



HAL
open science

Comparaison de deux types de prélèvements pour le diagnostic étiologique des maladies respiratoires chez les chevrettes de renouvellement

Laura Simonpieri-Kahn

► **To cite this version:**

Laura Simonpieri-Kahn. Comparaison de deux types de prélèvements pour le diagnostic étiologique des maladies respiratoires chez les chevrettes de renouvellement. Sciences du Vivant [q-bio]. 2023. dumas-04269822

HAL Id: dumas-04269822

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04269822>

Submitted on 3 Nov 2023

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.

Oniris - Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation

ANNEE 2023 - Thèse n°42

Comparaison de deux types de prélèvements pour le diagnostic étiologique des maladies respiratoires chez les chevrettes de renouvellement

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le 8 Septembre 2023

par

Laura, Margot SIMONPIERI-KAHN

Sous la direction de
Sébastien ASSIÉ

Président du jury :

- Monsieur Christophe CHARTIER, Professeur à ONIRIS Nantes Atlantique

Membres du jury :

- Madame, Suzanne CLERGUE, Docteur Vétérinaire à ONIRIS Nantes Atlantique
- Monsieur Sébastien ASSIÉ, Maître de conférence à ONIRIS Nantes Atlantique

**Comparaison de deux types de prélèvements pour le
diagnostic étiologique des maladies respiratoires chez les
chevrettes de renouvellement**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le 8 Septembre 2023

par

Laura, Margot SIMONPIERI-KAHN

Sous la direction de
Sébastien ASSIÉ

Président du jury :

- Monsieur Christophe CHARTIER, Professeur à ONIRIS Nantes Atlantique

Membres du jury :

- Madame, Suzanne CLERGUE, Docteur Vétérinaire à ONIRIS Nantes Atlantique
- Monsieur Sébastien ASSIÉ, Maître de conférence à ONIRIS Nantes Atlantique

Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment		
Responsable : Emmanuel JAFFRES – Adjointe : Frédérique NGUYEN		
Nutrition et Endocrinologie		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (CERC) Martine KAMMERER (PR émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr) Julie HERVE (MC HDR) Grégoire MIGNOT (MC)	Solenn GAVAUD (CERC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC)
Pathologie générale, microbiologie et immunologie		
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC) Emmanuel JAFFRES (MC)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Quentin PRUVOST (CEC)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	
Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique		
Responsable : Raphaël GUATTEO – Adjoint : Jean-Michel CAPPELIER		
Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr) Lucile MARTIN (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (MC HDR) Aurélien MADOUASSE (MC) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) François MEURENS (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Christophe CHARTIER (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (CERC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr)	Fanny RENOIS-MEURENS (MC HDR) Sofia STRUBBIA (MC)

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Catherine IBISCH – Adjoint : Marion FUSELLIER		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC) Margarida RIBEIRO DA SILVA NEUNLIST (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (MC HDR)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Gwénola TOUZOT-JOURDE (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass)	Sabrina VIEU (AERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (MC HDR) Catherine IBISCH (MC) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECA (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (MC HDR)
Département GPA Génie des procédés alimentaires		
Responsable : Sébastien CURET-PLOQUIN – Adjointe : Vanessa JURY		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (MC HDR) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Samira ROUSSELIERE – Adjointe : Véronique CARIOU		
Mathématiques, statistiques, informatique	El Mostafa QANNARI (Pr émérite) Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUR (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,
PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,
HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.
Cont. : Enseignant Contractuel

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénoms de l'auteur : Laura SIMONPIERI-KAHN
 - Année de soutenance : 2023.
 - Titre de la thèse : Comparaison de deux types de prélèvements pour le diagnostic étiologique des maladies respiratoires chez les chevrettes de renouvellement.
 - Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire
 - Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes.
 - Ecole de soutenance: Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de L'alimentation Nantes Atlantique
 - Nombre de pages : 63 p.
-

Remerciements

A Monsieur Christophe Chartier
Professeur à ONIRIS, cursus vétérinaire

Qui nous a fait l'honneur d'être le président de notre jury de thèse

Pour sa disponibilité, son aide précieuse et ses conseils avisés tout au long de ce travail
Sincères remerciements

A Monsieur Sébastien Assié
Maître de conférence à ONIRIS, cursus vétérinaire

Pour avoir accepté d'être le rapporteur de notre jury de thèse

Pour ses conseils avisés et ses encouragements lors de la réalisation de ce travail
Sincères remerciements

A Madame Suzanne Clergue
Docteur vétérinaire, Praticienne Hospitalière à ONIRIS, cursus vétérinaire

Pour avoir accepté d'être l'assesseur de notre jury de thèse

Pour sa disponibilité, ses conseils et sa bienveillance
Sincères remerciements

Remerciements

À Benoit Forestier, vétérinaire dans les Deux-Sèvres qui a largement contribué à l'existence et à la réalisation de ce projet. Un immense merci pour ton aide et ton enthousiasme !

À Michael Treilles, directeur R&D biologie du laboratoire Qualyse à Champdeniers, qui a, lui aussi, largement contribué à l'existence et à la réalisation de ce projet. Un immense merci pour tes conseils et ta réactivité.

À toute l'équipe de la Clinique vétérinaire de Chiché, pour votre accueil tout au long de cette année, pour m'avoir poussée dans mes retranchements et m'avoir permis d'apprendre dans de bonnes conditions, MERCI ! J'aborde mon entrée dans la vraie vie de véto avec beaucoup plus de sérénité grâce à vous.

À tous les éleveurs ayant accepté de participer à cette étude, pour votre motivation et votre patience, un grand merci.

À tous les vétérinaires participants à ce projet, merci de jouer le jeu et merci pour vos retours d'expérience.

Contribution à l'étude

Les différentes personnes ayant contribué aux différentes étapes de cette étude sont :

Conception des protocoles : Laura SIMONPIERI-KAHN, Michael TREILLES

Pour la collecte de données :

- **Réalisation des prélèvements (nombre de prélèvements réalisés)** : Laura SIMONPIERI-KAHN (4), Benoît FORESTIER (4), Jean-Pierre DEVAUD et Cindy BREBION (1), Maxime BARBIER (1), Aurélie PRIAM (1)
- **Réalisation des analyses bactériologiques (cultures et antibiogrammes)** : Laboratoire Qualyse de Champdeniers dans les Deux-Sèvres.

