêté préfectoral portant déclaration d'infection (APPDI), l'élevage est bloqué et une enquête épidémiologique approfondie est menée. L'assainissement des cheptels est majoritairement réalisé par l'abattage total des bovins de l'atelier, afin de limiter le risque de résurgence après la découverte d'un cas. Après nettoyage et désinfection approfondi des locaux, l'APPDI est levé. Dans certains cas, notamment pour des troupeaux de races locales d'intérêt ou de bonne génétique, un abattage partiel ou sélectif peut être décidé. Pour cela, des critères épidémiologiques précis doivent être respectés, tels qu'un faible nombre d'animaux infectés, un suivi sanitaire rigoureux et l'isolement du reste du troupeau pendant l'assainissement. L'abattage partiel consiste en l'abattage des animaux réagissant à l'IDC ou l'IFNG. Il s'agit d'une procédure longue,

nécessitant des tests répétés sur les animaux et augmentant le risque de résurgence. Cependant elle permet de conserver la génétique de certains cheptels et de réduire les coûts liés à l'indemnisation des éleveurs pour l'État.

M. bovis pouvant infecter différentes espèces hôtes, la surveillance de l'infection doit inclure les espèces les plus réceptives à l'infection y compris les mammifères sauvages. Les mesures appliquées à la faune sauvage visant à contrôler l'infection sont ainsi détaillées dans les parties suivantes.

I.4. Surveillance de *M. bovis* dans la faune sauvage en France : le dispositif national SYLVATUB

En France, les premiers cas de tuberculose bovine chez les animaux sauvages ont été découverts en 2001 chez des sangliers et cervidés de la forêt de Brotonne en Seine-Maritime, en lien avec des foyers de bovins. Depuis, d'autres cas ont été détectés dans différents départements ou régions d'enzootie bovine tels que la Côte-d'Or, la Nouvelle-Aquitaine, l'Occitanie et les Ardennes (Hars et al. 2012). Le typage des souches de *M. bovis* retrouvées dans ces zones a permis de mettre en évidence une similarité entre les souches présentes chez les bovins et celles retrouvées dans la faune sauvage. Ces résultats montrent l'existence dans ces zones d'une circulation de *M. bovis* entre les bovins et le compartiment sauvage. Le risque associé est la constitution d'un réservoir à la fois domestique et sauvage de *M. bovis*, comprenant une ou plusieurs espèces et rendant la gestion de la maladie complexe. Actuellement, l'infection à *M. bovis* a été détectée chez des sangliers, des cervidés (cerfs et chevreuils), des blaireaux (premiers cas découverts en 2009) et plus récemment des renards roux (*Vulpes vulpes*) à proximité de foyers de tuberculose bovine (Michelet et al. 2018 ; Réveillaud et al. 2018 ; Richomme et al. 2020 ; Lambert et al. 2017). Le Sanglier (*Sus scrofa*) et le Blaireau d'Europe (*Meles meles*) semblent jouer des rôles plus importants dans l'épidémiologie de *M. bovis* que les cervidés. En effet, seuls quelques cas sporadiques de cervidés infectés ont été détectés (Lambert et al. 2017), exception faite du foyer particulier en forêt de Brotonne (Zanella et al. 2008). Les renards semblent également jouer un rôle plus restreint et surtout plus localisé aux zones à proximité immédiate des élevages foyers (ANSES 2020).

En 2011, suite à la détection de plus en plus fréquente de cas dans la faune sauvage lors d'initiatives locales et au constat d'un besoin d'harmonisation nationale, un dispositif de

surveillance nommé SYLVATUB² a été mis en place afin de suivre l'infection à *M. bovis* dans la faune sauvage sur l'ensemble du territoire national et son évolution dans les zones d'enzootie. Les données de SYLVATUB permettent *in fine* d'affiner les connaissances scientifiques sur le rôle épidémiologique des espèces sensibles et d'aider les autorités sanitaires à mettre en œuvre des mesures de lutte adéquates tant dans la faune sauvage que pour la sécurisation des élevages. Le niveau de surveillance dans un département est établi par la DGAL après avis du groupe de suivi SYLVATUB de la Plateforme ESA, et sa détermination repose sur la présence de foyers bovins, la dynamique de l'infection chez les bovins (augmentation d'incidence notamment), la présence de cas dans la faune sauvage et/ou la proximité géographique avec une zone infectée considérée à haut risque. Le niveau 1 de surveillance est appliqué à tout le territoire national. Le niveau 2 est appliqué aux départements où au moins un foyer en élevage bovin a été mis en évidence mais sans cas détecté dans la faune sauvage. Le niveau 3 s'applique aux départements où la prévalence de tuberculose bovine est élevée en élevage et où des cas ont été détectés dans la faune sauvage. Ce niveau de surveillance plus élevé permet de caractériser et suivre la circulation de la tuberculose bovine dans les populations sauvages. La répartition des niveaux de surveillance des différents départements français est présentée dans la Figure 3 ci-dessous. Dans les départements de surveillance de niveaux 2 et 3, un zonage à l'échelle communale est ensuite réalisé avec définition, selon les cas, de zones à risque (comprenant zones d'infection et zones tampons) et zones de prospection (voir plus bas dans le texte).

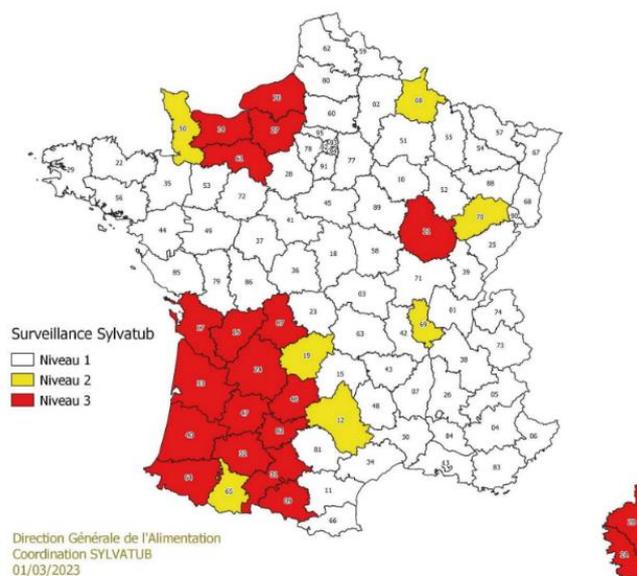


Figure 3 : Carte synthétique représentant les niveaux de surveillance départementaux du dispositif SYLVATUB en 2023 (Source : Plateforme ESA)

² <https://www.plateforme-esa.fr/fr/sylvatub-tuberculose-en-faune-sauvage>

Pour chaque niveau de surveillance, des mesures associées sont définies. Elles comprennent l'inspection des carcasses de gibiers prélevées par les chasseurs, la collecte de cadavres de blaireaux trouvés sur les bords de route et, dans les départements les plus à risque, le prélèvement et l'analyse de blaireaux et sangliers de manière programmée. Toutes ces mesures de surveillance sont détaillées dans le Tableau 4 ci-dessous.

Tableau 4 : Modalités de surveillance associées aux trois niveaux de surveillance du réseau SYLVATUB (Desvaux et al. 2017)

Type de surveillance	Modalités de surveillance	Niveau 1 (risque faible)	Niveau 2 (risque intermédiaire)	Niveau 3 (risque élevé)
Événementielle	Recherche de lésions suspectes chez les cervidés et sangliers lors de l'examen de carcasse dans le cadre d'une pratique de chasse habituelle	✓	✓	✓
	Recherche de lésions évocatrices de tuberculose chez les sangliers, cervidés, blaireaux collectés dans le cadre du réseau SAGIR* (animaux morts ou mourants) dans son fonctionnement normal	✓	✓	✓
Événementielle renforcée	Recherche systématique de tuberculose chez les sangliers, cerfs et blaireaux collectés dans le cadre d'un renforcement du réseau SAGIR		✓	✓
	Recherche systématique de tuberculose chez les cadavres de blaireaux collectés sur les routes dans le cadre d'un renforcement du réseau SAGIR		✓	✓
Programmée	Recherche systématique de tuberculose sur un échantillon de blaireaux prélevés (par piégeage ou tir) dans les zones à risque ou en périphérie de foyers sporadiques en élevage		✓	✓
	Recherche systématique de tuberculose sur un échantillon de sangliers prélevés dans les zones à risque dans le cadre de la pratique de la chasse. Recherche uniquement en cas de lésions évocatrices de tuberculose sur un échantillon de cerfs prélevés dans les zones à risque dans le cadre de la pratique de la chasse			✓

* Le réseau SAGIR est le réseau de surveillance épidémiologique des oiseaux et des mammifères sauvages terrestres en France

Dans le cadre des mesures de surveillance événementielle renforcée et programmée SYLVATUB, les mesures sont appliquées de manière locale, à proximité des foyers bovins ou sauvages. Dans les départements de niveau 3, une zone à risque est définie sur un rayon de 10 km autour des pâtures ou terriers de blaireaux infectés ou l'ayant été dans les 5 dernières années. Dans toute la zone, une surveillance des sangliers par prélèvement est mise en place afin d'estimer la prévalence de tuberculose bovine dans cette population. La prophylaxie des bovins y est également renforcée. La zone à risque est divisée en deux parties, la zone infectée d'abord, d'un rayon de 2 km autour du foyer et dans laquelle des blaireaux sont prélevés et à partir desquels des analyses sont réalisées afin d'établir une prévalence de tuberculose bovine. Cette zone est complétée par la zone tampon, dans laquelle la surveillance des blaireaux trouvés en bord de route est renforcée afin de détecter une éventuelle expansion spatiale des individus de la zone infectée. Dans les départements de niveaux 2 et 3, une zone de prospection est définie et concerne tous les terriers des communes

situées dans un rayon de 2 km autour des pâtures infectées. Ces différents zonages à l'échelle nationale sont illustrés dans la Figure 5 ci-dessous.

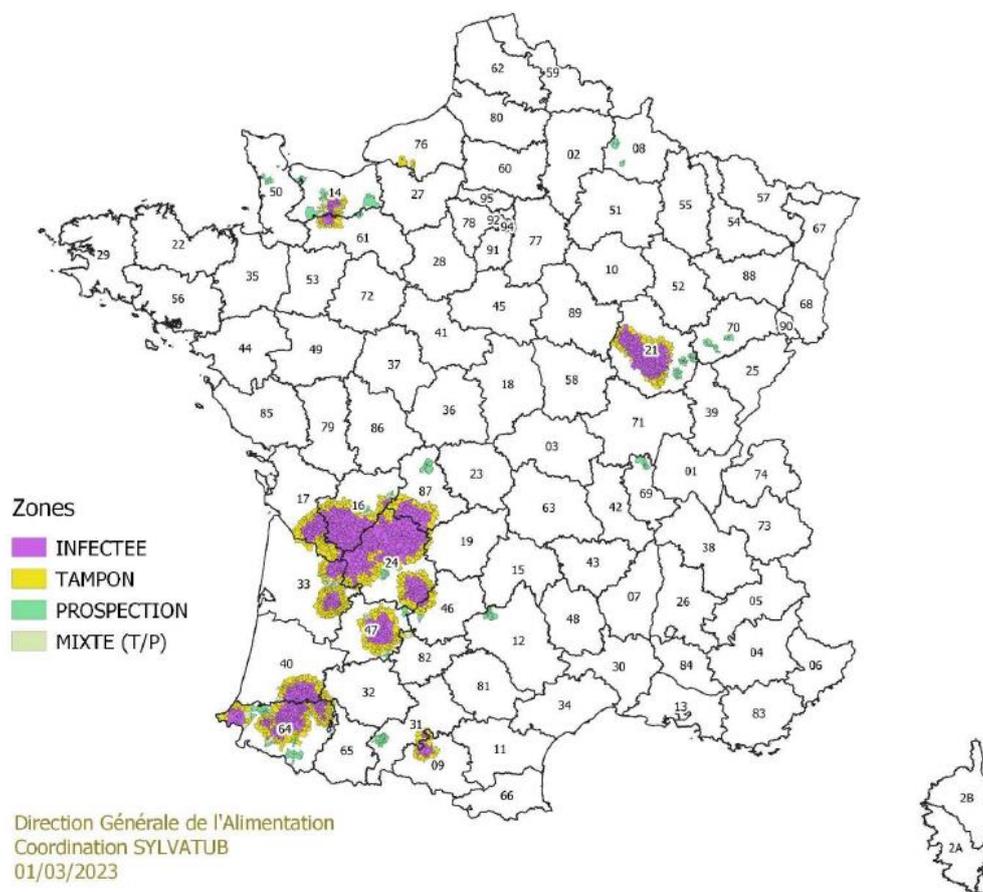


Figure 5 : Carte représentant les zones de surveillance programmée du dispositif SYLVATUB en 2023
(Source : Plateforme ESA)

Actuellement en France plus de 90% des cas de *M. bovis* détectés dans la faune sauvage sont retrouvés dans le Sud-Ouest (Forfait et al. 2021) ce qui concorde avec la répartition de l'infection en élevage français.

Les hôtes de maintien principaux de *M. bovis* sont les bovins, à partir duquel les mammifères sauvages peuvent s'infecter et potentiellement devenir hôtes de maintien à leur tour. En effet, si la densité de population est suffisante, certaines populations d'animaux sauvages peuvent contribuer à maintenir *M. bovis*. C'est le cas des blaireaux en Grande-Bretagne (Ní Bhuachalla et al. 2015) et des sangliers en Espagne (Naranjo et al. 2008). En France, le rôle de maintien des populations d'animaux sauvages trouvés infectés varie très certainement d'un écosystème à l'autre (Payne et al. 2013 ; ANSES 2019 ; 2020). Mais dans tous les cas, du fait qu'une fois infectés ils peuvent constituer une source d'infection pour les

bovins, des mesures de lutte ciblant ces populations sont nécessaires en complément des mesures de lutte en élevage.

1.5. Moyens de lutte mis en place au sein de la faune sauvage et leurs limites

Afin de rompre la transmission de *M. bovis* entre les hôtes domestiques et sauvages, les méthodes de lutte doivent comprendre :

- L'éradication de la maladie chez les animaux domestiques, au moyen des mesures défensives et offensives,
- La limitation de la transmission de *M. bovis* entre animaux domestiques et sauvages en limitant leurs interactions,
- La maîtrise de l'infection dans les populations sauvages.

Les mesures de lutte contre la tuberculose bovine dans les cheptels bovins ayant été traitées précédemment, la suite de cette partie s'attachera à préciser les autres axes du contrôle de la tuberculose bovine en lien avec la faune sauvage. L'arrêté du 7 décembre 2016 définit les mesures concernant la faune sauvage en cas de détection de cas de tuberculose bovine, notamment les bonnes pratiques de chasses et les mesures qui visent à la réduction de densité de certaines (Ministère de l'environnement 2016). Ces mesures sont décrites plus en détail ci-dessous.

I.5.1. Limitation des interactions entre bovins et faune sauvage

Les interactions entre les bovins et les animaux sauvages présents localement peuvent être limitées notamment par l'amélioration des mesures de biosécurité en élevage, pour réduire l'accès aux lieux fréquentés par les bovins. Il est d'abord important de souligner que ces mesures sont plus facilement applicables dans les élevages hors-sols, où les animaux passent la majorité de leur temps en bâtiment. Pour les productions telles que l'élevage allaitant, dans lesquelles les bovins pâturent une partie de l'année, il est beaucoup plus difficile de contrôler l'accès de la faune sauvage aux pâtures.

Une solution proposée est d'entourer de clôtures les éléments de l'exploitation les plus attractifs pour la faune sauvage (stockage et distribution de la nourriture), où les contacts contaminants peuvent survenir. Aux États-Unis, une étude cas-témoin a montré que l'absence de foyer bovin était significativement liée à la présence de dispositifs limitant l'accès des cerfs

aux zones d'élevage (O'Brien et al. 2006). En Angleterre, le gouvernement préconise aux éleveurs une série de mesures afin d'éviter les contacts potentiellement contaminants avec les blaireaux. En plus de limiter l'accès à la nourriture comme expliqué précédemment, il est recommandé de séparer les pâtures de la forêt, de limiter le surpâturage et de mettre en place des clôtures empêchant au maximum les contacts directs et indirects avec les bovins. Des clôtures électriques ont également été testées pour réduire la fréquentation des bâtiments par les blaireaux. Elles sont efficaces pour exclure les blaireaux des lieux clôturés mais aussi de ceux qui ne le sont pas et qu'ils visitaient avant. Cependant il n'y a pas d'effets sur le long terme, les blaireaux revenant une fois les dispositifs retirés (Tolhurst et al. 2008).

Ces mesures ont montré leur efficacité dans la limitation des contacts directs et indirects entre les bovins et la faune sauvage, permettant ainsi de réduire les risques de transmission de la *M. bovis*. Cependant les coûts sont importants, aussi bien pour l'installation que pour l'entretien par la suite du matériel lui-même ainsi que de son environnement (par exemple pour les clôtures électriques, la végétation doit être maintenue rase). De plus, les clôtures peuvent être contraignantes pour les éleveurs, notamment quand elles doivent être enlevées puis remises chaque jour pour laisser passer bovins et éleveurs (Tolhurst et al. 2008). Enfin, cela reste des mesures de limitation, elles ne permettent pas un isolement total des bovins par rapport aux espèces sauvages. Ainsi, il est nécessaire de les compléter par des mesures de gestion de l'infection dans le compartiment sauvage.

1.5.2. Maîtrise de l'infection dans les populations sauvages

1.5.2.1. Actions sur la densité

Pour maîtriser l'infection dans la faune sauvage, un premier levier est d'agir sur la densité de population des espèces ayant un rôle épidémiologique. Sans intervenir sur le nombre d'animaux, il est tout d'abord possible de limiter les facteurs d'agrégation, qui augmentent la densité localement et donc les contacts directs mais qui favorisent également les contacts indirects via la contamination de l'eau et de la nourriture. L'agrainage, l'affouragement des cervidés, les points d'eau en milieu aride ou les sels minéraux sont susceptibles d'attirer les animaux sauvages et ainsi de créer des regroupements (Miller et al. 2003 ; Castillo et al. 2011 ; ANSES 2011). En France, l'agrainage des sangliers est interdit à l'exception des situations où cette pratique a pour but de protéger les cultures. En effet, en plus de regrouper les individus, l'agrainage participe à l'entretien et même dans certains cas

à l'accroissement des populations. Dans le cadre de la lutte contre la tuberculose bovine, l'interdiction de l'agrainage doit être effective sur une zone géographique importante (départementale voire régionale). Une mise en œuvre de l'interdiction seulement au niveau local pourrait avoir comme effet le déplacement des populations vers les zones où la pratique est autorisée et ainsi la propagation de l'infection.

L'éradication de la population d'hôtes est une solution radicale consistant en l'élimination totale d'une population jouant le rôle de maintien de l'infection. C'est une méthode efficace mais délicate à mettre en place pour des raisons logistiques, éthiques, politiques et écologiques. Elle a déjà été utilisée pour plusieurs populations concernant *M. bovis*, en Australie sur le Buffle d'eau (Corner 2006), en Nouvelle-Zélande sur le Possum (Ryan et al. 2006) et en France dans la forêt de Brotonne après la découverte des premiers cas de tuberculose bovine sur des cerfs élaphe. Dans ce dernier cas, la décision a été prise considérant que localement les cerfs jouaient un rôle majeur de maintien de l'infection, la situation géographique qui fait du massif forestier une entité épidémiologique autonome et le statut non menacé de l'espèce (Hars et al. 2010).

La réduction de la densité d'une population peut être envisagée pour des populations considérées comme hôtes de maintien de l'infection lorsque l'éradication de cette population n'est pas possible. Elle permet de diminuer les contacts intraspécifiques et interspécifiques et donc la transmission de *M. bovis*. Les résultats de cette pratique peuvent être évalués de façon directe par l'observation d'une baisse de densité des populations concernées par l'abattage, et de façon indirecte par l'évolution de la prévalence et de l'incidence de la tuberculose chez les bovins. Cette méthode a été employée au Royaume-Uni et en Irlande, où les blaireaux présentent une densité élevée et sont considérés comme réservoir de l'infection et responsables de recontamination des bovins. En Grande-Bretagne, l'abattage massif des blaireaux n'a pas permis la baisse de la prévalence de *M. bovis* pour cette espèce mais a été bénéfique sur l'incidence de la tuberculose chez les bovins. Cependant, dans certains écosystèmes, il a également perturbé la structure sociale des groupes de blaireaux, ce qui a entraîné une augmentation du comportement exploratoire et de la taille du domaine vital des populations (Woodroffe et al. 2006). Ces modifications ont permis une potentielle augmentation des contacts intergroupes et avec les bovins et donc potentiellement également de la transmission de *M. bovis*. Ceci était d'autant plus marqué que l'abattage avait lieu en réaction à la découverte d'un foyer, c'est-à-dire de manière localisée, épisodiquement et avec des groupes de blaireaux probablement infectés. Pour les abattages proactifs en revanche, l'effet de diffusion spatiale était compensé, ceux-ci étant réalisés en continu sur de longues périodes, sur des surfaces importantes et donc réduisant également les densités des groupes de blaireaux voisins (Donnelly et al. 2007).

I.5.2.2. Limitation du recyclage des matières virulentes

Le bacille tuberculeux est résistant dans le milieu extérieur, notamment dans les milieux froids, humides et sombres (Barbier 2016). Ainsi pour limiter l'exposition de la faune sauvage à des matières potentiellement infectées et donc contaminantes, il est préconisé aux chasseurs le ramassage systématique de tous les viscères des animaux chassés en zone infectée. De même, la destruction des terriers de blaireaux infectés, qui réunissent les conditions de persistance de *M. bovis*, est également une mesure de lutte préconisée, mais parfois difficile à mettre en œuvre.

I.5.2.3. Perspectives de vaccination des populations sauvages

La vaccination est une perspective intéressante comme mesure complémentaire voire comme alternative à l'éradication ou la réduction de densité lorsque ces mesures ne sont pas applicables. En effet ces deux dernières mesures sont difficiles à appliquer dans la durée, questionnables et controversées sur le plan éthique, et peuvent être limitées pour des raisons réglementaires (protection des espèces) ou de conservation (espèces menacées). La vaccination peut également être une perspective intéressante lorsque le rapport coût-bénéfice de l'éradication n'est pas favorable.

Dans le monde, des stratégies vaccinales sont déjà testées sur plusieurs populations sauvages infectées par *M. bovis*. Les vaccins sont développés à partir de différentes souches de BCG (forme vivante atténuée de *M. bovis*). Un vaccin constitué de *M. bovis* inactivé par la chaleur a également montré une efficacité en Espagne chez le Sanglier et le Blaireau (Balseiro et al. 2020). Cependant en France, le rôle du Sanglier en tant qu'hôte de maintien n'étant pas démontré, la mise en place d'une vaccination chez cette espèce n'est pas justifiée.

Chez le Blaireau, les études sur le développement d'une stratégie vaccinale ont commencé au début des années 2000 en République d'Irlande (Gormley, Collins 2000) puis d'autres ont été menées en Angleterre, en France et en Espagne. Le développement d'un vaccin contre la tuberculose pour les blaireaux nécessite l'utilisation de doses infectantes élevées lors des expérimentations en captivité, pour raccourcir les durées d'étude (la tuberculose étant une maladie chronique) et pouvoir détecter l'infection (les tests manquant de sensibilité) (ANSES 2019). Les études en laboratoire doivent donc être complétées d'études sur le terrain pour se rapprocher des conditions réelles d'infection.

Un vaccin BCG injectable a reçu une autorisation de mise sur le marché (AMM) au Royaume-Uni (souche danoise 1311), le Badger BCG. Il permet une réduction mesurable de

la sévérité des lésions et de l'excrétion en captivité mais ne protège pas nécessairement complètement contre l'infection (Robinson et al. 2012). Une baisse du niveau d'infection a toutefois été mesurée dans des cohortes vaccinées par rapport aux non-vaccinées (Chambers et al. 2011 ; Carter et al. 2012). Il n'entraîne pas la production d'anticorps anti-MBP83, détectés avec les tests sérologiques actuels, les animaux infectés peuvent donc être différenciés des animaux vaccinés (vaccin DIVA) (Courcier et al. 2022). Les vaccins par voie orale sont en cours de développement.

À partir de 2010, la vaccination injectable a été testée en Angleterre, au Pays de Galles, en Irlande du Nord et en République d'Irlande. Les essais menés ont d'abord considéré la vaccination seule mais ont conclu à une efficacité moindre par rapport à l'abattage, avec des modèles simples (Smith, Cheeseman 2002) puis plus complexes (Smith et al. 2016 ; Smith, McDonald, Wilkinson 2012 ; Abdou et al. 2016). La vaccination a donc ensuite été envisagée en complément de l'abattage des blaireaux et a permis la réduction de l'incidence des foyers bovins (Smith, McDonald, Wilkinson 2012). L'arrivée des tests rapides réalisables sur le terrain a permis la mise au point de la stratégie TVR, qui couplée avec des mesures d'abattage s'est montré aussi efficace que les mesures d'abattage seules, en présentant toutefois l'avantage de conserver les populations et de limiter l'abattage non discriminé (Abdou et al. 2016).

En Irlande du Nord, l'essai de vaccination mené également avec la méthode TVR a permis de montrer une baisse significative de la prévalence de la tuberculose chez les blaireaux, de 14% au départ à 1,9% à la fin des 5 ans (Arnold et al. 2021). Cependant, même si l'incidence de tuberculose bovine dans les cheptels de la zone TVR est significativement moins importante que dans deux autres zones similaires à proximité, il semble que les facteurs de risques associés soient davantage liés à une transmission directe de bovin à bovin dans cette zone géographique (Doyle et al. 2023). De plus, une étude plus large aurait été nécessaire afin de mettre en évidence l'apport de cette méthode de vaccination chez les bovins et une éventuelle désorganisation des groupes sociaux de blaireaux, comme cela a pu être le cas lors des mesures d'abattages indifférenciés (Doyle et al. 2023).

L'objectif de la vaccination est d'amener une immunité de groupe, utile pour cette espèce au comportement social développé. Pour arrêter la circulation de l'agent pathogène, elle nécessite des taux d'immunisation élevés (60 % de la population) (Smith, Cheeseman 2002). En France, la densité de populations de blaireaux ainsi que la prévalence de *M. bovis* au sein de celles-ci sont inférieures à celles du Royaume-Uni et de l'Irlande, cependant la vaccination peut s'inscrire dans le cadre d'une stratégie complémentaire à l'abattage, les mesures de lutte mises en place jusqu'alors n'ayant pas permis de faire baisser la prévalence dans les cheptels bovins des zones où le contrôle de la maladie reste difficile, notamment en Nouvelle Aquitaine.

Dans la suite de ce travail bibliographique, nous allons nous focaliser sur le Blaireau européen en tant qu'espèce d'intérêt de notre étude. Après un état des lieux des données sur le rôle épidémiologique du Blaireau en France vis-à-vis de *M. bovis*, nous verrons quelles limites le statut réglementaire particulier de cette espèce imposent dans le cadre de travaux de recherche. Nous nous attarderons ensuite sur quelques données biologiques utiles pour la mise en œuvre du protocole de vaccination étudié au cours de cette thèse.

II. Le Blaireau européen et la tuberculose bovine

Le Blaireau européen (*Meles meles*), aussi appelé Blaireau eurasiatique, est un mammifère de la famille des mustélidés et de la sous-famille des mélinés. Il utilise des terriers et son activité est principalement nocturne et crépusculaire (Neal, Cheesman 1996). Le Blaireau a également une grande plasticité comportementale. En effet, l'organisation des populations varie fortement avec l'habitat, notamment en fonction des ressources alimentaires et des caractéristiques du milieu pour creuser le terrier. De plus, dans la littérature internationale, la majorité des études rapportées sur le Blaireau ont été menées au Royaume-Uni et en Irlande, avec des données qui ne sont pas toujours transposables du fait notamment que les densités sont plus importantes qu'en France (Jacquier et al. 2021).

Ainsi, le Blaireau est une espèce difficile à observer, donc à étudier, et les connaissances acquises dans un certain milieu ne sont pas forcément applicables ailleurs, en France en particulier.

II.1. Données d'écologie sur la structure sociale et la densité des populations de blaireaux

II.1.1. Distribution et habitat

Le Blaireau européen est le représentant des mélinés qui possède l'aire de répartition la plus vaste. Elle s'étend en Europe et en Asie, de l'Irlande au Japon. Il est présent sur la quasi-totalité du territoire de France métropolitaine, à l'exception de la Corse (Do Linh San 2006). Le Blaireau est capable de s'adapter à de nombreux biotopes. Il peut ainsi vivre dans différents types de forêts, en plaine comme en montagne dans des milieux méditerranéens ou encore dans des steppes.

Le Blaireau creuse des terriers profonds et complexes. Dans la majorité des pays d'Europe, ces terriers sont préférentiellement retrouvés dans des zones de forêts de feuillus, même s'ils peuvent être observés dans d'autres types de forêts. Il se trouve également dans des milieux ouverts ou semi-ouverts tels que des prairies ou pâtures, des talus de route, ou encore parfois des zones cultivées démontrant une fois de plus la grande capacité d'adaptation de cet animal.

Les zones boisées présentent l'avantage d'être des zones protégées par un couvert végétal qui permet les entrées et sorties du terrier de façon discrète tout au long de l'année. Par ailleurs, les systèmes racinaires des arbres permettent également un soutien, limitant les risques d'effondrement des parties surplombant le terrier. D'autres facteurs influencent le choix de l'emplacement du terrier, tels que la nature du sol, la topographie ou encore la proximité d'eau et de ressources alimentaires. Les sols meubles et drainants associées à des reliefs pentus sont en général préférés car ils facilitent le drainage de l'eau et le déblai de la terre. La promiscuité parfois observée entre des terriers et des zones d'activité humaine montre que les blaireaux peuvent tout à fait s'habituer à la présence ou aux bruits générés par les humains (Do Linh San 2006).

Les ressources alimentaires ne sont pas toujours limitantes, le Blaireau est en effet un omnivore opportuniste. Il se nourrit de petits animaux (vers de terre, insectes, petits mammifères, batraciens, ...) et de végétaux (maïs, blé, fruits, tubercules) et s'adapte en fonction des disponibilités saisonnières et locales (Do Linh San 2006).

II.1.2. Structure spatiale et organisation sociale

La plupart des terriers présentent une à trente entrées (ou gueules), pour une moyenne de cinq. Ils s'étendent en moyenne sur 50 à 75 m² (Do Linh San 2006). Les terriers peuvent être différenciés en plusieurs catégories en fonction de leur nombre d'entrées et de leur intensité d'utilisation au cours du temps. Les terriers principaux présentent un grand nombre de gueules et sont occupés toute l'année. Ils servent de lieu de reproduction principal et sont occupés par la majorité des individus. Chaque groupe social en possède généralement un seul. Des signes de présence et d'activité importants sont observables de façon régulière, tels que des coulées bien marquées, des déblais et des latrines (Byrne et al. 2012). D'autres terriers sont utilisés eux de manière intermittente et se situent plus ou moins loin du terrier principal : les terriers annexes, secondaires et périphériques. La classification des terriers est utile lors des études terrains d'estimation de densité. Cependant, comme elle peut être délicate, beaucoup d'études utilisent deux catégories : terriers principaux et non principaux (ANSES 2019).

L'organisation sociale des groupes de blaireaux varie d'une population à l'autre. En effet, ils peuvent vivre seuls, en couple ou au sein de groupes comportant un nombre plus ou moins important d'individus (Byrne et al. 2012). En France, la taille des groupes sociaux étudiés varie de deux à huit adultes, bien que des individus seuls sont régulièrement observés (Jacquier 2020). Une estimation du nombre d'individus par terrier principal en France sur 13 territoires est de $2,66 \pm 1,04$ (Jacquier et al. 2021).

Les blaireaux sont des animaux sociaux, les contacts entre individus d'un même groupe sont en effet réguliers et fréquents. La fréquence et la durée des contacts dépendent de l'individu, du groupe auquel il appartient, de la saison mais semble indépendante de la taille du groupe (Böhm, Hutchings, White 2009; O'Mahony 2015). Les contacts intergroupes ont lieu notamment à proximité des latrines (Ellwood et al. 2017) ou pour la reproduction (Carpenter et al. 2005). Ils sont peu fréquents à réguliers en fonction des études. Les données de ces études montrent qu'il existerait une connexion entre plusieurs groupes sociaux différents à l'échelle d'un territoire (ANSES 2019). Ces contacts sont importants à comprendre et à prendre en compte dans le cadre de la lutte contre la tuberculose bovine. La transmission de *M. bovis* entre blaireaux et à l'interface avec d'autres espèces dépend en effet des taux de contact, directs et indirects entre individus infectés et sensibles.

II.1.3. Rythme d'activité et déplacements

Les blaireaux sortent de leur terrier principalement la nuit, entre le crépuscule et l'aube. L'été, les sorties peuvent néanmoins s'effectuer pendant une période de jour, les nuits étant plus courtes et les ressources alimentaires moins abondantes. Le Blaireau est actif la majorité de la nuit et recherche de la nourriture en empruntant de façon régulière les mêmes chemins, marquant des passages appelés « coulées ». Les temps d'activité enregistrés pendant la nuit dépendent grandement de la disponibilité des ressources, et donc de la saison et du biotope. En effet, l'activité peut être ralentie voire stoppée dans des régions où le climat est rude et les températures très basses (Kowalczyk et al. 2003). Pendant la journée, les blaireaux se reposent pendant environ deux tiers du temps, le reste est consacré aux interactions sociales diverses (Do Linh San 2006).

La taille du domaine d'activité d'un individu varie encore une fois beaucoup en fonction de la disponibilité et de la distribution des ressources alimentaires (Byrne et al. 2012 ; Do Linh San, Ferrari, Weber 2007). Les blaireaux parcourent en général un à deux kilomètres par jour,

comme c'est le cas en France (Payne 2014). Au Royaume-Uni, les mesures d'abattage ont dans certains cas augmenté les déplacements des blaireaux de la zone par désorganisation des groupes sociaux, certains blaireaux ont ainsi parcouru jusqu'à 15 km (Woodroffe et al. 2006).

II.1.4. Densité

Pour estimer les densités de blaireaux, les méthodes les plus utilisées actuellement sont basées sur la collecte d'indices de présence, notamment le dénombrement des terriers principaux (Newton-Cross, White, Harris 2007; Schley, Schaul, Roper 2004) associé à une estimation de la taille des groupes sociaux par terrier (Jacquier 2020). Cette estimation peut être réalisée à l'aide de pièges photographiques, qui permettent de déterminer un nombre minimal d'individus présents, en considérant le nombre maximal de blaireaux adultes différents vus sur une photo ou une vidéo. Des méthodes non invasives de récoltes d'échantillon (poils ou fèces) peuvent également être mises en œuvre. Ces dernières ont montré de bons résultats (Judge et al. 2014).

La densité de terriers et la taille des groupes varient fortement en fonction des régions et des biotopes. Ainsi, dans le Sud de l'Angleterre, la densité varie de cinq à plus de trente blaireaux par km² (Palphramand, Newton-Cross, White 2007; Roper 2010). En Irlande du Nord et en République d'Irlande, elle est évaluée à 0,72 à 11,9 adultes par km² (Feore 1999; Sleeman et al. 2009).

En France, un travail de modélisation à partir d'observations collectées par des agents de l'ONCFS entre 2001 et 2010 a d'abord permis d'apporter des premières données de répartition du Blaireau à l'échelle du territoire (Calenge et al. 2015). Des indices de densité correspondaient à des valeurs relatives de densités (comprises entre 0 et 1) ont été obtenues et ont permis de comparer les régions entre elles et de suivre les évolutions des populations de blaireaux sans toutefois exprimer de valeur en nombre d'individus par km². Les zones de plus hautes valeurs relatives étaient situées en Normandie, dans le Nord-Est et le Sud-Ouest. Une autre étude a ensuite permis de mettre en évidence des facteurs environnementaux influençant la répartition du Blaireau toujours à l'échelle nationale (Jacquier 2020). Cette étude montre que dans les zones de faible altitude (moins de 400m en moyenne), les indices de densité sont liés à des facteurs biotiques, notamment l'abondance en vers de terre et la présence de vergers et de prairies. Dans les zones d'altitudes supérieures, les indices sont davantage influencés par des facteurs abiotiques. Les indices de densité diminuent en effet dans les zones au sol à texture grossière et au climat de type alpin (précipitations annuelles importantes et températures annuelles les plus basses). Cette même étude a conclu que les

densités de blaireaux en France métropolitaine dans les régions non méditerranéennes varient de 1,3 à près de 14 individus par km² et sont ainsi assez proches de celles observées en République d'Irlande (Jacquier 2020).

II.2. Réceptivité et sensibilité du Blaireau à *M. bovis*, voies d'infection et d'excrétion

Les blaireaux sont considérés comme très réceptifs à l'infection par *M. bovis* (Corner et al. 2007). La principale voie de contamination est la voie aérienne, par inhalation d'aérosols contaminés. Toutefois, dans les populations naturellement infectées, les morsures entre individus (notamment les mâles) constituent une autre voie d'infection (Corner, Murphy, Gormley 2011). Or l'évolution de l'infection dépend de la voie d'entrée de *M. bovis*. Quand l'infection a lieu via la voie respiratoire, elle cause une maladie chronique et les signes cliniques associés sont variés. L'infection peut être subclinique latente (c'est-à-dire sans lésion ni symptôme visible) mais aussi évoluer en une maladie modérée (lésions de taille limitée, peu ou pas de signes cliniques). La maladie peut enfin être grave, avec des signes cliniques généraux dus à des lésions sur plusieurs organes (Gallagher, Clifton-Hadley 2000). L'infection par morsure cause une maladie d'évolution plus rapide avec des lésions généralisées (Gallagher, Clifton-Hadley 2000).