Conception du questionnaire : Laura SIMONPIERI-KAHN, Benoît FORESTIER

Pour la relecture et les corrections du manuscrit : Christophe CHARTIER, Sébastien ASSIÉ

Sommaire

Sommaire	14
Liste des tableaux	16
Liste des figures	17
Liste des abréviations	18
Introduction	19
Partie 1 : La pathologie respiratoire des caprins.....	20
I. Les maladies respiratoires caprines : importance, causes et facteurs de risques	20
1. Maladies respiratoires bactériennes	21
2. Maladies respiratoires virales.....	24
3. Maladies parasitaires de l'appareil respiratoire	25
4. Autres agents étiologiques	26
5. Facteurs favorisants.....	27
II. Flore commensale des voies respiratoires	27
III. Anatomie des voies respiratoires des caprins.....	28
IV. Les types de prélèvements.....	30
1. Aspiration transtrachéale	30
2. Le Lavage Broncho-Alvéolaire	30
a. Chez l'homme	31
b. Chez les équidés.....	31
c. Chez les carnivores.....	32
d. Chez les ruminants.....	33
3. Les Ecouvillonnages Naso-Pharyngés.....	34
Partie 2 : Partie expérimentale	36
I. Objectifs	36
II. Matériels et méthodes	36
1. Critères de recrutement	36
a. Critères d'inclusion	36
b. Critères d'exclusion	37
2. Matériel	37
3. Méthodes.....	40
a. Prélèvements.....	40
b. Analyses	44
III. Résultats.....	45
1. Faisabilité et performance des prélèvements	45
a. Temps de réalisation.....	45

b. Matériel utilisé.....	46
c. Taux de réussite.....	46
d. Volume réaspiré.....	47
e. Coût moyen par animal	47
f. Complications rencontrées.....	47
g. Avis des vétérinaires.....	48
h. Réalisation des ENP	48
2. Résultats bactériologiques et antibiogrammes.....	48
a. Résultats des bactériologies	48
b. Résultats des antibiogrammes.....	50
Partie 3 : Discussion.....	52
I. Réalisation du LBA	52
II. Données bactériologiques.....	53
1. Espèces et souches bactériennes.....	53
2. Antibiorésistances	54
III. Comparaison LBA vs ENP.....	54
IV. Limites à la mise en oeuvre du LBA en pratique de routine	56
Conclusion	57

Liste des tableaux

Tableau 1 : Maladies bactériennes des voies respiratoires profondes chez les caprins.....	22
Tableau 2 : Maladies virales des voies respiratoires profondes chez les caprins	24
Tableau 3 : Maladies parasitaires des voies respiratoires profondes chez les caprins.....	25
Tableau 4 : Maladies fongiques des voies respiratoires profondes chez les caprins	26
Tableau 5 : Liste des antibiotiques testés lors des antibiogrammes.....	44
Tableau 6 : Résultats bruts des analyses effectuées sur les ENP et LBA.....	49
Tableau 7 : Résultats d'antibiogrammes effectués sur ENP	50
Tableau 8 : Résultats d'antibiogrammes effectués sur LBA	51
Tableau 9 : Récapitulatif de comparaison du LBA et de l'ENP	55

Liste des figures

Figure 1 : Chevrettes de races Alpine.....	19
Figure 2 : Anatomie du bout du nez de la chèvre (R. Barone, 1997).....	28
Figure 3 : Coupe sagittale d'une tête de caprin, passant par le larynx (Mc Cracken et al., 2017).....	29
Figure 4 : Anatomie du poumon de la chèvre, vue caudale et vue latérale droite (Chatelain, 1987)	29
Figure 5a, 5b et 5c : Étapes de réalisation du LBA sous contrôle endoscopique (crédit photo : Anne Couroucé, Oniris).....	31
Figure 6a et 6b : Réalisation d'un LBA « à l'aveugle » (crédits photo : Anne Couroucé)	32
Figure 7a, 7b et 7c : (de gauche à droite) Matériel pour réalisation d'un LBA à l'aveugle, Introduction du bronchoscope, Aspect du LBA recueilli (Crédits photo : Juan Hernandez)	33
Figure 8a et 8b : Introduction de la sonde et instillation de sérum physiologique stérile (crédits photo : Sébastien Assié)	34
Figure 9 : Exemples d'écouvillons (crédits photo : Deltalab, photos personnelles).....	35
Figure 10 : Matériel nécessaire à la réalisation des prélèvements. De haut en bas : sonde de nutrition entérale, 2 écouvillons, une lame de scalpel stérile, une seringue de 35mL de NaCl 0,9% stérile.	38
Figure 11 : Fiche de commémoratifs accompagnant les prélèvements.....	38
Figure 12 : Questionnaire à destination des vétérinaires participants.....	39
Figures 13a, 13b et 13c : Contention de la chevrette. L'animal debout sur ses 4 pattes, l'éleveur assure la contention, à cheval au-dessus au niveau du thorax et maintient la tête en extension (à gauche). Debout sur les postérieurs, l'éleveur maintient la tête en extension (au milieu et à droite).	40
Figure 14 : Nettoyage des narines avant la réalisation des prélèvements	41
Figure 15 : Introduction de la sonde dans le méat nasal ventral.....	41
Figure 16 : Réaspiration immédiate du liquide de lavage, il doit être mousseux	42
Figure 17 : Aspect mousseux de prélèvements réussis.....	43
Figure 18 : Aspect de prélèvements ratés (jus de rumen).....	43
Figure 19 : Temps de réalisation des prélèvements et fréquence	46
Figure 20 : Nombre d'isolement des bactéries selon la nature du prélèvement	50

Liste des abréviations

CAEV : Arthrite Encéphalite Virale Caprine

Cp-HV1 : HerpèsVirus Caprin de type 1

EDTA : Acide ÉthylèneDiamineTétraAcétique

EIC : Espace InterCostal

ELISA : Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay, Technique d'Immunoabsorption par enzyme liée

ENP : Ecouvillon Naso-Pharyngé

HVB1 : HerpèsVirus Bovin de type 1

LBA : Lavage Broncho-Alvéolaire

MALDI-TOF : Matrix Assisted Laser Desorption ionization - Time of Flight

NL : Noeuds Lymphatiques

OMACAP : Observatoire des MALadies CAPrine

PCR : Polymerase Chain Reaction

PI3 : ParaInfluenza de type 3

VBVD : Virus de la Diarrhée Virale Bovine

VRSB : Virus Respiratoire Syncytial Bovin

VRSC : Virus Respiratoire Syncytial Caprin

Introduction

L'élevage de chèvres est pratiqué partout dans le monde. En 2019 (Assmann, 2021), l'effectif mondial s'élevait à presque 1,1 milliard de têtes. L'Asie en compte plus de la moitié, l'Europe est loin derrière avec 16 millions de têtes. La France est le 4ème pays éleveur de chèvres en Europe et comptait 1,4 million de têtes en 2020. En revanche, elle est le 1er pays producteur de lait de chèvre en Europe (660 000 tonnes en 2020). Celui-ci est majoritairement transformé en fromage. La filière viande de caprin n'est que peu développée en France, mais la consommation de viande de chèvre est courante en Asie et en Afrique. À l'échelle de la France, la répartition des élevages de chèvres est inégale selon les régions, et la région avec le plus d'élevages est la Nouvelle Aquitaine.



Figure 1 : Chevrettes de races Alpine

En élevage caprin, les maladies concernant le troupeau sont nombreuses et variées. Chez le pré-troupeau, les pathologies respiratoires sont les plus fréquentes (Chartier, 2018). Chez les adultes, elles se manifestent plutôt tardivement et sont souvent plus chroniques. Ces problèmes respiratoires sont une charge non négligeable dans la conduite technico-économique des élevages. De plus, l'usage quasi systématique d'antibiotiques dans la gestion de ces maladies représente un risque vis-à-vis de l'antibio-résistance. Cela est d'autant plus vrai que les examens complémentaires pour trouver l'étiologie de ces troubles respiratoires sont peu entrepris. Or, du fait de la multiplicité des facteurs de risques, ces affections sont parfois difficiles à contrôler, et les séquelles peuvent être importantes et causer des retards de croissance (Pugh, 2002 ; Smith et Sherman, 2009). Lorsqu'il y a de la mortalité, l'autopsie est en revanche très pratiquée pour la recherche des agents étiologiques, mais cette option peut être tardive dans l'épisode si la maladie présente une faible mortalité.

Aujourd'hui, les problématiques de bien-être animal et de réduction de l'usage des antibiotiques sont au cœur des travaux menés dans le monde vétérinaire. Même si cet objectif de réduction d'usage d'antibiotiques en élevage semble sur la bonne voie (-36,5% entre 2011 et 2016), en élevage de petits ruminants cette tendance ne semble pas exister. En effet, les niveaux d'exposition aux antibiotiques semblent être constants pour les ovins et caprins en France (Urban, Chevance et Moulin, 2022). La réduction de cette exposition aux antibiotiques pourrait passer par une identification plus précise et précoce des agents étiologiques. Les examens complémentaires du vivant de l'animal peuvent répondre à cet objectif et demandent ainsi à être développés.

Le présent travail s'inscrit dans le cadre du projet Pulmoscope, projet déposé par plusieurs acteurs de la filière santé animale dans les Deux-Sèvres lors d'un appel à projet du plan EcoAntibio 2022. Il a pour but de répertorier et décrire les agents pathogènes responsables de pathologies respiratoires des jeunes caprins et, dans un second temps, de comparer les performances diagnostiques de deux types de prélèvements du vivant de l'animal : l'Ecouvillonnage Naso-Pharyngé (ENP) et le Lavage Broncho-Alvéolaire (LBA).

L'objectif de ce travail est d'explorer l'intérêt et la possibilité de réaliser des ENP et des LBA chez les chevrettes de renouvellement. Les résultats des deux types de prélèvements seront ensuite comparés et la faisabilité technique du LBA en routine sera évaluée.

Partie 1 : La pathologie respiratoire des caprins

Nous décrivons dans cette partie les pathologies respiratoires les plus fréquemment retrouvées en élevage caprin. Les techniques de prélèvements que constituent les LBA et les ENP seront également développées ainsi que des rappels anatomiques de l'appareil respiratoire des chèvres.

I. Les maladies respiratoires caprines : importance, causes et facteurs de risques

Peu fréquentes chez les chèvres adultes, les maladies respiratoires représentent en revanche un poste de dépense non négligeable en chevrettes laitières (Chartier, 2018). En effet, environ 36% des chevrettes de renouvellement sevrées et un élevage sur deux sont concernés par des troubles respiratoires, contre environ 5% des adultes (Bousquet, 2002 ; Chakraborty et al., 2014). Il s'agit de la première affection et du premier poste d'utilisation d'antibiotiques en santé des chevrettes (Chartier, 2018). Ces maladies évoluent sous la forme d'épisodes respiratoires qui concernent souvent une grande partie du lot (environ 20% des épisodes respiratoires où plus de la moitié des animaux sont atteints) (Données OMACAP, 2012), et elles peuvent conduire à de la mortalité ou à des

retards de croissance. La létalité est souvent faible avec, dans environ 50% des cas une létalité comprise entre 0 et 5 % (Données OMACAP, 2012). Lorsqu'elles s'expriment, les maladies respiratoires présentent une grande variété de signes cliniques : détresse respiratoire, toux, jetage, abattement, mortalité subite.

1. Maladies respiratoires bactériennes

Les agents bactériens responsables d'atteinte de l'appareil respiratoire sont nombreux. Pour certains, l'atteinte respiratoire est la principale expression clinique. Pour d'autres, des signes cliniques atteignant d'autres appareils sont dominants.

Les maladies bactériennes à tropisme pulmonaire

La pneumonie enzootique : Les agents responsables de ces pneumonies sont majoritairement des pasteurelles *sensu lato* et *Mannheimia haemolytica* est retrouvée dans environ 50% des isolats de bactéries réalisés sur poumons en France (Données OMACAP, 2012). Ces données varient cependant en fonction des bassins de production. Ainsi, en Espagne, certaines données montrent que *Bibersteinia trehalosi* (anciennement *Pasteurella trehalosi*) est retrouvée dans environ 40% des analyses PCR réalisées sur poumons, LBA ou ENP, contre 59% pour *Mannheimia haemolytica* (Données Exotol, 2023). Les pasteurelles sont des bactéries commensales et pathogènes opportunistes des voies respiratoires chez les ruminants. À la faveur d'un stress (maladie concomitante, réallotement, changement de bâtiment, mauvaises conditions d'hébergement...) elles peuvent causer des pneumonies ou des septicémies. Les sérotypes de *Mannheimia* les plus fréquemment retrouvés chez les caprins sont les sérotypes A2 d'après des études menées en Iran, en Espagne, et en France (Mombeni et al., 2021 ; Arnal et al., 2021 ; Abadie et Thiéry, 2008) et le sérotype de *Bibersteinia trehalosi* le plus fréquemment retrouvé est le sérotype T4 (Abadie et Thiéry, 2006). La transmission est horizontale par contact direct et les jeunes animaux sont les plus sensibles. Tout le lot peut être touché, mais la mortalité est généralement faible (Smith et Sherman, 2009 ; Chartier, 2018 ; Pugh, 2002 ; Données OMACAP, 2012). En revanche, les lésions pulmonaires résiduelles peuvent entraîner des retards de croissance.

Le syndrome mycoplasmique caprin : Les mycoplasmes constituent la seconde population bactérienne isolée en cas de pneumonie caprine en France (Données OMACAP, 2012). Les pneumonies à mycoplasmes sont le plus souvent retrouvées chez les jeunes animaux (Smith, Van Metre et Pusterla, 2019), la forme respiratoire étant plus rare chez les adultes. En effet, chez les animaux plus âgés, la maladie s'exprime majoritairement sous sa forme mammaire, bien que des formes articulaire, pulmonaire et oculaire existent. Le portage asymptomatique est fréquent. Du fait de la fragilité des mycoplasmes dans l'environnement, la transmission se fait principalement par contact direct, et la consommation de colostrum issu de mères contaminées constitue une voie de contamination importante. Cependant la transmission par voie respiratoire, oculaire ou

indirecte mammaire lors de la traite existe également (Chartier, 2018). La forme respiratoire est souvent exprimée lors de co-infection avec des pasteurelles. Les agents mycoplasmatiques responsables de ce syndrome sont identifiés dans le Tableau 1. La pathogénicité de *M. arginini* est discutée (Mousa *et al.*, 2021 ; Chartier, 2018).