Dans les populations sauvages, naturellement infectées, peu de blaireaux développent des lésions macroscopiques après avoir été infectés par *M. bovis*. Cependant des différences existent entre régions (Jenkins et al. 2008 ; Murphy et al. 2010 ; Balseiro et al. 2011). En France, 21,5% des blaireaux infectés et autopsiés entre 2012 et 2017 présentaient des lésions (Réveillaud et al. 2018).

Dans le cas des blaireaux infectés qui ne présentent pas de lésions, l'analyse histologique permet de mettre en évidence des microlésions, généralement localisées dans les poumons et les nœuds lymphatiques trachéo-bronchiques, médiastinaux et céphaliques. En cas de maladie généralisée, les nœuds lymphatiques hépatiques, inguinaux, scapulaires et mésentériques sont les plus souvent infiltrés. Les organes les plus touchés en cas d'infection sévère sont le foie, la rate et les reins (Balseiro et al. 2011 ; Corner, Murphy, Gormley 2011 ; Gallagher, Clifton-Hadley 2000 ; Jenkins et al. 2008 ; Murphy et al. 2010 ; Payne et al. 2013 ; Réveillaud et al. 2018).

L'excrétion de *M. bovis* par un blaireau infecté est possible par les aérosols, la salive et de façon plus minoritaire par voie urinaire, fécale et via les exsudats des blessures. L'intensité d'excrétion est proportionnelle à la sévérité des lésions (Corner, Murphy, Gormley

2011). Certains blaireaux qui présentent des infections sévères sont capables d'excréter *M. bovis* de façon continue, intense et par différentes voies. Ils sont alors qualifiés de « super excréteurs » (Delahay et al. 2000 ; Payne 2014). Cependant, la transmission de l'infection ne s'explique pas seulement par ces individus, minoritaires, mais également par les blaireaux qui présentent peu de lésions visibles. Ils excrètent le bacille de façon moins importante mais ils sont plus nombreux (Delahay et al. 2013 ; Gallagher, Clifton-Hadley 2000 ; Gavier-Widén et al. 2009 ; Jenkins et al. 2008 ; Gormley, Corner 2017). Le passage d'individu infecté non excréteur à excréteur semble lié à des facteurs de stress physiologique. En effet, le nombre de blaireaux excréteurs augmente significativement au printemps, en lien probablement avec la moins bonne condition corporelle de la sortie d'hiver, la lactation pour les femelles reproductrices, la défense du territoire pour les mâles et la recherche de partenaires sexuels pour les individus mûres (Delahay et al. 2013).

II.3. Dynamique de transmission de l'infection à *M. bovis* dans les populations de blaireaux

II.3.1. Transmission intraspécifique

Au sein d'un même groupe social, le risque d'infection est augmenté par la présence d'un individu « super excréteur » (Benton et al. 2016 ; Vicente et al. 2007). Le risque est d'autant plus important pour les jeunes si ces individus leur sont apparentés (Benton et al. 2016). La taille du groupe a été mise en évidence comme un facteur de risque par certains auteurs (Benton et al. 2016 ; Woodroffe et al. 2009), mais ce n'est pas le cas pour d'autres (Delahay et al. 2013; Vicente et al. 2007).

L'infection par *M. bovis* peut également être transmise entre groupes de blaireaux. Il a tout d'abord été observé que l'infection était plus fréquente chez les individus moins stables spatialement (immigrant, isolé du groupe et utilisant plus les terriers secondaires), sans pouvoir affirmer que ces comportements sont la cause ou la conséquence de l'infection (Vicente et al. 2007 ; Weber, Bearhop, et al. 2013 ; Weber, Carter, et al. 2013 ; Woodroffe et al. 2009). De plus, les mouvements de blaireaux entre groupes sociaux peuvent être dus à une activité reproductrice, causant un potentiel stress. Celui-ci peut induire une baisse d'immunité (Martin 2009) et ainsi augmenter la réceptivité de l'individu pour *M. bovis* ou le rendre excréteur s'il est déjà infecté. Les mesures d'abattage peuvent également causer une augmentation du domaine d'activité des blaireaux, des contacts intergroupes et donc du risque de transmission (Carter et al. 2007). Enfin, la transmission entre individus de différents groupes peut également avoir lieu par contacts indirects, par fréquentation des mêmes lieux (points

d'alimentation et d'abreuvement notamment) et par exploration des latrines des groupes voisins (Drewe et al. 2013 ; Payne et al. 2017 ; Ellwood et al. 2017).

À l'échelle individuelle, la transmission entre membres d'un même groupe est plus importante que celle entre groupes sociaux différents. À l'échelle de la population, la stabilité des groupes ainsi que la connexion entre groupes ont plus d'impact sur la transmission que la taille du groupe en elle-même. La transmission et la persistance de *M. bovis* dans les populations de blaireaux ne semblent pas uniquement liées à la densité, bien qu'à taux de prévalence égal, le nombre de blaireaux infectés augmente avec celle-ci. Ces mécanismes sont complexes et font intervenir le comportement social et spatial des individus, qui détermine les contacts entre eux, ainsi que la structure des groupes et la proportions d'animaux excréteurs (ANSES 2019).

II.3.2. Transmission interspécifique

La transmission interspécifique de l'infection par *M. bovis* dépend des rôles épidémiologiques des espèces données (facteurs spécifiques à l'espèce et aux populations) ainsi que de l'interface entre les deux populations de ces différentes espèces. À l'interface, les contacts indirects sont majoritaires. Ils sont permis par la capacité de la bactérie à survivre dans l'environnement. Dans le cadre de notre étude, nous allons nous focaliser sur les transmissions de l'infection entre les blaireaux et les bovins, bien que la dynamique de transmission interspécifique soit bien plus complexe car elle inclut beaucoup d'autres espèces domestiques et sauvages.

En France, les bovins jouent le rôle principal de maintien et de diffusion de l'infection, comme détaillé dans le début de cette étude bibliographique. Les contacts entre blaireaux et bovins sont favorisés par certains types d'organisation paysagère. Les bocages, où les pâtures sont morcelées par des zones forestières qui créent une importante surface de lisières, sont favorables à l'établissement de terriers et aux marquages territoriaux par dépôt de fèces. Tous ces éléments augmentent le risque de contacts indirects entre blaireaux et bovins (Hutchings, Harris 1999). Le surpâturage pourrait augmenter ces contacts et donc potentiellement la transmission de l'infection (Hutchings, Harris 1997).

La présence de terriers sur les pâtures est un facteur de risque important, tout d'abord à cause des bonnes conditions environnementales dans les terriers pour la survie de *M. bovis*. De plus, le comportement curieux des bovins vis-à-vis de ces terriers, qui se traduit par une exploration olfactive, et des latrines présents sur leur pâture peut également augmenter le risque de transmission (Drewe et al. 2013). Les blaireaux sont attirés par les aliments destinés

aux bovins (Payne et al. 2016), notamment en hiver, et les lieux de nourrissage ou de stockage sont ainsi des points de transmission de *M. bovis* entre les deux espèces.

II.4. Surveillance épidémiologique du Blaireau en France

Les résultats de surveillance, via le dispositif SYLVATUB et les différentes études menées sur le sujet dans les zones d'enzootie principales, montrent que dans ces zones des communautés d'hôtes se sont constituées, composées d'espèces domestiques et sauvages, dont le Blaireau. Comme en Espagne et dans la majorité des cas des îles britanniques, des blaireaux en France ont été trouvés infectés à proximité des foyers bovins avec des souches de *M. bovis* de même profil moléculaire indiquant une transmission entre les deux espèces quasi-certaine (Payne et al. 2013 ; Réveillaud et al. 2018). Les prévalences observées chez les blaireaux en zone d'enzootie en France sont toutefois bien inférieures (autour de 5%) (Réveillaud et al. 2018) à celles mises en évidence dans les zones d'enzootie au Royaume-Uni (en moyenne de 17%) (Bourne et al. 2007) et en République d'Irlande (entre 19,5% et 26,1%) (Byrne et al. 2015).

Le dispositif SYLVATUB permet l'analyse de blaireaux dans le cadre des surveillances événementielles, événementielles renforcées et programmées. Ainsi, entre 2019 et 2021, dans le cadre des surveillances événementielles et événementielles renforcées, 512 blaireaux ont été collectés et analysés en moyenne par an, majoritairement dans des départements de niveau 2 et 3 (Desvaux, Réveillaud 2022). La prévalence apparente d'infection par *M. bovis* parmi ces animaux variait entre 4 et 5,4%. Concernant la répartition géographique des blaireaux trouvés infectés, la majorité provenait de Charente et de Dordogne (environ 60%) et tous les autres de départements du sud-ouest ou de la Côte-d'Or.

Dans le cadre de la surveillance programmée, 1882 blaireaux ont été prélevés en moyenne par an, et les prévalences apparentes d'infections par *M. bovis* parmi ceux-ci étaient de 6,5% en 2019, 5,2% en 2020 et 8% en 2021 avec de fortes variations selon les départements et également au sein des zones infectées de ces départements. La majorité des blaireaux infectés était également en Charente et en Dordogne, mais un nombre important a également été retrouvés en Charente Maritime, dans les Landes et en Côte-d'Or (Desvaux, Réveillaud 2022).

Le rôle épidémiologique du Blaireau n'a été étudié de façon approfondie qu'en Côte-d'Or, où en zone d'enzootie persistante il joue le rôle d'hôte de liaison et donc représente une source possible d'infection pour les autres espèces y compris les bovins (Payne et al. 2013).

Par ailleurs des travaux de modélisation à partir de données obtenues dans le sud-ouest de la France suggèrent que dans certaines zones d'enzootie l'infection peut circuler trois à six ans chez les blaireaux de manière indépendante à la circulation chez les bovins (Bouchez-Zacria et al. 2023). Ces travaux indiquent de plus que ni les populations de bovins ni les populations de blaireaux n'ont agi comme des réservoirs distincts mais que la transmission de *M. bovis* est entretenue par une communauté d'hôtes. En revanche, dans les zones où les foyers bovins ont été éliminés, l'infection ne semble pas avoir persisté dans les populations de blaireaux, suggérant que ces populations ne sont pas devenues à elles seules des populations de maintien de l'infection. Le rôle dans la circulation de l'infection de chaque population de blaireaux et de celles des autres espèces reste toutefois globalement difficile à déterminer, variant certainement d'un écosystème à l'autre (Payne 2014). Toutefois, dans les zones où les blaireaux sont trouvés infectés à proximité des pâtures, le risque de transmission aux bovins existe, justifiant certaines mesures de lutte.

II.5. Statut réglementaire du Blaireau en France et implications dans la lutte contre la tuberculose bovine

La mise en place de mesures de lutte concernant le Blaireau s'inscrit dans un contexte particulier lié à son statut réglementaire. Dans la réglementation européenne, le Blaireau est inscrit à l'annexe III de la Convention de Berne ratifiée par la France le 26 avril 1990. Ainsi tout prélèvement (par la chasse ou par mesure de régulation) est réglementé afin de maintenir les populations hors de danger de conservation. Dans ce cadre, l'utilisation de collets et cages-trappes nécessite un arrêté préfectoral de destruction et la France est dans l'obligation de soumettre au comité permanent de la Convention un rapport biennal comme prévu par celle-ci (article 8 et 9, annexe III et IV de la convention). Ainsi, certaines mesures de lutte détaillées précédemment, telle que l'éradication de population, ne sont à première vue pas envisageables pour cette espèce dans notre pays.

En France, la chasse du Blaireau est autorisée (arrêté du 26 Juin 1987), soit à tir soit par vénerie sous terre. Cependant pour des raisons de santé publique et animale, la vénerie sous terre n'est autorisée que dans les zones considérées comme indemnes de tuberculose bovine, correspondant aux zones de niveau 1 du dispositif SYLVATUB, du fait du risque de tuberculose encouru pour les chiens de chasse en zone de niveau 2 et 3 (non indemnes).

Le Blaireau peut également faire l'objet de mesures de régulation, à l'initiative des maires ou des préfets en application des articles L.427-4 à L.427-6 du Code de l'environnement. La réglementation impose que ces mesures soient justifiées. Dans ce cadre, les demandes de destruction de blaireaux sont formulées soit pour prévenir des dommages

importants aux cultures, au bétail, aux forêts, aux pêcheries, aux eaux et aux autres formes de propriété, soit dans l'intérêt de la santé et de la sécurité publique. Ces mesures administratives de régulation permettent la destruction de blaireaux sous l'autorité des lieutenants de louveterie grâce à des moyens spécifiés par arrêté préfectoral. Les procédés autorisés pour la régulation du Blaireau sont le piégeage par collets à arrêtoirs ou par cages-pièges, les tirs de nuit ou de jour et le déterrage (dans les zones indemnes de tuberculose bovine). Le piégeage est une technique pouvant être mise en œuvre par des piégeurs titulaires d'un agrément préfectoral, après formation au piégeage.

Ainsi, la mise en œuvre de mesures de lutte contre la tuberculose bovine qui comprennent des prélèvements de blaireaux font l'objet d'une réglementation particulière. Dans le cadre du projet de vaccination des blaireaux dont cette thèse fait l'objet, les animaux testés positifs sur le terrain seront euthanasiés. L'obtention d'un arrêté préfectoral autorisant ces prélèvements a donc été nécessaire.

II.6. Quelques données utiles pour la réalisation de manipulations du Blaireau

Cette étude bibliographique non exhaustive a pour vocation d'apporter les informations essentielles sur le Blaireau pour la compréhension et la réalisation des manipulations dans le cadre du projet pilote de vaccination. La majorité des données citées ci-dessous sont issues du livre « Le Blaireau d'Eurasie » d'Emmanuel Do Linh San (Do Linh San 2006).

II.6.1. Données anatomiques du Blaireau européen

Le Blaireau est un animal fouisseur présentant une morphologie adaptée à cette activité. Il est trapu et avec des membres courts dont les extrémités sont pourvues de griffes non rétractiles. Le Blaireau creuse avec ses membres thoraciques. Ses griffes sont en effet plus longues sur les membres antérieurs que postérieurs et les surfaces plantaires antérieures sont également plus importantes. Les membres pelviens servent principalement pour le déblaiement de la terre. Sa tête est fine, courte et conique et est ainsi adaptée aux activités de fouille. L'extrémité du museau, le rhinarium, est flexible et une membrane à l'intérieur des narines bloque l'accès aux cavités nasales. Ces deux caractéristiques évitent l'entrée de particules de terre lorsque l'animal creuse.

L'anatomie de l'extrémité des membres est une zone où l'occurrence de blessure liée au piégeage est importante. Son anatomie doit donc être connue afin de pouvoir mettre en évidence les lésions et les décrire. L'extrémité des membres présente cinq doigts, constitués de deux phalanges pour le doigt I (le plus médial) et trois phalanges pour les quatre autres. La face plantaire est constituée d'un large coussinet et de cinq pelotes digitales, fusionnées à leur base et qui couvrent entièrement la dernière phalange des doigts ainsi que la partie distale de la précédente (Figure 6).



Figure 6 : Faces plantaires des membres thoracique (à gauche) et pelviens (à droite) gauches d'après « Le Blaireau d'Eurasie » (Do Linh San 2006)

Le Blaireau présente un faible dimorphisme sexuel. La détermination du sexe est donc principalement basée sur l'observation des organes sexuels externes. Pour les observations à distance, cela relève de l'observation ou non des testicules. Lorsque les blaireaux sont anesthésiés et peuvent donc être observés de près, les femelles peuvent être distinguées par la présence de la vulve, ventralement à l'anus (voir Figure 7 ci-dessous).



*Figure 7 : Anatomie des organes sexuels externes des blaireaux mâle (à gauche) et femelle (à droite)
d'après « Le Blaireau d'Eurasie » (Do Linh San 2006)*

La poche subcaudale est une invagination de la peau entre l'anus et la queue, formant une poche de 2 cm de profondeur (Figure 7). Les tissus de cette zone sont constitués de glandes sébacées et sudoripares hypertrophiées sécrétant une substance crémeuse, blanchâtre à brunâtre. Ces sécrétions ont un rôle dans le marquage et l'identification des individus. Cette particularité anatomique est intéressante à relever dans le cadre de manipulations de blaireaux, notamment pour les opérateurs n'ayant jamais travaillé avec cette espèce pour les prises de températures rectales.

La formule dentaire du Blaireau est la suivante : I 3/3, C 1/1, PM 4/4, M 1/2. La première prémolaire est vestigiale voire absente chez certains individus. Les populations de blaireaux en Europe ont ainsi entre 36 et 38 dents. Les incisives et les canines sont conformes à la dentition des carnivores, sans être suffisamment pointues et tranchantes pour tuer des proies de grande taille et en dépecer la viande. Les tubercules présents sur les molaires témoignent du régime omnivore du Blaireau. L'étude des dents des blaireaux capturés est importante car elle permet l'estimation de l'âge de l'animal, mais aussi de relever d'éventuelles blessures.

II.6.2. Données de physiologie du Blaireau européen

II.6.2.1. Poids et variations saisonnières

Un blaireau pèse en moyenne 12 kg toutes saisons confondues mais le poids des blaireaux varie de manière importante au cours de l'année. Ils prennent légèrement du poids au printemps et en été, mais c'est en automne qu'ils constituent leurs réserves, par accumulation de graisse sous-cutanée, notamment sur la partie caudale du dos. Cette couche de graisse peut atteindre jusqu'à 5 cm d'épaisseur. Cette particularité à son importance lorsque l'on considère les injections intramusculaires, d'anesthésiants par exemple, qui doivent alors être réalisées dans des zones moins riches en graisse. Cette couverture grasseuse, en plus de servir d'isolant thermique, leur permet de tenir au cours de l'hiver où l'accès aux ressources alimentaires est plus limité. Les blaireaux perdent ainsi beaucoup de poids pendant cette saison. La Figure 8 ci-dessous présente les variations de poids de blaireaux de sept pays européens au cours de l'année.

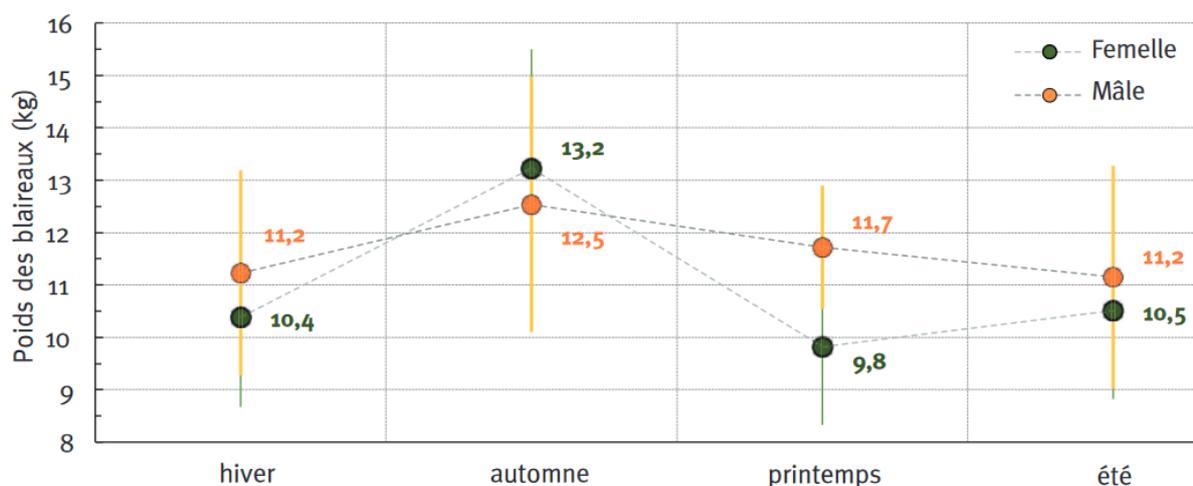


Figure 8 : Variation saisonnière du poids des blaireaux femelles et mâles en Europe d'après (Lebourgeois 2020)

La variation de poids des femelles est plus importante que celle des mâles, en partie à cause du coût énergétique élevé de la reproduction et de l'élevage des jeunes (Lebourgeois 2020).

II.6.2.2. Reproduction et cycle sexuel

Les blaireaux peuvent s'accoupler toute l'année (Corner et al. 2015). L'activité spermatogène des mâles est continue. Les femelles, elles, connaissent trois pics d'activité sexuelle, d'intensité variable et qui dépendent de leur âge. Le plus important se déroule de mi-janvier à mi-mars, c'est la période d'ovulation principale pour les femelles de plus de deux ans. Elles sont également capables de s'accoupler et d'ovuler alors qu'elles sont déjà fécondées, ce phénomène s'appelle la superfœtation ou polyœstrie (Yamaguchi, Dugdale, Macdonald 2006). Les blaireautins d'une même portée peuvent donc avoir été conçus par plusieurs mâles différents mais aussi à plusieurs dates.

La période de mise bas est pourtant concentrée entre les mois de janvier et février, grâce au phénomène d'ovo-implantation différée. En effet, après la fécondation le développement embryonnaire s'arrête au stade blastocytaire. L'embryon survit d'un à onze mois libre dans l'utérus, s'implante majoritairement entre mi-décembre et mi-janvier puis se développe en fœtus. L'implantation est contrôlée par des facteurs environnementaux tels que la photopériode et la température. Cette caractéristique permet la période d'émergence de jeunes au printemps, quand les ressources sont disponibles et leur laisse le temps de grandir et constituer leurs réserves avant leur premier hiver. En effet, si les blaireaux présentaient un pic d'activité sexuelle avant l'hiver afin de retrouver la même période de mise bas, ceux-ci seraient obligés de puiser dans leurs précieuses réserves avant l'hiver.

La gestation dure en moyenne 45 jours. À l'émergence, les portées sont principalement de deux ou trois blaireautins, bien qu'une femelle puisse avoir jusqu'à cinq petits. Ils passent environ deux mois dans le terrier avec leur mère. À ce moment-là, ils font leurs premières sorties et ils pèsent entre deux et trois kg. À l'âge de quatre mois, ils sont sevrés et ne suivent plus constamment leur mère. Ils atteignent leur poids adulte à la fin de leur premier automne. La chronologie de la reproduction et de l'élevage des jeunes est résumée dans la Figure 9 ci-dessous.

	janvier	février	mars	avril	mai	juin	juillet	août	sept	oct	nov	déc.
Femelles adultes		Mise bas - Rut	Ovo-implantation différée - autres accouplements possibles									Gestation (6-7 sem)
Jeunes			Sortie des jeunes (8 sem)	Sevrage (12 sem)		Comportement proche des adultes (16 sem)						

Figure 9 : Calendrier de reproduction et d'élevage des jeunes chez le Blaireau d'après (ANSES 2019)

II.6.3. Parasitoses externes

Dans le cadre des manipulations, comme cela sera décrit ensuite dans les procédures, une recherche des parasites externes sur les blaireaux sera menée et le niveau d'infestation observé sera consigné. Il est donc important de connaître les principales ectoparasitoses du Blaireau en Europe occidentale et leurs caractéristiques.

Ainsi, le Blaireau peut être l'hôte de nombreuses espèces d'ectoparasites, regroupant des parasites de différents ordres : des diptères, des siphonaptères (ordre des puces), des mallophages (ordre des poux broyeur) et des acariens. Certains de ces parasites n'ont qu'un faible pouvoir pathogène tandis que d'autres, tels que les tiques, peuvent être vecteurs de maladies. Les espèces de parasites les plus retrouvés chez les blaireaux en Europe de l'Ouest sont *Trichodectes melis* (poux broyeur), *Paraceras melis* (puce) et les tiques du genre *Ixodes* spp. (Hancox 1980).

Une grande proportion de blaireaux sont porteurs d'ectoparasites, mais les taux d'infestations restent en général bas. Les charges parasitaires rapportées sont environ d'un à cinq tiques et de dix à vingt mallophages par blaireau. Les changements fréquents d'occupation des terriers ainsi que le nettoyage de ceux-ci au printemps contribuent au maintien de ces faibles taux. Cependant, des cas d'infestation massive, pouvant causer la mort de l'animal, sont documentés notamment sur des animaux déjà plus faibles (Hancox 1980). Les blaireaux sont de manière générale plus infestés par des ectoparasites en été qu'en hiver. Les zones où les ectoparasites sont usuellement retrouvées sont les oreilles, le cou, les flancs, l'aîne et au-dessus de la queue (Hancox 1980).

De cette partie bibliographique ressortent les enjeux économiques importants de la maîtrise de la tuberculose bovine dans les élevages en France, ainsi que des mesures de surveillance et de lutte déjà mises en place pour la faune domestique et sauvage. Le Blaireau, en tant qu'espèce très réceptive à *M. bovis*, peut en zone d'enzootie bovine jouer un rôle dans la transmission de l'infection, rôle qui dépend localement des caractéristiques écologiques des populations en présence de blaireaux et, des autres espèces et de l'interface qui peut les lier. Aussi en France, malgré les incertitudes qui persistent, le Blaireau peut dans certaines zones être considéré comme hôte de liaison de l'infection, justifiant certaines mesures de lutte. Celles-ci reposant principalement sur l'abattage en zones infectées de blaireaux à proximité des pâtures d'élevages foyers, des réflexions et recherches autour du vaccin comme alternative ou mesure complémentaire sont de plus en plus engagées. Le Blaireau ayant un statut réglementaire particulier, des contraintes liées à ce statut, détaillées ci-dessus, sont toutefois à prendre en compte y compris dans le cadre de projet de recherche comme peut

l'être le projet pilote dans lequel s'inscrit cette thèse. Enfin, certaines données d'anatomie, de physiologie et de parasitologie du Blaireau ont été abordées car elles sont des notions importantes à connaître dans l'optique de la mise en place d'un projet expérimental concernant cette espèce. La suite de ce manuscrit concerne la rédaction et la mise en application de procédures permettant la vaccination des blaireaux au sens pratique du terme, à la destination des équipes sur le terrain.

ÉTUDE EXPÉRIMENTALE : ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION D'UN PROTOCOLE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE

Un projet de vaccination des blaireaux contre la tuberculose bovine va se dérouler pendant quatre ans dans une zone d'environ 100 km² en Dordogne. En tant que projet de recherche utilisant des animaux vivants, le projet a été soumis à l'approbation d'un comité d'éthique suite à la rédaction d'une Demande d'Autorisation de Projet (DAP). Cette DAP détaille les différentes procédures que peut subir un blaireau, en fonction de l'année du projet, du nombre de captures dont il a fait l'objet et des doses de vaccin qu'il a éventuellement reçues.

L'objectif du travail présenté ici était de rédiger ces procédures de façon détaillée et pratique à destination des équipes sur le terrain dans le cadre de la mise en œuvre de cette campagne de vaccination des blaireaux en France, sur le modèle de la méthode TVR (Test, Vaccinate or Remove). Les protocoles utilisés en Irlande du Nord ont servi de base à la rédaction des procédures françaises. Après une phase d'analyse et de recherche, la première mise en application a été réalisée d'avril à juillet 2023. Elle a permis de tester la première version des procédures afin de les optimiser et de les adapter à la réalité du terrain. Le déploiement de la vaccination des blaireaux nécessitant des directives efficaces et répétables, celles-ci doivent être facilement comprises et applicables par d'autres équipes. Enfin, les premiers résultats obtenus ont fait l'objet d'une étude rétrospective, dans une optique d'optimisation des procédures de vaccination.

Avant la réalisation des manipulations, une prospection des terriers a été mise en place sur l'ensemble de la zone. Une partie des terriers était déjà connue, grâce aux données de surveillance du GDS mais aussi par les connaissances des sociétés de chasse locales. L'ensemble de ces terriers ont fait l'objet d'une vérification d'activité, afin de savoir s'ils étaient fréquentés au moment de l'étude. Cette vérification s'est faite en deux temps, d'abord en recherchant des signes d'activité (déblais, latrines, aires de jeu, ...) puis à l'aide de pièges photographiques. Le piégeage s'est ensuite déroulé sur trois semaines consécutives pour chaque terrier sélectionné : une première semaine de pré-appâtage pour habituer les animaux au matériel puis deux semaines de piégeage au sens propre, avec des cages et des collets.

Pour cette première année, la procédure pour chaque blaireau primo-capturé comprend une estimation visuelle du poids, une anesthésie reversée, un prélèvement de sang,

un test sérologique rapide sur le terrain, la pose d'un transpondeur électronique, un marquage visuel par tonte du pelage ainsi que la réalisation de divers prélèvements et relevés. Le résultat du test rapide conditionne la suite de la procédure. En cas de test négatif, le blaireau est vacciné puis relâché. En cas de test positif, en revanche, celui-ci est euthanasié puis autopsié. Les blaireaux recapturés sont relâchés sans être anesthésiés.

Le test rapide permet de distinguer les blaireaux infectés par *M. bovis* de ceux qui ne le sont pas. Le résultat est obtenu pendant les manipulations puis complété plus tard par un test plus sensible réalisé en laboratoire. Cela permet d'éliminer les individus infectés et donc de réduire le risque de contamination pour les autres, mais aussi de proposer une alternative à l'abattage non discriminé. De plus, la vaccination permet de protéger les individus testés négatifs contre la tuberculose bovine. Enfin, l'identification des blaireaux vaccinés en cas de recapture est possible de façon temporaire pour la saison de piégeage, grâce à un marquage visuel par tonte, et permanente par la pose d'un transpondeur électronique.

I. Matériel et méthodes

I.1. Déroulement de la rédaction des procédures de vaccination en France

Dans le cadre du projet de vaccination des blaireaux en France, des procédures déjà testées au Royaume-Uni et en Irlande ont servi de base pour proposer un protocole pratique et détaillé. Ces procédures ont été adaptées, complétées et testées en vue d'un possible déploiement de la vaccination dans les régions de France les plus touchées par la tuberculose bovine.

I.1.1. Base du protocole

Les *Standard Operating Procedures* (SOP) sont les procédures utilisées en Irlande du Nord et en Angleterre et ont été publiées dans le cadre du projet « Test, Vaccinate or Remove ». Elles résument, étape par étape, le matériel nécessaire et la réalisation pratique du protocole sur le terrain. Les mesures de biosécurité, nettoyage et désinfection sont d'abord présentées. Elles détaillent les règles sanitaires pour la manipulation des animaux afin de limiter les risques de contamination des opérateurs, des autres animaux capturés mais aussi des bovins des élevages à proximité. Les SOP expliquent ensuite les procédures de prospection des terriers, de piégeage (placement des pièges, appâtage, et piégeage à

proprement parlé) et de manipulation des animaux capturés (blaireaux et espèces non ciblées) ainsi que les prélèvements réalisés. Mon étude expérimentale porte plus spécifiquement sur ces deux dernières parties.

Ces SOP ont été la première base pour la réalisation d'un protocole français détaillant les manipulations d'animaux capturés. Après un travail de traduction de la totalité des informations, une analyse du protocole a été réalisée afin d'identifier les parties qu'il était possible de garder telles quelles et celles qui devaient être modifiées. En effet, des choix ont été faits par l'équipe de coordination du projet, pour s'adapter au contexte local, à la législation française et aux habitudes de travail des différents membres du groupe. Les parties des SOP qui ont été conservées sont regroupées en français en Annexe 1.

I.1.2. Complément des procédures

Les procédures britanniques, qui sont en premier lieu un document à visée de contrôle qualité, ne contiennent toutefois pas certains détails pratiques. L'observation de la réalisation des manipulations de blaireaux était donc importante afin de combler ces manques.

Sandrine LESELLIER, membre de l'équipe de coordination, a déjà travaillé en République d'Irlande avec des équipes de recherche qui étudient le Blaireau en lien avec la tuberculose bovine. Une campagne de vaccination des blaireaux est réalisée dans ce pays depuis 2018. Ainsi, en octobre 2022, une partie de l'équipe pilote du projet et moi-même y avons effectué un voyage, dans la région de Dundalk. Nous avons pu aller avec les équipes sur le terrain afin d'observer la réalisation des manipulations sur les blaireaux capturés. Cette visite nous a permis d'apprécier des méthodes différentes de celles d'Irlande du Nord, notamment au niveau du piégeage, ainsi que d'avoir des précisions pratiques. Ces détails sont le reflet de l'expérience du vétérinaire que nous avons rencontré et concernent, entre autres, l'approche du blaireau pour l'injection d'anesthésiques, le matériel utilisé, le positionnement de celui-ci pour la prise de sang ou la fabrication d'une boîte isotherme pour la réalisation du test à une température constante et adaptée.

De plus, des recherches bibliographiques complémentaires ont permis de combler le reste des informations manquantes. À titre d'exemple, l'anesthésie des espèces non ciblées n'était pas abordée dans les procédures initiales.

I.2. Zone d'étude

L'équipe coordinatrice du projet a sélectionné la zone d'étude en étudiant le risque relatif d'infection des blaireaux par *M. bovis* dans chaque commune, de Dordogne et du Sud Charente, identifiée comme infectée. Comme nous l'avons vu précédemment, cette zone présente une des plus fortes prévalences de tuberculose bovine en France.

Pour cela, les données obtenues dans le cadre de SYLVATUB et celles de la DRAAF (Direction Régionale de l'Alimentation, de l'Agriculture et de la Forêt) de Nouvelle-Aquitaine ont été combinées. Tout d'abord, les données de prélèvements SYLVATUB ont été étudiées entre 2006 et 2022. Elles concernaient le nombre de blaireaux piégés et de cadavres trouvés par commune sur la période, donnant ainsi une idée de la densité de populations de blaireaux. Enfin, la DRAAF a fourni le nombre d'ateliers bovins par commune en 2022 ainsi que l'incidence de tuberculose bovine chez ces mêmes animaux la même année. De cette manière, en combinant ces éléments, trois zones présentaient un risque relatif important d'infection du Blaireau à *M. bovis*. Parmi elles, deux se situent en Dordogne et ont été présélectionnées pour le projet.

La première zone présélectionnée, dans le Périgord Blanc, n'a pas été retenue car des mesures renforcées de biosécurité avaient été mises en place dans les élevages, rendant difficilement interprétables les évolutions de l'incidence de la tuberculose bovine dans le cadre du projet.

L'autre zone, sélectionnée pour la mise en application du projet, présente l'avantage d'être délimitée dans sa partie Nord-Ouest par un cours d'eau, la Dronne, formant ainsi une frontière naturelle. Cela permet d'augmenter les chances de piéger une grande partie des blaireaux présents (voir Figure 10).

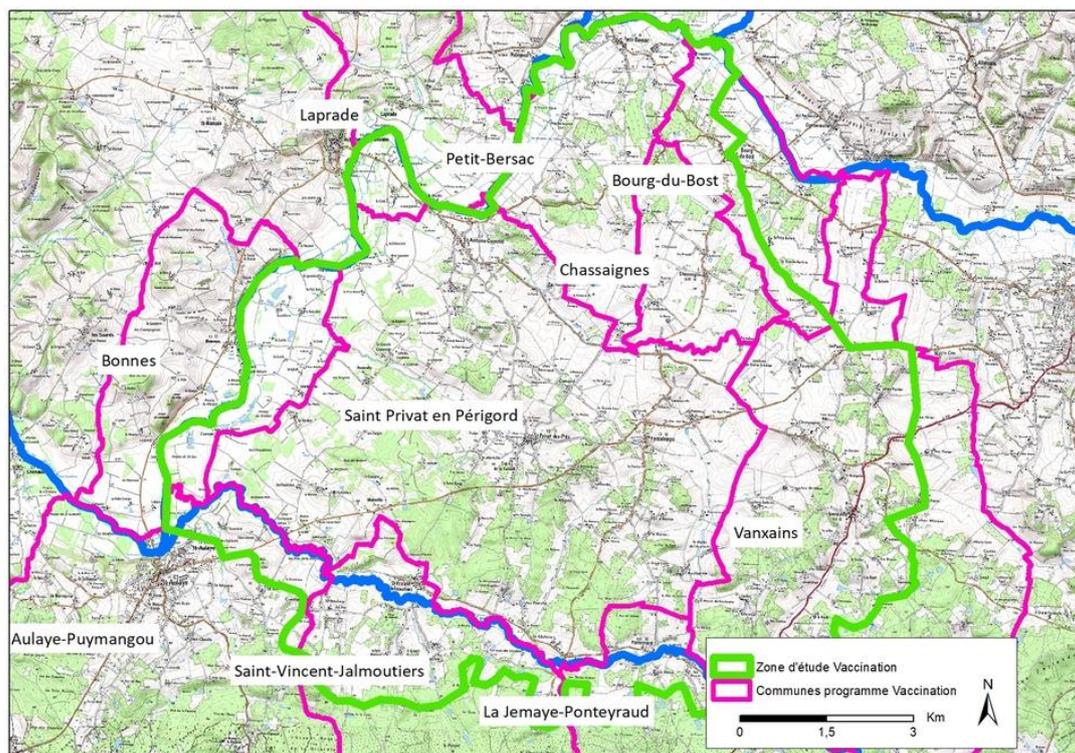


Figure 10 : Zone d'étude du projet, au Nord-Ouest de la Dordogne et d'une surface d'environ 100 km²

I.3. Équipe

Pendant les manipulations des animaux, l'équipe est composée de trois personnes :

- Un piégeur agréé, qui assure en amont toutes les activités de piégeage et en cas de capture transmet l'information au reste de l'équipe. Pendant les manipulations, le piégeur s'occupe de la contention avant l'anesthésie, du déplacement et de la pesée du blaireau anesthésié et apporte son aide pour la réalisation du test et des prélèvements (poils et parasites).
- Un assistant de terrain, qui reste « propre », sans contact avec l'animal et les prélèvements, et qui gère la réalisation du test rapide et la prise de notes des différentes données. Il a également un rôle de vérification de la réalisation de l'ensemble des manipulations (suivi de la liste des procédures).
- Un vétérinaire ou une personne (applicateur ou concepteur) ayant reçu une formation sur l'utilisation des animaux à des fins scientifiques telle que l'UPAL (Utilisation et Protection des Animaux de Laboratoire). Cette personne, que nous nommerons manipulateur dans la suite des procédures, est en charge des injections (anesthésie, vaccination, euthanasie), du prélèvement sanguin, de l'identification, du relevé de données concernant l'animal et de la gestion d'éventuelles blessures.