La tuberculose : Chez la chèvre, la forme respiratoire de la tuberculose est principalement causée par *Mycobacterium bovis*. *Mycobacterium caprae* semble également impliquée. La maladie est présente partout où la tuberculose bovine existe encore, y compris en France, et elle est zoonotique. L'identification de *M. tuberculosis* lors de cas de tuberculose caprine laisse penser que la transmission de l'homme à la chèvre est possible (M. L. Smith et Sherman, 2009). Chez la chèvre, la tuberculose se manifeste de différentes façons. Elle peut être asymptomatique ou causer des détresses respiratoires, mais plus généralement, elle provoque une chute de production laitière, un amaigrissement ou d'autres signes cliniques non spécifiques. En outre, c'est une maladie qui peut toucher les jeunes et les adultes (Chartier, 2018).

D'autres agents pathogènes bactériens peuvent être responsables de problèmes respiratoires, mais de façon plus anecdotique ou moins spécifique (Cf. Tableau 1).

Les maladies bactériennes avec atteintes pulmonaires non systématiques

La lymphadénite caséuse : C'est une maladie très fréquente en élevage. Elle cause de multiples abcès des nœuds lymphatiques (NL), du tissu sous-cutané ou des organes, souvent visibles lorsqu'ils concernent les NL superficiels. Cependant, lorsqu'ils se localisent dans les NL profonds ou dans le parenchyme pulmonaire, ils peuvent causer des signes respiratoires tels que de la toux, ou une insuffisance respiratoire par compression.

La chlamyphilose : Elle cause principalement des avortements, mais dans de rares cas, la maladie peut s'exprimer par des signes respiratoires comme de la toux, et causer une pneumonie.

Tableau 1 : Maladies bactériennes des voies respiratoires profondes chez les caprins

Maladie	Etiologie	Epidémiologie	Formes cliniques	Lésions	Références
Pneumonie enzootique	<i>Mannheimia haemolytica</i> / <i>Bibersteinia trehalosi</i> <i>Pasteurella multocida</i>	Jeunes animaux ++ Suite à un stress Transmission par contact direct Morbidity élevée Mortalité faible	Suraiguë : mort subite sans prodrome Aiguë : abattement, hyperthermie, dyspnée, jetage muco-purulent, toux Subaiguë à chronique : signes cliniques similaire mais atténués ou transitoires Septicémique : chez les très jeunes animaux, mort rapide avec ou sans prodromes	Pleuropneumonie fibrino-suppurée, majoritairement des lobes crâniens, congestion pulmonaire sévère (forme suraiguë), hépatisation pulmonaires avec foyers nécrotiques, possibles abcès pulmonaires. Présence de pétéchies sur le foie, la rate, les reins, le myocarde (si septicémie)	Pugh (2002) Smith & Sherman (1994) Chartier (2018)

Maladie	Etiologie	Epidémiologie	Formes cliniques	Lésions	Références
Syndrome mycoplasmique	<i>Mycoplasma agalactiae</i> , <i>Mycoplasma mycoides capri</i> , <i>Mycoplasma capricolum</i> , <i>Mycoplasma putrefasciens</i> , <i>Mycoplasma Ovipneumoniae</i> , <i>Mycoplasma arginini</i>	Portage asymptomatique fréquent. Transmission majoritaire par voie orale via le colostrum Symptômes respiratoires souvent associé à co-infection par des pasteurelles	Signes respiratoires : pleurésie, pneumopathies, principalement chez le jeune animal	Pneumonie interstitielle, élargissement des septa interlobulaires	B. P. Smith <i>et al.</i> (2019) Chartier (2018) Mousa <i>et al.</i> (2021)
Tuberculose	<i>Mycobacterium bovis</i> , <i>Mycobacterium caprae</i> , <i>Mycobacterium tuberculosis</i>	Évolution chronique, généralement retrouvée chez les animaux de plus de 2 ans, mais possible à tout âge. Contamination par voie respiratoire ou par voie orale. Bacille excrété dans les sécrétions nasales, oculaires, la salive, l'urine, et les matières fécales	Asymptomatique la plupart du temps. Sinon, amaigrissement progressif, hyporexie, chute de production, toux chronique, dyspnée, adénomégalie	Granulomes multiples dans le parenchyme pulmonaire, les NL régionaux ou autres, mesurant 1 à 2 cm de diamètre contenant une substance crémeuse à caséuse. Ressemblent à des abcès.	Chartier (2018) Smith & Sherman, (2009)
Pleuropneumonie contagieuse caprine	<i>Mycoplasma capricolum</i> subsp. <i>capripneumoniae</i>	Maladie présente en Afrique, en Turquie, au Moyen Orient et en Asie. Transmission par inhalation d'aérosol Très contagieuse. Touche toutes les catégories d'âge.	Hyperthermie, toux, jetage, salivation, pleurodynie, posture avec les antérieurs écartés, difficulté à se déplacer. Mort dans les 2 à 10 jours après le début des signes cliniques	Pleurésie sérofibrineuse, hépatisation pulmonaire souvent unilatérale, épanchement pleural sévère	World Organisation for Animal Health, (2023a) M. L. Smith et Sherman (2009)
Abcès pulmonaires	Germes divers (S. aureus, pasteurelles ...)	Dissémination d'un embolo septique suite à une infection	Absence de signes cliniques à insuffisance respiratoire progressive, amaigrissement	Abcès encapsulés	Giacottino (2018)
Lymphadénite caséuse	<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>	Portage très fréquent, contamination favorisée par une blessure cutanée ou muqueuse préexistante, mais transmission possible à travers une peau saine, via du matériel contaminé (cornadis) ou par ingestion et inhalation. Expression clinique le plus souvent chez les animaux de plus d'un an	Lymphadénopathie périphérique chronique, majoritairement localisé sur la tête et le cou. Localisation possible dans les poumons, ou dans les noeuds lymphatiques profonds. Signes respiratoires sont souvent liés à une compression des voies respiratoires	Abcès contenant un pus épais localisés dans le parenchyme pulmonaire et les NL médiastinaux et bronchiaux	Pugh (2002) Williamson (2000)
Chlamydophilose	<i>Chlamydia abortus</i>	Transmission par voie respiratoire ou digestive	Signes respiratoires : (Rarement) pneumonie Toux sèche, hyperthermie, dyspnée, jetage	Consolidation des lobes crâniens, oedème, épaissement des bronches	B. P. Smith <i>et al.</i> (2019) Pugh (2002)

Nota : ne sont présentés dans ce tableau que les signes respiratoires en lien avec ces agents pathogènes. Les agents signalés en gris sont moins fréquemment retrouvés lors de la maladie.