II. Résultats

II.1. Procédures proposées

Dans un premier temps, nous allons détailler et expliquer les procédures d'hygiène et de biosécurité adaptées des SOP consultées. La gestion des médicaments sera ensuite abordée. Enfin, le protocole de manipulations des blaireaux est détaillé, suivi de celui de la gestion des captures d'espèces non ciblées.

II.1.1. Hygiène et procédures de biosécurité

Compte tenu de la proximité de certaines zones de manipulation avec des élevages, il existe des risques d'introduction de la tuberculose bovine dans les cheptels bovins. De plus, les manipulations successives augmentent le risque de transmission de maladies, dont la tuberculose bovine, par le matériel entre animaux sauvages capturés.

Des règles de biosécurité et de nettoyage/désinfection du matériel ont donc été définies et mises en place. Elles sont, pour une grande partie, inspirées des SOP d'Irlande du Nord (Annexe 1). Certaines mesures visent plus spécifiquement la protection des manipulateurs, d'autres les risques de transmission de la tuberculose bovine vers d'autres zones et certaines répondent aux deux objectifs.

II.1.1.1. Risques sanitaires pour les opérateurs

Les opérateurs de terrain sont susceptibles d'être en contact direct, de par les manipulations, avec diverses espèces d'animaux sauvages y compris non-cibles du projet de vaccination (blaireaux mais aussi renards, ragondins, cervidés, sangliers...). Le contact peut également être indirect, principalement via les déjections, sur le matériel utilisé ou dans les zones de manipulations.

Le risque infectieux principal inhérent au projet est la contamination par *M. bovis*, par contact direct ou indirect avec les blaireaux. Cependant, d'autres pathogènes peuvent contaminer les équipes. À partir de la liste des agents infectieux zoonotiques potentiellement transmis par les animaux admis en centre de soin de la faune sauvage en France (Chazal 2021), le Tableau 11 ci-dessous résume uniquement ceux transmis par les espèces potentiellement piégées avec les dispositifs mis en place et donc à risque possible pour les

équipes du projet. Pour chaque zoonose, l'agent pathogène, les espèces responsables de la contamination et les voies majeures de contamination associées sont présentées.

Tableau 11 : Principaux agents zoonotiques des espèces susceptibles d'être rencontrées au cours du projet d'après (Chazal 2021)

Agent pathogène zoonotique	Espèces sauvages à l'origine de la contamination	Voies majeures de contamination pour l'Homme
Infections virales		
Rage <i>Rabies lyssavirus</i>	Chauve-souris, carnivores et toutes les espèces de mammifères terrestres	Par morsure, griffure, léchage
Hantavirus des rongeurs <i>Orthohantavirus</i>	Rongeurs	Par morsure, griffure Par inhalation de poussières contaminées Par ingestion de matières contaminées
Infections bactériennes		
Salmonellose <i>Salmonella enterica</i>	Toutes les espèces (Reptiles, rongeurs, oiseaux, autres mammifères)	Voie digestive (Contact avec des déjections animales)
Leptospirose <i>Leptospira spp.</i>	Animaux pouvant être atteints (Renard, Chevreuil, Sanglier, etc.) Animaux porteurs sains (Rongeurs)	Contact cutané ou avec muqueuse (Contact direct avec urine ou environnement souillé)
Tuberculose <i>Mycobacterium bovis, M. avium</i>	Blaireau, cervidés	Par inhalation Examens post-mortem (autopsie)
Maladie de Lyme <i>Borrelia burgdorfen</i>	Cervidés, Renard	Par l'intermédiaire de vecteurs (tiques)
Colibacillose <i>Escherichia coli</i>	Nombreuses espèces	Voie digestive
Infections fongiques		
Dermatophytose <i>Microsprum, Tricophyton, etc</i>	Hérisson, Renard, rongeurs, Lapin	Par contact direct cutané
Infections parasitaires		
Échinococcose alvéolaire <i>Echinococcus multilocularis</i>	Renard	Voie digestive (Œufs de parasites sur le pelage, végétaux, etc.)
Gale, cheyletiellose <i>Sarcoptes, Cheyletiella</i>	Rongeurs, Renard	Par contact direct cutané
Cryptosporidiose <i>Cryptosporidia spp.</i>	Nombreuses espèces	Voie digestive
Giardiose <i>Giardia spp.</i>	Nombreuses espèces	Voie digestive

Les voies de contamination sont variées : directe, indirecte (par voie digestive principalement), par l'intermédiaire de vecteurs, par inhalation ainsi que par morsure ou griffure. La protection des opérateurs nécessite donc différentes mesures, adaptées à chaque maladie. Le Tableau 12 ci-dessous résume l'évaluation des risques encourus par chaque opérateur pendant les manipulations ainsi que les mesures et équipements de protection associés. Cette analyse prend également en compte les risques associés à la manipulation d'objets coupants et de médicaments.

Tableau 12 : Risques encourus par les membres de l'équipe au cours des manipulations et mesures associées (Production personnelle)

	Piégeur	Manipulateur	Assistant
Rôles à risque	0 : pose et dépose cage et collet (manipulation sol) 1 : Contention/distraction anesthésie 2 : Transport terrier - zone de manipulation et pesée 3 : Ouverture du tube de sang 4 : Prélèvement de poils 5 : Transport zone de manipulation - terrier 6 : Contention en cas de réveil	1 : Préparation et injection anesthésie 2 : Prélèvement sanguin 3 : Identification 4 : Relevé de données sur l'animal 5 : Gestion des lésions 6 : Vaccination 7 : Euthanasie/réversion 8 : Aide au dépiégeage	1 : Prélèvement du sang dans le tube, lancement du test par ajout sang et réactif 2 : Manipulations à proximité du blaireau (prise de photo, scan puce, ...) 3 : Aide au dépiégeage
	Contamination infectieuse aérienne	Risque modéré : masque FFP2, désinfection au Virkon (1, 2, 4, 5, 6)	Risque faible (installation à minimum 2m de l'animal) : masque FFP2, désinfection au Virkon (1, 2)
Contamination infectieuse par contact	Risque modéré : masque FFP2, lunettes de protection, gants, bottes, désinfection au Virkon, gel hydroalcoolique (0, 2, 3, 4, 5, 6)	Risque fort : masque FFP2, lunettes de protection, gants usage unique, bottes, veste/guêtres et pantalon imperméable, désinfection au Virkon, gel hydroalcoolique (2, 3, 4, 5, 6, 7, 8)	Risque très faible : masque FFP2, lunettes de protection, gants usage unique, bottes, pantalon imperméable, désinfection au Virkon, gel hydroalcoolique (1, 3)
Risque et mesures associées	Morsures, griffure	Risque fort : anesthésie de l'animal (2, 3, 4, 5, 6, 7) ; fourche de contention, perche à injection (1) ; cage piège, cage de contention (6, 7)	Risque absent : pas de manipulation de l'animal
	Piqures parasites	Risque modéré : gants, vêtements de terrain couvrant, contrôle quotidien présence tique, tire tiques (déplacements en forêt/prairie, 2, 4, 5, 6)	Risque modéré : contrôle quotidien présence tique, tire tiques (déplacements en forêt/prairie)
	Piqre, coupure	Risque absent : pas de manipulation d'objet piquant ou coupant	Risque absent : pas de manipulation d'objet piquant ou coupant
	Projection produits	Risque absent : pas de manipulation directe	Risque faible (réactif test) : gants à usage unique, lunettes de protection (1)
			Risque modéré (stupéfiants, vaccin) : gants à usage unique, lunettes de protection, coffre produits stupéfiant à code (1, 6, 7)

II.1.1.2. Équipement de protection individuelle

Afin de prévenir les risques de contamination par inhalation, par contact cutané direct et par voie digestive (en mettant ultérieurement les mains à la bouche par exemple), un ensemble d'équipement de protection individuelle (EPI) est fourni et contient a minima :

- Une paire de bottes (compatibles avec les mesures de désinfection),
- Des lunettes de protection,
- Des gants en latex imperméables à usage unique,
- Un masque FFP2.

Le manipulateur étant en contact direct avec l'animal s'équipe en plus d'un pantalon et d'une veste imperméables et couvrants, facilitant le nettoyage et la désinfection.

Tous les EPI à usage unique doivent être jetés à la fin de chaque manipulation sur un terrier. Les bottes et vêtements imperméables doivent être :

- Propres au début de chaque journée de travail ;
- Nettoyés et désinfectés à la fin de chaque manipulation sur un terrier ;
- Nettoyés et désinfectés lors des déplacements entre les exploitations, avant d'arriver et au moment de quitter l'exploitation ou dès que possible après.

Les autres EPI doivent être remplacés si nécessaire, en cas de dommage, usure ou inefficacité.

II.1.1.3. Hygiène des mains

Le port des gants est obligatoire pour tous les membres de l'équipe pendant les opérations de manipulation des animaux et du matériel. Pour compléter la protection apportée par les EPI, notamment pour prévenir les contaminations directes et par voie digestive, du gel hydroalcoolique est mis à disposition de tous les opérateurs dans la boîte de matériel manipulateur. À la fin des manipulations sur un terrier, tous les agents de terrain présents doivent se désinfecter les mains.

II.1.1.4. Protection contre les tiques et les puces

Les manipulations se déroulant dans les bois ou à proximité, les agents de terrain doivent rechercher chaque jour la présence de tiques sur eux. En cas d'animaux présentant

une infestation importante par des parasites externes (puces notamment), un insecticide peut être utilisé afin d'éviter que les manipulateurs ne soient piqués ou infestés.

II.1.1.5. Nettoyage et désinfection

Les opérations de nettoyage et désinfections du matériel doivent être réalisées à la fin de toute manipulation sur la zone, près de la voiture et donc à distance du terrier, afin de limiter les perturbations sonores et olfactives (odeur du désinfectant). Les EPI doivent être conservés par les membres de l'équipe jusqu'à la fin de ces opérations.

Afin d'assurer le nettoyage et la désinfection, le matériel suivant est mis à disposition des équipes :

- Un seau en plastique, qui permet le stockage du matériel de nettoyage et désinfection dans la voiture et le transport du matériel contaminé après les manipulations,
- Une brosse à poils durs et un cure-pieds, pour retirer le maximum de matière organique avant la désinfection. Le matériel est également rincé à l'eau ou essuyé avec de l'essuie-tout humide pour retirer le reste de matière organique,
- Un désinfectant à large spectre avec une activité virucide, bactéricide et fongicide (solution de Virkon® à la concentration de 15 g/L), pour désinfecter l'ensemble des objets utiles aux manipulations.

La solution de Virkon® est préparée en mélangeant une cuillère à café de Virkon® en poudre dans 1 L d'eau. Le mélange doit être refait dès que la solution perd sa coloration rose vif. Celle-ci est pulvérisée puis essuyée avec de l'essuie-tout après un temps d'application de 30 minutes (temps nécessaire à l'activité bactéricide d'après la notice de Virkon®). Les gants en cuir, pour la contention des animaux, sont également brossés et pulvérisés de désinfectant après utilisation. Le matériel peut être entreposé dans la voiture et essuyé après le trajet, une fois les 30 minutes écoulées. Si plusieurs animaux ont été capturés, le temps de pose peut être réduit afin de limiter leur temps d'attente.

La même procédure est appliquée au matériel de piégeage. Chaque fin de semaine, tout le matériel est retiré des terriers piégés depuis deux semaines. Un maximum de la matière organique est retiré sur place à l'aide d'une brosse. Tout est ensuite nettoyé au jet d'eau sous pression puis désinfecté par pulvérisation de la même solution de Virkon®.

Les véhicules sont nettoyés au jet d'eau et désinfectés en fin de semaine après le dépiégeage mais aussi avant et après tout accès à une exploitation ou une zone susceptible

d'accueillir des animaux de rente. Afin de maintenir propre l'intérieur des véhicules, il est recommandé de mettre les bottes en sortant de la voiture, de les retirer à la fin des manipulations et de les stocker dans un bac dans le coffre pendant les trajets.

II.1.1.6. Gestion des déchets

Tous les déchets de matériel ayant été directement au contact des animaux ou servant aux manipulations sont placés dans des sacs poubelle spécifiques pour les déchets biologiques (sacs jaunes DASRI) ou dans des bacs pour objets tranchants (petite poubelle jaune DASRI). Dans le cadre du projet pilote en Dordogne, les déchets DASRI (cadavres, déchets contaminés et coupants) sont amenés au Laboratoire Départemental d'Analyse et de Recherche (LDAR) de la Dordogne à Périgueux pour y être traités.

II.1.2. Gestion des médicaments

Les médicaments (Kétamine ® 1000 (kétamine), Domitor® (médétomidine), Antisedan® (atipamézole), Doléthal® (pentobarbital)) doivent être stockés dans des coffres à code connu seulement par les personnes autorisées à les utiliser (manipulateur et éventuellement assistant s'il est agréé à la manipulation des animaux à des fins scientifique). La date d'ouverture des flacons doit être notée sur ceux-ci et les dates de péremption doivent être respectées.

Le manipulateur tient à jour un registre indiquant le numéro du transpondeur si l'animal a été identifié, et l'espèce sinon, ainsi que la quantité prélevée pour chaque médicament utilisé. Le registre doit également comporter les entrées et sorties de médicaments. Le manipulateur doit donc consigner toute ouverture et fin de flacon.

Le vaccin BCG est un vaccin vivant atténué et doit donc être conservé entre 2 et 8°C, sans congélation et à l'abri de la lumière. Les vaccins et diluants sont stockés et transportés dans des glacières électriques, dont la température est suivie à l'aide de capteurs via une application dédiée. Lors des manipulations sur le terrain, les vaccins et diluants sont placés dans une boîte isotherme dont la température est préalablement refroidie à l'aide de pains de glace et suivie avec des capteurs. En cas de température non conforme pendant l'une de ces étapes, les lots de vaccins et diluants sont jetés.

II.1.3. Mise en place du protocole de vaccination des blaireaux

Deux types de dispositifs sont mis en place afin de capturer des blaireaux lors de la campagne de vaccination

- Des collets à arrêtoirs qui sont spécialement adaptés pour la capture de blaireaux et utilisés en République d'Irlande dans le cadre de leur campagne de vaccination depuis 2018. L'arrêtoir les empêche de se refermer à moins de 28 cm de diamètre, ce qui permet de limiter les blessures sur les blaireaux adultes mais empêche la capture des juvéniles ;
- Des cages-pièges, développées pour le Blaireau par des biologistes anglais, sont également utilisées. La Figure 13 ci-dessous présente des blaireaux capturés dans ces deux types de pièges.

Les piégeurs vérifient les pièges chaque matin, et tous doivent avoir été relevés au maximum deux heures après le lever du soleil, ceci en application de la réglementation relative au piégeage.

Le manipulateur et l'assistant de terrain sont avertis en cas de capture, le piégeur précise le nombre de captures, la ou les espèces et les terriers concernés. Si une blessure importante est observée, elle est également rapportée et l'animal sera rejoint de façon prioritaire. L'équipe doit également savoir dans quel type de piège la capture a eu lieu afin d'adapter le matériel de contention et d'anesthésie.



Figure 13 : Photographies d'un blaireau capturé au collet (à gauche) et dans une cage (à droite)
(source : GREGE)

Le protocole suivi pour la réalisation des manipulations sur les blaireaux est résumé dans une fiche terrain jointe en Annexe 2.

II.1.3.1. Préparation du matériel

Avant le départ du piégeur pour le contrôle des matériels de capture, la glacière qui sert au transport des vaccins est branchée pour permettre son refroidissement dans l'éventualité d'une capture.

En cas de capture, avant de rejoindre le piégeur au terrier concerné, le manipulateur et l'assistant de terrain préparent la boîte isotherme qui sert à la conservation des vaccins et à la réalisation du test sur le terrain. Celle-ci est inspirée de celle que l'équipe a pu observer lors de la visite en République d'Irlande. Elle est équipée de deux sangles qui permettent de la transporter de façon pratique sur le dos lors des déplacements de l'équipe (voir Figure 14 ci-dessous).



Figure 14 : Extérieur de la boîte isotherme servant à la conservation des vaccins et à la réalisation du test sur le terrain (source : GREGE)

Elle est composée de deux parties, une froide et une chaude, équipées d'un capteur de température chacune (Figure 15). Dans la partie froide, des pains de glaces sont placés afin de maintenir la température entre 2°C et 8°C pendant les manipulations, intervalle de températures idéal pour la bonne conservation du vaccin. L'autre partie est maintenue entre

18°C et 30°C avec des chaufferettes. Le nombre de vaccins et diluants correspondant au nombre de captures sont ensuite placés dans la glacière, deux doses supplémentaires sont ajoutées et pourront être utilisées en cas de problème.

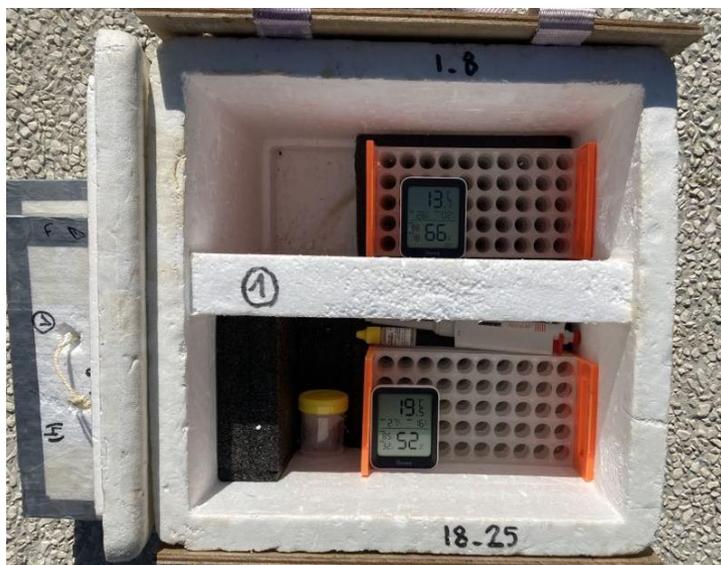


Figure 15 : Vue sur les deux compartiments de la boîte isotherme : le froid pour les vaccins (en haut) et le chaud pour le test (en bas) (source : GREGE)

L'équipe doit ensuite charger dans la voiture une boîte de tests, la boîte isotherme et la glacière qui sert au transport des vaccins. À l'aide de la liste du matériel (voir Annexe 3), l'assistant de terrain et le manipulateur vérifient que tout est bien dans la voiture avant de partir.

II.1.3.2. Choix et mise en place de la zone de manipulation

Le piégeur, après avoir prévenu le reste de l'équipe en cas de capture, choisit une zone où l'animal sera manipulé. Celle-ci doit se situer à bonne distance des entrées du terrier afin de minimiser les risques de nuisances olfactives et auditives pour les autres blaireaux et ainsi limiter les risques d'impacter les potentielles futures captures. Elle doit cependant ne pas trop s'en éloigner, afin de pouvoir aisément ramener l'animal près d'une entrée du terrier pour son réveil. Enfin, pour que les manipulations se passent de la façon la plus efficace, la zone doit être plane, dégagée et, si possible, proche d'une aire pour garer la voiture afin de faciliter le transport du matériel.

En arrivant en voiture près du terrier, le manipulateur et l'assistant de terrain s'équipent avec les vêtements imperméables et les bottes. Ils transfèrent le nombre nécessaire (en ajoutant quelques doses supplémentaires) de vaccins, diluants et tests dans les compartiments dédiés dans la boîte isotherme. Ils transportent ensuite l'ensemble du matériel nécessaire jusqu'à la zone de manipulation indiquée par le piéteur. Ce matériel comprend : la boîte du manipulateur, le sac de l'assistant, la boîte isotherme, le seau contenant les poubelles et le matériel de nettoyage et désinfection, le lecteur de puce, le matériel de contention (lasso ou fourche en fonction du type de piège), la perche à injection en cas de capture au collet. En cas de pluie, l'équipe peut également emmener un grand parapluie équipé d'un pied pour se protéger.

Une fois sur place, le manipulateur et l'assistant s'équipent de leurs EPI et mettent en place leur matériel. Ils disposent chacun des planches en plastique rigide permettant d'isoler le blaireau et le matériel du sol. Le manipulateur prépare ensuite le matériel pour anesthésier l'animal et celui nécessaire à la prise de sang, l'identification et la gestion d'éventuelles lésions (voir Figure 16). L'assistant quant à lui prépare une fiche capture dédiée, un GPS pour sauvegarder la position de la capture, de quoi peser le blaireau et le matériel nécessaire à la réalisation du test (voir Figure 17).



Figure 16 : Matériel du manipulateur installé avant le début des manipulations (source : GREGE)



Figure 17 : Matériel de l'assistant de terrain installé avant le début des manipulations (source : GREGE)

Pendant toute la durée de présence sur la zone, les membres de l'équipe doivent veiller à être les plus calmes et silencieux possible, notamment lorsque le blaireau n'est pas encore anesthésié et pendant les phases d'induction et de réveil. Toutes les opérations de nettoyage et désinfection sont effectuées près de la voiture et non sur la zone de manipulation, afin de déposer le moins d'odeur possible. De même, les pièges en place sur la zone ne sont manipulés que si cela est nécessaire et toujours avec des gants.

II.1.3.3. Anesthésie

Les objectifs de l'anesthésie sont l'inconscience (narcose), la myorelaxation et l'analgésie. Elle permet de réduire le stress et la douleur liés aux manipulations pour l'animal, et aux opérateurs de travailler dans le calme et la sécurité.

Le protocole anesthésique utilisé en Irlande du Nord, à base de médétomidine, kétamine et butorphanol, n'a pas été retenu par l'équipe coordinatrice du projet. En effet, certains membres de l'équipe ont pris l'habitude d'utiliser le mélange médétomidine et kétamine dans des projets ayant impliqués la capture et l'anesthésie de blaireaux. De plus, ces deux molécules sont également utilisées en République d'Irlande, sans butorphanol. Nous avons pu ainsi observer son application sur des blaireaux dans des conditions similaires à celles de notre projet lors de notre visite. Les anesthésies s'étaient bien déroulées.

Le protocole britannique comprend la réversion systématique des blaireaux avec de l'atipamézole, qui n'est cependant pas effectuée en pratique (Lesellier, communication personnelle). Celle-ci a été discutée, certains membres de l'équipe l'associant par expérience à des réveils dysphoriques et ne considérant pas le réveil trop long sans réversion. Cependant, lors de notre déplacement en République d'Irlande, le vétérinaire sur place n'en réalisait pas et le réveil du blaireau que nous avons pu observer avait été long (supérieur à 30 minutes après la fin des manipulations). De plus, dans leurs conditions normales de fonctionnement, ils déposent le blaireau devant son terrier et ne surveillent pas le réveil. Cela leur permet de gagner du temps et de commencer les manipulations suivantes plus rapidement. Dans un souci d'optimisation des procédures et du bien-être animal, la réversion de l'anesthésie des blaireaux a été mise en place pendant notre phase terrain. Leur réveil a été suivi attentivement afin de pouvoir tester cette modalité pour l'inclure dans les procédures.

II.1.3.3.1. Conditions de réalisation

La première condition de réalisation de l'anesthésie du blaireau est qu'il s'agisse d'une primo-capture lors de la période donnée. C'est pourquoi le corps du blaireau est scanné avec le lecteur de puce afin de savoir s'il est identifié et donc s'il s'agit d'une recapture. Des marques de tonte visibles au niveau du cou et en bas du dos du blaireau permettent de savoir qu'il a déjà été capturé et vacciné au cours de la période (voir Figure 18). Il ne doit donc pas dans ce cas être anesthésié.



Figure 18 : Marques de tonte réalisées sur un blaireau afin de l'identifier rapidement en cas de recapture au cours d'une même période (source : GREGE)

De plus, tout blaireau d'un poids inférieur à 1 kg ne sera pas anesthésié mais relâché sans autre manipulation. Les captures sont réalisées à partir de début avril, soit environ deux mois après la majorité des naissances dans nos régions qui ont lieu en février. Les jeunes qui commencent à sortir du terrier à cet âge pèsent entre 2,5 et 3,5 kg. La capture d'un individu de moins de 1 kg est donc peu probable mais en cas de doute, le blaireau est pesé sans être anesthésié, à l'aide des moyens de contention disponibles.

Le mauvais état général d'un blaireau ou l'observations de signes cliniques attestant d'une maladie ou d'un traumatisme ne sont pas des critères d'exclusion de l'anesthésie. En effet, ces blaireaux doivent être anesthésiés, même si les risques sont plus importants que pour des individus semblant sains, dans le but d'être testés pour la tuberculose.

II.1.3.3.2. Préparation du matériel et des anesthésiants

Après s'être équipé avec ses EPI et avoir préparé son matériel, le manipulateur se rend avec le piégeur sur l'emplacement de capture du blaireau. Il prend avec lui :

- Le lecteur de puce pour rechercher une éventuelle identification,
- Le moyen d'injection : la perche et une seringue de 3 mL pour les captures au collet, comme l'utilise le vétérinaire rencontré en République d'Irlande ou une seringue de 2 mL pour les captures en cage, comme décrit dans les SOP d'Irlande du Nord,
- Plusieurs aiguilles jaunes (20G 40mm de longueur 0,9mm de diamètre),
- Les flacons de Kétamine 1000® (kétamine 100 mg/mL) Virbac et Domitor® (médétomidine 1 mg/mL) Vetoquinol, pour limiter les déplacements inutiles en cas d'injection ratée.

Le piégeur amène un moyen de contention adapté (la fourche pour la cage) ou un moyen de détourner l'attention du blaireau (un bâton prélevé sur place pour une capture au collet). Cette dernière technique nous avait été conseillée par le vétérinaire irlandais qui utilisait la perche à injection. Nous avons fait le choix d'utiliser un autre objet tel qu'un bâton afin de prévenir tout risque de morsure de la perche qui risquerait de l'abimer.

Le poids du blaireau est estimé visuellement par le piégeur principalement, en concertation si nécessaire avec le manipulateur. Sa capacité à être anesthésié est évaluée selon les critères décrits ci-dessus.

Le mélange anesthésique est préparé directement dans la seringue en se basant sur une posologie de 100 µg/kg de médétomidine et 10 mg/kg de kétamine, soit 0,1 mL/kg de Domitor® et 0,1 mL/kg de Kétamine 1000®. Ces doses anesthésiques sont celles utilisées par les membres de l'équipe de coordination dans leurs projets antérieurs, comme cette étude sur l'anesthésie du blaireau (Davison et al. 2007). Après avoir ponctionné les deux flacons, l'aiguille est jetée dans la poubelle DASRI prévue à cet effet, et une nouvelle est placée au bout de la seringue. La peau du Blaireau étant épaisse, utiliser une aiguille neuve permet de diminuer la probabilité de tordre l'aiguille à l'injection et donc les risques de ne pas injecter ou seulement partiellement les anesthésiques. Cette modalité a été incluse dans les procédures à la suite d'une injection infructueuse.

II.1.3.3.3. Injection du mélange anesthésique

Pour une capture au collet, le piégeur contourne le blaireau par l'arrière et en restant à côté (au niveau de son épaule) place l'extrémité du bâton en face de la tête du blaireau pour le distraire. Le manipulateur s'approche alors par l'arrière et injecte le mélange anesthésique en intramusculaire dans les muscles du cou (voir Figure 19 ci-dessous). Les potentielles difficultés sont notamment un blaireau qui bouge beaucoup ou encore un milieu difficile d'accès (par exemple trop broussailleux) qui rend difficiles les déplacements du manipulateur. Dans ces cas-là, l'injection pourra être réalisée dans les lombes ou la cuisse, à l'évaluation du manipulateur, afin de permettre une intervention rapide et efficace.



Figure 19 : Injection des anesthésiques à l'aide d'une perche à injection dans les muscles du cou, pendant que le blaireau est distrait avec un bâton (source : GREGE)

Pour une capture en cage, le piégeur contient le blaireau contre les barreaux du haut de la cage à l'aide de la fourche spécifique dédiée. L'animal est guidé vers l'arrière de la cage et la fourche est insérée verticalement au milieu de celle-ci. En inclinant la fourche, le blaireau est remonté puis plaqué contre le haut de la cage, permettant de limiter ses mouvements et ainsi réaliser les injections intramusculaires nécessaires. L'injection est réalisée dans les lombes ou la cuisse, en évitant le cou afin de prévenir les risques de morsures. La Figure 20 ci-dessous illustre cette manipulation.



Figure 20 : Contention du blaireau avec la fourche pour la réalisation de l'injection des anesthésiques en cas de capture en cage (source : GREGE)

En théorie, le mélange anesthésique doit idéalement être injecté dans les muscles du cou. En effet, à la différence des lombes et de la cuisse, le dépôt graisseux au niveau du cou est peu important et les chances d'injecter dans le gras sont donc moindres. Cependant, l'accumulation de gras sous-cutané a principalement lieu à l'automne (avant l'hiver) et les périodes de manipulation (avril à juillet) prévues dans le cadre de ce projet rendent moins importante cette considération. Ainsi d'autres sites pourront être préférés pour la sécurité du manipulateur ou en cas de difficulté comme détaillé précédemment.

II.1.3.3.4. Induction et déplacement du blaireau

Directement après l'injection, le manipulateur et le piégeur retournent calmement et sans bruit vers la zone de manipulation. Le blaireau est laissé seul et sans stimulation. Après cinq minutes, son état de conscience est vérifié (absence de port de tête et myorelaxation).

Si l'inconscience est complète, celui-ci est transféré dans un grand sac de course par le piégeur puis ramené sur la zone de manipulation. Si ce n'est pas le cas, l'équipe attend cinq minutes supplémentaires. Après ce délai, soit dix minutes après l'injection, si le blaireau est encore vigilant ou si le relâchement musculaire n'est pas complet, une autre injection est réalisée. Le manipulateur injecte une demi-dose ou une dose en fonction de l'état de conscience de l'animal. Après deux doses et demie d'anesthésiques injectées sans succès, le blaireau est vacciné, marqué et relâché sans prélèvement de sang.

II.1.3.3.5. Réajustement de la dose d'anesthésiques

En arrivant sur la zone de manipulation, le blaireau anesthésié est pesé par le piégeur, directement dans le sac de course avec un peson (voir Figure 21 ci-dessous). Si la différence entre le poids réel et le poids estimé est supérieure à 500 g, l'anesthésie est sous dosée et un réajustement est nécessaire. Une injection intramusculaire est alors réalisée par le manipulateur afin de compléter la dose initiale pour atteindre la posologie de 100 µg/kg de médétomidine et 10 mg/kg de kétamine.



Figure 21 : Pesée d'un blaireau anesthésié dans le sac de course à l'aide du peson par le piégeur (source : GREGE)

II.1.3.3.6. Prévention des risques liés à l'anesthésie

Les risques majeurs inhérents à l'anesthésie dans le cadre de nos procédures sont l'hypothermie ou l'hyperthermie, l'hypotension, l'hypoventilation. Les ulcères cornéens constituent un risque également à cause du maintien des yeux ouverts.

Afin de limiter les risques d'hypotension et d'hypoventilation, les doses d'anesthésiques et la durée d'anesthésie sont réduites au nécessaire. Pour prévenir les complications liées à une hypothermie ou une hyperthermie, des recherches bibliographiques ont été nécessaires. En effet, les procédures étudiées ne contiennent pas de valeurs de températures limites indiquant que des mesures de correction doivent être mises en place.

Recherches bibliographiques :

Des études précisant la température rectale de blaireaux anesthésiés avec un protocole identique à celui du projet ont été recherchées dans la littérature. Dans un premier article, la température rectale moyenne dix minutes après l'injection est d'environ 38,5°C pour 16 blaireaux captifs (Davison et al. 2007). Pour un groupe de 93 blaireaux sauvages anesthésiés, la température moyenne pendant la période d'anesthésie est de 37,8 ± 0,07 °C (McLaren et al. 2005a). L'agitation des animaux sauvages liée à leur capture peut faire augmenter leur température avant l'anesthésie.

Ainsi, il a été retenu que les températures rectales des blaireaux au cours de l'anesthésie seront considérées comme normales dans un intervalle de 37,5°C et 39,5°C.

Procédures proposées :

Pour isoler le blaireau du sol et ainsi limiter la diminution de température corporelle, le blaireau est placé sur une plaque de plastique rigide pendant toute la durée des manipulations (Figure 22). Pour prévenir les risques d'ulcères de la cornée, un trait d'Ocrygel® (Carbopol, Cétrimide) est appliqué sur chaque œil. Cette partie a été rajoutée après le début de la mise en place sur le terrain afin de limiter les risques d'ulcères cornéens. Cela s'inscrit dans une optique de raffinement des procédures.



Figure 22 : Blaireau anesthésié placé sur une plaque de plastique rigide, isolé du sol (source : GREGE)

Afin de suivre les évolutions de température corporelle du blaireau anesthésié, deux mesures de température rectale sont réalisées pendant les manipulations (Figure 23). La première est prise au début de l'anesthésie, juste après le prélèvement de sang. La seconde est réalisée à la remise du blaireau au terrier. D'autres mesures de températures peuvent être réalisées à l'appréciation du manipulateur, si la première est anormale et/ou si les conditions météorologiques sont impactantes (températures extrêmes, précipitations importantes...).



Figure 23 : Prise de la température rectale au début des manipulations (source : GREGE)

En cas de température rectale inférieure à 37,5°C ou supérieure à 39,5°C au cours des manipulations, plusieurs mesures de correction pourront être mises en place : couverture de survie pour réchauffer l'animal en fonction de la situation, chaufferettes électriques. Si la température continue de descendre ou de monter, la réversion de l'anesthésie peut être

décidée par le manipulateur, notamment si le blaireau présente des signes d'hypotension et/ou d'hypoventilation.

Comme précisé dans la demande d'autorisation de projet (DAP) et adapté des SOP d'Irlande du Nord, l'euthanasie sera envisagée en cas de choc avéré pendant l'anesthésie, à savoir :

- Hypothermie ou hyperthermie majeures : augmentation ou diminution rapide et importante de température non régulée pendant plus de 15 minutes par les actions de refroidissement ou de réchauffement, ni par la réversion de l'anesthésie,
- Hypotension et hypoventilation : respiration accélérée (puis considérablement ralentie), et pâleur des muqueuses buccales et conjonctivales, extrémités des pattes froides.

Dans tous les cas, le manipulateur (vétérinaire ou personne formée à la manipulation des animaux à des fins scientifiques) doit être consulté pour prendre la décision finale.

Avec le protocole proposé ici, l'anesthésie dure en moyenne 25 minutes (Davison et al. 2007). La prise de sang est donc le premier acte réalisé afin de pouvoir lancer rapidement le test. En effet, 20 minutes d'attente sont nécessaires avant la lecture du résultat.

II.1.3.4. Prélèvement sanguin

Les prélèvements sanguins permettent la réalisation d'un test rapide sur le terrain (test DPP) et d'un test IFNG ultérieurement au LDAR de Dordogne. Les résultats des tests IFNG permettront d'affiner le taux d'infection obtenu avec le test DPP et d'éuthanasier d'éventuels blaireaux recapturés faussement négatifs au test DPP. Ils serviront également à d'autres projets de recherche notamment sur la réponse immunitaire post-infection du Blaireau vis-à-vis de la tuberculose bovine avec de nouveaux antigènes.

Le manipulateur prépare en amont le matériel nécessaire à la prise de sang : vacutainer, aiguille adaptée, tubes héparinés. Le volume de sang maximal qu'il est acceptable de prélever dans le cadre de l'expérimentation animale est de 10% du volume total. L'objectif des 3R (Remplacer, Réduire, Raffiner) est de prélever uniquement ce qui est nécessaire à l'étude. Il faut 10 µL soit moins d'une goutte de sang pour réaliser le test rapide DPP et les tests IFNG nécessitent au moins 8 mL.

En théorie, 9 mL par blaireau serait donc suffisant dans le cadre de notre projet pilote. Cependant, cette étude va permettre de récolter du sang pour d'autres projets de recherches comme expliqué ci-dessus. Il a donc été décidé par l'équipe de coordination du projet que la quantité de sang prélevée serait de 5% du volume sanguin total, afin de pouvoir en prendre un peu plus que nécessaire sur les blaireaux plus lourds. Le volume sanguin du Blaireau étant d'environ 70 mL/kg, les volumes de sang à prélever sont résumés dans le Tableau 24 ci-dessous.

Tableau 24 : Volume de sang à prélever par blaireau en fonction de son poids

Poids du blaireau	< 2 kg	3 à 4 kg	5 à 6 kg	> 7 kg
Volume de sang à prélever	2 mL	1 tube de 10 mL	1 tube de 10 mL 1 de 5 mL	2 tubes de 10 mL

Le blaireau est placé sur le dos et sa tête basculée en arrière afin de dégager son cou et l'accès aux veines jugulaires. Si le manipulateur le souhaite, un support (bloc de mousse expansée rectangulaire) peut être utilisé pour caler la tête ou surélever le corps afin de faire gonfler les jugulaires et ainsi faciliter le prélèvement. Le manipulateur choisit un côté et tond une zone sur la ligne entre la pointe de l'épaule et la pointe de la mandibule afin de rendre la veine apparente. Puis la zone est désinfectée avec une compresse imbibée d'alcool. Cela permet également de vasodilater la veine et ainsi de la voir plus facilement (Figure 25).

Le sang est prélevé en interchangeant les tubes dans le vacutainer. Si une nouvelle ponction est nécessaire, une nouvelle aiguille est utilisée.