2. Maladies respiratoires virales

Les atteintes respiratoires virales sont peu décrites chez les caprins dans la littérature. Des antigènes du Virus Respiratoire Syncytial Bovin (VRSB) ont été retrouvés dans certains cas de pneumonies caprines (Redondo *et al.*, 1994), sans pouvoir affirmer que le virus en était la cause. Yeşilbağ et Güngör (2009) ont en outre montré que la prévalence de séropositivité des caprins à différents virus respiratoires bovins (VBVD, PI3, HVB1, RSVB) était relativement élevée en Turquie. Des cas de pneumonie à PI3 ont été rapportés chez le mouton mais pas chez la chèvre. Le Virus Respiratoire Syncytial Caprin (VRSC) montre des similitudes génétiques avec le VRSB (Lehmkuhl *et al.*, 1980), et peut être retrouvé par PCR. Les signes cliniques sont équivalents chez les bovins et chez les caprins, et sont détaillés dans le Tableau 2. D'autres virus, à tropisme non respiratoire, peuvent parfois s'exprimer par une atteinte pulmonaire, comme c'est le cas du CAEV ou du virus de la variole caprine. L'Herpesvirus Caprin de type 1 ne semble causer de signes respiratoires que lors d'inoculation expérimentale.

Tableau 2 : Maladies virales des voies respiratoires profondes chez les caprins

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Formes cliniques	Lésions	Références
Syndrome « grippe »	Parainfluenza virus de type 3 <i>Respirovirus</i>	Transmission directe ou indirecte via aérosols et contact. Facteur favorisant d'une complication bactérienne	Toux, jetage, dyspnée, fièvre, tachypnée Mort souvent due à une surinfection bactérienne	Consolidations pulmonaires des lobes crâniens et moyens	Li <i>et al.</i> (2014) Li <i>et al.</i> (2016) B. P. Smith <i>et al.</i> (2019)
Maladie respiratoire à virus respiratoire syncytial caprin	Virus Respiratoire Syncytial Caprin (RSVC) <i>Orthopneumovirus</i>	Virus à structure proche du BRSV. La chèvre serait un possible réservoir de BRSV, et inversement. Les jeunes animaux sont plus sensibles. Infection par le virus constitue un facteur favorisant pour des complications bactériennes	Conjonctivite, jetage, toux, hyperthermie, dyspnée, anorexie	Pneumonie interstitielle diffuse, atélectasie, consolidation, emphysème des lobes dorso-caudaux Présence de syncytia cellulaires à l'histologie	Lehmkuhl <i>et al.</i> (1980) B. P. Smith <i>et al.</i> (2019)
Peste des Petits Ruminants	Virus de la Peste des Petits Ruminants <i>Morbilivirus</i>	Présent majoritairement en Afrique, au Moyen Orient et en Asie. Morbidité et mortalité élevées Transmission par contact étroit, ou avec du matériel contaminé. Virus excrété dans les sécrétions nasales, les larmes, les matières fécales. Il est peu résistant dans le milieu extérieur.	Hyperthermie, abattement, hyporexie, jetage nasal mucopurulent, ulcérations gingivales, diarrhée possible Mort subite possible sans prodromes	Ulcères gingivaux, pneumonie	Pugh (2002) M. L. Smith et Sherman (2009)

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Formes cliniques	Lésions	Références
« Maladie des gros genoux »	CAEV (Virus de l'arthrite-encéphalite caprine) <i>Lentivirus</i>	Transmission par contact, consommation de colostrum contaminé, ou respiratoire. Maladie très contagieuse et très fréquente en élevage caprin (95% des élevages touchés en France) Evolution très lente, animaux infectés à vie	Rarement : pneumonie chronique chez les adultes, causant amaigrissement et dyspnée	Pneumonie interstitielle chronique, épaissement des septa alvéolaires, NL régionaux hypertrophiés. Surinfection bactérienne fréquente	M. L. Smith et Sherman (2009) Chartier (2018) GDS Centre n.d.
Variole Caprine	Virus de la variole caprine <i>Capripoxvirus</i>	Maladie présente essentiellement en Afrique, en Asie et au Moyen Orient	Hyperthermie, anorexie, rhinite, conjonctivite, lésions cutanées	Pneumonie multifocale, foyers de consolidation rouge-bruns, hypertrophie des NL régionaux	World Organisation for Animal Health, (2023) B. P. Smith <i>et al.</i> (2019)
Herpesvirose caprine	Herpesvirus caprin de type 1 (CpHV-1) <i>Varicellovirus</i>	Structure proche de l'herpesvirus bovin (BoHV-1) Excrété dans les sécrétions nasales et vaginales Virus présent mondialement. La séroprévalence dans le bassin méditerranéen est autour de 30%	<u>Chez l'adulte :</u> forme subclinique majoritaire, touchant plutôt la sphère génitale <u>Chez le jeune :</u> Entérite et infections systémique	Trachéite modérée lors d'inoculation expérimentale	Suavet <i>et al.</i> (2016) Pugh (2002)

Nota : ne sont présentés dans ce tableau que les caractéristiques respiratoires des agents pathogènes décrits.

3. Maladies parasitaires de l'appareil respiratoire

Les parasites à tropisme pulmonaire sont très rarement impliqués dans les pneumonies chez la chèvre en France. Ceci est principalement dû au fait que la majorité des élevages caprins du pays sont non pâturants, et ne s'infestent donc pas, et que ces parasites sont par ailleurs peu pathogènes (Chartier 2018). Les principaux helminthes retrouvés dans l'appareil respiratoire sont répertoriés dans le tableau suivant.