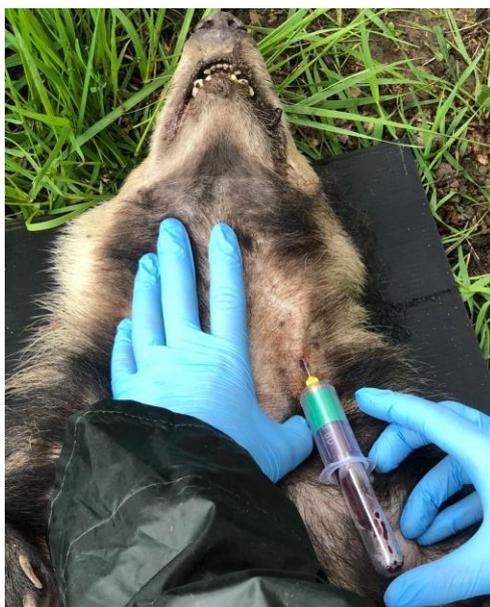


Figure 25 : Prise de sang réalisée sur la veine jugulaire gauche d'un blaireau (source : GREGE)

Après trois tentatives infructueuses sur un site, la procédure est arrêtée et seule la ponction d'une goutte de sang est réalisée. Celle-ci est prélevée à l'aide d'une seringue et d'une aiguille, à la veine céphalique ou saphène en fonction du manipulateur. La priorité est le test DPP réalisé sur le terrain quand le volume sanguin disponible est limité.

Après homogénéisation, un petit volume de sang est prélevé par l'assistant afin de réaliser le test. Les tubes sont ensuite identifiés avec des étiquettes de numéro de lot de prélèvement, puis conservés à température ambiante de la fin des manipulations jusqu'à leur arrivée au laboratoire à Périgueux. Si cela est nécessaire, ils peuvent être placés dans une boîte isotherme pour les protéger du froid ou du chaud. Les tubes de sang sont accompagnés d'une fiche de transmission laboratoire jointe en Annexe 4.

II.1.3.5. Test DPP

Le test DPP est un test sérologique rapide réalisable sur le terrain, utilisé également en Irlande du Nord et en République d'Irlande. C'est un test immunochromatographique, qui permet la détection d'anticorps contre *M. bovis* par migration de l'échantillon avec un réactif conjugué. La coloration d'une des deux lignes test (1 ou 2) permet de dire que le test est positif, sans prise en compte de l'intensité de cette ligne colorée.

Afin de réaliser le test, l'assistant prélève avec une micropipette 10 μ L de sang total hépariné dans le tube ouvert par le piégeur (voir Figure 26 ci-dessous). Il dépose le sang dans le puit 1 (« Sample + Buffer ») avec deux gouttes de réactifs (Figure 27). Après cinq minutes d'attente, l'assistant dépose quatre gouttes de réactifs dans le puit 2. Le résultat du test doit être lu 15 minutes après cette dernière manipulation. Les deux puits sont visibles sur la Figure 28 présentée ensuite.



Figure 26 : Pipetage du sang par l'assistant, dans le tube tenu par le piégeur (source : GREGE)

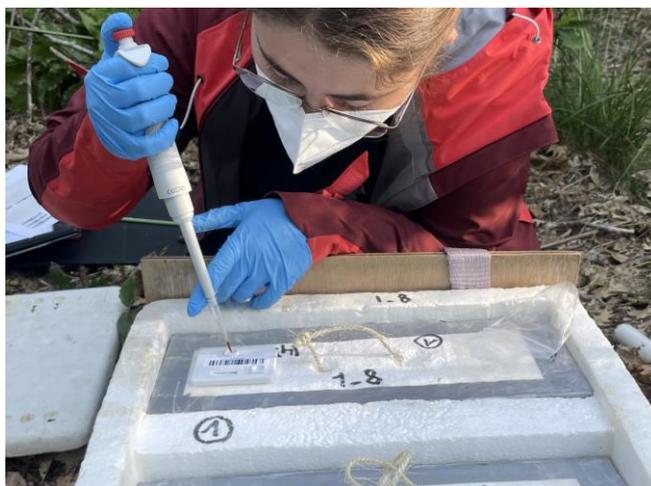


Figure 27 : Réalisation du test rapide, sur le couvercle de la boîte isotherme (source : GREGE)

Le test est placé pendant toute la durée de la migration sur une surface plane dans le compartiment chaud de la boîte isotherme. Comme expliqué précédemment, la température y est maintenue entre 18 et 30°C à l'aide de chauffeuses. Le couvercle de la boîte isotherme est percé de trous permettant le stockage à la verticale des tubes de sang pendant les manipulations.

Pour valider le bon fonctionnement du test, une ligne de contrôle (C) doit apparaître. Pendant la première phase d'expérimentations sur le terrain, il est arrivé à plusieurs reprises que le test soit invalide par absence de ligne de contrôle. La durée totale du test étant de 20 minutes et l'anesthésie relativement courte, il a été décidé de vérifier 5 minutes avant la fin du test la présence de la ligne de contrôle, qui apparaît au fur et à mesure de la migration. En cas d'absence, un nouveau test est lancé avant la fin du précédent ce qui permet de gagner un peu de temps. Le test est identifié avec une étiquette prélèvement attribuée au blaireau capturé (Figure 28).



Figure 28 : Exemple de test étiqueté valide : présence ligne C, et positif : présence ligne 1 (source : GREGE)

Pendant que le test est lancé, le blaireau est identifié, des prélèvements complémentaires sont réalisés et des données sont relevées dans une fiche prévue à cet effet. Le résultat du test est attendu pour la décision de vaccination ou d'euthanasie.

II.1.3.6. Identification

Tous les blaireaux capturés dans le cadre du projet de vaccination sont identifiés avec un transpondeur électronique placé à la base du cou entre les scapulas. Les blaireaux trouvés morts pendant la période de manipulations dans la zone d'étude sont également identifiés et testés si du sang peut être prélevé.

En complément, le manipulateur retourne le blaireau sur le ventre et tond deux larges zones, une entre les omoplates et une autre à la base de la queue. Ces deux marques permettront de reconnaître rapidement un blaireau déjà capturé au cours de la période de vaccination et ainsi de le relâcher rapidement après lecture de son transpondeur.

Le fonctionnement du lecteur de puce est testé à l'aide d'une puce test. La puce qui va être implantée est scannée au préalable afin de s'assurer de son bon fonctionnement.

Comme il s'agit de la première année de mise en place du protocole de vaccination, aucun blaireau sans marque de tonte n'a déjà été identifié, il n'est donc pas nécessaire de vérifier l'absence de puce avant d'en implanter une. Cependant cette étape devra être réalisée au cours des prochaines années. La vérification devra être faite sur une large zone autour de la zone interscapulaire, le transpondeur pouvant migrer au cours du temps. Après désinfection de la zone à l'alcool, la puce est insérée en sous-cutané à la base du cou, en s'assurant qu'elle est bien sortie de l'aiguille (Figure 29). En retirant celle-ci, la puce est maintenue en place à travers la peau quelques secondes pour éviter qu'elle ne ressorte. Puis la puce est scannée pour s'assurer de sa bonne mise en place (Figure 30).



Figure 29 : Pose d'un transpondeur électronique en sous-cutané à la base du cou (source : GREGE)

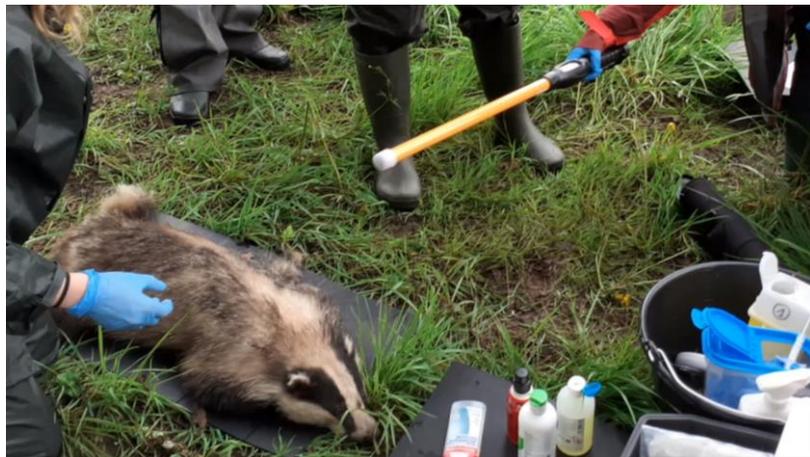


Figure 30 : Lecteur de puce (perche orange) avant la lecture du transpondeur tout juste implanté (source : GREGE)

Les étiquettes fournies avec la puce sont placées sur les fiches de capture et de transmission au laboratoire.

II.1.3.7. Recueil de données et autres prélèvements

Une fois le blaireau identifié et alors que le test est toujours en cours, le manipulateur recueille un ensemble de données concernant l'animal. L'assistant les consigne dans une fiche capture présentée en Annexe 5. Beaucoup des éléments recueillis sont cités dans les procédures britanniques. Cependant certains prélèvements servant à l'évaluation des

performances du test (sang sur tube sec pour évaluer les performances du test avec du sérum, écouvillons oropharyngé et aspiration trachéale pour culture bactérienne) ne sont pas réalisés dans notre étude. De plus, certains points manquent de précision dans ces procédures, notamment en ce qui concerne la description des individus, par exemple l'usure des dents. En effet, seuls trois stades d'usure (très usées, bien usées et aiguisées) sont décrits et sans lien avec une estimation de l'âge du blaireau. C'est pour cela qu'un travail bibliographique a ici été nécessaire pour compléter ce document.

Recherches bibliographiques :

En étudiant l'usure des dents ainsi que les squelettes de plus de 1100 blaireaux, une étude a pu mettre en évidence des étapes claires dans l'usure des molaires permettant de déterminer quatre classes d'âge (Hancox 1988). De plus, l'usure des incisives permet d'estimer l'âge entre un et trois ans, l'usure des molaires étant faible à ce moment-là. Pour les adultes, les quatre classes d'âges définies dans cet article sont illustrées dans la figure ci-dessous (Figure 31).

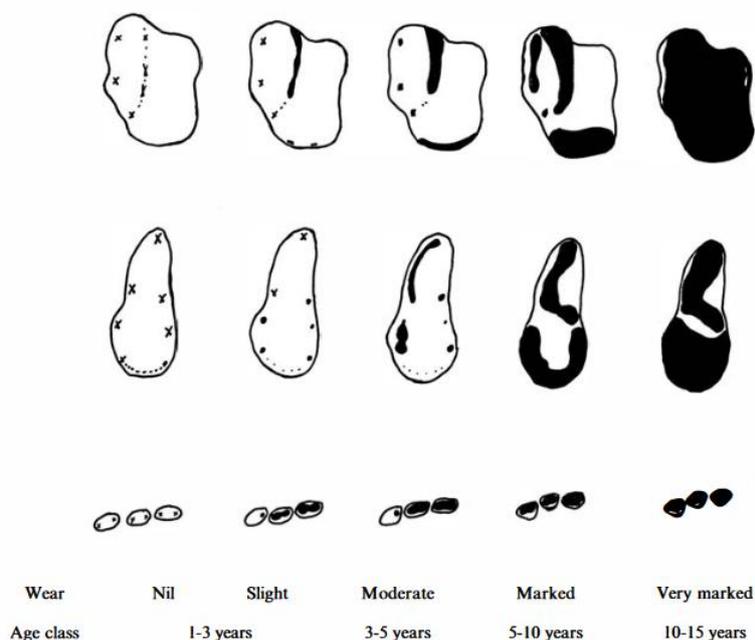


Figure 31 : Stades d'usure des dents (molaire supérieure droite, première molaire inférieure gauche, incisives inférieures gauche) d'après (Hancox 1988)

Procédures proposées :

Dans un premier temps, les données relatives à la capture sont précisées : zone et terrier de capture, type de piège (cage ou collet), position du collet, numéro du piège, ID équipe (piégeur, manipulateur et assistant), date de capture, type de capture (primo, recapture,

découverte cadavre) et type d'opération (relâché, prélèvement et primovaccination, rappel de vaccination pour les années suivantes, prélèvement et euthanasie). Les heures d'injection des anesthésiques et les doses sont notées sur cette même fiche, ainsi que les différentes phases de réveil qui seront détaillées dans la partie dédiée.

Dans un deuxième temps, le blaireau est sexé et s'il s'agit d'une femelle, le développement du tissu mammaire est observé afin de savoir si elle est allaitante au moment de la capture, si elle a déjà eu une portée ou non. L'animal est également placé dans une catégorie d'âge, juvénile (individu de moins d'un an) ou adulte, en fonction de sa taille et son poids puis son âge est estimé par observation de l'usure des dents en suivant la figure ci-dessus (Figure 31).

Dans un troisième temps, l'état corporel du blaireau est évalué avec le gras sous-cutané et les muscles (palpation des côtes, épaules et hanches) selon le Tableau 32 ci-dessous. Ces critères sont inspirés de ceux utilisés en Irlande du Nord (Annexe 1).

Tableau 32 : Critères d'évaluation de l'état corporel des blaireaux (source : SOP Irlande du Nord)

État corporel	Critères d'évaluation
Cachexie	Os saillant (pointes de l'ilium, processus épineux des vertèbres, épines scapulaires), quasi-absence de couverture musculaire et grasseuse
Mauvais	Os proéminents, peu de muscles et de graisse
Moyen	Os palpables, non proéminents, bonne couverture musculaire, peu de graisse
Bon	Os bien couverts de muscles et bonne quantité de graisse
Très bon	Os difficiles à palper, grande quantité de graisse sous-cutanée

La quantité de graisse sous-cutanée est très variable en fonction des saisons chez le Blaireau comme énoncé plus haut. L'état corporel évalué avec les critères détaillés ci-dessus ne prend pas en compte cette variation. C'est-à-dire l'état grasseux décrit comme normal pour la saison ne sert pas de base pour définir l'état corporel de l'individu, seuls les observations et les critères d'évaluation comptent. Pour dresser un portrait plus exhaustif de l'état général de l'animal, l'état du pelage et les éventuelles blessures antérieures au piégeage sont notées.

Des parasites externes (puces, poux, tiques) sont recherchés et pour chacun un niveau d'infestation est estimé avec une gradation détaillée dans le Tableau 33 ci-dessous. Les parasites sont recherchés sur cinq zones en soulevant les poils : derrière les oreilles, sur le cou, sur la partie caudale du dos, sur un flanc et sur la face interne des cuisses. Les tiques

sont prélevées s'il y en a et conservées dans de l'alcool non modifié à 90°C. Ces tiques pourront être utilisées pour d'éventuelles analyses (espèces, maladies vectorielles, ...).

Tableau 33 : Évaluation du niveau d'infestation du blaireau par des ectoparasites

Absence	Difficilement observable	Facilement observable
Aucun parasite visible	Parasite mis en évidence sur 1 à 2 zones	Parasites mis en évidence sur 3 à 5 zones

Enfin les éventuelles lésions liées à la capture sont consignées. Celles-ci sont décrites plus en détail dans la partie suivante.

Pendant ce temps, le piègeur prélève deux touffes de poils de couverture sur le dos avec leurs racines et en dispose une dans une enveloppe et l'autre dans un microtube de 2 mL rempli d'alcool non modifié à 90°C (Figure 34). Les deux contenants sont chacun identifiés avec une étiquette fournie avec le transpondeur électronique. Ces prélèvements pourront être utilisés pour d'éventuelles analyses génétiques.



Figure 34 : Dépôt du prélèvement de poils dans le microtube (source : GREGE)

II.1.3.8. Gestion des lésions liées à la capture

Lors de la vérification des pièges, si une blessure importante est observée sur un blaireau ou sur une autre espèce non ciblée, le manipulateur en est informé le plus rapidement possible afin que cet animal soit examiné en priorité. D'après le retour d'expérience de

captures dans les îles britanniques et en France, les blessures graves liées à la capture ne sont pas fréquentes. Les blessures les plus graves qui peuvent être observées lors de captures avec des cages pièges concernent le plus souvent la bouche, avec des dents cassées voire dans de rares cas des os fracturés (Annexe 1, SOP Irlande du Nord). Les procédures détaillées ci-dessous ont été en partie inspirées des SOP d'Irlande du Nord, puis adaptées en fonction du matériel disponible et de l'expérience des équipes sur place.

Toutes les blessures doivent être relevées et décrites dans la fiche de capture. Toute évaluation de blessure doit être faite en corrélation avec la classe d'âge et l'état général de l'animal afin de pouvoir estimer les chances de survie et la douleur associée à chaque blessure.

II.1.3.8.1. Relevé et description des blessures lors de la capture

Comme expliqué plus haut, les blessures concernant la bouche sont les plus décrites avec les piégeages par cage, elles seront donc plus particulièrement développées par la suite.

Concernant les dents, suite à un traumatisme pendant la période de piégeage, elles peuvent être déplacées, arrachées ou encore fracturées. Des fractures de la mâchoire peuvent également avoir lieu. Les fractures mandibulaires sont plus graves que les fractures maxillaires. En effet, la mandibule est un os fin entouré de peu de structures musculaires, sa cicatrisation en cas de fracture est donc difficile sans soins. Les fractures maxillaires quant à elles doivent être évaluées selon leur déplacement et l'occlusion des dents qui en résulte. Si la fracture est simple et l'occlusion normale, les structures adjacentes peuvent exercer un maintien suffisant pour la cicatrisation.

D'autres blessures, plus rarement rencontrées, sont les fractures et les luxations d'articulations des membres, notamment dans les cages.

Des plaies causées par les instruments de piégeage ou l'environnement proche du blaireau pendant la période de capture peuvent être observées. Elles doivent être caractérisées par leur profondeur, leur étendue et les types de tissus touchés. Il peut être distingué :

- Les plaies cutanées à musculaires, qui devront être décrites en fonction des tissus touchés et de leur profondeur,
- Les plaies profondes, c'est-à-dire touchant les couches musculaires profondes ou les tissus qui se situent dessous, tels que le péritoine, les plèvres pulmonaires et éventuellement les organes.

D'autres plaies peuvent être rencontrées, notamment en utilisant des cages, à l'extrémité des pattes, avec des lésions sur les coussinets et des griffes partiellement ou totalement arrachées.

Lorsque des collets sont utilisés, le serrage de celui-ci autour de l'animal peut causer des lésions, derrière les épaules ou en avant du bassin principalement. Ces blessures sont évaluées en fonction des critères présentés dans le Tableau 35 ci-dessous. Il est inspiré d'une grille d'évaluation mise en place par une équipe Irlandaise à la suite d'opérations de piégeage et d'abattage (Andrew W. Byrne et al. 2015), le matériel utilisé étant le même. La grille a été modifiée dans la mesure où tous les blaireaux de cette étude ont été autopsiés afin de mettre en évidence d'éventuelles lésions sous-cutanées, ce qui n'est pas le cas dans notre projet. Tous les critères concernant les tissus sous-cutanés ont donc été exclus.

Tableau 35 : Critères d'évaluation des lésions liées au collet d'après (Andrew W. Byrne et al. 2015)

Score	Classification	Description	Impact du piégeage
0	Pas de lésion	Aucune lésion n'a été relevée à la suite de la capture	Léger
1	Compression des poils et/ou de la peau	Perte de poils ou alopecie, sans coupure de la peau. Avec ou sans congestion linéaire ou hémorragique mineure sous la position du collet, sans extension au-delà (voir Figure 36)	Léger
2	Marque cutanée et ecchymose important	Marque cutanée avec hémorragie au-delà de la position du collet et qui peut s'étendre aux couches superficielles des muscles sous-jacents.	Léger
3	Plaies cutanées	Plaies cutanées de 0 à 8 cm de long.	Léger
4	Plaies cutanées sévères	Plaies cutanées supérieures à 8 cm de long.	Léger à modéré
5	Fracture	Fracture d'un membre ou d'une côte.	Modéré à sévère
6	Mort	Mort due à la capture dans un collet.	Sévère



Figure 36 : Lésion de score 1 due au collet en position abdominale (source : GREGE)

II.1.3.8.2. Gestion des blessures

a. Blessures nécessitant une euthanasie

Pour les fractures des mâchoires, les directives suivantes doivent être suivies. L'euthanasie est recommandée pour toutes fractures mandibulaires. L'euthanasie est également conseillée pour les fractures maxillaires susceptibles d'entraîner un abcès à la base de la dent, c'est-à-dire :

- La racine de la dent est décolorée (l'apport sanguin à la pulpe est compromis),
- La ligne de fracture maxillaire passe sur la base de la racine de la dent, ce qui risque de couper l'apport sanguin à la dent,
- La ou les dents sont visiblement mobiles ou déplacées (le pronostic est particulièrement mauvais si elle est déplacée de façon proximale vers la cavité nasale).

Toute fracture d'un membre devra entraîner l'euthanasie de l'animal, ses chances de survie étant diminuées et la douleur importante. Concernant les plaies, toute plaie profonde (plaie musculaire profonde et étendue, éventration, plaie thoracique perforante, ...) devra mener à l'euthanasie de l'animal.

b. Blessures nécessitant des soins

Lorsqu'une dent est mobile et/ou déchaussée, une extraction dentaire doit être réalisée si cela est possible, afin de diminuer le risque de douleur et d'infection ultérieures. Si la dent concernée est encore très accrochée dans la mâchoire et qu'il n'est pas possible de la retirer sans risquer de la casser, elle est alors laissée en place et la zone est désinfectée. Cela pourra être le cas notamment avec les canines et les molaires, difficiles à extraire du fait respectivement de la taille et du nombre de leurs racines. Le même protocole doit être appliqué aux dents cassées, qui sont enlevées si leur mobilité le permet, surtout lorsque le trait de fracture se prolonge jusque sous la gencive.

Pour les plaies musculaires et/ou cutanées, en fonction de leur profondeur, de leur étendue, de leur localisation et de l'état général de l'animal, le manipulateur pourra décider soit d'euthanasier l'animal, soit de suturer pour rapprocher les bords de la plaie afin de favoriser la cicatrisation. Dans ce cas-là, après la tonte de la zone, un nettoyage et une désinfection les plus efficaces possible seront réalisés avec les compresses stériles, la bétadine savon et l'alcool fournis. Si nécessaire, les bords de la plaie pourront être parés. Avec

le matériel de suture les différents plans seront rapprochés, en prenant soin de laisser au niveau de la partie déclive de la plaie un espace ouvert permettant le drainage de celle-ci.

Au niveau des coussinets, les plaies doivent être nettoyées et désinfectées, si nécessaire parées en réséquant tous les morceaux en partie détachés qui seront gênants pour l'animal. En cas de griffe arrachée, elle doit être retirée complètement si cela n'est pas le cas, et une compression doit être appliquée afin d'arrêter les saignements. La zone doit également être nettoyée puis désinfectée.

c. Blessures ne faisant pas l'objet de soin

En cas de fracture maxillaire avec un mouvement palpable mais un faible déplacement et une occlusion des dents normale, le manipulateur n'apportera pas de soin. La bouche du Blaireau est très forte et les structures qui la composent sont serrées et rigides et peuvent donc former un support suffisant pour permettre de stabiliser la fracture (Annexe 1, SOP Irlande du Nord).

Les lésions dues au collet ne font pas l'objet de soin, sauf en présence de plaies, qui seront traitées en suivant les indications concernant ce type de lésions dans le paragraphe ci-dessus.

II.1.3.9. Vaccination

Afin de limiter les mouvements et donc les variations de température, les vaccins ne sont préparés pour être transportés qu'une fois le nombre de captures connu. Ainsi seulement la quantité nécessaire est déplacée, avec quelques vaccins en supplément en cas de problème.

Une fois le résultat du test connu, si le blaireau est négatif il est vacciné. En cas de réveil avant la fin du test, le vaccin pourra occasionnellement être injecté avant le résultat, ces situations seront abordées plus en détail dans la partie qui traite du réveil.

Les blaireaux ne sont vaccinés qu'une seule fois au cours d'une saison de piégeage, tout blaireau présentant une marque de tonte sera donc relâché après lecture de sa puce puisque déjà vacciné.

Après reconstitution par transfert du diluant dans le flacon contenant le BCG lyophilisé, l'injection du vaccin est réalisée intramusculaire dans les muscles du cou. Cependant si

nécessaire elle peut également être réalisée au niveau de la cuisse, si le blaireau commence à se réveiller par exemple, afin de limiter les risques de morsure. Si le manipulateur n'est pas sûr d'avoir injecté la totalité du volume du vaccin, l'administration du vaccin est répétée (décision de l'équipe de coordination).

II.1.3.10. Euthanasie

Lorsque le résultat du test DPP est positif sur la première bande correspondant à l'antigène MPB83, le blaireau doit être euthanasié rapidement sous anesthésie. Après discussion au sein de l'équipe de coordination du projet, responsable également de l'aspect bien-être des animaux dans le cadre de cette étude, il a été décidé que les femelles en lactation dont le test DPP est positif seront également euthanasiées.

L'animal doit être complètement anesthésié avant d'être euthanasié. Si la profondeur de l'anesthésie est jugée insuffisante par le manipulateur, une nouvelle dose est injectée.

L'euthanasie est réalisée par injection intraveineuse de Doléthal® Vetoquinol (Pentobarbital sodique) à raison de 140 mg/kg ou jusqu'à obtention de l'effet (Annexe 1, SOP Irlande du Nord). La voie préférentielle est la veine jugulaire mais, si une autre voie est utilisée, elle doit être mentionnée sur la fiche terrain et sur la feuille accompagnant le cadavre. L'injection intracardiaque notamment peut affecter les résultats de l'autopsie et le laboratoire doit donc savoir si cette voie a été utilisée.

Après l'arrêt des mouvements respiratoires, le manipulateur s'assure de la mort de l'animal par l'absence de bruits cardiaques en auscultant avec un stéthoscope et en vérifiant l'absence de réflexe cornéen.

Le cadavre est placé dans un sac plastique résistant prévu à cet effet, fermé avec un collier de serrage. Ce sac est ensuite placé dans un second, avec la fiche de transmission au laboratoire (Annexe 4), lui aussi fermé de façon étanche avec un collier de serrage. Pour le transport jusqu'au laboratoire, le cadavre est placé dans une grande poubelle DASRI dans le coffre de la voiture. Une autopsie en lien avec la surveillance épidémiologique SYLVATUB est pratiquée au LDAR de Périgueux.

II.1.3.11. Réveil

La réversion de l'anesthésie est réalisée systématiquement, sauf si le blaireau est réveillé et capable de se déplacer. Sur la fiche de capture (Annexe 5), l'heure de la réversion et la qualité du réveil suite à celle-ci sont consignées pour chaque blaireau. Les heures correspondant aux différentes phases de réveil sont également relevées : le dépôt au terrier, les premiers signes de réveil (sursaut, réflexe palpébral), le retour du tonus musculaire jugé par des mouvements de la tête ou des membres, le maintien en décubitus sternal, les premiers déplacements, le retour d'une motricité normale des membres postérieurs (sans déficit proprioceptif) et enfin l'entrée dans le terrier. Ces différentes phases de réveil ont été définies par l'équipe au cours des manipulations. Elles ont pour but de caractériser de façon complète et rigoureuse les réveils et donc les durées d'anesthésie associées.

Si le blaireau ne présente aucun signe de réveil (réflexe palpébral, tremblement, mouvement ...) après la vaccination (en cas de résultat négatif), il est ramené dans le sac de course et déposé à l'entrée d'une gueule du terrier par le piégeur. Le manipulateur reverse ensuite l'anesthésie par injection d'Antisedan® Vetoquinol (atipamézole 4.27 mg/mL) à la posologie de 0,25 mg/kg (West, Heard, Caulkett 2007), soit la moitié du volume de Domitor® Vetoquinol (médétomidine). L'injection est réalisée en intramusculaire, dans le cou ou les lombes (Figure 37). L'équipe s'éloigne ensuite et surveille le réveil à distance, jusqu'à ce que le blaireau ait retrouvé une mobilité satisfaisante (décubitus sternal, tête relevée et mouvements des membres). En pratique lors de cette première phase de mise en place, nous avons pris le temps d'observer tous les blaireaux jusqu'à leur entrée dans le terrier.



Figure 37 : Injection du produit de réversion de l'anesthésie d'un blaireau déposé devant une gueule de son probable terrier avant son réveil (source : GREGE)

La suite de cette partie va s'attacher à décrire les procédures à mettre en place en cas de réveil avant la fin des manipulations. L'arbre décisionnel ci-dessous (Figure 38) a été mis au point pour guider les opérateurs à partir des expériences tirées de la mise en place terrain.

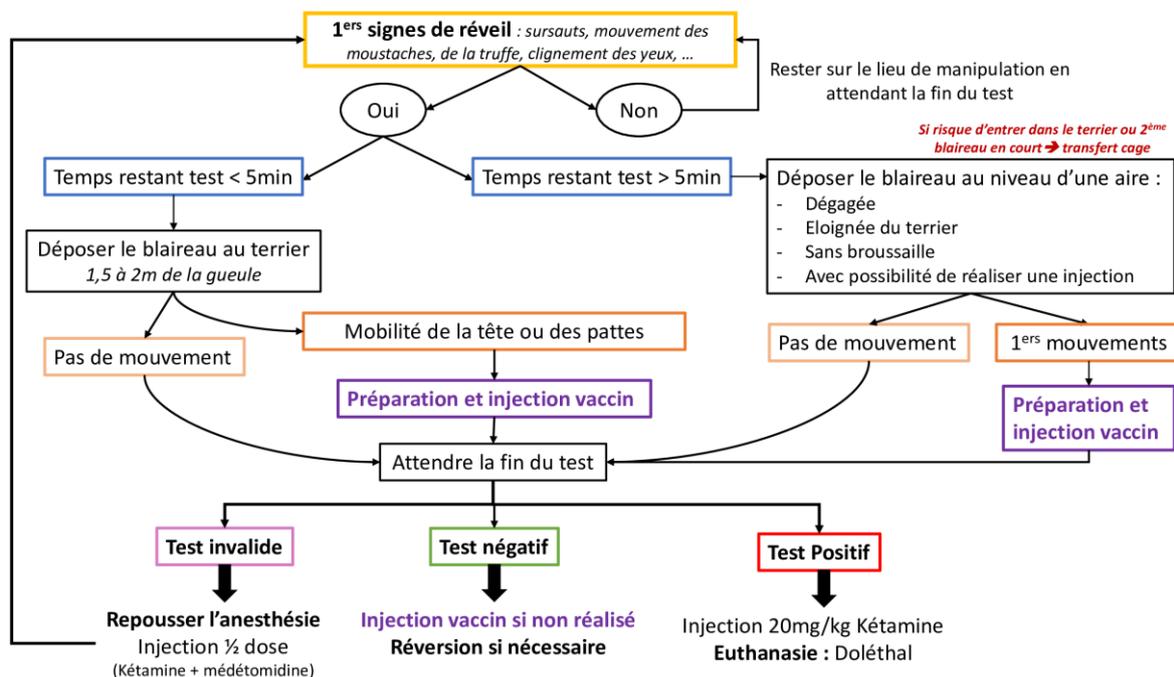


Figure 38 : Arbre décisionnel des procédures à suivre en cas de réveil avant la fin des manipulations (Production personnelle)

Le temps entre les premiers signes de réveil et un retour de la mobilité plus important, pouvant mettre en danger les manipulateurs, est variable. C'est pour cela que dès les premiers signes de réveil une modification du protocole est mise en place. Dans un premier temps, la durée de test restante est déterminante. En effet, si elle est courte (inférieure à cinq minutes) le blaireau est déposé près d'une entrée et s'il ne récupère pas une mobilité importante (de la tête ou des membres), le résultat du test est attendu avant de passer à l'étape suivante de la procédure. En revanche, si le blaireau commence à bouger le vaccin est préparé puis injecté avant la fin du test.

Si la durée restante avant le résultat du test est supérieure à cinq minutes, le blaireau est transféré sur une aire dégagée, plane et loin du terrier, dans le cas où la zone de manipulation ne regroupe pas ces caractéristiques. En effet s'il se réveille rapidement et essaie de s'enfuir, il sera visible, facile à suivre et ne pourra pas rentrer dans le terrier rapidement. Si un tel endroit n'existe pas sur la zone ou que l'équipe ne peut pas le surveiller correctement (un deuxième blaireau est en cours de manipulation par exemple) le blaireau est placé dans la cage avec laquelle il a été attrapé ou dans une cage de contention prévue à cet effet s'il a

été piégé au collet. Si le blaireau ne retrouve pas plus de motricité, il est surveillé jusqu'au résultat du test. Si en revanche il commence à bouger, le vaccin est préparé puis injecté avant le résultat. La vaccination est notifiée dans la fiche capture, même en cas de résultat positif et d'euthanasie, celle-ci pouvant influencer sur les analyses réalisées ensuite.

Dans tous les cas cités ci-dessus, en cas de résultat négatif, le blaireau est vacciné si cela n'a pas déjà été fait puis l'anesthésie est reversée, sauf s'il est suffisamment réveillé (déplacements). Si le test est positif, le blaireau est réanesthésié avec une injection intramusculaire de kétamine à 20 mg/kg. Il est ensuite euthanasié en suivant la procédure classique. Si le résultat du test est invalide (absence de ligne contrôle), l'anesthésie est repoussée à demi-dose et un autre test est lancé.

II.1.4. Gestion des captures des espèces non ciblées

Les procédures suivantes précisent les manipulations à réaliser en cas de capture d'autres espèces dans les pièges destinés aux blaireaux. Tous les animaux piégés sont enregistrés en remplissant pour chacun une feuille de capture ainsi qu'une feuille de transmission au laboratoire si cela s'avère nécessaire (transmission du cadavre dans le cas d'une espèce non ciblée).

Pour limiter le piégeage des espèces non ciblées, le matériel est adapté et des mesures sont prises au moment de la mise en place des pièges. En effet à titre d'exemple, la taille de l'arrêtoir des collets est adaptée aux blaireaux et ils sont placés près du sol, ces deux précautions permettant de réduire le risque de capture accidentelle de Renard. Le piégeage autour d'un terrier de blaireau et non sur une coulée éloignée permet également de diminuer les captures d'autres espèces.

II.1.4.1. Espèces non autochtones

La loi exige que les espèces figurant à l'annexe 2 de l'Arrêté du 14 février 2018 relatif à la prévention de l'introduction et de la propagation des espèces animales exotiques envahissantes sur le territoire métropolitain ne soient pas relâchées. Si une de ces espèces est prise dans un piège, les individus doivent être euthanasiés sous anesthésie par le manipulateur autorisé. En consultant la liste des espèces exotiques présentes dans la région Nouvelle Aquitaine (Annexe 6), et en considérant les biotopes et les méthodes de piégeage utilisées, les espèces exotiques envahissantes les plus susceptibles d'être piégées sont les

suivantes : le Ragondin (*Myocastor coypus*) (Figure 39), le Rat musqué (*Ondatra zibethicus*), le Vison d'Amérique (*Mustela vison*) et le Raton laveur (*Procyon lotor*).



Figure 39 : Ragondin capturé dans une cage-piège pendant le projet (source : GREGE)

II.1.4.2. Toutes les autres espèces non ciblées

Pour les besoins de l'étude, les renards capturés sont euthanasiés et amenés au LDAR pour être analysés dans le cadre du programme de surveillance SYLVATUB. Ces analyses aideront à préciser le rôle épidémiologique du Renard dans une zone d'enzootie bovine.

Toutes les autres espèces non ciblées par le projet mais prises au piège doivent être relâchées aussi rapidement que possible, à condition que leurs blessures ne causent pas trop de souffrance ou ne compromettent pas leurs chances de survie. En cas de piégeage au collet, la contention pour permettre de couper le câble et libérer l'animal peut être assurée avec le lasso, et une anesthésie peut être pratiquée si nécessaire.



Figure 40 : Deux geais des chênes, capturés dans une cage-piège pendant le projet (source : GREGE)

Les animaux domestiques piégés non blessés (animaux de compagnie et bétail) doivent être relâchés immédiatement. Lorsqu'un animal domestique a été blessé, il doit être amené dans une clinique vétérinaire afin d'être soigné. L'occupant du terrain (en tant que propriétaire potentiel de l'animal) doit être informé.

II.1.4.3. Évaluation des blessures subies par les espèces non ciblées

Les animaux appartenant à des espèces qui seront relâchées doivent avant leur libération être examinés afin de mettre en évidence d'éventuelles blessures. Toute blessure causant une souffrance trop importante ou compromettant les chances de survie de l'animal doit entraîner l'euthanasie de l'individu, après la réalisation d'une anesthésie. À titre d'exemple, les blessures suivantes sont considérées comme trop importantes pour pouvoir relâcher l'animal : membres fracturés, plaie musculaire profonde, éventration, bec/mâchoire fracturé (SOP Irlande du Nord, Annexe 1). Tous les autres animaux ne présentant pas de blessures trop impactantes sont relâchés sans que d'autres soins ne soient apportés, après une anesthésie si cela est nécessaire pour contenir l'animal le temps de le libérer du piège.

II.1.4.4. Anesthésie des espèces non ciblées

Les EPI ainsi que des gants de soudure si possible, doivent être portés lors de la manipulation des animaux afin de minimiser les risques de blessures (morsures, plaies, ...) et d'exposition à des maladies infectieuses.

Tous les animaux destinés à être euthanasiés ou difficilement manipulables en vue d'être relâchés doivent être anesthésiés. Les espèces concernées sont principalement le Ragondin, le Renard et le Raton laveur, ainsi qu'éventuellement le Sanglier et le Chevreuil. La procédure pour réaliser les anesthésies est semblable à celle concernant le Blaireau.

Les procédures britanniques ne mentionnaient pas de protocoles anesthésiques pour les espèces autres que le Blaireau. C'est pourquoi des recherches bibliographiques ont été nécessaires afin d'établir pour chaque espèce susceptible d'être capturée un protocole propre. Les protocoles anesthésiques sont basés sur l'utilisation de kétamine et de médétomidine, ces produits étant déjà disponibles sur place car utilisés pour les blaireaux. Dans le cas des espèces invasives et du Renard, l'induction doit être rapide et la profondeur d'anesthésie suffisante pour permettre l'injection par voie intraveineuse ou intracardiaque de l'euthanasiant, le Doléthal®.

II.1.4.4.1. Anesthésie du Ragondin (*Myocastor coypus*)

Le protocole suivant concerne la capture accidentelle de Ragondin et est réalisée en vue d'une euthanasie l'espèce étant invasive.