Tableau 3 : Maladies parasitaires des voies respiratoires profondes chez les caprins

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Signes cliniques	Lésions	Références
Dictyocaulose	<i>Dictyocaulus filaria</i>	Cycle direct, avec phase libre obligatoire 1 à 2 semaines. Adultes dans les bronches, larves expulsées par de la toux vers la cavité buccale puis avalées et excrétées dans les matières fécales. Période pré patente un mois environ, touche plus sévèrement les chevreaux.	Polypnée, dyspnée, toux, perte d'état, jetage, hyperthermie possible	Parasite adulte présent surtout dans les lobes diaphragmatiques, oedème pulmonaire, emphysème, atelectasie	M. L. Smith et Sherman (2009)

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Signes cliniques	Lésions	Références
Autres pneumonies vermineuses	<i>Muellerius capillaris</i> , <i>Protostrongylus rufescens</i> , <i>Cystocaulus ocreatus</i> , <i>Neostrongylus linearis</i> , <i>Varestrongylus pneumonicus</i>	Différentes espèces présentes selon les zones géographiques. Parasite à cycle indirect, avec un gastéropode terrestre comme hôte intermédiaire. Les adultes vivent dans les bronchioles et alvéoles	Polypnée, dyspnée, toux, perte d'état, jetage, hyperthermie possible	Bronchopneumonie chronique, nodules pseudo tuberculeux	M. L. Smith et Sherman (2009) Chartier et Reche (1992)
Echinococcose	<i>Echinococcus granulosus</i>	Transmission via des aliments souillés par des déjections de carnivores, ou transmission verticale. Le parasite forme des kystes le plus souvent dans le foie et les poumons chez la chèvre, plus volumineux chez les chèvres âgées	Absence de signes cliniques	Kystes hydatiques	M. L. Smith et Sherman (2009)

4. Autres agents étiologiques

D'autres causes de pneumonie existent, tels des champignons ou des intoxications, mais dans une moindre mesure. Ainsi, la consommation de certaines plantes contenant du cyanure d'hydrogène ou des nitrites (convertis en nitrates dans le rumen) peut entraîner une insuffisance respiratoire secondaire à une altération du transport de l'oxygène dans le sang. Dans le cas du cyanure, les signes cliniques sont d'apparition suraiguë et se traduisent par une cyanose des muqueuses, de la dyspnée, des trémulations et des convulsions. La mort par asphyxie est rapide. Dans le cas des nitrites, des signes cliniques similaires apparaissent plus tardivement selon la quantité ingérée (Smith et Sherman, 2009).

Pour compléter, on peut également parler des causes accidentelles de détresse respiratoire telles que les hernies diaphragmatiques, les pneumothorax, les pneumonies par fausse déglutition (accidentelles ou secondaires à des affections neurologiques) (Pugh, 2002). Enfin, on peut évoquer des réactions anaphylactiques.

Tableau 4 : Maladies fongiques des voies respiratoires profondes chez les caprins

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Signes cliniques	Lésion	Ref.
Coccidioïdomycose	<i>Coccidioides immitis</i>	Champignon présent dans le sol, inhalé ou ingéré par les chèvres. Non contagieux. Présent dans le sud des Etat-Unis	Amaigrissement chronique et toux persistante	Granulomes contenant du pus dans les NL bronchiques et médiastinaux	M. L. Smith et Sherman (2009)
Pneumonie à <i>Pneumocystis carinii</i>	<i>Pneumocystis carinii</i>	Sporozoaire qui infecte les individus immunodéprimés par une maladie chronique	Amaigrissement, fièvre, tachypnée, jetage mucopurulent, toux chronique	Pneumonie interstitielle diffuse ou focale	M. L. Smith et Sherman (2009)

Maladie	Étiologie	Épidémiologie	Signes cliniques	Lésion	Ref.
Pneumonie à <i>Cryptococcus neoformans</i>	<i>Cryptococcus neoformans</i>	Champignon présent dans le sol, retrouvé chez des chèvres abattues aux Antilles ou en Australie	Jetage, toux, dyspnée, retard de croissance	Pneumonie focale	Pugh (2002) M. L. Smith et Sherman (2009)
Autres	<i>Aspergillus fumigatus</i> , <i>Aspergillus flavus</i> , <i>Nocardia</i> spp, <i>Penicillium</i> sp, <i>Candida</i> spp	Champignons pathogènes opportunistes			Pugh (2002) M. L. Smith et Sherman (2009)

5. Facteurs favorisants

Les conditions d'élevage s'avèrent déterminantes quant à l'apparition de ces atteintes respiratoires. La surdensité, les poussières en suspension, la concentration en ammoniac et le manque de renouvellement d'air et les courants d'air sont bien souvent à l'origine d'une fragilisation de l'appareil respiratoire. L'ammoniac notamment, contribue à une baisse de l'immunité. En effet, il a été démontré chez plusieurs espèces que l'exposition à l'ammoniac détériore les cellules épithéliales des voies respiratoires supérieures, y compris celles de l'appareil mucociliaire (Nagaraja *et al.*, 1983) et entraîne une moindre résistance aux infections bactériennes.

Chez les jeunes, une infection par des coccidies constitue un facteur de risque supplémentaire, en causant un stress responsable d'une forte sécrétion de cortisol et une immunodépression (Pugh, 2002). Enfin, les facteurs météorologiques (chute ou variations brutales de température, précipitations) peuvent aussi être à l'origine du déclenchement d'un épisode respiratoire de groupe.

II. Flore commensale des voies respiratoires

Peu d'études existent sur la composition de la flore commensale des voies respiratoires chez les caprins. Néanmoins, on peut citer celles de Ngatia *et al.* (1985) et Emikpe *et al.* (2009), qui révèle la présence d'un certain nombre de bactéries, considérées comme pathogènes ou non, dans les cavités nasales des chèvres. On retrouve ainsi notamment *Streptococcus spp.*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella spp.*, ou encore *Mannheimia haemolytica* et *Pasteurella multocida*.

Chez les bovins, ce microbiote respiratoire est beaucoup étudié chez les jeunes. Parmi les bactéries retrouvées dans les cavités nasales et le pharynx, on retrouve les genres *Moraxella* et *Mycoplasma* en majorité, puis *Pasteurella* et *Mannheimia* (Timsit *et al.*, 2020).

Ces bactéries semblent être présentes chez les malades comme chez les non malades, mais leur population relative change selon qu'ils sont trouvés sur des individus sains ou atteints de bronchopneumonies (Timsit *et al.*, 2020). En effet, certaines espèces

de bactéries sont présentes en plus grand nombre chez les animaux sains comparés aux malades et inversement.

III. Anatomie des voies respiratoires des caprins

Afin de situer les étapes lors des prélèvements réalisés dans notre étude, il est fait un rapide rappel anatomique.

L'anatomie du bout du nez de la chèvre présente quelques particularités que l'on retrouve chez le mouton (R. Barone, 1997). La commissure médiale des narines est étroite contrairement à celle des bovins par exemple, et un sillon alaire est présent au niveau de la commissure latérale (Figure 2), mais il est peu profond et ne crée aucun recessus.