Recherches bibliographiques :

Dans une première publication, un protocole comprenant de la médétomidine à la dose de 100 µg/kg et de la kétamine à 4,8 mg/kg testé sur 18 ragondins permet la réalisation de procédures telles qu'un examen clinique ou l'administration d'un traitement. Le temps d'induction est court (médiane de 3,5 minutes) et la myorelaxation est excellente (Jalanka, Roeken 1990). L'immobilisation est complète pendant 40 à 60 minutes.

Dans le cadre d'un projet de contrôle de la reproduction du Ragondin par stérilisation, 40 ragondins sauvages ont été anesthésiés avec un mélange de médétomidine à la dose de 140 µg/kg et de la kétamine à 6 mg/kg (Von Degerfeld et al. 2021). Les temps d'inductions sont courts (3 ± 2 minutes) et l'immobilisation complète. Le temps d'immobilisation n'est pas

précisé mais la procédure chirurgicale étant longue, 70% des ragondins ont nécessité une maintenance de l'anesthésie par inhalation via un masque d'isoflurane.

Protocole proposé :

Après cette rapide analyse bibliographique, il semble qu'un protocole basé sur la médétomidine à 100 µg/kg et la kétamine à 5 mg/kg par voie intramusculaire permette une narcose suffisante pour réaliser une euthanasie ainsi qu'une induction rapide. Pour des raisons de coût, la médétomidine étant beaucoup plus chère que la kétamine, il a été décidé de tester de façon empirique un protocole avec deux fois moins de médétomidine (50 µg/kg) et le double de kétamine (10 mg/kg). Celui-ci a permis dans la première phase de l'étude de réaliser les euthanasies par voie intracardiaque des ragondins capturés, avec des temps d'induction toujours inférieurs à cinq minutes.

II.1.4.4.2. Anesthésie du Renard roux (*Vulpes Vulpes*)

En cas de capture accidentelle d'un renard roux, le plus probablement au collet, dans le cadre du projet de vaccination des blaireaux, une anesthésie sera réalisée en vue d'une euthanasie.

Recherches bibliographiques :

Un protocole à base d'Imalgen® Boehringer Ingelheim (kétamine) à 10 mg/kg et de Rompun® 2% Elanco (Xylazine) à 2 à 3 mg/mL (Richomme et al. 2022) a été utilisé par des membres de l'équipe de coordination pour l'anesthésie de renards roux captifs. Les anesthésies se sont déroulées sans problème, permettant la manipulation des animaux ainsi que la réalisation de prélèvements (sang, urine, écouvillon oro-pharyngé). Cependant l'utilisation de kétamine et médétomidine est ici plus indiquée, étant donné qu'elles sont déjà utilisées pour les blaireaux.

Trois articles détaillés ci-dessous ont comparé différents protocoles anesthésiques sur des renards roux. Dans le premier, dix renards roux adultes captifs (un mâle et neuf femelles) ont été anesthésiés avec quatre protocoles différents dont deux basés sur la médétomidine associée à la kétamine aux doses suivantes (injection IM) :

- Médétomidine 40 µg/kg ; kétamine 4 mg/kg (MK 40/4)
- Médétomidine 60 µg/kg ; kétamine 4 mg/kg (MK 60/4)

Pour ces deux protocoles, la sédation est profonde avec une bonne relaxation musculaire (Bertelsen, Villadsen 2009). Le réflexe palpébral est ralenti et plus difficilement observable, notamment avec le protocole MK 60/4. Le temps d'induction de chaque protocole est respectivement de 3.9 ± 1.1 minutes et 3.5 ± 1.0 minutes (pas de différence significative). L'induction a été jugée excellente pour les deux protocoles.

D'autres auteurs (Shilo et al. 2010) ont utilisé la médétomidine à la dose de 76 ± 17 µg/kg associée à la kétamine à $2,1 \pm 0,5$ mg/kg injectées en IM pour anesthésier 16 renards roux sauvages. Le temps d'induction de ce protocole est de $6,9 \pm 2,5$ minutes et permet une immobilisation pendant au moins 20 à 25 minutes. Les auteurs recommandent d'utiliser 70 µg/kg de médétomidine et 2 mg/kg de kétamine pour immobiliser les renards roux sauvages, ce qui permet un réveil rapide par la suite après réversion avec de l'atipamézole.

Le troisième article traite du stress de renards roux sauvages en réponse au piégeage dans deux sortes de pièges (Gethöffer *et al.* 2021). Après les avoir attrapés, les 20 renards de l'étude sont anesthésiés puis examinés cliniquement et du sang et des poils sont prélevés. Ils sont ensuite euthanasiés et des analyses radiologiques nécropsiques et histopathologiques sont menées. Le protocole utilisé est le suivant : médétomidine 200 µg/kg et kétamine 10 mg/kg en IM. Dans l'article il n'y a pas plus de précisions concernant l'anesthésie, cependant les doses sont élevées et doivent permettre un temps d'induction réduit.

Protocole proposé :

Le protocole retenu pour une immobilisation complète et une induction rapide permettant l'euthanasie après cette analyse est : médétomidine à 50 µg/kg et kétamine à 5 mg/kg par injection intramusculaire. Trois renards ont été capturés pendant l'étude, leur anesthésie avec ce protocole a permis leur euthanasie et un temps d'induction de moins de cinq minutes pour tous.

II.1.4.4.3. Anesthésie du Sanglier (*Sus scrofa*)

L'anesthésie est réalisée pour permettre la tranquillisation du Sanglier s'il n'est pas possible de retirer le collet dans lequel il est piégé vigile (après avoir essayé de contenir l'animal en s'aidant d'un lasso). L'induction doit être rapide et la profondeur d'anesthésie doit être modérée pour permettre de relâcher l'animal sans danger pour les opérateurs tout en lui

permettant de revenir à un état de conscience normal rapidement. Il peut aussi être envisagé d'anesthésier l'animal plus profondément puis de le réverser avec de l'atipamézole avant de le relâcher. Cependant dans ce cas la procédure sera plus longue car il vaut mieux attendre la fin de la durée d'action de la kétamine avant de réverser l'action de la médétomidine avec l'atipamézole, soit environ 20 à 30 minutes.

Recherches bibliographiques :

Un protocole à base de médétomidine à la dose de 150 µg/kg et de kétamine à 5 mg/kg a été utilisé pour anesthésier sept sangliers sauvages adultes, dont cinq mâles et deux femelles (Morelli *et al.* 2021). Le temps d'induction était de sept minutes. Les sangliers ont reçu 4 mg d'atipamézole par mg de médétomidine soit 0,32 mg/kg d'atipamézole (8/10 du volume du médétomidine), en moyenne 57 minutes après la première injection d'anesthésiant. La durée du réveil était cependant en moyenne de 164 minutes malgré la réversion. Ce protocole n'est donc pas très adapté au vu du temps de récupération après anesthésie.

Une autre étude utilise un protocole avec de la médétomidine à la dose de 80 µg/kg et de la kétamine à 10 mg/kg (Safitri *et al.* 2021) pour évaluer les effets de cette combinaison sur l'électrocardiogramme de ces animaux. Cependant l'article ne précise pas de durée d'anesthésie, ni de temps d'induction ni de temps de réveil.

Une dose seule de kétamine à 20 mg/kg en intramusculaire peut être utilisée mais d'après les auteurs ce protocole n'est pas recommandé comme premier choix pour l'immobilisation, les convalescences peuvent être prolongées et violentes et une forte mortalité est associée (Hellgren *et al.* 1985), (Gallagher, Lochmiller, Grant 1985).

Protocole proposé :

En cas de capture de sanglier, un protocole avec une petite dose de kétamine (5 à 10 mg/kg) pourra être testé afin de permettre la libération de l'animal. Cependant, l'utilisation de cette molécule ne semble pas adaptée chez cette espèce au vu du temps de récupération long malgré la réversion, qui annule les effets de la médétomidine. Des recherches bibliographiques complémentaires doivent être réalisées ou d'autres molécules peuvent être utilisées. Cependant, il serait préférable, tant que cela est possible, de contenir l'animal à l'aide des moyens à disposition des équipes, pour le relâcher sans anesthésie.

II.1.4.4. Anesthésie du Chevreuil (*Capreolus capreolus*)

En cas de capture accidentelle d'un chevreuil, une bâche peut être utilisée pour le couvrir et le mettre dans le noir, afin de le calmer et de sécuriser les opérateurs dans le but de le relâcher. S'il n'est pas possible de le relâcher seulement avec cette contention ou si d'éventuelles blessures doivent être évaluées, le chevreuil doit être anesthésié. Le protocole utilisé par l'INRAE est de 85 µg/kg de médétomidine et 2 mg/kg de kétamine. L'injection intramusculaire est alors réalisée par le manipulateur dans le muscle le plus facilement accessible en fonction de la situation. Si le chevreuil peut être relâché, une injection d'atipamézole à 0,1 mg/kg en intramusculaire (Gelli, De Benedictis 2015) sera réalisée au minimum 30 minutes après l'induction.

II.1.4.5. Euthanasie des espèces non ciblées

L'euthanasie des espèces non ciblées et non relâchables (Ragondin, Renard ou individu d'une autre espèce et gravement blessé) sera mise en place par injection intraveineuse, intracardiaque ou intra rénale (à la préférence du manipulateur) de Doléthal® (pentobarbital) à la dose de 1 mL pour 10 kg, après pesée de l'animal anesthésié (Figure 41). Après l'injection, la mort de l'animal doit être vérifiée par l'absence de mouvement cardiaque audible (auscultation avec un stéthoscope) et l'absence de réflexe cornéen, avant de placer le cadavre dans un sac SAGIR. Ce sac est ensuite placé dans un deuxième, avec la feuille de transmission au laboratoire.



Figure 41 : Injection intracardiaque d'euthanasiant sur un ragondin anesthésié (source : GREGE)

II.2. Résultats de la première année de mise en application et perspectives d'amélioration

La campagne de vaccination à laquelle j'ai pris part s'est déroulée du 3 avril au 21 juillet 2023, pendant un total de 16 semaines. Pendant cette première année, 15 captures ont eu lieu, parmi lesquels 14 blaireaux primo-capturés et un recapturé. Ce blaireau recapturé s'est pris dans un second piège le lendemain de sa capture initiale et a donc été relâché directement après identification de son numéro de transpondeur électronique. Le nombre de captures de blaireaux par semaine au cours de la première période de vaccination est présenté dans la Figure 42 ci-dessous.

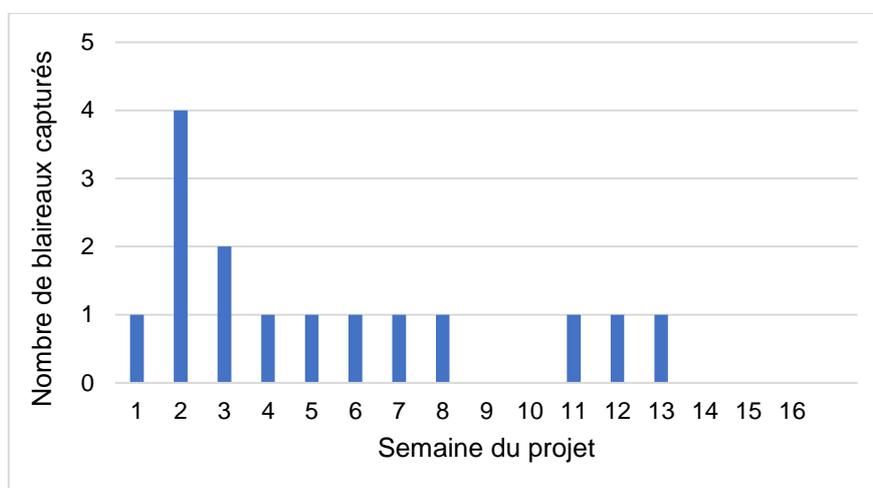


Figure 42 : Nombre de captures de blaireaux par semaine pendant la première année de mise en place (entre le 03/04/23 et le 21/07/23)

Pendant la période de capture deux blaireaux ont été trouvés morts dans la zone d'étude, dont un blaireau ayant été vacciné auparavant. Quinze blaireaux différents sont ainsi inclus dans la suite de cette étude.

Parmi les primo-captures, treize blaireaux ont été vaccinés et un euthanasié (car positif au test sur le terrain). Ce dernier blaireau a été autopsié dans le cadre du projet et les deux blaireaux trouvés morts ont été autopsiés dans le cadre de la surveillance du dispositif SYLVATUB.

Suite à une erreur de retranscription de la DAP et des SOP sur la fiche de procédure utilisée sur le terrain, les vaccinations des treize blaireaux de cette première saison ont été réalisées par injection sous-cutanée. Or l'AMM du BadgerBCG® concerne la voie intramusculaire et les données d'efficacité obtenues lors d'étude expérimentales sur animaux

captifs ou sur le terrain dans les îles britanniques et en République d'Irlande ne concernent également que la voie intra-musculaire. Seuls les essais pour tester l'innocuité du vaccin sur le Blaireau concernent la voie sous-cutanée (Lesellier communication personnelle). Cette erreur de transcription n'aura possiblement que peu d'impact in fine sur le projet, du fait qu'elle ne concerne qu'un petit nombre d'individus et l'année 1 du projet (dont la durée totale est de quatre ans). En revanche elle souligne tout l'intérêt de ce type de projet pilote où la transcription de procédures issues de travaux expérimentaux bénéficie de phases de tests, de retours d'expérience et de relecture des procédures permettant de les vérifier et les optimiser avant leur utilisation à plus large échelle.

Dans la suite de cette partie qui s'intéresse aux résultats de la mise en application des procédures, nous décrivons les blaireaux étudiés avec toutes les données que nous avons pu récolter sur le terrain. Nous détaillons ensuite les lésions causées par les pièges qui ont été observées. Les données des anesthésies sont ensuite analysées, ainsi que les temps de manipulation afin d'en dégager des perspectives d'amélioration pour les prochaines campagnes de vaccination. Enfin, les résultats et la fiabilité du test DPP sont présentés.

II.2.1. Description des blaireaux étudiés

Sur le total des quatorze blaireaux capturés, sept étaient des mâles et sept des femelles, parmi lesquelles une était en lactation et une autre présentait un développant du tissu mammaire suggérant qu'elle avait déjà eu une portée.

Ce groupe comptait treize adultes et une femelle juvénile, c'est-à-dire un individu de moins d'un an, identifiable par son poids. Les jeunes pèsent en effet 6,5 kg en moyenne en juillet (Do Linh San 2006). Grâce à l'observation de l'usure des molaires (Hancox 1988), les 13 adultes ont pu être classés en différentes catégories d'âges résumées dans la Figure 43 ci-dessous.

Le blaireau trouvé mort en bord de route était une femelle adulte en lactation, ces dents n'ont pas pu être observées.

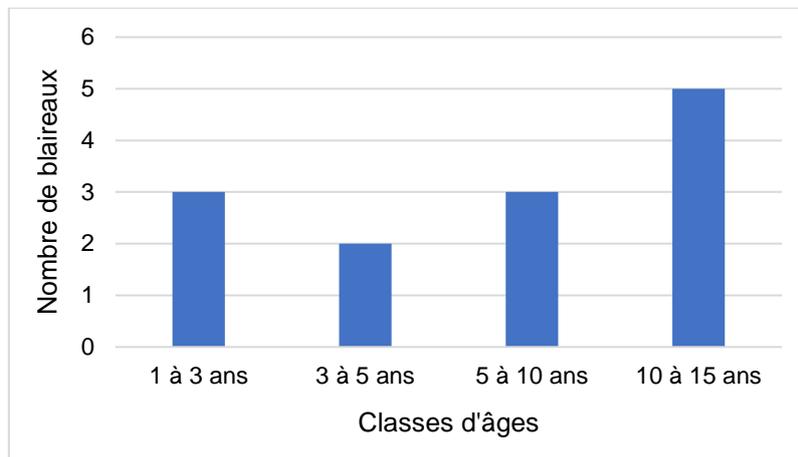


Figure 43 : Répartition des blaireaux adultes capturés en classes d'âge en fonction de l'usure de leurs molaires

Les poids des 15 blaireaux inclus dans l'étude (primo-capturés et trouvée en bord de route) sont présentés dans la Figure 44 ci-dessous. Les adultes pesaient en moyenne $9,99 \pm 0,99$ kg (minimum 7,8 kg – maximum 11,5 kg) et le blaireau juvénile pesait 4,6 kg. Les poids des adultes sont donc assez variables, avec un écart-type de 10% de la moyenne.

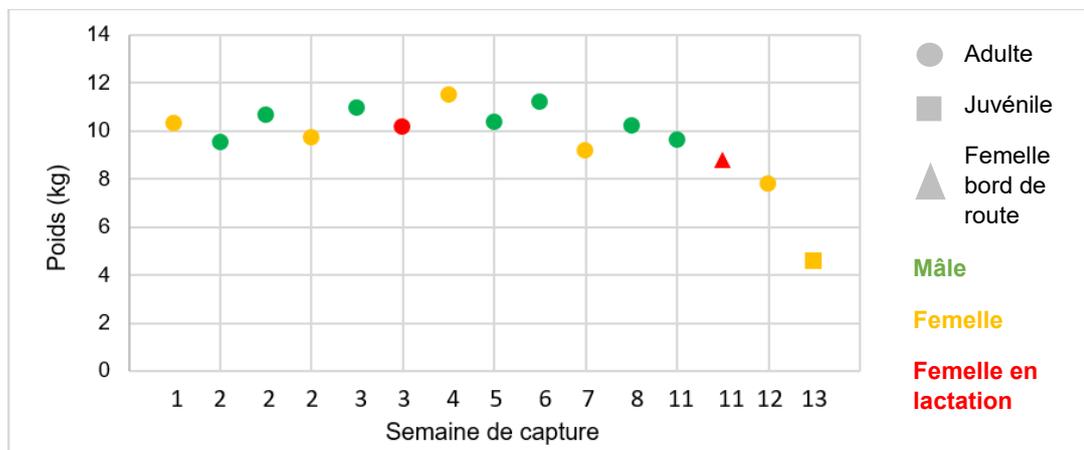


Figure 44 : Graphique présentant les poids des blaireaux capturés en fonction du sexe et du statut reproducteur

Le poids moyen des mâles adultes est de $10,35 \pm 0,63$ kg (minimum 9,54 kg – maximum 11,2 kg) et celui des femelles adultes de $9,64 \pm 1,19$ kg (minimum 7,8 kg – maximum 11,5 kg). Les poids des mâles et des femelles étudiés sont en accord avec les poids retrouvés dans la littérature à cette saison (Lebourgeois 2020).

Il n'existe pas de différence significative entre les deux groupes (test de Mann Whitney, p-value = 0,2086). Cette apparente similarité peut être liée au faible nombre de données de notre échantillon. En effet, si le Blaireau présente un faible dimorphisme sexuel, le poids est le paramètre qui distingue le plus les deux sexes (Do Linh San 2006). La différence de poids au printemps entre mâles et femelles en Suisse est de 10% (Do Linh San, Ferrari, Weber 2003). Cette différence peut s'expliquer par le coût énergétique de la reproduction. En effet, les femelles perdent environ un quart de leur masse corporelle pendant la lactation (Lebourgeois 2020).

La mesure du poids est complétée par une notation de l'état corporel des blaireaux, prenant en compte les états graisseux et musculaire. Les résultats sont présentés dans la figure 45.

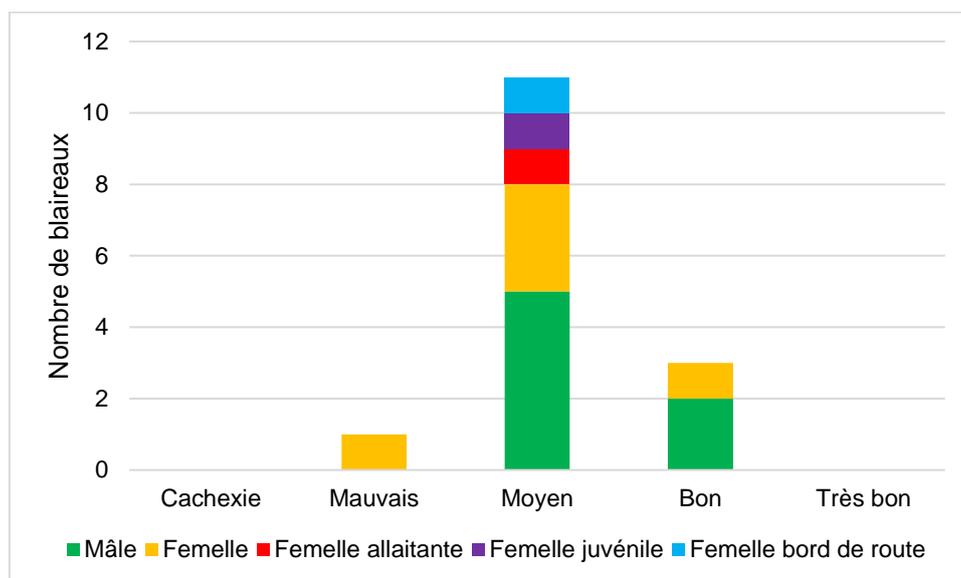


Figure 45 : Répartition de l'état corporel des blaireaux étudiés, évalué avec la musculature et l'état graisseux

La grande majorité des blaireaux inclus dans l'étude ont un état corporel jugé moyen, c'est-à-dire : os palpables mais non proéminents, bonne couverture musculaire et peu de graisse. Ce résultat est en accord avec le cycle saisonnier du Blaireau qui, à la sortie de l'hiver, a consommé une grande partie de ses réserves graisseuses pendant cette période où la quantité de nourriture disponible est moindre et la consommation énergétique importante (lutte contre le froid, élevage des jeunes ...) (Do Linh San 2006). Il est également intéressant de

noter que parmi notre échantillon, aucun blaireau cachectique, donc en très mauvais état, n'a été observé.

Pour décrire plus globalement l'état général des blaireaux, le pelage et la présence éventuelle de lésions antérieures au piégeage ont été consignés.

Pour la majorité des blaireaux (14 sur 15) le pelage était normal, un seul blaireau présentait un poil clairsemé.

Les blessures antérieures au piégeage, c'est-à-dire cicatrisées ou non inflammatoires et sans saignement actifs, ont été consignées. Plus de la moitié des blaireaux (8 sur 14) présentait ce genre de blessures, certaines mineures telles que des petites plaies superficielles, pouvant être associées à des zones alopéciques et/ou à la présence de croûtes pour quatre blaireaux. Les autres blessures, plus importantes mais cicatrisées concernent pour deux individus les membres (lésions des coussinets et absence de griffes), pour un autre la queue qui a été sectionnée et enfin pour un dernier une large cicatrice à la base de la queue (voir Figure 46 ci-dessous). Cette dernière est possiblement la conséquence d'une morsure d'un congénère. En effet, les morsures peuvent être observées lors de différentes activités sociales (jeux entre jeunes, combats entre adultes, morsures des mâles lors de l'accouplement ...) et sont majoritairement retrouvées au niveau du cou et à la base de la queue (Do Linh San 2006).



Figure 46 : Plaie étendue antérieure à la capture du blaireau, en cours de cicatrisation à la base de la queue (source : GREGE)

Des ectoparasites ont été recherchés, sur cinq zones prédéfinies et un niveau d'infestation a été évalué en fonction du nombre de zones portant des parasites. Les niveaux d'infestation décrits ci-dessous sont donc seulement indicatifs car ils ne sont pas le reflet d'une recherche minutieuse sur l'ensemble du pelage, qui aurait pris trop de temps à mettre en œuvre dans le cadre de nos procédures. Pour rappel, en Europe occidentale, les parasites externes les plus retrouvés chez cette espèce sont *Trichodectes melis* (espèce de poux broyeur), *Paraceras melis* (espèce de puce), et les tiques du genre *Ixodes* spp. (Hancox 1980). N'ayant pas réalisé de diagnose d'espèce sur le terrain, nous ne mentionnerons dans la suite de cette analyse que les familles de parasites. Ainsi, l'observation de tiques, puces et poux a permis de donner un niveau d'infestation observé pour chaque blaireau dont les résultats sont présentés dans la Figure 47 ci-dessous.

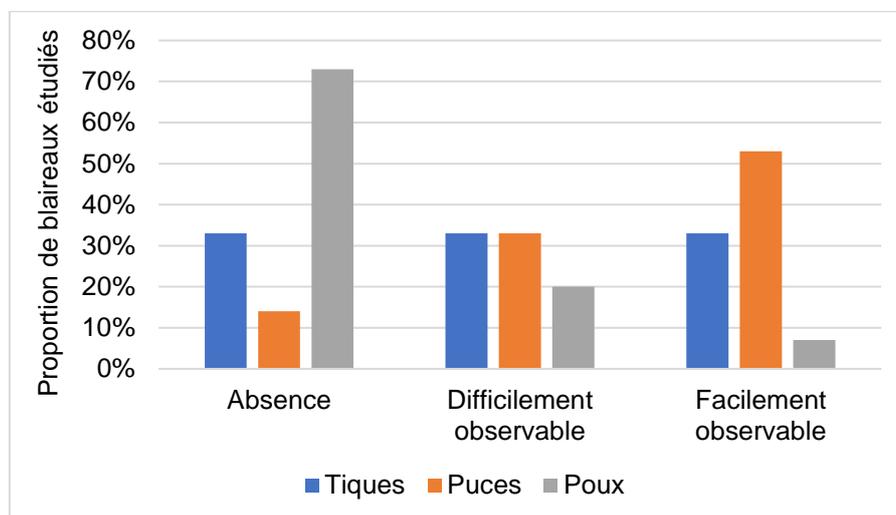


Figure 47 : Niveaux d'infestation observés de trois catégories d'ectoparasites : tiques, puces et poux

Nous avons retrouvé au moins un des trois ectoparasites cités précédemment sur les 14 blaireaux capturés. Même si sur certains individus les parasites étaient facilement observables, peu d'entre eux étaient infestés de façon très importante. Une grande proportion de blaireaux est porteuse d'ectoparasites (Hancox 1980; Do Linh San, Ferrari, Weber 2003) mais les charges parasitaires sont basses (Hancox 1980). Les blaireaux affaiblis peuvent cependant être infestés de manière importante (Do Linh San 2006). En effet dans notre étude, les deux blaireaux qui présentaient une charge parasitaire importante étaient le blaireau dont le poil était clairsemé et celui d'état général maigre.

Les puces sont les ectoparasites les plus fréquemment observées avec plus de 85% des blaireaux concernés. En suivant, les tiques ont été observées sur deux tiers des individus. Enfin, l'observation de poux a été peu fréquente sur l'échantillon étudié (absence d'observation pour 11 blaireaux sur 15).

Il est intéressant de noter que les résultats ci-dessus diffèrent de ceux d'études réalisées en Suisse et en Angleterre. En effet, elles mentionnent que le parasite externe le plus retrouvé est *Trichodectes melis* (75 à 80% des blaireaux étudiés). Les tiques du genre *Ixodes* spp. sont observées sur 40 à 60% des individus en fonction de l'étude, et les puces (*Paraceras melis*) sur 20 à 60% (Do Linh San, Ferrari, Weber 2003; Hancox 1980). Cette différence peut être attribué au faible nombre de données de notre étude, mais il est également possible de penser que le biotope influence le succès reproducteur des différentes espèces de parasites et donc leur répartition.

Ainsi, la population de blaireaux étudiés présente des caractéristiques morphologiques et physiologiques concordantes avec les données de la littérature pour la saison et la zone géographique. Certaines données sont cependant difficilement interprétables, telles que le sexe ratio ou la répartition en classe d'âge, du fait que les blaireaux étudiés aient été piégés dans des terriers différents et qu'ils n'appartiennent donc pas aux mêmes groupes sociaux.

II.2.2. Lésions liées au piégeage

Les captures ont été organisées avec deux types de pièges : des collets à arrêtoir et des cages-pièges : 60% des captures ont eu lieu avec des collets et les 40% restant avec les cages. Le blaireau juvénile a été capturé dans une cage, ce qui est logique puisque les collets sont inefficaces sur les jeunes blaireaux, l'arrêtoir étant adapté pour les adultes.

Douze individus ont présenté des lésions en lien avec le piégeage, le blaireau recapturé n'ayant pas pu être examiné car non anesthésié. Ces lésions sont présentées par blaireau dans le Tableau 48 ci-dessous. Les blaireaux y sont classés par ordre chronologique de capture et identifiés avec leurs numéros de transpondeurs électroniques. Les captures au collet sont présentées en bleu et celles en cage en jaune.

Tableau 48 : Tableau décrivant les lésions dues au piégeage pour chaque blaireau primo-capturé, au collet (bleu) ou en cage (jaune)

Blaireau capturé	Lésions dues au piégeage
250229300033241 F ; 10,3 kg	Lésion collet score 1 : irritations de la peau au niveau des hanches et hématome semi-circulaire ventral Lésions de la langue et des lèvres par mordillement du collet (Figure 49)
250229300033201 M ; 9,54 kg	Griffe du doigt III du membre pelvien droit arrachée
250229300033221 M ; 10,64 kg	Lésion collet score 1 : ecchymose correspondant à la marque du collet
250229300033235 F ; 9,74 kg	Lésion commissure lèvre droite, trois entailles superficielles
250229300033223 M ; 10,94 kg	Lésion collet score 3 : marque sur la mandibule, plaie à droite
250229300033224 F ; 10,18 kg	Lésion collet score 2 : ecchymose sur la chaîne mammaire droite (crânial) Plaies commissures lèvres Deux canines cassées
250229300033222 F ; 11,5 kg	Lésion collet score 1 : ecchymose correspondant à la marque du collet
250229300033225 M ; 10,36 kg	Lésion collet score 1 : marque correspondant à la marque du collet
250229300033226 M ; 11,2 kg	Score 0 : pas de lésion
250229300033245 F ; 9,2 kg	Dépilation sur le museau 1cm de diamètre ; membre thoracique gauche : griffe du doigt II : saignement
250229300033246 M ; 10,2 kg	Dépilation de 1 cm de diamètre au niveau du museau et de la face dorsale du membre thoracique droit
250229300033204 M ; 9,6 kg	Pas de lésion
250229300033242 F ; 7,8 kg	Lésion collet score 1 : ecchymose correspondant à la marque du collet
250229300033250 F ; 4,6 kg	PM 1 maxillaire gauche et PM 1 mandibulaire gauche partiellement arrachées



Figure 49 : Plaie superficielle à la commissure des lèvres après mordillement du collet (blaireau 250229300033241) (source : GREGE)

Ces lésions concernent donc la majorité des blaireaux capturés, cependant leur gravité est variable. C'est pourquoi elles sont classées par gravité dans le Tableau 50 ci-dessous (le nombre de blaireaux concernés est précisé entre parenthèses).

Tableau 50 : Lésions dues au piégeage, rencontrées au cours des manipulations, classées par gravité

Lésions mineures	Lésions modérées	Lésions importantes
Dépilations (3) Lésions ou plaies superficielles et peu étendues (5)	Marques ou ecchymoses dues au collet (7)	Griffe arrachée (1) Canines fracturées (1) Déchaussements dentaires (1)

Ainsi plus de 75% des lésions sont mineures à modérées et donc n'entraîneront pas de conséquences majeures pour les animaux concernés. Pour deux blaireaux les lésions sont plus importantes et ont entraîné des soins adaptés. En effet, le déchaussement de deux prémolaires sur un blaireau a entraîné leur extraction, sans difficulté car elles étaient déjà partiellement arrachées. La totalité des racines a été retirée et un nettoyage des débris de matière organique et de sang restants a été réalisé avec de l'eau oxygénée. Pour le blaireau dont une griffe était arrachée, la zone a été tondue, nettoyée et désinfectée. Aucune blessure n'a nécessité une euthanasie.

Les piégeages au collet ont causé des lésions spécifiques liées au serrage du collet. L'utilisation de collet à arrêtoir adapté à la morphologie des blaireaux permet de limiter les lésions et leur importance. En effet, parmi toutes les captures, aucun blaireau n'a présenté de lésion de score 4 et 5, que sont les plaies importantes et les fractures. Aucun blaireau n'est mort des suites d'une capture au collet. Le positionnement des collets dans des lieux sécurisés par les piégeurs permet également de réduire le risque de blessures, en évitant par exemple la proximité de fils barbelés ou les pentes importantes qui pourraient causer une pendaison.

Une seule lésion de score 3 a été observée, une plaie superficielle due au mordillement du collet sur la mandibule. Parmi les huit animaux capturés au collet, six présentaient des lésions de score 1 et 2, allant de l'inflammation à l'ecchymose étendue. L'atteinte des tissus plus profonds (tissus sous-cutanés, muscles) ne pouvant être déterminée sans autopsie.

Ces résultats sont comparés avec l'étude irlandaise qui a mis au point la grille de notation utilisée concernant les lésions dues aux collets, avec un matériel identique (Andrew W. Byrne et al. 2015). Dans cette étude, les lésions de score 1 représentent 78,7% de l'effectif étudié, ce qui est cohérent avec nos résultats. Seul 2,59% des blaireaux ne présentent pas de lésions, ce qui concorde également avec nos observations. Les lésions de score 3

représentent 15% des cas et les lésions plus importantes sont mineures, comme c'est le cas dans le cadre de notre projet.

Concernant la position de serrage des collets, 38% des animaux ont été pris en position abdominale et 62% en position thoracique. Pour la totalité des animaux attrapés au niveau de l'abdomen, le collet a causé une ecchymose localisée. Au niveau du thorax, seulement 40% ont eu un marquage de cette importance. La position du collet pourrait donc avoir une influence sur l'importance de la lésion, mais cela est difficile à affirmer avec le petit nombre de données ici et n'a pas été montré dans l'article cité précédemment.

Pour les piégeages en cage, les lésions relevées concernent la bouche (dents déchaussées) et les membres (griffes arrachées et abimées). Ces résultats sont en accord avec les informations délivrées dans les SOP d'Irlande du Nord, qui mentionnent effectivement que les blessures les plus fréquemment rencontrées concernent ces parties du corps.

Le piégeage engendre du stress chez les animaux, qui en se débattant peuvent se blesser. En effet la plupart des blessures décrites ci-dessus sont attribuables à des morsures ou griffures du matériel pour tenter de s'en dégager. La proportion de blaireaux présentant des lésions peut sembler importante mais la majorité d'entre elles sont mineures et difficilement évitables pour toute contention d'animaux sauvages. Les blessures plus importantes rencontrées ne compromettent pas la survie des animaux et les soins apportés permettent de limiter les conséquences infectieuses éventuelles. L'utilisation d'analgésiques et/ou d'antibiotiques, selon les cas, pourrait être envisagée mais la pertinence d'une administration unique est discutable, notamment pour les antibiotiques. En effet, une seule injection d'antibiotique ne suffirait probablement pas pour gérer une potentielle complication infectieuse et pourrait surtout sélectionner des bactéries résistantes.

II.2.3. Protocole anesthésique

Sur l'ensemble de l'étude, 14 blaireaux ont été anesthésiés, tous avec le même protocole incluant des doses théoriques (à partir du poids estimé) de 100 mg/kg de kétamine et de 0,1 mg/kg de médétomidine.

II.2.3.1. Estimation du poids

La première étape de ce protocole consiste en une estimation visuelle du poids du blaireau, qui conditionne en partie la dose d'anesthésiques administrée à l'animal. Afin d'évaluer la fiabilité de l'estimation visuelle des opérateurs, la moyenne des valeurs absolues des différences de poids entre le poids estimé avant anesthésie et le poids mesuré lorsque l'animal était anesthésié a été calculée. Celle-ci est de $1,07 \text{ kg} \pm 0,74 \text{ kg}$ (minimum $0,2 \text{ kg}$ – maximum $2,4 \text{ kg}$). La Figure 51 ci-dessous présente l'évolution de l'erreur d'estimation au cours des captures par ordre chronologique, en fonction du piégeur qui estimait le poids.

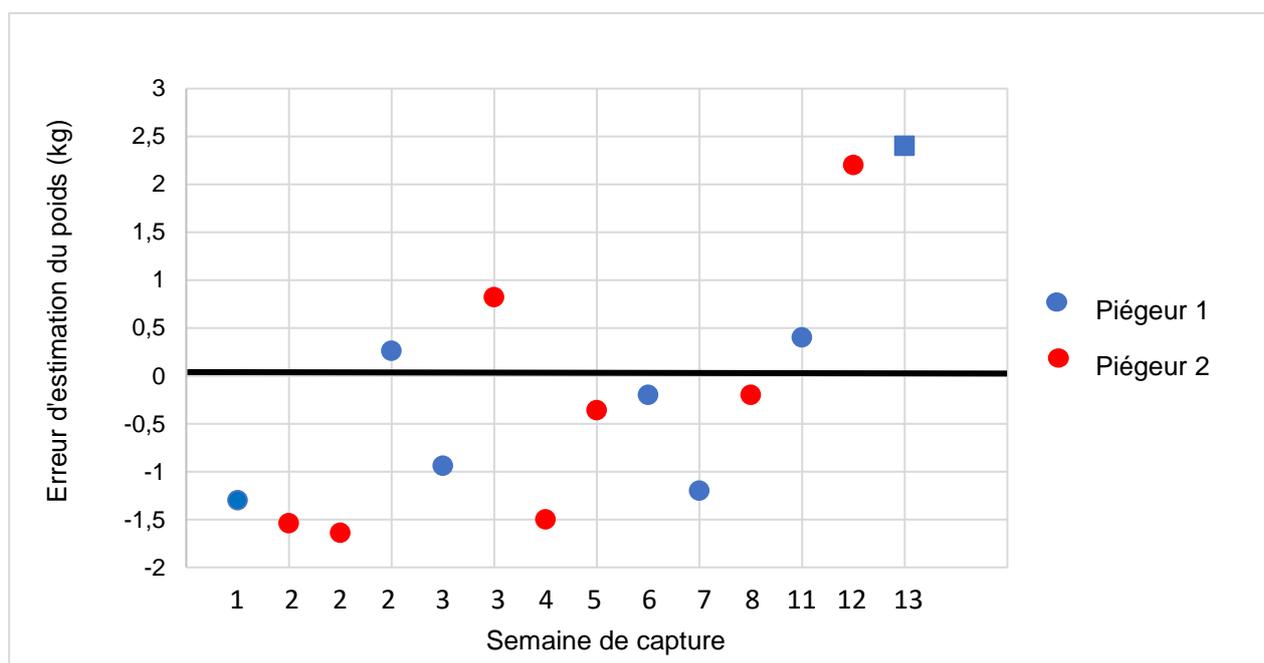


Figure 51 : Évolution de l'erreur d'estimation du poids au cours des captures

L'erreur d'estimation la plus importante (+ 2,4 kg), représentée sur le graphique par un carré, concerne le blaireau juvénile et révèle un manque d'expérience de l'équipe dans l'estimation du poids des jeunes blaireaux, rencontré seulement une fois. Une autre erreur notable est liée à l'état général du blaireau. En effet, le blaireau d'état général maigre a été surestimé de 2,2 kg. Nous pouvons également noter que le poids des blaireaux d'état général bon était globalement sous-estimé (de plus de 1,5 kg).