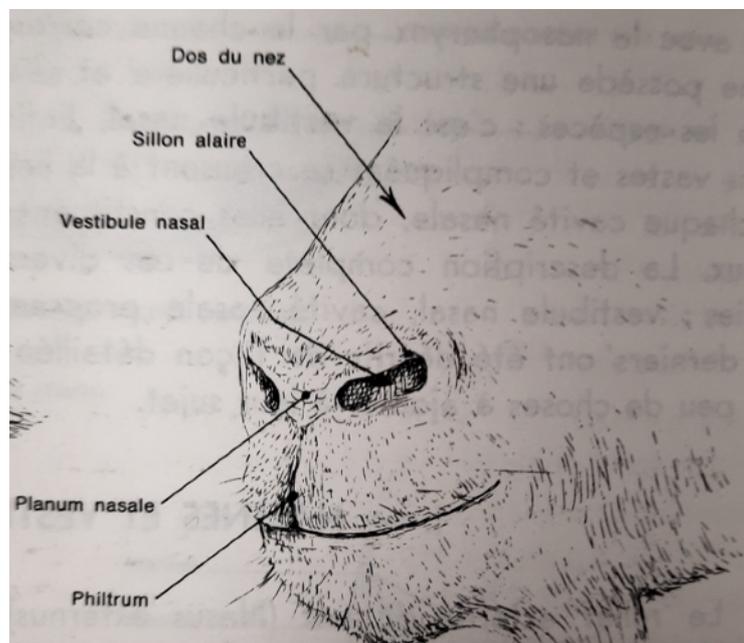


Figure 2 : Anatomie du bout du nez de la chèvre (R. Barone, 1997)

Les cavités nasales sont similaires à celles des autres espèces, avec trois méats : un ventral, un moyen, un dorsal. Elles se poursuivent par le nasopharynx puis, ventralement, par la trachée en passant à travers le larynx (Figure 3).

Ce dernier présente lui aussi des caractéristiques qui sont propres à l'espèce caprine, bien que relativement similaire à celui des ovins. Le cartilage cricoïde est oblique par rapport à l'axe longitudinal du larynx, et le cartilage thyroïde est plus haut que long. L'épiglotte est pointue et les processus corniculés des cartilages arythénoïdes sont plus allongés que chez les bovins.

Les poumons sont composés de deux lobes à gauche, un lobe crânial et un lobe caudal, et trois lobes à droite, un lobe crânial, un moyen, et un caudal (Figure 4).

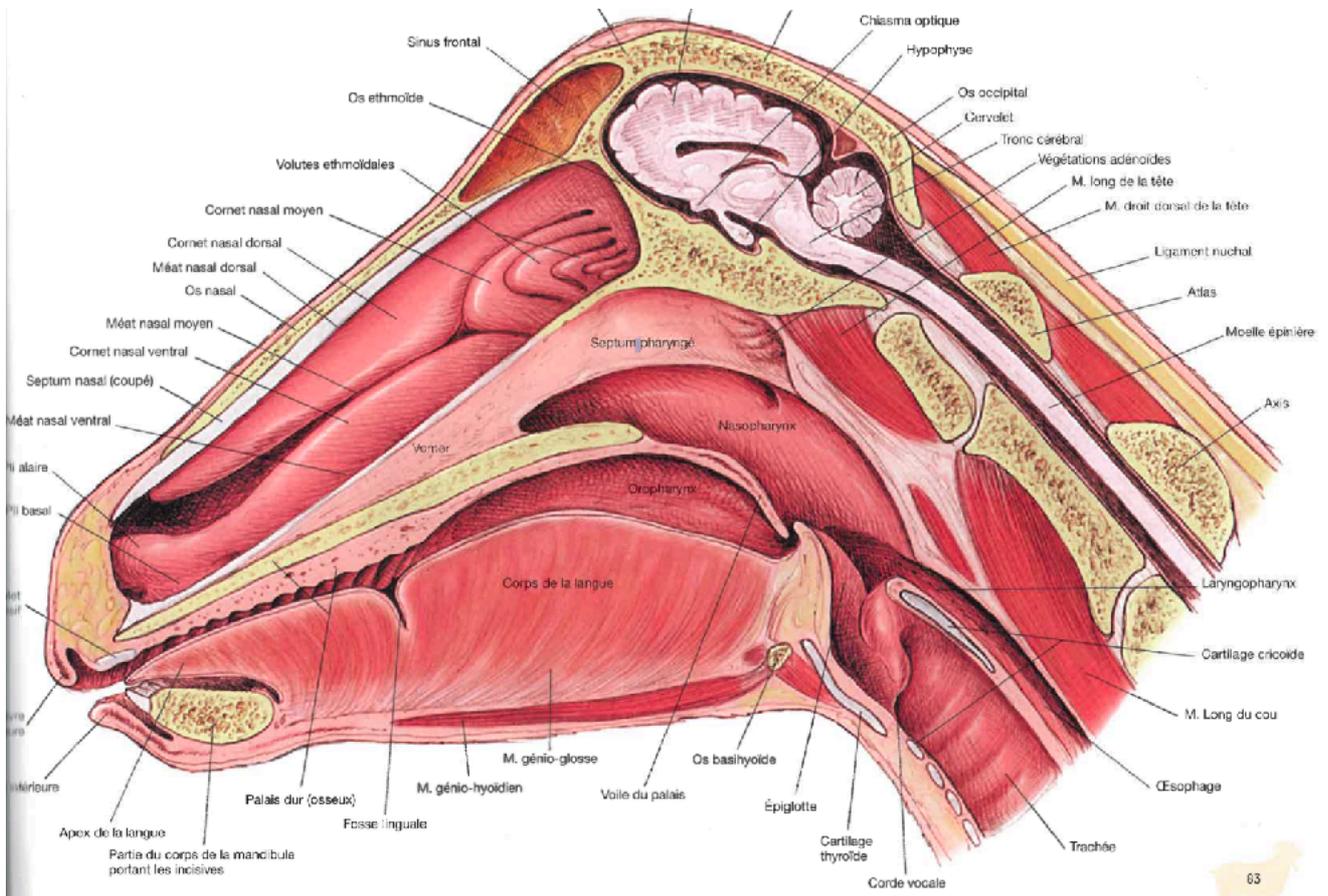


Figure 3 : Coupe sagittale d'une tête de caprin, passant par le larynx (Mc Cracken et al., 2017)