Les erreurs d'estimation sont très variables (écart type d'environ 70% de la moyenne). La majorité des erreurs d'estimation (64%) sont des sous-estimations du poids de l'animal. Cependant pour la moitié des blaireaux, l'erreur d'estimation est inférieure à 1 kg. Il n'existe pas de différence significative entre les deux piégeurs (test de Mann Whitney, p-value = 0,535).

Sans prendre en compte les deux dernières captures, la tendance était à la diminution des erreurs et donc en faveur d'une amélioration de la capacité d'estimation du poids des piégeurs. Cette affirmation est toutefois à nuancer du fait du faible nombre de données et de la variation des équipes au cours du temps. Une banque d'images a été réalisée au fur et à mesure des captures, pouvant permettre de former les nouvelles équipes et d'optimiser les futures estimations.

Le comportement du blaireau avant l'injection des anesthésiques n'a pas été relevé pendant cette première saison de vaccination, mais celui-ci pouvant influencer l'anesthésie (succès d'injection, métabolisation des molécules, hyperthermie ou hypothermie) cette donnée pourrait être collectée pour les années suivantes. L'attitude, immobile ou agitée, pourrait ainsi être évaluée.

II.2.3.2. Doses d'anesthésiques administrées

La dose réelle moyenne de kétamine administrée a été de $10,97 \text{ mg/kg} \pm 2,15 \text{ mg/kg}$ (minimum $8,46 \text{ mg/kg}$ – maximum $15,22 \text{ mg/kg}$) et celle de médétomidine de $109,69 \text{ } \mu\text{g/kg} \pm 21,53 \text{ } \mu\text{g/kg}$ (minimum $84,57 \text{ } \mu\text{g/kg}$ – maximum $152,17 \text{ } \mu\text{g/kg}$).

L'estimation du poids influence les doses réelles d'anesthésiants administrées pour l'induction de l'anesthésie, en début de manipulation. Bien que la majorité des poids des blaireaux ait été sous-estimée, les doses administrées sont en moyenne supérieures aux doses théoriques définies dans les procédures. Cela est due aux doses anesthésiques complémentaires injectées après la pesée de l'animal en cas de sous-estimation. Les doses administrées restent proches des doses théoriques, bien que pour la surestimation de plus de 2 kg, plus de 50% de la dose théorique ait été administrée en plus.

Cinq blaireaux au total ont eu besoin d'une dose supplémentaire au cours de leur anesthésie et ce pour différentes raisons. Pour trois d'entre eux, l'injection supplémentaire a eu lieu moins de 10 minutes après la première injection : un parce que la première injection a été ratée (à côté) et les deux autres pour réajuster la dose après une sous-estimation du poids de plus de 500 g. Pour les deux derniers, un présentait des signes de réveil précoce et a donc reçu une autre dose 30 minutes après la première (sous-estimation du poids et stimulation douloureuse due à une griffe arrachée) et le second a reçu une demi-dose supplémentaire après un temps d'induction supérieur à 10 minutes.

II.2.3.3. Temps d'induction

Le temps d'induction est défini comme le temps entre la première injection et celui où l'inconscience est objectivée. Treize blaireaux étaient complètement inconscients au moment de la vérification. Cette vérification a majoritairement eu lieu cinq minutes après l'injection (neuf blaireaux). Toutefois, elle s'élevait à six minutes pour un individu et sept minutes pour trois autres. Cette variation peut s'expliquer par les explications et debriefs qui avaient lieu après les injections des anesthésiques pendant les premières captures, afin d'affiner le protocole.

Un seul blaireau n'était pas endormi au moment de la vérification. Son injection a été réalisée dans la cuisse. Le cou (zone de piégeage très broussailleuse) et les lombes (blaireau tourné sur le dos) étaient difficilement accessibles. Les anesthésiques ont dû être injectés au moins partiellement dans le gras sous-cutané car, après 10 minutes, le blaireau présentait une inconscience incomplète et une motricité très diminuée. Il a nécessité l'injection d'une demi-dose supplémentaire.

II.2.3.4. Réversion

Sur les 14 blaireaux anesthésiés, 12 ont reçu une injection d'atipamézole à la fin des manipulations, permettant d'annuler les effets de la médétomidine. Parmi les deux blaireaux qui ne l'ont pas été, un a été euthanasié et l'autre était déjà réveillé (réalisation de trois tests car deux invalides). Le réveil (retour au décubitus sternal) a été observé en moyenne en 6 minutes \pm 2 min (minimum 2 min – maximum 8 min) pour les blaireaux qui n'étaient pas encore réveillés. La dose moyenne d'atipamézole administrée, proportionnelle à la dose de médétomidine (moitié du volume), a été de 0,27 mg/kg \pm 0,05 mg/kg (minimum 0,21 mg/kg – maximum 0,38 mg/kg).

Le temps moyen entre la dernière injection d'anesthésiques et la réversion a été de 43 minutes \pm 10 min (minimum 27 min – maximum 66 min). Or la kétamine a une durée d'action d'environ 45 minutes lorsqu'elle est injectée seule à la dose de 15 à 30 mg/kg en intramusculaire chez le Blaireau (Wolfensohn, Lloyd 2013). En moyenne la réversion a lieu après cette durée, réduisant ainsi le risque de réveils dysphoriques après l'annulation de l'effet de la médétomidine. Cependant, le temps d'action de la kétamine est variable en fonction de l'individu, dépendant de sa capacité à l'éliminer (essentiellement urinaire), du stress lors de la capture, du site d'injection (intramusculaire strict ou dans zone grasseuse) entre autres.

Pour dix blaireaux, aucun problème n'a été observé après l'injection d'atipamézole. Deux blaireaux ont présenté des tremblements modérés sur tout le corps au moment du réveil après la réversion. Ces deux blaireaux étaient deux mâles adultes d'état corporel moyen, attrapés au collet. Ils ont reçu des doses d'anesthésiques inférieures aux doses théoriques (8,46 mg/kg de kétamine et 84,56 µg/kg de médétomidine pour l'un et 9,65 mg/kg de kétamine et 96,52 µg/kg de médétomidine pour l'autre), sans dose supplémentaire. Ces tremblements ne peuvent donc pas être attribués à un surdosage d'anesthésie. Entre les injections d'anesthésiques et de réversion, respectivement 50 et 43 minutes se sont écoulées. Ces valeurs sont dans les valeurs hautes de l'intervalle de l'échantillon, cependant la durée d'action peut varier en fonction des individus comme expliqué ci-dessus. Une action résiduelle de la kétamine ne peut donc pas être exclue pour expliquer ces tremblements, d'autant qu'il s'agit d'un des effets indésirables de cette molécule utilisée seule (Wolfensohn, Lloyd 2013).

Les températures rectales de ces deux blaireaux au début de l'anesthésie étaient de 37,9°C et 38,4°C, donc dans l'intervalle des valeurs de référence. Une deuxième valeur n'a été mesurée que pour un des deux à la fin de l'anesthésie et la diminution de température n'était que de 0,4°C. L'hypothermie peut donc être exclue comme cause des tremblements pour cet animal.

II.2.3.5. Temps d'anesthésie et réveils précoces

Le temps d'anesthésie moyen (entre la première injection et le décubitus sternal) a été de 46 minutes \pm 15 min (minimum 32 min – maximum 81 min). Le temps d'anesthésie profonde moyen (entre la première injection et les premiers signes de réveil) a été de 32 minutes \pm 8 min (minimum 21 minutes – maximum 42 minutes). Ce temps est augmenté par rapport à celui de 25 minutes pour le même protocole cité précédemment (Davison et al. 2007). Parmi les blaireaux dont le temps d'anesthésie a été supérieur à 25 minutes, pour deux tiers l'administration des anesthésiques était surdosée et pour un blaireau (16%) une dose complémentaire a été ajoutée.

Le temps d'anesthésie moyen des blaireaux ayant reçu une seule dose d'anesthésiques est de 36 minutes \pm 6 min (minimum 27 min – maximum 45 min) tandis que pour ceux qui ont eu un rajout au cours de l'anesthésie, celle-ci a duré en moyenne 51 minutes \pm 25 min (minimum 27 min – maximum 76 min).

Six blaireaux ont présenté des signes de réveils avant la fin des manipulations. En effet, les manipulations (entre l'injection d'anesthésie et la réversion) ont duré en moyenne 46

minutes \pm 13 min (minimum 34 min – maximum 73 min). Les manipulations sont donc en moyenne plus longues que l'anesthésie profonde, expliquant les réveils anticipés.

II.2.3.6. Intérêt du suivi de la température rectale

La température rectale des blaireaux en début d'anesthésie était en moyenne de $38,1^{\circ}\text{C} \pm 0,9^{\circ}\text{C}$ (minimum $36,2^{\circ}\text{C}$ – maximum $39,5^{\circ}\text{C}$), prise en moyenne 17 minutes \pm 9 min (minimum 4 min – maximum 36 min) après l'injection. Trois blaireaux avaient une température en dessous de $37,5^{\circ}\text{C}$.

En ce qui concerne la variation de température au cours de l'anesthésie, la diminution de température moyenne était de $0,7^{\circ}\text{C} \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ (minimum $0,1^{\circ}\text{C}$ – maximum $1,5^{\circ}\text{C}$). Aucune mesure de réchauffement (couverture de survie, chaufferettes) n'a été nécessaire. Les températures extérieures pendant les manipulations étaient douces et les mesures préventives (isolement du sol, protection de la pluie, réversion) pendant les manipulations ont suffi à limiter les fortes hypothermies.

Selon une étude réalisée par l'université d'Oxford sur 93 blaireaux adultes, les blaireaux qui présentent un réveil précoce soudain ont une température rectale en début d'anesthésie significativement plus haute que les autres et qui ne chute pas pendant les 10 premières minutes (McLaren et al. 2005b).

En s'inspirant de cette publication, la Figure 52 ci-dessous montre les températures en début d'anesthésie pour les individus qui se sont réveillés précocement (six blaireaux) et ceux qui l'ont fait après la fin des manipulations (huit blaireaux).

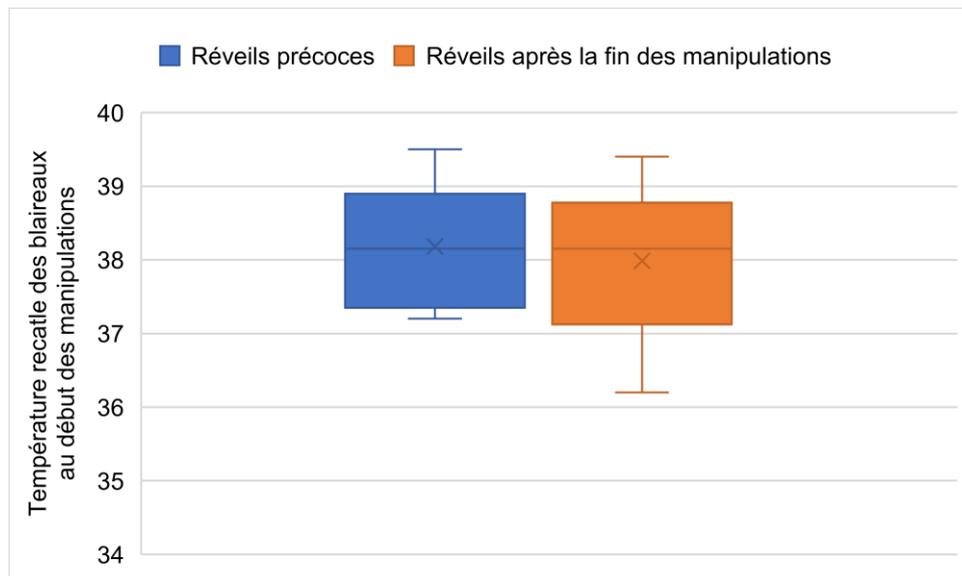


Figure 52 : Températures en début d'anesthésie en fonction du moment du réveil des blaireaux

Dans notre cas, il est plus délicat de mettre en évidence une température plus élevée chez les blaireaux qui se sont réveillés précocement. L'effectif est réduit et le nombre de réveils précoces également. Dans le cadre de notre projet, il n'est pas possible de montrer une absence de chute de température chez ces blaireaux, une seule valeur ayant été mesurée au début de l'anesthésie.

Les auteurs de l'article recommandent de suivre attentivement la température des blaireaux anesthésiés surtout dans les premières dix minutes de l'anesthésie. Il serait alors intéressant de prendre une température rectale avant et après la prise de sang. Cela permettrait de repérer les blaireaux ayant une température initiale supérieure à 38,3°C et qui ne chute pas rapidement. Il serait ainsi possible de surveiller les signes de réveil précoce avec plus d'attention et de pouvoir réajuster l'anesthésie si nécessaire.

Les réveils précoces exposent les opérateurs à d'éventuelles griffures ou morsures. Comme mis en place cette année, il est possible de gérer l'animal en réveil avec une contention adaptée jusqu'au résultat du test (voir Figure 38). Cependant, il serait plus sécuritaire de limiter la proportion de réveil avant la fin des manipulations.

Une première solution serait d'allonger le temps d'anesthésie. Toutefois, les durées d'anesthésie fixe n'excèdent pas 30 à 45 minutes avec les différentes molécules disponibles. Pour rallonger cette durée, il est possible de rajouter une dose en cours d'anesthésie, mais les effets indésirables et risques associés s'en trouvent augmentés. Un autre axe d'amélioration concerne la durée des différentes étapes de manipulation.

II.2.4. Temps de manipulation

Afin d'avoir une idée de la durée de chaque étape, le temps moyen de celles-ci a été calculé et est présenté dans la Figure 53 ci-dessous. Ces durées moyennes surestiment probablement le temps réellement nécessaire à l'équipe pour la réalisation des différentes manipulations. En effet, du temps supplémentaire a été nécessaire du fait de la formation de l'équipe au départ, de la présence de stagiaires ou encore de réflexions pour l'amélioration des procédures.

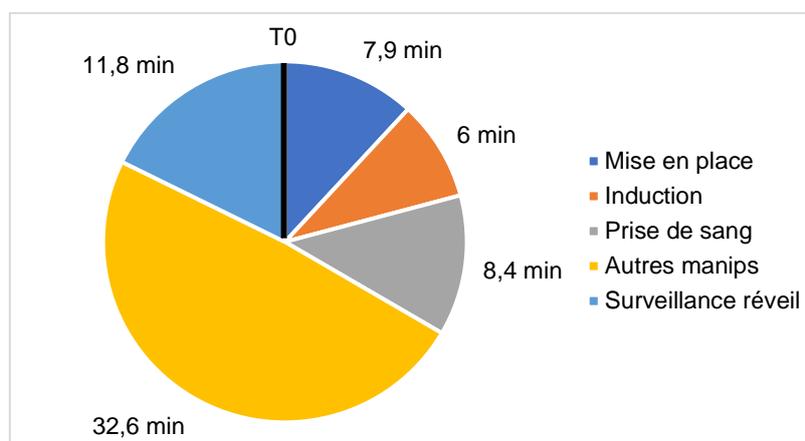


Figure 53 : Durées moyennes des différentes procédures effectuées au cours de la manipulation de primo-capture (prélèvement/vaccination)

Plusieurs étapes peuvent être optimisées afin de gagner du temps et permettre de terminer les manipulations avant que les blaireaux ne se réveillent. Tout d'abord le temps d'induction et la vérification de l'inconscience du blaireau. Les muscles du cou doivent être privilégiés pour l'injection du mélange anesthésique, et le manipulateur doit prendre le temps d'assurer son geste et d'enfoncer l'aiguille jusqu'à la garde, afin de limiter les injections dans le gras sous-cutané. De plus, l'état de conscience doit être vérifié maximum 5 minutes après l'injection pour perdre le moins de temps possible une fois que le blaireau est endormi. Le piègeur et le manipulateur doivent approcher le blaireau avec précaution et vérifier à distance son état de conscience avant de le manipuler.

Afin d'optimiser le temps que durent toutes les autres manipulations, la durée de la prise de sang peut être réduite. Le temps moyen d'une prise de sang était en effet supérieur à 8 minutes, avec une grande variabilité de ce temps (minimum de 2 minutes et maximum de 22 minutes). La raison principale de ce temps relativement long est la formation de l'équipe

manipulateur (dont je fais partie). Nous étions deux étudiantes et nous avons eu en effet besoin d'apprendre à réaliser cet acte sur une espèce jusqu'à lors inconnue de nous.

Le temps nécessaire à la réalisation du test sérologique rapide était également long, du fait de la nécessité d'en réaliser plusieurs pour certains blaireaux, comme cela est détaillé dans la partie suivante.

II.2.5. Résultats et fiabilité du test rapide DPP

Sur les 14 primo-captures, 13 prélèvements sanguins ont été réalisés. Pour le blaireau juvénile seulement une goutte de sang a été prélevée, après trois essais infructueux au niveau de la jugulaire.

Concernant les tests rapides DPP, 15 tests ont été réalisés sur les 14 primo-captures et sur la blairelle trouvée morte. Celle-ci a pu être testée par prélèvement d'une goutte de sang sur le cadavre. Cependant, ce résultat n'a pas été pris en compte pour la suite, la fiabilité de celui-ci pouvant être remis en question. En effet, le sang utilisé n'était potentiellement pas frais, le moment de la mort n'étant pas connu.

Sur les 14 blaireaux dont les tests peuvent être utilisés, deux ont eu un résultat positif. Le taux de positifs au test rapide est donc de 14%.

Sur le nombre d'individus testés, pour dix d'entre eux un seul test a été nécessaire afin d'avoir un résultat. Deux tests ont dû être réalisés dans le cas de trois blaireaux et pour un blaireau trois tests ont été réalisés. À chaque fois, l'absence de la ligne contrôle (C) prouvant la validité du test obligeait les équipes à réaliser un autre test.

Le premier facteur pouvant expliquer ces invalidités est la température à laquelle a été réalisée le test. La notice de celui-ci indique de le réaliser entre 18 et 30°C, ce qui a été le cas pour tous (températures entre 18°C et 24°C). Pour les tests invalides, l'intervalle de température de réalisation était de 20 à 24°C mais d'autres tests valides ont été réalisés avec succès à ces températures. On ne peut donc pas retenir cette explication.

Le test DPP a en premier lieu été développé pour les cervidés en utilisant du sérum. Son aptitude à être utilisé pour les blaireaux sur le terrain, donc en utilisant du sang total, a été testée dans plusieurs études (Ashford et al. 2020; Courcier et al. 2020). La sensibilité et la spécificité ont également été étudiées. La sensibilité calculée est de 69% et la spécificité de 98% (Arnold et al. 2021). Les deux articles concluent que de par sa rapidité, sa simplicité et ses résultats satisfaisants par rapport aux tests de laboratoire couramment utilisés, ce test est adapté pour un diagnostic de terrain de la tuberculose bovine sur des blaireaux dans le cadre

de ce projet de vaccination notamment. Ni dans l'un ni dans l'autre des articles n'est fait mention de difficultés à cause d'un taux élevé de tests invalides. De tels problèmes étaient en effet très rares (Lesellier, communication personnelle).

Le matériel (pipette et réactif) et les deux lots de tests (un lot irlandais et un français de même numéro de lot) ont été testés. Trois tests de chaque lot ont été réalisés en même temps (donc à même température) par le même manipulateur avec une seule pipette, un seul réactif et un seul prélèvement sanguin (blaireau capturé le 25/05/2023). Tous les tests ont donné un résultat valide et identique (négatif). Le matériel utilisé au cours de ce test a donc été validé, ainsi que les conditions de réalisation. Concernant la conservation des tests, la notice stipule qu'ils doivent être conservés entre 2°C et 30°C, et qu'ils ne doivent pas être congelés. Dans le cadre du projet, ils ont d'abord été conservés dans la glacière avec les vaccins (entre 2°C et 8°C, température suivie par capteur) puis à température ambiante à partir du 25 mai, n'excédant jamais 30°C. Il est possible que certains des tests n'ait pas eu le temps de se réchauffer assez avant leur utilisation.

CONCLUSION

En France, la tuberculose bovine est une maladie réglementée aux enjeux économiques importants en élevage bovin dont la difficulté de gestion dans une perspective d'éradication peut en partie être expliquée par la multitude d'hôtes sensibles, domestiques et sauvages. En effet, le Blaireau européen (*Meles meles*) est une espèce très réceptive à l'infection et peut, en zone d'enzootie persistante, être impliqué dans la circulation dans l'environnement de *M. bovis* voire dans sa transmission aux bovins. Dans ce contexte, des mesures de lutte comprenant l'abattage de blaireaux à proximité des élevages foyers sont mises en œuvre en zone d'enzootie en France. Du fait de la complexité de mise en œuvre sur le long terme de ces mesures et de leur questionnement y compris sur le plan éthique, la vaccination des blaireaux contre la tuberculose bovine, dont l'efficacité par voie injectable a été démontrée expérimentalement et sur le terrain dans les îles britanniques, représente une perspective prometteuse comme mesure complémentaire de gestion de l'infection de la faune sauvage.

Dans le cadre d'un projet pilote de vaccination des blaireaux en Dordogne coordonné par l'OFB et l'ANSES, cette thèse a permis la réalisation d'un document pratique et détaillé à destination des opérateurs de terrain. L'étude et l'adaptation de procédures britanniques complétée par l'étude des pratiques irlandaises et de recherches bibliographiques ont servi de socle à la réalisation de ce travail. Ensuite, les premières mises en application ont permis d'adapter plus finement les procédures à la réalité du terrain. Ces procédures détaillent le matériel nécessaire et la réalisation des actes d'anesthésie, de prélèvements, de réalisation du test, de collecte de données ainsi que de vaccination ou d'euthanasie en fonction du résultat de l'individu au test rapide effectué sur le terrain.

Les résultats obtenus lors de la première année du projet ont fait l'objet d'une étude rétrospective permettant de questionner les procédures. En effet, ces données nous ont permis de prendre du recul sur le travail effectué et de proposer des voies d'amélioration pour la suite, notamment concernant les temps de manipulations et d'anesthésie.

Ce projet pilote va se poursuivre pendant trois ans et les procédures vont encore être amenées à évoluer. Par exemple, un essai de prélèvement sanguin par ponction sans anesthésie du blaireau pour la réalisation du test sérologique rapide sera mené. De plus, les résultats des tests à l'Interféron gamma pour les individus issus des premières captures seront disponibles et conduiront possiblement en cas de recapture à la mise à mort d'éventuels individus identifiés comme des faux négatifs au test sérologique rapide. L'élimination des individus infectés sera donc plus efficace permettant ainsi de réduire la prévalence et la probabilité d'infection des blaireaux sains. Par ailleurs, afin d'essayer d'augmenter le nombre

de blaireaux capturés et donc la couverture vaccinale, une campagne de vaccination a été menée pendant un mois à l'automne 2023. Cette période est a priori plus favorable pour les captures, notamment au collet, du fait que les blaireaux sont moins méfiants sortant beaucoup pour constituer leurs réserves pour l'hiver et n'étant plus en période d'élevage des jeunes. Enfin, la zone d'étude va être légèrement agrandie pour inclure plus de terriers et tenter d'augmenter également la couverture vaccinale.

La perspective de pouvoir à terme déployer la vaccination des blaireaux aux zones les plus infectées de tuberculose bovine de France nécessite que, pendant ce projet pilote, un nombre important de blaireaux soient inclus. Il est en effet nécessaire que pendant cette période d'essai des procédures un diversité de situations soient rencontrées, afin de rendre les procédures les plus exhaustives possible. Un nombre de captures important permet également une formation plus robuste des équipes et donc une montée en compétences de l'ensemble des membres, plus ou moins expérimentés au début du projet. Enfin, le nombre de captures influence directement la couverture vaccinale des blaireaux dans la zone et donc l'effet de cette vaccination sur cette espèce mais aussi sur les bovins à proximité.

En Irlande du Nord, les cinq années de vaccination des blaireaux avec la méthode TVR ont permis de faire baisser la prévalence apparente de blaireaux infectés par *M. bovis*. Cependant, il n'a pas été mis en évidence de diminution de prévalence dans les élevages bovins attribuable à la vaccination. En France, la densité de blaireaux est beaucoup plus faible et peu de données existent dans ces conditions. Cependant, même avec une faible densité, et donc un nombre de captures réduit, il est possible d'obtenir une bonne couverture vaccinale et l'objectif du projet pilote est de vacciner 60% des blaireaux de la zone d'étude.

BIBLIOGRAPHIE

ABDOU, Marwa, FRANKENA, Klaas, O'KEEFFE, James et BYRNE, Andrew W., 2016. Effect of culling and vaccination on bovine tuberculosis infection in a European badger (*Meles meles*) population by spatial simulation modelling. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 mars 2016. Vol. 125, pp. 19-30. DOI 10.1016/j.prevetmed.2015.12.012.

ANSES, 2011. *Tuberculose bovine et faune sauvage*.

ANSES, 2019. *Gestion de la tuberculose bovine et des blaireaux*.

ANSES, 2020. *Demande d'évaluation du rôle épidémiologique du renard dans la transmission de la tuberculose bovine* [en ligne]. report. Anses. Disponible à l'adresse : <https://anses.hal.science/anses-03667813>

ARNOLD, Mark E., COURCIER, Emily A., STRINGER, Lesley A., MCCORMICK, Carl M., PASCUAL-LINAZA, Ana V., COLLINS, Shane F., TRIMBLE, Nigel A., FORD, Tom, THOMPSON, Suzan, CORBETT, David et MENZIES, Fraser D., 2021. A Bayesian analysis of a Test and Vaccinate or Remove study to control bovine tuberculosis in badgers (*Meles meles*). *PLoS ONE*. 1 janvier 2021. Vol. 16, pp. e0246141. DOI 10.1371/journal.pone.0246141.

ASHFORD, Roland T., ANDERSON, Paul, WARING, Laura, DAVÉ, Dipesh, SMITH, Freya, DELAHAY, Richard J., GORMLEY, Eamonn, CHAMBERS, Mark A., SAWYER, Jason et LESELLIER, Sandrine, 2020. Evaluation of the Dual Path Platform (DPP) VetTB assay for the detection of *Mycobacterium bovis* infection in badgers. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 juillet 2020. Vol. 180, pp. 105005. DOI 10.1016/j.prevetmed.2020.105005.

BALSEIRO, A., RODRÍGUEZ, O., GONZÁLEZ-QUIRÓS, P., MEREDIZ, I., SEVILLA, I. A., DAVÉ, D., DALLEY, D. J., LESELLIER, S., CHAMBERS, M. A., BEZOS, J., MUÑOZ, M., DELAHAY, R. J., GORTÁZAR, C., PRIETO, J. M., BALSEIRO, A., RODRÍGUEZ, O., GONZÁLEZ-QUIRÓS, P., MEREDIZ, I., SEVILLA, I. A., DAVÉ, D., DALLEY, D. J., LESELLIER, S., CHAMBERS, M. A., BEZOS, J., MUÑOZ, M., DELAHAY, R. J., GORTÁZAR, C. et PRIETO, J. M., 2011. Infection of Eurasian badgers (*Meles meles*) with *Mycobacterium bovis* and *Mycobacterium avium* complex in Spain. *Veterinary Journal* [en ligne]. 2011. Vol. 190, n° 2. DOI 10.1016/J.TVJL.2011.04.012. Disponible à l'adresse : <https://portalcientifico.unileon.es/documentos/5d94680b2999521612ef1a74?lang=fr>

BALSEIRO, Ana, THOMAS, Jobin, GORTÁZAR, Christian et RISALDE, María A., 2020. Development and Challenges in Animal Tuberculosis Vaccination. *Pathogens*. juin 2020. Vol. 9, n° 6, pp. 472. DOI 10.3390/pathogens9060472.

BARBIER, Elodie, 2016. *Prévalence de *Mycobacterium bovis* dans les agroécosystèmes: analyse de réservoirs environnementaux potentiels (sol, eau douce, faune du sol et faune aquatique) et traçage de la circulation de cette bactérie entre les différents compartiments* [en ligne]. Thèse de doctorat. 1970-...., France : Université de Bourgogne. Disponible à l'adresse : <http://www.theses.fr/2016DIJOS026/document>

BENET, Jean-Jacques, BOSCHIROLI, María-Laura, DUFOUR, Barbara et GARIN-BASTUJI, Bruno, 2006. Lutte contre la tuberculose bovine en France de 1954 à 2004 : Analyse de la pertinence épidémiologique de l'évolution de la réglementation. *Epidémiol. et santé anim*. 1 janvier 2006. Vol. 50, pp. 127-143.

BENTON, Clare H., DELAHAY, Richard J., ROBERTSON, Andrew, MCDONALD, Robbie A., WILSON, Alastair J., BURKE, Terry A. et HODGSON, Dave, 2016. Blood thicker than water: kinship, disease prevalence and

group size drive divergent patterns of infection risk in a social mammal. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*. 27 juillet 2016. Vol. 283, n° 1835, pp. 20160798. DOI 10.1098/rspb.2016.0798.

BENTON, Clare H., PHOENIX, Jess, SMITH, Freya A. P., ROBERTSON, Andrew, MCDONALD, Robbie A., WILSON, Gavin et DELAHAY, Richard J., 2020. Badger vaccination in England: Progress, operational effectiveness and participant motivations. *People and Nature*. 2020. Vol. 2, n° 3, pp. 761-775. DOI 10.1002/pan3.10095.

BERTELSEN, Mads F et VILLADSEN, Lene, 2009. A comparison of the efficacy and cardiorespiratory effects of four medetomidine-based anaesthetic protocols in the red fox (*Vulpes vulpes*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 1 juillet 2009. Vol. 36, n° 4, pp. 328-333. DOI 10.1111/j.1467-2995.2009.00464.x.

BÖHM, Monika, HUTCHINGS, Michael R. et WHITE, Piran C. L., 2009. Contact networks in a wildlife-livestock host community: identifying high-risk individuals in the transmission of bovine TB among badgers and cattle. *PLoS One*. 2009. Vol. 4, n° 4, pp. e5016. DOI 10.1371/journal.pone.0005016.

BOUCHEZ-ZACRIA, Malika, RUETTE, Sandrine, RICHOMME, Céline, LESELLIER, Sandrine, PAYNE, Ariane, BOSCHIROLI, Maria-Laura, COURCOUL, Aurélie et DURAND, Benoit, 2023. Analysis of a multi-type resurgence of *Mycobacterium bovis* in cattle and badgers in Southwest France, 2007-2019. *Veterinary Research*. 3 mai 2023. Vol. 54, n° 1, pp. 41. DOI 10.1186/s13567-023-01168-8.

BOURNE, FJ, DONNELLY, CA, COX, DR, GETTINBY, G, MCINERNEY, JP et MORRISON, WI, 2007. Final Report of the Independent Scientific Group on Cattle TB. . 2007.

BROWN, Eleanor, COONEY, Rory et ROGERS, Fiona, 2013. Veterinary guidance on the practical use of the BadgerBCG tuberculosis vaccine. *In Practice*. mars 2013. Vol. 35, n° 3, pp. 143-146. DOI 10.1136/inp.f1186.

BYRNE, A. W., KENNY, K., FOGARTY, U., O'KEEFFE, J. J., MORE, S. J., MCGRATH, G., TEELING, M., MARTIN, S. W. et DOHOO, I. R., 2015. Spatial and temporal analyses of metrics of tuberculosis infection in badgers (*Meles meles*) from the Republic of Ireland: Trends in apparent prevalence. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 décembre 2015. Vol. 122, n° 3, pp. 345-354. DOI 10.1016/j.prevetmed.2015.10.013.

BYRNE, Andrew W., O'KEEFFE, James, FOGARTY, Ursula, ROONEY, Pat et MARTIN, S. Wayne, 2015. Monitoring trap-related injury status during large-scale wildlife management programmes: an adaptive management approach. *European Journal of Wildlife Research*. 1 juin 2015. Vol. 61, n° 3, pp. 445-455. DOI 10.1007/s10344-015-0916-6.

BYRNE, Andrew W., SLEEMAN, D. Paddy, O'KEEFFE, James et DAVENPORT, John, 2012. THE ECOLOGY OF THE EUROPEAN BADGER (*MELES MELES*) IN IRELAND: A REVIEW. *Biology and Environment: Proceedings of the Royal Irish Academy*. 2012. Vol. 112B, n° 1, pp. 105-132.

CALENGE, Clément, CHADOEUF, Joël, GIRAUD, Christophe, HUET, Sylvie, JULLIARD, Romain, MONESTIEZ, Pascal, PIFFADY, Jérémy, PINAUD, David et RUETTE, Sandrine, 2015. The Spatial Distribution of Mustelidae in France. *PLOS ONE*. 26 mars 2015. Vol. 10, n° 3, pp. e0121689. DOI 10.1371/journal.pone.0121689.

CARPENTER, Petra J., POPE, Lisa C., GREIG, Carolyn, DAWSON, Deborah A., ROGERS, Lucy M., ERVEN, Kristien, WILSON, Gavin J., DELAHAY, Richard J., CHEESEMAN, Chris L. et BURKE, Terry, 2005. Mating system of the Eurasian badger, *Meles meles*, in a high density population. *Molecular Ecology*. janvier 2005. Vol. 14, n° 1, pp. 273-284. DOI 10.1111/j.1365-294X.2004.02401.x.

CARTER, Stephen P., CHAMBERS, Mark A., RUSHTON, Stephen P., SHIRLEY, Mark D. F., SCHUCHERT, Pia, PIETRAVALLE, Stéphane, MURRAY, Alistair, ROGERS, Fiona, GETTINBY, George, SMITH, Graham C., DELAHAY, Richard J., HEWINSON, R. Glyn et MCDONALD, Robbie A., 2012. BCG vaccination reduces risk of tuberculosis infection in vaccinated badgers and unvaccinated badger cubs. *PloS One*. 2012. Vol. 7, n° 12, pp. e49833. DOI 10.1371/journal.pone.0049833.

CARTER, Stephen P, DELAHAY, Richard J, SMITH, Graham C, MACDONALD, David W, RIORDAN, Philip, ETHERINGTON, Thomas R, PIMLEY, Elizabeth R, WALKER, Neil J et CHEESEMAN, Chris L, 2007. Culling-induced social perturbation in Eurasian badgers *Meles meles* and the management of TB in cattle: an analysis of a critical problem in applied ecology. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*. 28 août 2007. Vol. 274, n° 1626, pp. 2769-2777. DOI 10.1098/rspb.2007.0998.

CASTILLO, L., FERNÁNDEZ-LLARIO, P., MATEOS, C., CARRANZA, J., BENÍTEZ-MEDINA, J. M., GARCÍA-JIMÉNEZ, W., BERMEJO-MARTÍN, F. et HERMOSO DE MENDOZA, J., 2011. Management practices and their association with *Mycobacterium tuberculosis* complex prevalence in red deer populations in Southwestern Spain. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 janvier 2011. Vol. 98, n° 1, pp. 58-63. DOI 10.1016/j.prevetmed.2010.11.008.

CAVALERIE, Lisa, COURCOUL, Aurélie, BOSCHIROLI, María-Laura, RÉVEILLAUD, Edouard et GAY, Philippe, 2015. Bovine Tuberculosis in France in 2014: a stable situation. . 1 novembre 2015.

CHAMBERS, Mark A., ROGERS, Fiona, DELAHAY, Richard J., LESELLIER, Sandrine, ASHFORD, Roland, DALLEY, Deanna, GOWTAGE, Sonya, DAVÉ, Dipesh, PALMER, Si, BREWER, Jacky, CRAWSHAW, Timothy, CLIFTON-HADLEY, Richard, CARTER, Steve, CHEESEMAN, Chris, HANKS, Chris, MURRAY, Alistair, PALPHRAMAND, Kate, PIETRAVALLE, Stéphane, SMITH, Graham C., TOMLINSON, Alexandra, WALKER, Neil J., WILSON, Gavin J., CORNER, Leigh A. L., RUSHTON, Stephen P., SHIRLEY, Mark D. F., GETTINBY, George, MCDONALD, Robbie A. et HEWINSON, R. Glyn, 2011. *Bacillus Calmette-Guérin* vaccination reduces the severity and progression of tuberculosis in badgers. *Proceedings. Biological Sciences*. 22 juin 2011. Vol. 278, n° 1713, pp. 1913-1920. DOI 10.1098/rspb.2010.1953.

CHAZAL, Charlotte, 2021. *Risque zoonotique en centre de soins de la faune sauvage, application au centre de soins de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse*.

CORNER, L. a. L., 2006. The role of wild animal populations in the epidemiology of tuberculosis in domestic animals: how to assess the risk. *Veterinary Microbiology*. 25 février 2006. Vol. 112, n° 2-4, pp. 303-312. DOI 10.1016/j.vetmic.2005.11.015.

CORNER, L. a. L., COSTELLO, E., LESELLIER, S., O'MEARA, D., SLEEMAN, D. P. et GORMLEY, E., 2007. Experimental tuberculosis in the European badger (*Meles meles*) after endobronchial inoculation of *Mycobacterium bovis*: I. Pathology and bacteriology. *Research in Veterinary Science*. août 2007. Vol. 83, n° 1, pp. 53-62. DOI 10.1016/j.rvsc.2006.10.016.

CORNER, L. A. L., MURPHY, D. et GORMLEY, E., 2011. *Mycobacterium bovis* Infection in the Eurasian Badger (*Meles meles*): the Disease, Pathogenesis, Epidemiology and Control. *Journal of Comparative Pathology*. 1 janvier 2011. Vol. 144, n° 1, pp. 1-24. DOI 10.1016/j.jcpa.2010.10.003.

CORNER, Leigh A. L., STUART, Lynsey J., KELLY, David J. et MARPLES, Nicola M., 2015. Reproductive Biology Including Evidence for Superfetation in the European Badger *Meles meles* (Carnivora: Mustelidae). *PloS One*. 2015. Vol. 10, n° 10, pp. e0138093. DOI 10.1371/journal.pone.0138093.

COURCIER, E. A., PASCUAL-LINAZA, A. V., ARNOLD, M. E., MCCORMICK, C. M., CORBETT, D. M., O'HAGAN, M. J. H., COLLINS, S. F., TRIMBLE, N. A., MCGEOWN, C. F., MCHUGH, G. E., MCBRIDE, K. R., MCNAIR, J., THOMPSON, S., PATTERSON, I. A. P. et MENZIES, F. D., 2020. Evaluating the application of the dual path platform VetTB test for badgers (*Meles meles*) in the test and vaccinate or remove (TVR)

wildlife research intervention project in Northern Ireland. *Research in Veterinary Science*. 1 juin 2020. Vol. 130, pp. 170-178. DOI 10.1016/j.rvsc.2020.03.007.

COURCIER, Emily A., COLLINS, Shane F., MCCORMICK, Carl M., ARNOLD, Mark E., CORBETT, David M., FORD, Tom, MCGEOWN, Clare F., BARRY, Claire, KIRKE, Raymond et MENZIES, Fraser D., 2022. The impact of BCG strains and repeat vaccinations on immunodiagnostic tests in Eurasian badgers (*Meles meles*). *Vaccine*. 12 août 2022. Vol. 40, n° 34, pp. 4972-4978. DOI 10.1016/j.vaccine.2022.06.081.

DAVISON, Kathryn E, LYNNE HUGHES, JM, GORMLEY, Eamonn, LESELLIER, Sandrine, COSTELLO, Eamon et CORNER, Leigh AL, 2007. Evaluation of the anaesthetic effects of combinations of ketamine, medetomidine, romifidine and butorphanol in European badgers (*Meles meles*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 1 novembre 2007. Vol. 34, n° 6, pp. 394-402. DOI 10.1111/j.1467-2995.2006.00339.x.

DELAHAY, R. J., CHEESEMAN, C. L. et CLIFTON-HADLEY, R. S., 2001. Wildlife disease reservoirs: the epidemiology of *Mycobacterium bovis* infection in the European badger (*Meles meles*) and other British mammals. *Tuberculosis*. 1 février 2001. Vol. 81, n° 1, pp. 43-49. DOI 10.1054/tube.2000.0266.

DELAHAY, R. J., LANGTON, S., SMITH, G. C., CLIFTON-HADLEY, R. S. et CHEESEMAN, C. L., 2000. The spatio-temporal distribution of *Mycobacterium bovis* (bovine tuberculosis) infection in a high-density badger population. *Journal of Animal Ecology*. 2000. Vol. 69, n° 3, pp. 428.

DELAHAY, R. J., WALKER, N., SMITH, G. C., WILKINSON, D., CLIFTON-HADLEY, R. S., CHEESEMAN, C. L., TOMLINSON, A. J. et CHAMBERS, M. A., 2013. Long-term temporal trends and estimated transmission rates for *Mycobacterium bovis* infection in an undisturbed high-density badger (*Meles meles*) population. *Epidemiology and Infection*. juillet 2013. Vol. 141, n° 7, pp. 1445-1456. DOI 10.1017/S0950268813000721.

DESVAUX, S et RÉVEILLAUD, E, 2022. BILAN SYNTHÉTIQUE DES ACTIONS DU PROGRAMME SYLVATUB. . septembre 2022.

DESVAUX, Stéphanie, RICHOMME, Céline, BOSCHIROLI, Maria-Laura, DELAVENNE, Camille, CALAVAS, Didier, CHEVALIER, Fabrice et JABERT, Pierre, 2017. SYLVATUB : BILAN 2015-2017 DE LA SURVEILLANCE DE LA TUBERCULOSE DANS LA FAUNE SAUVAGE. . 2017.

DO LINH SAN, E, FERRARI, N et WEBER, J-M, 2003. Le blaireau (*Meles meles* L.) dans le Jura suisse: succès de capture, paramètres démographiques et ectoparasites. *Revue suisse de zoologie*. 2003. Vol. 110, pp. 565-580. DOI 10.5962/bhl.part.80199.

DO LINH SAN, Emmanuel, 2006. *Le blaireau d'Eurasie*. Delachaux et Niestlé. Les sentiers du naturaliste. ISBN 978-2-603-01332-8.

DO LINH SAN, Emmanuel, FERRARI, Nicola et WEBER, Jean-Marc, 2007. Socio-spatial organization of Eurasian badgers (*Meles meles*) in a low-density population of central Europe. *Canadian Journal of Zoology*. septembre 2007. Vol. 85, n° 9, pp. 973-984. DOI 10.1139/Z07-085.

DONNELLY, Christl A., WEI, Gao, JOHNSTON, W. Thomas, COX, D. R., WOODROFFE, Rosie, BOURNE, F. John, CHEESEMAN, C. L., CLIFTON-HADLEY, Richard S., GETTINBY, George, GILKS, Peter, JENKINS, Helen E., LE FEVRE, Andrea M., MCINERNEY, John P. et MORRISON, W. Ivan, 2007. Impacts of widespread badger culling on cattle tuberculosis: concluding analyses from a large-scale field trial. *International journal of infectious diseases: IJID: official publication of the International Society for Infectious Diseases*. juillet 2007. Vol. 11, n° 4, pp. 300-308. DOI 10.1016/j.ijid.2007.04.001.

DOYLE, Liam Patrick, GORDON, Alan W., MOLLOY, Colm, O'HAGAN, Maria J. H., GEORGAKI, Anastasia, COURCIER, Emily A., HARWOOD, Roly G. et MENZIES, Fraser Duncan, 2023. Assessing the impact of a

test and vaccinate or remove badger intervention project on bovine tuberculosis levels in cattle herds. *Epidemiology & Infection*. janvier 2023. Vol. 151, pp. e115. DOI 10.1017/S0950268823001061.

DREWE, J. A., O'CONNOR, H. M., WEBER, N., MCDONALD, R. A. et DELAHAY, R. J., 2013. Patterns of direct and indirect contact between cattle and badgers naturally infected with tuberculosis. *Epidemiology & Infection*. juillet 2013. Vol. 141, n° 7, pp. 1467-1475. DOI 10.1017/S0950268813000691.

ELLWOOD, Stephen A., NEWMAN, Chris, MONTGOMERY, Robert A., NICOSIA, Vincenzo, BUESCHING, Christina D., MARKHAM, Andrew, MASCOLO, Cecilia, TRIGONI, Niki, PASZTOR, Bence, DYO, Vladimir, LATORA, Vito, BAKER, Sandra E. et MACDONALD, David W., 2017. An active-radio-frequency-identification system capable of identifying co-locations and social-structure: Validation with a wild free-ranging animal. SCHOFIELD, Matthew (éd.), *Methods in Ecology and Evolution*. décembre 2017. Vol. 8, n° 12, pp. 1822-1831. DOI 10.1111/2041-210X.12839.

EUROPEAN FOOD SAFETY AUTHORITY et EUROPEAN CENTRE FOR DISEASE PREVENTION AND CONTROL, 2017. The European Union summary report on trends and sources of zoonoses, zoonotic agents and food-borne outbreaks in 2016. *EFSA Journal*. 2017. Vol. 15, n° 12, pp. e05077. DOI 10.2903/j.efsa.2017.5077.

FEORE, 1999. Habitat effects on the spatial ecology of the European badger (*Meles meles*). *Wiley Online Library* [en ligne]. *Journal of Zoology*. 1999. Disponible à l'adresse : <https://zslpublications.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1469-7998.1999.tb01015.x>

FORFAIT, Carole, BOSCHIROLI, Maria-Laura, CARLES, Sophie, CHAIGNEAU, Pauline, DUFOUR, Barbara, DUPUY, Céline, DURAND, Benoît, GACHE, Kristel, GARAPIN, Françoise, JACHACZ, Jérémy, KECK, Nicolas, MOUSSU, Mikael, PHILIZOT, Stéphanie, PIEUS, Axelle, RAMBAUD, Thomas, RAVISE, Jean François, RÉVEILLAUD, Edouard, RICHOMME, Céline, RIVIÈRE, Julie, CHEVALIER, Fabrice et DESVAUX, Stéphanie, 2021. Surveillance de la tuberculose bovine due à *Mycobacterium Bovis* en France métropolitaine pour la campagne 2019-2020 : résultats et indicateurs de fonctionnement, *Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation*. . 2021. Vol. 97, n° 9, pp. 23.

GALLAGHER, J. et CLIFTON-HADLEY, R. S., 2000. Tuberculosis in badgers; a review of the disease and its significance for other animals. *Research in Veterinary Science*. décembre 2000. Vol. 69, n° 3, pp. 203-217. DOI 10.1053/rvsc.2000.0422.

GALLAGHER, James F., LOCHMILLER, Robert L. et GRANT, William E., 1985. Immobilization of Collared Peccaries with Ketamine Hydrochloride. *The Journal of Wildlife Management*. avril 1985. Vol. 49, n° 2, pp. 356. DOI 10.2307/3801530.

GAVIER-WIDÉN, D., COOKE, M. M., GALLAGHER, J., CHAMBERS, M. A. et GORTÁZAR, C., 2009. A review of infection of wildlife hosts with *Mycobacterium bovis* and the diagnostic difficulties of the « no visible lesion » presentation. *New Zealand Veterinary Journal*. juin 2009. Vol. 57, n° 3, pp. 122-131. DOI 10.1080/00480169.2009.36891.

GELLI, Donatella et DE BENEDICTIS, Giulia Maria, 2015. Management of unexposed fractures in deer by the use of a polyurethane resin impregnated fiberglass tape: a case series. [en ligne]. 2015. Disponible à l'adresse : <https://www.research.unipd.it/handle/11577/3157181?mode=complete>

GETHÖFFER, Friederike, BAUMGÄRTNER, Wolfgang, DAMM, Bischofsholer, SCHMICKE, Marion et KEMPER, Nicole, 2021. Stress Response of Stone Martens and Red Foxes in Two Different Live Traps. . 2021.

- GORMLEY, E. et COLLINS, J. D., 2000. The development of wildlife control strategies for eradication of tuberculosis in cattle in Ireland. *Tubercle and Lung Disease*. 1 août 2000. Vol. 80, n° 4, pp. 229-236. DOI 10.1054/tuld.2000.0250.
- GORMLEY, Eamonn et CORNER, Leigh A. L., 2017. Pathogenesis of Mycobacterium bovis Infection: the Badger Model As a Paradigm for Understanding Tuberculosis in Animals. *Frontiers in Veterinary Science*. 2017. Vol. 4, pp. 247. DOI 10.3389/fvets.2017.00247.
- HANCOX, M., 1980. Parasites and infectious diseases of the Eurasian badger (*Meles meles* L.): a review. *Mammal Review*. décembre 1980. Vol. 10, n° 4, pp. 151-162. DOI 10.1111/j.1365-2907.1980.tb00236.x.
- HANCOX, M., 1988. Field age determination in the european badger. *Revue d'Ecologie, Terre et Vie*. 1988. Vol. 43, n° 4, pp. 399.
- HARS, Jean, RICHOMME, Céline et BOSCHIROLI, Maria-Laura, 2010. La tuberculose bovine dans la faune sauvage en France. . 2010. N° 38, pp. 28-31.
- HARS, Jean, RICHOMME, Céline, RIVÈRE, Julie, FAURE, Eva et BOSCHIROLI, Maria-Laura, 2012. Dix années de surveillance de la tuberculose bovine dans la faune sauvage française et perspectives, *Bulletins épidémiologique, santé animale et alimentation*. . 2012.
- HELLGREN, Eric C., LOCHMILLER, Robert L., AMOSS, Max S. et GRANT, William E., 1985. ENDOCRINE AND METABOLIC RESPONSES OF THE COLLARED PECCARY (*TAYASSU TAJACU*) TO IMMOBILIZATION WITH KETAMINE HYDROCHLORIDE. *Journal of Wildlife Diseases*. octobre 1985. Vol. 21, n° 4, pp. 417-425. DOI 10.7589/0090-3558-21.4.417.
- HUTCHINGS, M. R. et HARRIS, S., 1997. Effects of farm management practices on cattle grazing behaviour and the potential for transmission of bovine tuberculosis from badgers to cattle. *The Veterinary Journal*. 1 mars 1997. Vol. 153, n° 2, pp. 149-162. DOI 10.1016/S1090-0233(97)80035-4.
- HUTCHINGS, MR et HARRIS, S, 1999. Quantifying the risks of TB infection to cattle posed by badger excreta. *Epidemiology and Infection*. 1999. Vol. 122, pp. 167-174.
- JACQUIER, Mickaël, 2020. *Spatial variation in abundance and social organisation of badger (Meles meles) populations in France* [en ligne]. These de doctorat. Lyon. Disponible à l'adresse : <https://www.theses.fr/2020LYSE1088>
- JACQUIER, Mickaël, VANDEL, Jean-Michel, LÉGER, François, DUHAYER, Jeanne, PARDONNET, Sylvia, SAY, Ludovic, DEVILLARD, Sébastien et RUETTE, Sandrine, 2021. Breaking down population density into different components to better understand its spatial variation. *BMC Ecology and Evolution*. 11 mai 2021. Vol. 21, n° 1, pp. 82. DOI 10.1186/s12862-021-01809-6.
- JALANKA, Harry H. et ROEKEN, Bengt O., 1990. The Use of Medetomidine, Medetomidine-Ketamine Combinations, and Atipamezole in Nondomestic Mammals: A Review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1990. Vol. 21, n° 3, pp. 259-282.
- JENKINS, H. E., MORRISON, W. I., COX, D. R., DONNELLY, C. A., JOHNSTON, W. T., BOURNE, F. J., CLIFTON-HADLEY, R. S., GETTINBY, G., MCINERNEY, J. P., WATKINS, G. H. et WOODROFFE, R., 2008. The prevalence, distribution and severity of detectable pathological lesions in badgers naturally infected with Mycobacterium bovis. *Epidemiology & Infection*. octobre 2008. Vol. 136, n° 10, pp. 1350-1361. DOI 10.1017/S0950268807009909.

JUDGE, Johanna, WILSON, Gavin J., MACARTHUR, Roy, DELAHAY, Richard J. et MCDONALD, Robbie A., 2014. Density and abundance of badger social groups in England and Wales in 2011–2013. *Scientific Reports*. 23 janvier 2014. Vol. 4, n° 1, pp. 3809. DOI 10.1038/srep03809.

KOWALCZYK, Rafał, ZALEWSKI, Andrzej, JEDRZEJEWSKA, Bogumila et JEDRZEJEWSKI, Włodzimierz, 2003. Spatial organization and demography of badgers (*Meles meles*) in Białowieża Primeval Forest, Poland, and the influence of earthworms on badger densities in Europe. *Canadian Journal of Zoology*. 1 janvier 2003. Vol. 81, pp. 74-87. DOI 10.1139/z02-233.

KREBS, J, ANDERSON, R, CLUTTON-BROCK, T, MORRISON, I, YOUNG, D et DONNELLEY, C, 1997. *Bovine tuberculosis in cattle and badgers*. 1997.

LAMBERT, Sébastien, HARS, Jean, RÉVEILLAUD, Edouard, MOYEN, Jean-Louis, GARES, Hélène, RAMBAUD, Thomas, GUENEAU, Eric, FAURE, Eva, BOSCHIROLI, Maria-Laura et RICHOMME, Céline, 2017. Host status of wild roe deer in bovine tuberculosis endemic areas. *European Journal of Wildlife Research*. février 2017. Vol. 63, n° 1, pp. 15. DOI 10.1007/s10344-016-1071-4.

LEBOURGEOIS, François, 2020. Le blaireau européen (*Meles Meles* L.). Synthèse des connaissances européennes. Partie 2 : groupes familiaux, dynamique des populations et domaines vitaux. *Revue Forestière Française*. 16 décembre 2020. Vol. 72, pp. 99-118. DOI 10.20870/revforfr.2020.5313.

LESELLIER, Sandrine, PALMER, Si, GOWTAGE-SEQUIERA, Sonya, ASHFORD, Roland, DALLEY, Deanna, DAVÉ, Dipesh, WEYER, Ute, SALGUERO, F. Javier, NUNEZ, Alejandro, CRAWSHAW, Timothy, CORNER, Leigh A. L., HEWINSON, R. Glyn et CHAMBERS, Mark A., 2011. Protection of Eurasian badgers (*Meles meles*) from tuberculosis after intra-muscular vaccination with different doses of BCG. *Vaccine*. 12 mai 2011. Vol. 29, n° 21, pp. 3782-3790. DOI 10.1016/j.vaccine.2011.03.028.

LIEBANA, E., JOHNSON, L., GOUGH, J., DURR, P., JAHANS, K., CLIFTON-HADLEY, R., SPENCER, Y., HEWINSON, R. G. et DOWNS, S. H., 2008. Pathology of naturally occurring bovine tuberculosis in England and Wales. *The Veterinary Journal*. 1 juin 2008. Vol. 176, n° 3, pp. 354-360. DOI 10.1016/j.tvjl.2007.07.001.

MARTIN, Lynn, 2009. Stress and immunity in wild vertebrates: timing is everything. *General and comparative endocrinology* [en ligne]. 9 janvier 2009. Vol. 163, n° 1-2. DOI 10.1016/j.ygcen.2009.03.008. Disponible à l'adresse : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19318107/>

MARTIN, S. W., O'KEEFFE, J., BYRNE, A. W., ROSEN, L. E., WHITE, P. W. et MCGRATH, G., 2020. Is moving from targeted culling to BCG-vaccination of badgers (*Meles meles*) associated with an unacceptable increased incidence of cattle herd tuberculosis in the Republic of Ireland? A practical non-inferiority wildlife intervention study in the Republic of Ireland (2011-2017). *Preventive Veterinary Medicine*. juin 2020. Vol. 179, pp. 105004. DOI 10.1016/j.prevetmed.2020.105004.

MCLAREN, Graeme W, THORNTON, Peter D, NEWMAN, Chris, BUESCHING, Christina D, BAKER, Sandra E, MATHEWS, Fiona et MACDONALD, David W, 2005a. The use and assessment of ketamine–medetomidine–butorphanol combinations for field anaesthesia in wild European badgers (*Meles meles*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 2005. Vol. 32, n° 6, pp. 367-372. DOI 10.1111/j.1467-2995.2005.00206.x.

MCLAREN, Graeme W, THORNTON, Peter D, NEWMAN, Chris, BUESCHING, Christina D, BAKER, Sandra E, MATHEWS, Fiona et MACDONALD, David W, 2005b. High rectal temperature indicates an increased risk of unexpected recovery in anaesthetized badgers. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 1 janvier 2005. Vol. 32, n° 1, pp. 48-52. DOI 10.1111/j.1467-2995.2004.00182.x.

MENZIES, Fraser D., MCCORMICK, Carl M., O'HAGAN, Maria J. H., COLLINS, Shane F., MCEWAN, Jim, MCGEOWN, Clare F., MCHUGH, Geraldine E., HART, Colin D., STRINGER, Lesley A., MOLLOY, Colm, BURNS, Gareth, MCBRIDE, Stewart J., DOYLE, Liam P., COURCIER, Emily A., MCBRIDE, Kathryn R., MCNAIR, James, THOMPSON, Suzan, CORBETT, David M., HARWOOD, Roland G. et TRIMBLE, Nigel A., 2021. Test and vaccinate or remove: Methodology and preliminary results from a badger intervention research project. *Veterinary Record*. 2021. Vol. 189, n° 5, pp. e248. DOI 10.1002/vetr.248.

MICHELET, Lorraine, DE CRUZ, Krystel, HÉNAULT, Sylvie, TAMBOSCO, Jennifer, RICHOMME, Céline, RÉVEILLAUD, Édouard, GARES, Hélène, MOYEN, Jean-Louis et BOSCHIROLI, María Laura, 2018. Mycobacterium bovis Infection of Red Fox, France. *Emerging Infectious Diseases*. juin 2018. Vol. 24, n° 6, pp. 1151-1153. DOI 10.3201/eid2406.180094.

MILLER, RoseAnn, KANEENE, John B., FITZGERALD, Scott D. et SCHMITT, Steven M., 2003. EVALUATION OF THE INFLUENCE OF SUPPLEMENTAL FEEDING OF WHITE-TAILED DEER (*ODOCOILEUS VIRGINIANUS*) ON THE PREVALENCE OF BOVINE TUBERCULOSIS IN THE MICHIGAN WILD DEER POPULATION. *Journal of Wildlife Diseases*. janvier 2003. Vol. 39, n° 1, pp. 84-95. DOI 10.7589/0090-3558-39.1.84.

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT, 2016. *Arrêté du 7 décembre 2016 relatif à certaines mesures de surveillance et de lutte contre la tuberculose lors de la mise en évidence de cette maladie dans la faune sauvage* [en ligne]. 7 décembre 2016. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/jorf/id/JORFTEXT000033623870>

MORELLI, Jacopo, ROSSI, Sophie, FUCHS, Boris, RICHARD, Emmanuelle, BARROS, Daniela S. B., KÜKER, Susanne, ARNEMO, Jon M. et EVANS, Alina L., 2021. Evaluation of Three Medetomidine-Based Anesthetic Protocols in Free-Ranging Wild Boars (*Sus scrofa*). *Frontiers in Veterinary Science* [en ligne]. 2021. Vol. 8. Disponible à l'adresse : <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2021.655345>

MURPHY, D., GORMLEY, E., COSTELLO, E., O'MEARA, D. et CORNER, L.A.L., 2010. The prevalence and distribution of Mycobacterium bovis infection in European badgers (*Meles meles*) as determined by enhanced post mortem examination and bacteriological culture. *Research in Veterinary Science*. février 2010. Vol. 88, n° 1, pp. 1-5. DOI 10.1016/j.rvsc.2009.05.020.

NARANJO, Victoria, GORTAZAR, Christian, VICENTE, Joaquín et DE LA FUENTE, José, 2008. Evidence of the role of European wild boar as a reservoir of Mycobacterium tuberculosis complex. *Veterinary Microbiology*. 5 février 2008. Vol. 127, n° 1, pp. 1-9. DOI 10.1016/j.vetmic.2007.10.002.

NEAL, Ernest et CHEESMAN, Chris, 1996. Badgers. *Animal Welfare*. 1996. Vol. 6, n° 4, pp. 385-386. DOI 10.1017/S0962728600020182.

NEWTON-CROSS, Geraldine, WHITE, Piran C. L. et HARRIS, Stephen, 2007. Modelling the distribution of badgers *Meles meles*: comparing predictions from field-based and remotely derived habitat data. *Mammal Review*. 2007. Vol. 37, n° 1, pp. 54-70. DOI 10.1111/j.1365-2907.2007.00103.x.

NÍ BHUACHALLA, Deirdre, CORNER, Leigh AL, MORE, Simon J et GORMLEY, Eamonn, 2015. The role of badgers in the epidemiology of Mycobacterium bovis infection (tuberculosis) in cattle in the United Kingdom and the Republic of Ireland: current perspectives on control strategies. *Veterinary Medicine: Research and Reports*. 31 décembre 2015. Vol. 6, pp. 27-38. DOI 10.2147/VMRR.S53643.

O'BRIEN, Daniel J., SCHMITT, Stephen M., FITZGERALD, Scott D., BERRY, Dale E. et HICKLING, Graham J., 2006. Managing the wildlife reservoir of Mycobacterium bovis: The Michigan, USA, experience. *Veterinary Microbiology*. 25 février 2006. Vol. 112, n° 2, pp. 313-323. DOI 10.1016/j.vetmic.2005.11.014.

O'MAHONY, D. T., 2015. Multi-species visit rates to farmyards: Implications for biosecurity. *The Veterinary Journal*. 1 janvier 2015. Vol. 203, n° 1, pp. 126-128. DOI 10.1016/j.tvjl.2014.10.011.

PALPHRAMAND, Kate L., NEWTON-CROSS, Geraldine et WHITE, Piran C. L., 2007. Spatial organization and behaviour of badgers (*Meles meles*) in a moderate-density population. *Behavioral Ecology and Sociobiology*. 1 janvier 2007. Vol. 61, n° 3, pp. 401-413. DOI 10.1007/s00265-006-0268-z.

PAYNE, A., CHAPPA, S., HARS, J., DUFOUR, B. et GILOT-FROMONT, E., 2016. Wildlife visits to farm facilities assessed by camera traps in a bovine tuberculosis-infected area in France. *European Journal of Wildlife Research*. février 2016. Vol. 62, n° 1, pp. 33-42. DOI 10.1007/s10344-015-0970-0.

PAYNE, Ariane, 2014. *Rôle de la faune sauvage dans le système multi-hôtes de Mycobacterium bovis et risque de transmission entre faune sauvage et bovins : étude expérimentale en Côte d'Or* [en ligne]. These de doctorat. Lyon 1. Disponible à l'adresse : <https://www.theses.fr/2014LYO10040>

PAYNE, Ariane, BOSCHIROLI, Maria Laura, GUENEAU, Eric, MOYEN, Jean Louis, RAMBAUD, Thomas, DUFOUR, Barbara, GILOT-FROMONT, Emmanuelle et HARS, Jean, 2013. Bovine tuberculosis in "Eurasian" badgers (*Meles meles*) in France. *European Journal of Wildlife Research*. 1 juin 2013. Vol. 59, n° 3, pp. 331-339. DOI 10.1007/s10344-012-0678-3.

PAYNE, Ariane, PHILIPON, Sixtine, HARS, Jean, DUFOUR, Barbara et GILOT-FROMONT, Emmanuelle, 2017. Wildlife Interactions on Baited Places and Waterholes in a French Area Infected by Bovine Tuberculosis. *Frontiers in Veterinary Science*. 16 janvier 2017. Vol. 3, pp. 122. DOI 10.3389/fvets.2016.00122.

RÉVEILLAUD, Édouard, DESVAUX, Stéphanie, BOSCHIROLI, Maria-Laura, HARS, Jean, FAURE, Éva, FEDIAEVSKY, Alexandre, CAVALERIE, Lisa, CHEVALIER, Fabrice, JABERT, Pierre, POLIAK, Sylvie, TOURETTE, Isabelle, HENDRIKX, Pascal et RICHOMME, Céline, 2018. Infection of Wildlife by *Mycobacterium bovis* in France Assessment Through a National Surveillance System, Sylvatub. *Frontiers in Veterinary Science* [en ligne]. 2018. Vol. 5. Disponible à l'adresse : <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2018.00262>

RICHOMME, Céline, LESELLIER, Sandrine, SALGUERO, Francisco Javier, BARRAT, Jacques Laurent, BOUCHER, Jean-Marc, REYES-REYES, Jennifer Danaïda, HÉNAULT, Sylvie, DE CRUZ, Krystel, TAMBOSCO, Jennifer, MICHELET, Lorraine, BOUTET, Justine, ELAHI, Rubyat, LYASHCHENKO, Konstantin P., O'HALLORAN, Conor, BALSEIRO, Ana et BOSCHIROLI, Maria Laura, 2022. Experimental Infection of Captive Red Foxes (*Vulpes vulpes*) with *Mycobacterium bovis*. *Microorganisms*. février 2022. Vol. 10, n° 2, pp. 380. DOI 10.3390/microorganisms10020380.

RICHOMME, Céline, RÉVEILLAUD, Edouard, MOYEN, Jean-Louis, SABATIER, Perrine, DE CRUZ, Krystel, MICHELET, Lorraine et BOSCHIROLI, Maria Laura, 2020. *Mycobacterium bovis* Infection in Red Foxes in Four Animal Tuberculosis Endemic Areas in France. *Microorganisms*. 17 juillet 2020. Vol. 8, n° 7, pp. 1070. DOI 10.3390/microorganisms8071070.

ROBINSON, Philip A., CORNER, Leigh A. L., COURCIER, Emily A., MCNAIR, Jim, ARTOIS, Marc, MENZIES, Fraser D. et ABERNETHY, Darrell A., 2012. BCG vaccination against tuberculosis in European badgers (*Meles meles*): A review. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. 1 juillet 2012. Vol. 35, n° 4, pp. 277-287. DOI 10.1016/j.cimid.2012.01.009.

ROPER, Timothy J., 2010. *Badger*. Collins. ISBN 978-0-00-733977-8.

RYAN, T. J., LIVINGSTONE, P. G., RAMSEY, D. S., DE, Lisle GW, NUGENT, G., COLLINS, D. M. et BUDDLE, B. M., 2006. Advances in understanding disease epidemiology and implications for control and eradication of tuberculosis in livestock: the experience from New Zealand. *Veterinary microbiology*. 1 février 2006. Vol. 112, n° 2-4, pp. 211-219. DOI 10.1016/j.vetmic.2005.11.025.

SAFITRI, Jessica Anggun, GUNANTI, Gunanti, NOVIANA, Deni et WIDHYARI, Sus Derthi, 2021. ELECTROCARDIOGRAM IMAGES OF PIGS (*Sus scrofa*) ANESTHETIZED WITH A COMBINATION OF

KETAMINE-MEDETOMIDIN AND KETAMINE-ACEPROMAZIN. *Jurnal Kedokteran Hewan - Indonesian Journal of Veterinary Sciences* [en ligne]. 8 janvier 2021. Vol. 14, n° 4. DOI 10.21157/j.ked.hewan.v14i4.16984. Disponible à l'adresse : <http://www.jurnal.unsyiah.ac.id/JKH/article/view/16984>

SCHLEY, L., SCHAUL, M. et ROPER, T. J., 2004. Distribution and population density of badgers *Meles meles* in Luxembourg. *Mammal Review*. 2004. Vol. 34, n° 3, pp. 233-240. DOI 10.1111/j.1365-2907.2004.00040.x.

SHILO, Yael, LAPID, Roi, KING, Roni, BDOLAH-ABRAM, Tali et EPSTEIN, Ana, 2010. Immobilization of Red Fox (*Vulpes vulpes*) with Medetomidine-Ketamine or Medetomidine-Midazolam and Antagonism with Atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. janvier 2010. Vol. 41, n° 1, pp. 28-34. DOI 10.1638/2009-0028.1.

SLEEMAN, D. P., DAVENPORT, J., MORE, S. J., CLEGG, T. A., COLLINS, J. D., MARTIN, S. W., WILLIAMS, D. H., GRIFFIN, J. M. et O'BOYLE, I., 2009. How many Eurasian badgers *Meles meles* L. are there in the Republic of Ireland? *European Journal of Wildlife Research*. 1 août 2009. Vol. 55, n° 4, pp. 333-344. DOI 10.1007/s10344-008-0244-1.

SMITH, G. C. et CHEESEMAN, C. L., 2002. A mathematical model for the control of diseases in wildlife populations: culling, vaccination and fertility control. *Ecological Modelling*. 15 avril 2002. Vol. 150, n° 1, pp. 45-53. DOI 10.1016/S0304-3800(01)00471-9.

SMITH, Graham C., DELAHAY, Richard J., MCDONALD, Robbie A. et BUDGEY, Richard, 2016. Model of Selective and Non-Selective Management of Badgers (*Meles meles*) to Control Bovine Tuberculosis in Badgers and Cattle. SREEVATSAN, Srinand (éd.), *PLOS ONE*. 28 novembre 2016. Vol. 11, n° 11, pp. e0167206. DOI 10.1371/journal.pone.0167206.

SMITH, Graham C., MCDONALD, Robbie A. et WILKINSON, David, 2012. Comparing badger (*Meles meles*) management strategies for reducing tuberculosis incidence in cattle. *PloS One*. 2012. Vol. 7, n° 6, pp. e39250. DOI 10.1371/journal.pone.0039250.

THOMAS, Jobin, BALSEIRO, Ana, GORTÁZAR, Christian et RISALDE, María A., 2021. Diagnosis of tuberculosis in wildlife: a systematic review. *Veterinary Research*. 2021. Vol. 52, pp. 31. DOI 10.1186/s13567-020-00881-y.

THOMAS, Jobin, INFANTES-LORENZO, Jose A., MORENO, Inmaculada, CANO-TERRIZA, David, DE JUAN, Lucía, GARCÍA-BOCANEGRA, Ignacio, DOMÍNGUEZ, Lucas, DOMÍNGUEZ, Mercedes, GORTÁZAR, Christian et RISALDE, María A., 2019. Validation of a new serological assay for the identification of *Mycobacterium tuberculosis* complex-specific antibodies in pigs and wild boar. *Preventive Veterinary Medicine*. 1 janvier 2019. Vol. 162, pp. 11-17. DOI 10.1016/j.prevetmed.2018.11.004.

TOLHURST, Bryony A., WARD, Alastair I., DELAHAY, Richard J., MACMASTER, Ann-Marie et ROPER, Timothy J., 2008. The behavioural responses of badgers (*Meles meles*) to exclusion from farm buildings using an electric fence. *Applied Animal Behaviour Science*. 1 septembre 2008. Vol. 113, n° 1, pp. 224-235. DOI 10.1016/j.applanim.2007.11.006.

VAN DER HEIJDEN, E. M. D. L., JENKINS, A. O., COOPER, D. V., RUTTEN, V. P. M. G. et MICHEL, A. L., 2016. Field application of immunoassays for the detection of *Mycobacterium bovis* infection in the African buffalo (*Syncerus caffer*). *Veterinary Immunology and Immunopathology*. janvier 2016. Vol. 169, pp. 68-73. DOI 10.1016/j.vetimm.2015.12.003.

VICENTE, J., DELAHAY, R. J., WALKER, N. J. et CHEESEMAN, C. L., 2007. Social organization and movement influence the incidence of bovine tuberculosis in an undisturbed high-density badger *Meles*

- meles population. *Journal of Animal Ecology*. 2007. Vol. 76, n° 2, pp. 348-360. DOI 10.1111/j.1365-2656.2006.01199.x.
- VON DEGERFELD, Mitzy Mauthe, SERPIERI, Matteo, BANCHI, Penelope et QUARANTA, Giuseppe, 2021. FIELD ANESTHESIA OF FREE-RANGING NUTRIAS (MYOCASTOR COYPUS) FOR SURGICAL REPRODUCTION CONTROL. *Journal of Wildlife Diseases*. 20 mai 2021. Vol. 57, n° 3, pp. 495-502. DOI 10.7589/JWD-D-20-00174.
- VORDERMEIER, H. Martin, JONES, Gareth J., BUDDLE, Bryce M., HEWINSON, R. Glyn et VILLARREAL-RAMOS, Bernardo, 2016. Bovine Tuberculosis in Cattle: Vaccines, DIVA Tests, and Host Biomarker Discovery. *Annual Review of Animal Biosciences*. 2016. Vol. 4, n° 1, pp. 87-109. DOI 10.1146/annurev-animal-021815-111311.
- WATERS, W. R., PALMER, M. V., THACKER, T. C., BANNANTINE, J. P., VORDERMEIER, H. M., HEWINSON, R. G., GREENWALD, R., ESFANDIARI, J., MCNAIR, J., POLLOCK, J. M., ANDERSEN, P. et LYASHCHENKO, K. P., 2006. Early antibody responses to experimental Mycobacterium bovis infection of cattle. *Clinical and vaccine immunology: CVI*. juin 2006. Vol. 13, n° 6, pp. 648-654. DOI 10.1128/CVI.00061-06.
- WATERS, W. Ray, PALMER, Mitchell V., BUDDLE, Bryce M. et VORDERMEIER, H. Martin, 2012. Bovine tuberculosis vaccine research: Historical perspectives and recent advances. *Vaccine*. 30 mars 2012. Vol. 30, n° 16, pp. 2611-2622. DOI 10.1016/j.vaccine.2012.02.018.
- WEBER, Nicola, BEARHOP, Stuart, DALL, Sasha R. X., DELAHAY, Richard J., MCDONALD, Robbie A. et CARTER, Stephen P., 2013. Denning behaviour of the European badger (Meles meles) correlates with bovine tuberculosis infection status. *Behavioral Ecology and Sociobiology*. 2013. Vol. 67, n° 3, pp. 471-479. DOI 10.1007/s00265-012-1467-4.
- WEBER, Nicola, CARTER, Stephen P., DALL, Sasha R. X., DELAHAY, Richard J., MCDONALD, Jennifer L., BEARHOP, Stuart et MCDONALD, Robbie A., 2013. Badger social networks correlate with tuberculosis infection. *Current biology: CB*. 21 octobre 2013. Vol. 23, n° 20, pp. R915-916. DOI 10.1016/j.cub.2013.09.011.
- WEST, Gary, HEARD, Darryl J. et CAULKETT, Nigel A., 2007. *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. Ames (Iowa) : Blackwell publ. ISBN 978-0-8138-2566-3. 636.089 796
- WOLFENSOHN, Sarah et LLOYD, Maggie, 2013. *Handbook of Laboratory Animal Management and Welfare*. John Wiley & Sons. ISBN 978-0-470-65549-8.
- WOODROFFE, R., DONNELLY, C. A., WEI, G., COX, D. R., BOURNE, F. J., BURKE, T., BUTLIN, R. K., CHEESEMAN, C. L., GETTINBY, G., GILKS, P., HEDGES, S., JENKINS, H. E., JOHNSTON, W. T., MCINERNEY, J. P., MORRISON, W. I. et POPE, L. C., 2009. Social group size affects Mycobacterium bovis infection in European badgers (Meles meles). *Journal of Animal Ecology*. juillet 2009. Vol. 78, n° 4, pp. 818-827. DOI 10.1111/j.1365-2656.2009.01545.x.
- WOODROFFE, Rosie, DONNELLY, Christl A., COX, D. R., BOURNE, F. John, CHEESEMAN, C. L., DELAHAY, R. J., GETTINBY, George, MCINERNEY, John P. et MORRISON, W. Ivan, 2006. Effects of culling on badger Meles meles spatial organization: implications for the control of bovine tuberculosis. *Journal of Applied Ecology*. 2006. Vol. 43, n° 1, pp. 1-10. DOI 10.1111/j.1365-2664.2005.01144.x.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2022. Global tuberculosis report. . 2022.
- YAMAGUCHI, Nobuyuki, DUGDALE, Hannah L. et MACDONALD, David W., 2006. Female receptivity, embryonic diapause, and superfetation in the European badger (Meles meles): implications for the reproductive tactics of males and females. *The Quarterly Review of Biology*. mars 2006. Vol. 81, n° 1, pp. 33-48. DOI 10.1086/503923.

ZANELLA, G., DUVAUCHELLE, A., HARS, J., MOUTOU, F., BOSCHIROLI, M. L. et DURAND, B., 2008. Patterns of lesions of bovine tuberculosis in wild red deer and wild boar. *The Veterinary Record*. 12 juillet 2008. Vol. 163, n° 2, pp. 43-47. DOI 10.1136/vr.163.2.43.

ANNEXES

Annexe 1 : Extraits des SOP d'Irlande du Nord, qui ont été conservées pour l'élaboration des procédures françaises

1. Biosécurité

1.2. Principes généraux

Tous les véhicules, équipements et équipements de protection individuels (EPI) utilisés dans la zone doivent être :

- Propres au début de chaque journée de travail,
- Nettoyés et désinfectés lors des déplacements entre les exploitations, au moment de quitter l'exploitation ou dès que possible après, dans la mesure du possible,
- Nettoyés et désinfectés à la fin de chaque journée afin de pouvoir commencer la journée suivante propres.

Les EPI doivent être remplacés si nécessaire, par exemple en cas de dommages, d'usure ou d'inefficacité.

1.5. Liste d'équipements

- Désinfectant,
- Seau,
- Brosses à main à poils durs,
- Pulvérisateur,
- Cure-pieds,
- Équipement de protection individuelle,
- Masque facial (type approprié par exemple FFP3, et ajustement vérifié),
- Lunettes de sécurité ou visière faciale.

1.6 Désinfection sur le terrain

1.6.1 Véhicules

Les véhicules et les chaussures doivent être désinfectés fréquemment : lors du retour au véhicule après le piégeage sur le terrain et avant chaque déplacement du véhicule sur la voie publique. Une attention particulière doit être portée à la désinfection lors du déplacement d'une ferme ou d'une parcelle à l'autre.

Tous les véhicules et remorques doivent être propres avant d'entrer dans une exploitation agricole, à l'exception des souillures dues au dernier trajet permettant d'atteindre l'élevage. Avant de quitter l'exploitation, toute saleté visible doit être lavée et/ou brossée et les roues et passages de roues des véhicules utilisés sur le terrain doivent être désinfectés à l'aide d'un pulvérisateur à dos rempli de désinfectant dilué.

1.7 Nettoyage et désinfection complets

1.7.2 Pièges et équipements

Le port d'un EPI comprenant une protection oculaire, des gants, un masque facial ajusté et des vêtements imperméables est obligatoire pendant le nettoyage sous pression de l'équipement. Tous les équipements, y compris les pièges, les cages de contention, et les pierres, doivent être nettoyés avant d'être utilisés sur le terrain.

Les pièges et l'équipement devant être retirés du terrain doivent être brossés sur place avec une brosse à poils durs afin d'éliminer les matières organiques et être désinfectés à l'aide d'un pulvérisateur.

Les cages doivent être déchargées sur le dessus de la cuve et lavées abondamment au jet d'eau puis pulvérisées à nouveau avec un désinfectant et laissées en place 30 minutes avant d'être rincées.

1.8 Nettoyant pour les mains

Des lingettes nettoyantes et du gel hydroalcoolique pour les mains sont disponibles dans les véhicules, des gants doivent être portés pendant les opérations.

2. Équipement et matériels

2.2 Équipement de protection individuel (EPI)

- Veste/manteau marron et surpantalon imperméables,
- Bottes (compatibles avec les procédures de désinfection),
- Gants solides à usage unique,
- Masque facial (type approprié, par exemple FFP3, et ajustement vérifié par une personne formée),
- Lunettes de sécurité.

6. Piégeage

6.6. La gestion des blaireaux blessés

Si une blessure importante est observée lors de la vérification des pièges, le vétérinaire officiel doit être informé le plus rapidement possible afin que cet animal soit examiné en priorité. Les blessures de piégeage les plus graves observées à ce jour concernent la bouche, pour lesquelles des dents cassées ou des os fracturés sont un risque.

Lorsqu'une dent est cassée ou déchaussée, il est nécessaire de réaliser une extraction pour éviter le risque de souffrance chronique due à un abcès à la racine de la dent.

Pour les fractures, il convient de suivre les directives suivantes et de prendre en compte l'âge et l'état général du blaireau afin de d'estimer sa capacité à survivre dans la nature :

L'euthanasie est recommandée :

- Pour toutes les fractures mandibulaires,
- Pour les fractures maxillaires susceptibles d'entraîner un abcès chronique à l'apex de la racine de la canine, dans ces situations :
 - La racine de la canine impliquée dans la fracture est décolorée (l'apport sanguin à la pulpe est compromis),
 - La ligne de fracture maxillaire s'enroule derrière l'apex de la racine de la canine, ce qui risque de couper l'apport sanguin à la dent,

- La canine est visiblement mobile ou déplacée (le pronostic est particulièrement mauvais si elle est déplacée de façon proximale vers la cavité nasale).

En cas de fracture maxillaire avec un mouvement palpable mais un faible déplacement et une occlusion des dents normale, il est recommandé de traiter puis de relâcher le blaireau. La bouche du blaireau est très forte et les structures à l'intérieur sont si serrées et rigides qu'elles peuvent former un support suffisant pour permettre de stabiliser la fracture.

7. Espèces non ciblées

7.4. Évaluation des blessures subies par les espèces non ciblées

Quelques exemples de blessures pour lesquelles un animal doit être euthanasié :

- L'animal est coincé dans les grilles de la cage et s'est blessé ou ne peut pas être retiré sans être blessé,
- Les membres sont visiblement cassés ou disloqués,
- Une blessure ouverte est présente,
- Le bec/mâchoire est déchiré ou cassé.

7.6. Animaux domestiques

Les animaux domestiques piégés non blessés (animaux de compagnie et bétail) doivent être relâchés immédiatement. Dans l'éventualité peu probable où un animal domestique serait capturé, tout doit être mis en place pour retrouver son propriétaire.

Lorsqu'un animal domestique a été blessé, une assistance doit être immédiatement portée avec l'aide d'un vétérinaire. L'occupant du terrain (en tant que propriétaire probable de l'animal) doit être informé.

8. Anesthésier les blaireaux

8.9. Reverser l'anesthésie

Les effets de la médétomidine peuvent être inversés avec l'atipamézole par injection avec un volume moitié inférieur à celui de médétomidine. La réversion peut être indiquée systématiquement sur le terrain pour s'assurer que les blaireaux sont aptes à être relâchés le plus rapidement possible.

9. Mesures et enregistrements

9.2. Collecte des données

Les informations suivantes peuvent être saisies : zone, ID de la cage, ID du personnel, date de capture, l'ID de la puce électronique et s'il s'agit d'une nouvelle capture ou non.

S'il s'agit d'un jeune ou d'un adulte, le score de condition (voir annexe 1), l'usure des dents (voir annexe 2), le poids, le sexe et le statut reproductif, la longueur (du bout du nez à l'os caudal le plus éloigné de la queue en étant couché sur le dos) et la circonférence du cou et de la tête doivent être mesurés et enregistrés. Pour garantir l'uniformité entre les vétérinaires, la longueur du blaireau doit être enregistrée avec le ruban de mesure tenu à plat le long de la boîte de réveil/du sol et le blaireau couché sur le dos sur le dessus du ruban.

La présence de blessures, dues aux pièges ou non, doit être notée, ainsi que la présence de puces, de tiques et de poux.

Les résultats de l'échantillonnage et du suivi doivent être enregistrés, y compris l'euthanasie éventuelle, les numéros de livraison et de lot des vaccins et les détails du collier GPS.

Annexe 1 : Condition corporelle

L'état corporel peut être mauvais, moyen ou bon. Il est important de palper les côtes, les épaules et les hanches pour avoir une bonne idée de l'état corporel.

Mauvais : Os facilement palpables, peu ou pas de graisse corporelle.

Moyen : L'animal est en assez bonne condition, un peu de graisse corporelle, les os sont palpables mais ne sont pas proéminents

Bon : L'animal a une bonne quantité de graisse corporelle, les os ne sont pas proéminents et sont bien couverts.

Très bon : L'animal a de grandes réserves de graisse corporelle et il est difficile de palper les os.

12. Échantillonnage

12.2 Prélèvement sanguin

Tout en tenant le support du vacutainer, l'aiguille usagée à l'extrémité doit être libérée dans la poubelle pour objets tranchants. Les vacutainers peuvent être réutilisés pendant la session de prélèvement mais doivent être jetés dans la poubelle pour déchets contaminés à la fin de chaque session.

La priorité doit être donnée au test DPP sur le terrain et au tube vert IFNG avant tout prélèvement de sérum en cas de volume sanguin disponible limité. Le test IFNG nécessite au moins 8 mL. Après trois tentatives infructueuses sur un site particulier, la procédure doit être arrêtée.

Les flacons de sang doivent être étiquetés avec des autocollants d'identification de l'échantillon en prenant soin de placer les autocollants verticalement dans le flacon pour que les codes-barres puissent être scannés au laboratoire.

Le tube vert de 10ml doit être remué plusieurs fois pour permettre un mélange suffisant de l'anticoagulant. Tous les tubes de sang doivent être conservés debout et, s'il fait très froid, dans les boîtes isolées fournies.

12.5. Échantillon de poils

Si le blaireau n'a pas été capturé auparavant, il convient d'arracher à la main un bouquet de poils sur le dos (dix au maximum à la fois) jusqu'à ce que 30 à 40 poils environ aient été prélevés, puis les placer, racines en premier, dans un tube à vis en plastique.

Il faut prendre soin de retirer les poils avec la racine, de ne pas les casser et de recueillir ceux de couverture durs et non ceux de sous-poil plus doux.

L'enregistreur doit étiqueter ce tube avec les autocollants de code-barres d'identification de l'échantillon fournis.

13. La vaccination des blaireaux

13.3. Liste d'équipements

Bureau :

- Réfrigérateur avec une plage de température de 2°C à -8°C,
- Thermomètre max/min avec sonde ou dispositif de contrôle de la température approprié,
- Fiche de suivi des vaccin BCG et diluant.

Sur le terrain :

- Réfrigérateur portable avec câbles d'alimentation secteur et voiture et batterie,
- BCG vaccin avec diluant Sauten,
- Seringues Luer Lok de 2,0 mL et 3,0 mL,
- Aiguilles 21G x 1 1/2" ou 5/8",
- Poubelle jetable pour objets tranchants,

13.5. Stockage du vaccin

Le BadgerBCG étant un vaccin vivant atténué, il doit être conservé entre 2 et 8°C pour rester viable et ne doit PAS être congelé. Les registres de contrôle de la température des réfrigérateurs statiques doivent être conservés quotidiennement. Le vaccin et le diluant doivent être conservés dans leur emballage d'origine afin de les protéger de la lumière et doivent être utilisés avant la date de péremption indiquée sur les flacons.

Les instructions de stockage au froid doivent être respectées et des registres précis de contrôle de la température doivent être tenus lors du stockage des vaccins et des diluants. Le transport du vaccin doit se faire dans des réfrigérateurs portables. S'assurer que le réfrigérateur portable est refroidi à la température appropriée en suivant les instructions du fabricant.

La température des réfrigérateurs doit être consignée avant le départ et au retour dans les locaux de l'entreprise. Si l'on constate que le réfrigérateur portable n'est pas à la température optimale pendant les opérations sur le terrain, il faut le noter sur le tableau des températures et jeter les vaccins, ce qui doit également être consigné.

Le nombre de blaireaux à vacciner doit être estimé en fonction du nombre de pièges posés la veille et il faut rajouter quelques vaccins supplémentaires à apporter. Placer les boîtes dans le réfrigérateur portable et noter la date, l'heure et le nombre de flacons emportés sur le terrain. Tout vaccin et diluant remis dans le réfrigérateur doit également être enregistré, y compris la date et l'heure du retour. Il faut éviter de déplacer les vaccins et les diluants inutilement.

Si la température de stockage tombe en dessous de 2°C ou dépasse 8°C, le vaccin et le diluant doivent être jetés et un enregistrement approprié doit être effectué.

Le bouchon en caoutchouc ne doit pas être essuyé avec un quelconque antiseptique ou détergent. Le vaccin et le diluant doivent être inspectés visuellement avant et après reconstitution pour détecter toute particule étrangère avant l'administration. Le vaccin doit apparaître homogène, légèrement opaque et incolore. Les flacons doivent être jetés dans des récipients à risque biologique si une décoloration ou une matière particulière est observée.

15. Test DPP

15.2. Matériel

Matériel supplémentaire requis mais non fourni :

- Horloge, montre ou autre dispositif de chronométrage,
- Gants jetables,
- Conteneur pour l'élimination des déchets à risques biologiques,
- Pipette capable de délivrer 10 µL d'échantillon.

15.3. Stockage et stabilité

Le test DPP VetTUBERCULOSE BOVINE doit être conservé entre 2 et 30°C dans sa pochette d'origine fermée. Le diluant doit être conservé dans le flacon d'origine entre 2 et 30°C. Le kit est stable jusqu'à la date imprimée sur l'étiquette de la boîte et/ou du sachet.

N'utilisez pas de kits de test périmés. Ne pas congeler les kits de test.

15.4. Précautions

Le test est conçu pour UNE UTILISATION DIAGNOSTIQUE IN VITRO uniquement. Utiliser le test uniquement conformément aux instructions fournies avec le kit.

Manipuler tous les échantillons comme recommandé pour tout échantillon de sérum ou de sang potentiellement infectieux.

Utiliser des vêtements de protection appropriés lors de la manipulation des échantillons ou des dispositifs de test après l'application des échantillons. Éviter tout contact avec les mains, les yeux, le nez ou la bouche pendant le prélèvement et le test des échantillons.

Tous les tests doivent être effectués à une température comprise entre 18 et 30°C.

15.5. Collecte des échantillons

Sang total : Le sang total est prélevé de manière aseptique par ponction veineuse dans un tube propre contenant un anticoagulant (bouchon vert). Remuer doucement le sang pour mélanger le contenu avant de prélever l'échantillon.

15.6. Procédure de test

Pour les conditions de terrain pendant les mois les plus froids, les sachets DPP doivent être conservés dans le kit DPP bleu avec le "micro hottie" et il faut vérifier le thermomètre maxi et mini pour s'assurer que la température reste comprise entre 18 et 30°C.

Retirer le nombre requis de dispositifs de test DPP VetTUBERCULOSE BOVINE de leurs sachets et placer les dispositifs sur une surface plane. Il n'est pas nécessaire de retirer le déshydratant de l'emballage.

REMARQUE : si le sachet de déshydratant est manquant, NE PAS UTILISER, jeter le dispositif de test et utiliser un nouveau dispositif.

Étiqueter les unités de test avec les numéros d'identification des échantillons de sang.

16. Euthanasie de blaireau

16.1. Introduction

Les blaireaux qui ont obtenu un résultat positif au test DPP doivent être euthanasiés rapidement sous anesthésie.

16.2. Euthanasie

L'animal doit être complètement anesthésié avant d'être euthanasié. Si la profondeur de l'anesthésie n'est pas suffisante, un complément doit être donné.

L'euthanasie se fait par injection intraveineuse d'une solution de Pentobarbital sodique 200 mg/ml à une posologie de 0,7 ml par kg ou à effet.

La voie préférentielle est la veine jugulaire. Si une autre voie est nécessaire, elle doit être enregistrée à la fois sur le Trimble et sur la feuille de remise de la carcasse. L'injection intracardiaque peut affecter les résultats post-mortem et le laboratoire doit savoir si cette voie a été utilisée.

Il faut s'assurer que le blaireau est décédé en auscultant le cœur et en vérifiant le réflexe cornéen.

16.3. Conditionnement du cadavre

Placer soigneusement le cadavre dans le sac Pathoseal transparent et appliquer le collier de serrage.

Placer le sac Pathoseal contenant la carcasse dans un second sac Pathoseal.

Insérer un matériau absorbant entre le premier et le second sac Pathoseal.

Remplir une note de laboratoire, insérer la dans une pochette de document autocollante et placer la sur le sac secondaire, face vers le haut, afin que le contenu de la note soit clairement visible.

Placer le paquet dans le conteneur à couvercle noir et rouge attaché avec des scellés pop ou des attaches de câble.

Annexe 2 : Fiche terrain résumant le déroulé des différentes procédures pour la manipulation des blaireaux



Fiche de procédure TB-VAC Blaireaux

Véto : tenue imperméable + masque FFP2 + lunettes + gants

- 1 Piégeur : masque FFP2 + lunettes + gants
- Assistant : masque FFP2 + lunettes + gants
- 2 Contrôle de l'identification avec perche scan (approche du blaireau par l'arrière)
- 3 Prise du point GPS par le piégeur
- 4 Vérification de la procédure à mettre en place
- 5 Estimation du poids de l'animal (si < 1 kg le relâcher)

Préparation anesthésie

- 6 Préparer perche d'injection (seringue 3mL, aiguille jaune) ou une seringue de 2 mL et une aiguille jaune (cage)
- 7 Prélever la quantité nécessaire de Domitor (0,1 mL/kg)
- 8 PUIS prélever la quantité nécessaire de Kéta 1000 (0,1 mL/kg) dans la même seringue
- 9 Mettre une aiguille jaune neuve sur la seringue

Injection anesthésiant

- 10 Utiliser une branche pour détourner l'attention du blaireau, ou la fourche pour contenir (cage)
- 11 Injecter en IM dans le cou si possible, sinon dans les lombes (cage, blaireau qui bouge)
- 12 Attendre 5 min (sans bruit) puis vérifier la profondeur de l'anesthésie avant manipulation
- 13 Si **10 min** après injection animal toujours vigilant : injection 1/2 ou 1 dose complémentaire (en fonction état de conscience)
- 14 Après deux injections, si blaireau encore conscient : identification et vaccination à l'aide du lasso avant de relâcher (sans prise de sang)

- 15 Préparer la zone d'intervention (plaque de manip, poubelle, etc.)
- 16 Sortir l'animal de la cage ou enlever le collet et le placer dans le sac
- 17 Peser l'animal (piégeur) dans le sac. Si différence poids > 500g : réajuster la dose d'anesthésiant au poids
- 18 Poser l'animal sur le dos sur la plaque de manipulation

Prélèvement sanguin

- 19 Tondre d'un côté du cou pour rendre apparente la veine jugulaire
- 20 Désinfecter la zone de tonte avec une compresse imbibée d'alcool
- 21 Préparer le matériel de prélèvement adapté au poids de l'animal

Poids du blaireau	< 2 kg	3 à 4 kg	5 à 6 kg	> 7 kg
Volume de sang à prélever	2 mL	1 tube de 10 mL	1 tube de 10 mL 1 de 5 mL	2 tubes de 10 mL

- 22 Prélever le sang (vacutainer, aiguille jaune (20G 38mm)) en commençant par le plus grand tube hépariné
Si 3 tentatives infructueuses : arrêt procédure mais réalisation test DPP avec quantité prélevée
- 23 Appliquer une pression douce sur le site de ponction pendant 15 sec environ
- 24 Remuer délicatement les tubes et coller les étiquettes de n° de lot de prélèvement (piégeur)
Placer les tubes sur un portoir dans la caisse isotherme côté chaud
- 25 *Placer les tubes dans la glacière au retour à la voiture*

Test DPP par assistant dans la boîte (18 - 30°C)

- 26 Identifier le test avec l'étiquette de n° de lot de prélèvement
- 27 Après ouverture du tube (piégeur/véto), prélever (assistant) 10 µL de sang dans le tube le plus plein et les placer dans le puits 1. Refermer le tube de sang avec un nouveau bouchon.

- 28 Ajouter 2 gouttes de réactif dans le puits 1, lancer minuteur 5 min
- 29 Après 5 min, ajouter 4 gouttes de réactif dans le puits 2, lancer minuteur 15 min
- 30 Lire le résultat du test, faire une photo sans flash du résultat du test
 - Si test ok (ligne contrôle ok) suite : NEGATIF --> **VACCINATION** si test POSITIF --> **EUTHANASIE**
 - Si test invalide (pas de ligne de contrôle), procéder à un nouveau test
 - Si test invalide + signes de réveil : repousser l'anesthésie avec 1/2 dose

Identification - en parallèle du résultat du test

- 31 Mettre l'animal sur le ventre
- 32 Tondre la nuque et la base de la queue
- 33 Vérifier le fonctionnement du lecteur en scannant le transpondeur, si pas de lecture essayer avec le transpondeur test
- 34 Vérifier l'absence de transpondeur en scannant largement le corps du blaireau
- 35 Désinfecter la zone interscapulaire avec une compresse imbibée d'alcool
- 36 Insérer le transpondeur en SC (s'assurer qu'il est bien sorti de l'aiguille) et pincer la peau au niveau du site de ponction pour éviter qu'il ressorte
- 37 Scanner le transpondeur pour s'assurer de sa bonne mise en place

Données blaireau - en parallèle du résultat du test

- 38 Sexer et estimer la classe d'âge
- 39 Evaluer l'état général et la dentition
- 40 Prélever une touffe de poils et la mettre dans une enveloppe identifiée avec une étiquette transpondeur
- 41 Prélever une touffe de poils et la mettre dans tube contenant de l'alcool identifié avec une étiquette transpondeur
- 42 Evaluer les éventuelles lésions et présence de parasites
- 43 Gérer les lésions quand nécessaire et possible

Vaccination

- Si le test DPP est négatif ou s'il s'agit d'une première recapture (année N+1)
- V1 Désinfecter la zone interscapulaire avec une compresse imbibée d'alcool
- V2 Préparer une seringue 1 mL avec aiguille verte (21G 40mm)
- V3 Aspirer le diluant (1 mL) puis l'injecter dans le flacon du vaccin
- V4 Agiter délicatement l'ampoule sans renverser le contenu
- V5 Aspirer la solution reconstituée avec les mêmes seringue et aiguille
- V6 Injecter le vaccin par voie **IM** entre les omoplates
- V7 Si l'opérateur n'est pas certain que la totalité du volume ait été injecté, répéter la vaccination
- Remise au terrier avant vaccination si signes de réveil (sauf terrier trop près, broussailles ++, tps test > 8 min et signes réveil ++) cf arbre décisionnel

Fin de la manip

- V8 Remettre le blaireau devant l'entrée de son terrier après retour du réflexe palpébral
- Prendre plaque de manip, atipamézole, seringue, aiguille, thermomètre, chauffrette
- V9 En cas de températures extrêmes (froides ou chaudes), surveiller la température du blaireau
- Réverser avec atipamézole (demi volume médétomidine) si : absence de réflexe palpébral à la fin des manipulations (minimum 30 min après injection anesthésique), ou absence mouvements volontaires après 45min d'anesthésie

Euthanasie

- E1 Prélever la quantité nécessaire de Doléthal® (5kg : 4 mL ; 10kg : 8 mL ; 15kg : 12 mL)
- E2 Injecter l'euthanasiant **en IV** dans la veine jugulaire
- E3 Mentionner si utilisation d'une autre voie et préciser sur fiche capture + labo
- Indiquer sur la fiche cadavre : sexe, jeune ou adulte, et X/Y du point GPS*

Gestion cadavre

- E4 Placer la carcasse dans un sac d'équarrissage + serflex
- E5 Amener le sac au véhicule

- E6 Placer ce premier sac dans un deuxième sac d'équarrissage et ajouter la fiche cadavre + serflex
- E7 Ecrire au marqueur sur le sac avec la mention "TB-VAC" et le placer dans la poubelle

Nettoyage-désinfection

- 44 Désinfecter le matériel au Virkon et l'essuyer avec de l'essuie-tout
- 45 Au retour à la voiture : nettoyer les bottes avec le cure pieds et les désinfecter avec du Virkon, mettre des chaussures propres pour le trajet
- 46 Appeler le labo pour les informer du nombre de tubes de sang/cadavres et l'heure approximative d'arrivée

Annexe 3 : Liste du matériel nécessaire à la réalisation des manipulations des animaux capturés dans le cadre du projet

Dans la voiture :

- Sac course (transport et pesée)
- Poubelle jaune DASRI x2 (cadavre et déchets contaminés)
- Sacs jaunes DASRI
- Sacs noirs
- Perche à injection
- Lasso de contention, fourche de contention
- Lecteur de puce
- Glacière : vaccins + diluants + test DPP → nbre de blaireaux + 2-3 doses secours
- Vêtements imperméables
- Poudre Virkon
- Bouteille d'eau
- Parapluie pêcheur et piquet
- Sacs SAGIR
- Caisse isotherme
 - o 2 portoirs
 - o Chauffeuses
 - o Pain de glace
 - o Enregistreurs températures
 - o Pipette 10 µL
 - o Cônes
 - o Réactif test DPP
- Caisses de stock matériel
- Boîte du manipulateur
- Sac assistant
 - o Tubes avec alcool
 - o Enveloppes
 - o Gants (S-M-L)
 - o Masques
 - o Plaque de manipulation
 - o Peson
 - o Piles
 - o Fiches : labo ; procédure ; capture ; temps agent : étiquettes ; relevés températures
 - o Papier
 - o Gants contention
 - o Talc
 - o Clamp (poils)
- Seau poubelle :
 - o Petite poubelle DASRI coupant (jaune)
 - o Petite poubelle DASRI contaminé (bleue)
 - o Pulvérisateur Virkon 1L
 - o Cure pieds
 - o Brosse

Dans la boîte du manipulateur :

EPI :

- Masques FFP2
- Gants S : 1 boîte
- Lunettes de protection : 2 paires
- Gel hydroalcoolique

Anesthésie :

- Seringues 3 mL : une dans le coffre anesthésie
- Aiguilles jaunes
- Coffre anesthésie : 2 flacons de Kétamine 1000®, 2 flacons de Domitor®, 1 flacon d'Antisedan®
- Ocrygel® (1 tube)

- Thermomètre, couverture de survie

Prélèvements :

- Tondeuse
- Brosse à dents, ciseaux, sabots de tondeuse
- Alcool + compresses
- Vacutainer + aiguilles jaunes adaptées
- Tubes héparinés 4 mL et 10 mL

Identification :

- Puce test
- Transpondeurs

Test DPP

Gestion des blessures :

- Pince (extraction dentaire)
- Boîte chirurgie
- Fil de suture, lames de bistouri
- Compresses stériles
- Kit réanimation
- Chlorhexidine (savon, solution)
- Eau oxygénée

Vaccin :

- Seringues 1 mL
- Aiguilles vertes et bleues
- Vaccins + diluants

Euthanasie :

- Coffre anesthésie : 1 flacon de Doléthal®
- Seringues 5 mL et 12 mL
- Aiguilles jaunes
- Serflex
- Sacs à cadavre

Annexe 4 : Fiche de transmission des prélèvements sanguins ou des cadavres au LDAR



TB-VAC

**FICHE DE TRANSMISSION AU LABORATOIRE
A photographier avant transmission**

DATE :/...../..... **CONTACT (initiales) :**

BLAIREAU		RENARD		RATON		AUTRE :	
----------	--	--------	--	-------	--	---------	--

PRELEVEMENTS TRANSMIS

Cadavre	Cocher si présent	coller étiquette VXXXX
Tube-1	Cocher si présent	
Tube-2	Cocher si présent	
Heure prélèvement sang	H.....MIN

Observation :

ID-PUCE BLAIREAU (coller l'étiquette transpondeur ou recopier le numéro)

--

TB-VAC

PARTIE A DETACHER POUR LA TRANSMISSION DE CADAVRE

DATE :/...../.....

ESPECE	(cocher)	ORIGINE	(cochez)
BLAIREAU		Animal piégé - euthanasié	
RATON LAVEUR		Animal piégé - mort de blessure	
RENARD		Animal trouvé mort en bord de route	
RAGONDIN		Autre (précisez)	
AUTRE (précisez)			

Prélèvements - ID (écrire le numéro ou coller étiquette VXXXX)

Cadavre	
---------	--

ID-PUCE BLAIREAU (coller l'étiquette transpondeur ou recopier le numéro)

--

Annexe 5 : Fiche capture



Fiche capture-anesthésie TB-VAC

Saisie Arcgis Saisie BD

Espèce :

Date :/...../.....

ID zone Piégeage :

ID terrier P :

ID manipulateur :

Type piège : Cage Collet

ID piègeur :

ID assistant :

N° piège :

N° GPS/N° point :/...../.....

Suivi temps agent
Heure arrivée parking :h.....min

Capture : Primo-capture Recapture même saison Recapture autre saison Mort fortuit

Type opération :

Relâché Prélèvements-vaccination Prélèvements-euthanasie Rappel vaccination Mort

N° Transpondeur :

coller étiquette transpondeur

Heures	
Contention-dépôt terrier	
1 ^{er} signe réveil	
1 ^{er} tonus musc (tête, membres)	
1 ^{er} décubitus sternal	
1 ^{er} déplacement	
Motricité membres post norm.	
Entrée dans terrier	

Anesthésie : oui non

Commentaires :

Poids estimé :

	1 ^{ère} dose	2 ^{ème} dose	3 ^{ème} dose	N° lot	Antisedan (mL)	
H injection					H injection	
Domitor (mL)					N° lot	
Kétamine (mL)					Qualité réversion :	
H dodo/récup					RAS ou :	

Poids pesé :

T°C rect 1 :°C TR2 :°C
àh.....min àh.....min

Prélèvements sanguins :

En fonction du poids pesé, cocher la quantité de sang à prélever

Poids du blaireau	< 2 kg	3 à 4 kg	5 à 6 kg	> 7 kg
Volume de sang à prélever	2 mL	1 tube de 10 mL	1 tube de 10 mL 1 de 5 mL	2 tubes de 10 mL

Heure prélèvement :

Ponction
Essai : oui non
Localisation :
Matériel utilisé :
Succès : oui non
Volume : mL

Nombre de tubes :

N° lot de prélèvement
coller étiquette n° lot de prélèvement

Vol tube 1 : mL

Vol tube 2 : mL



Test DPP 1 : POSITIF NEGATIF INVALIDE T°C :

Test DPP 2 : POSITIF NEGATIF INVALIDE T°C :

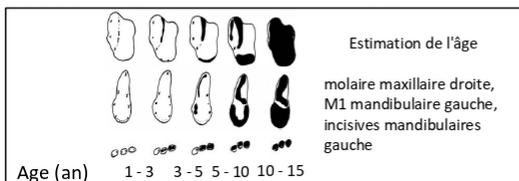
Coller étiquette sur test et prendre photo DPP1+DPP2

Sexe : F M

Age : J A

F allaitante : oui non

Tétines tirées : oui non



Prélèvements génétiques : Poils sec Poils alcool

Coller étiquette transpondeur sur enveloppe et tube sec

Etat corporel : Cachectique Mauvais Moyen Bon Très bon

Etat pelage : Clairsemé Normal

Blessure : oui non Description blessure :

Lésions liées au piégeage : oui non Score lésion collet :

Canine cassée Nb : Griffes arrachées Nb : Coussinet arraché Nb : Autres :

Parasites externes : Tiques : absence difficilement observable facilement observable

Puces : absence difficilement observable facilement observable

Poux : absence difficilement observable facilement observable

Nb prlvmt :

Prélever un échantillon représentatif du nb et localisation (5 max).
Coller étiquette n° de lot de prélèvement

Vaccination : oui non

Nombre dose :

N° lot vaccin :

Euthanasie : oui non

Produit euthanasiant :

Volume utilisé : mL N° lot :

Cadavre : oui non

Observations :

Annexe 6 : Espèces exotiques présentes en Nouvelle-Aquitaine et classification en fonction de leur impact sur l'environnement et de leur aire de répartition

	Potentiel de dispersion	Colonisation d'habitats naturels	Impacts espèces indigènes				Impacts sur l'écosystème				Score et catégorie Impact environnemental	Niveau de répartition	Catégorie finale
			Predation / Herbivore	Compétition	Maladie	Hybridation	Cycle des nutriments	Altérations physiques	Successions écologiques	Réseaux trophiques			
Amphibiens													
Grenouille taurau	3	3	3	3	1	1	DI	1	2	3	12 : A	2	A2
Grenouille rieuse	3	3	2	2	1	3	DI	1	1	DI	10 : B	3	B3
Reptiles													
Trachémyde écrite	2	3	2	3	2	1	DI	1	DI	DI	9 : B	3	B3
Tarentule de Maurétanie	3	2	1	1	1	1	DI	1	1	1	7 : C	2	C2
Mammifères													
Ragondin	3	3	3	2	2	1	DI	3	3	2	12 : A	3	A3
Rat musqué	3	3	2	2	2	1	DI	3	2	2	11 : A	2	A2
Vison d'Amérique	3	3	3	2	3	1	DI	1	1	2	11 : A	3	A3
Daim européen	3	2	2	2	1	1	DI	2	2	1	9 : B	2	B2
Raton laveur	3	2	2	DI	1	1	DI	1	DI	2	9 : B	2	B2
Mouflon méditerranéen	2	3	1	2	1	1	DI	1	1	1	8 : B	1	C1
Marmotte des Alpes	2	3	2	1	2	1	DI	1	1	1	8 : C	2	C2
Oiseaux													
Bernache du Canada	3	3	2	2	2	2	2	2	2	2	10 : B	2	B2
Cygne noir	3	3	2	2	1	2	1	2	2	2	10 : B	2	B2
Ouette d'Égypte	3	3	2	2	1	1	1	1	1	1	9 : B	1	B1
Ouette de Magellan	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	8 : C	1	C1
Canard mandarin	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	8 : C	2	C2
Léothrix jaune	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	8 : C	2	C2
Canard carolin	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	8 : C	1	C1
Calopittie élégante	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	8 : C	1	C1
Ecrevisses													
Ecrevisse américaine	3	3	3	3	1	3	3	3	3	3	12 : A	3	A3
Ecrevisse de Louisiane	3	3	3	3	1	3	3	3	3	3	12 : A	3	A3
Ecrevisse de Californie	3	3	3	3	1	3	3	3	3	3	12 : A	2	A2
Ecrevisse à pattes grêles	3	2	1	1	1	1	1	1	1	1	7 : C	1	C1

- **En noir** : impact documenté (1 = faible / 2 = modéré et 3 = fort) ;
- En gris : impact peu documenté (1 = impact peu probable / 2 = probable).
- DI (Donnée Indisponible) : information non disponible.

Elisa CROUZIER

**PROJET PILOTE DE VACCINATION PAR VOIE INJECTABLE DES BLAIREAUX CONTRE LA
TUBERCULOSE BOVINE EN FRANCE : ADAPTATION ET MISE EN APPLICATION DES
PROCÉDURES VÉTÉRINAIRES**

La tuberculose bovine est une maladie réglementée dont la multitude d'hôtes rend sa gestion complexe. Le Blaireau est très réceptif à l'infection par *Mycobacterium bovis* et peut être impliqué localement dans sa transmission. La vaccination des blaireaux représente donc une des mesures de gestion de la tuberculose bovine intéressante à mettre en œuvre.

L'objectif de cette thèse est la rédaction de procédures pratiques et détaillées à destination des équipes sur le terrain pour la mise en œuvre de cette vaccination. Ces procédures sont inspirées de la méthode « Test, Vaccinate or Remove » développée en Irlande du Nord. Elle consiste notamment en la réalisation de tests sérologiques rapides sur le terrain afin de vacciner les blaireaux séronégatifs et d'euthanasier les séropositifs.

Les procédures proposées dans ce travail comprennent les listes de matériel et les explications nécessaires à la réalisation des actes d'anesthésie, de prélèvement sanguin, de test, d'identification et de collecte de données et prélèvements. La gestion des blessures, la vaccination et l'euthanasie sont également abordées. Les résultats de la première mise en application de ces procédures lors de la première campagne de vaccination ont permis de proposer des perspectives d'amélioration.

Mots-clés : Tuberculose bovine, Blaireau, Vaccination, Procédures, Sérologies

**PILOT PROJECT FOR INJECTABLE VACCINATION OF BADGERS AGAINST BOVINE
TUBERCULOSIS IN FRANCE : ADAPTATION AND IMPLEMENTATION OF VETERINARY
PROCEDURES**

Bovine tuberculosis is a controlled disease with a large number of hosts, which complicates its management. Badgers are highly receptive to infection by *Mycobacterium bovis* and can be implicated locally in its transmission. Vaccination of badgers is therefore one of the measures that can be employed to manage bovine tuberculosis.

The aim of this thesis is to produce practical and detailed procedures for the field teams to implement this vaccination. These procedures are based on the "Test, Vaccinate or Remove" method developed in Northern Ireland. This method involves carrying out rapid serological tests in the field in order to vaccinate seronegative badgers and euthanise seropositive ones.

The procedures proposed in this work include the equipment lists and explanations required for anaesthesia, blood sampling, testing, identification and the collection of data and samples. Wound management, vaccination and euthanasia are also described. The results of the first application of these procedures during the first vaccination campaign have led to suggestions for improvements.

Keywords : Bovine tuberculosis, Badger, Vaccination, Procedures, Serologies