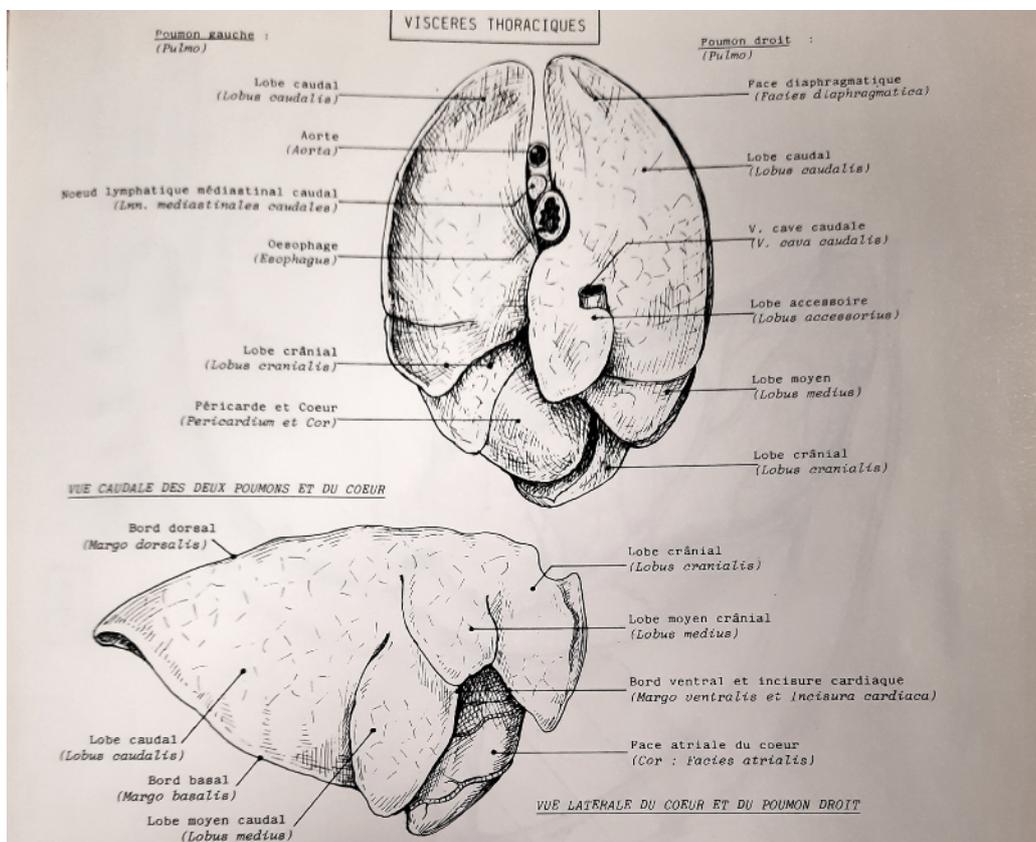


Figure 4 : Anatomie du poumon de la chèvre, vue caudale et vue latérale droite (Chatelain, 1987)

IV. Les types de prélèvements

1. Aspiration transtrachéale

Cet examen est peu documenté chez la chèvre. Il a été réalisé sur le mouton adulte par M. Sheenan *et al.* (2005). La procédure est relativement similaire à celle pratiquée sur les bovins. L'aspiration transtrachéale se fait généralement sur animal sédaté, mais une très bonne contention physique peut également suffire. Différents types de matériel peuvent être utilisés. On retrouve notamment l'usage d'un cathéter de 12G couplé à une sonde urinaire pour chien d'environ 40 cm chez les veaux (Angen *et al.*, 2009), à un prolongateur de cathéter chez le mouton (Sheehan *et al.*, 2005), l'usage de cathéter centraux de médecine humaine (Centracath 75, Vygon), ou encore de kit de lavage trachéaux pour grands animaux (Large Animal Trans-Tracheal Wash kit, MILA) chez les jeunes bovins ou les adultes (Pardon et Buczinski, 2020).

Le prélèvement est réalisé après rasage et désinfection chirurgicale d'une zone d'environ 3 cm par 3 cm au niveau de la trachée dans le tiers distal de l'encolure, à 7 à 10 cm du larynx (Angen *et al.*, 2009). La peau peut être incisée après anesthésie locale pour faciliter le passage du cathéter jusqu'entre deux anneaux de la trachée, ou alors le cathéter est directement utilisé pour ponctionner. La partie flexible du cathéter (ou la sonde urinaire) est alors avancée le plus loin possible (généralement jusqu'à la bifurcation des bronches). Un certain volume de solution saline (20-40 mL) est alors instillé puis réaspiré immédiatement. Cette technique permet de court-circuiter les cavités nasales afin de limiter les contaminations du prélèvement. Cependant, sa spécificité semble controversée étant donnée la localisation trachéale à trachéo-bronchique du prélèvement (Pardon et Buczinski, 2020). En effet, le site de prélèvement n'étant pas précisément au niveau du poumon, la spécificité de son résultat serait diminuée par rapport au prélèvement dans le poumon.

2. Le Lavage Broncho-Alvéolaire

Cet examen sera un peu plus détaillé puisqu'il est le sujet de ce travail.

Les protocoles de réalisation de LBA sont adaptés à l'espèce, à son anatomie et à la valeur de l'animal. Ils dépendent aussi des analyses qui seront demandées (bactériologie, cytologie, séquençage haut débit) et donc des maladies recherchées, notamment de l'aspect collectif (plusieurs LBA nécessaires donc le coût unitaire doit être le plus limité possible) ou individuel des pathologies. Bien que la technique soit globalement la même, instillation de sérum physiologique dans l'appareil pulmonaire et aspiration du liquide de lavage contenant cellules pulmonaires, inflammatoires et éventuels agents pathogènes, selon les sources, les volumes de sérum physiologique instillés ou le matériel diffèrent légèrement.

a. Chez l'homme

L'examen de choix pour investiguer les maladies respiratoires est le scanner haute résolution pour la recherche lésionnelle. Néanmoins, le lavage broncho-alvéolaire permet d'apporter un complément d'information, notamment quant à la composante étiologique. C'est un examen complémentaire utilisé dans le cadre de recherches de maladies infiltratives diffuses pulmonaires (Pasche, 2012).

Le LBA est réalisé vigile, à l'aide d'un fibroscope. 100 à 500 mL de sérum physiologique chauffé à 37°C sont administrés au moyen de seringues stériles via le canal opérateur du fibroscope puis réaspirés, soit après chaque seringue, soit une fois tout le volume instillé (20 à 60% du volume injecté) (Poletti et al., 2011 ; Reinaud, s. d. ; Meyer, 2007). Les analyses réalisées ensuite sont une cytologie, et éventuellement une bactériologie. La pandémie de Covid-19 en 2020 a permis d'affiner les diagnostics réalisés sur ce type de matrices. Ainsi, de nouvelles techniques de séquençage rapides permettent d'identifier plus précocement que des cultures bactériennes les agents pathogènes présents dans le tractus respiratoire (Zhao et al., 2021).

b. Chez les équidés

Le LBA est surtout réalisé pour des analyses cytologiques. C'est notamment l'examen complémentaire de choix en cas de suspicion d'asthme équin, d'Hémorragie Pulmonaire Induite à l'Exercice ou d'infection fongique (B. P. Smith et al., 2019). Il est réalisé sous contrôle endoscopique ou en aveugle à l'aide d'une sonde spécifique de 2,5 m. L'examen se fait sur cheval debout, sous sédation (généralement à l'aide d'alpha2-agonistes) ou contention mécanique (tord-nez). L'endoscope doit mesurer 2,2 à 3 m et est introduit jusqu'à la bifurcation bronchique, puis un cathéter est introduit via le canal opérateur. Un volume total de 100 à 500 mL de sérum physiologique est alors injecté (Le Corre, 2017 ; Couëtil & Thompson, 2020), puis réaspiré à l'aide d'une seringue (Figure 5).

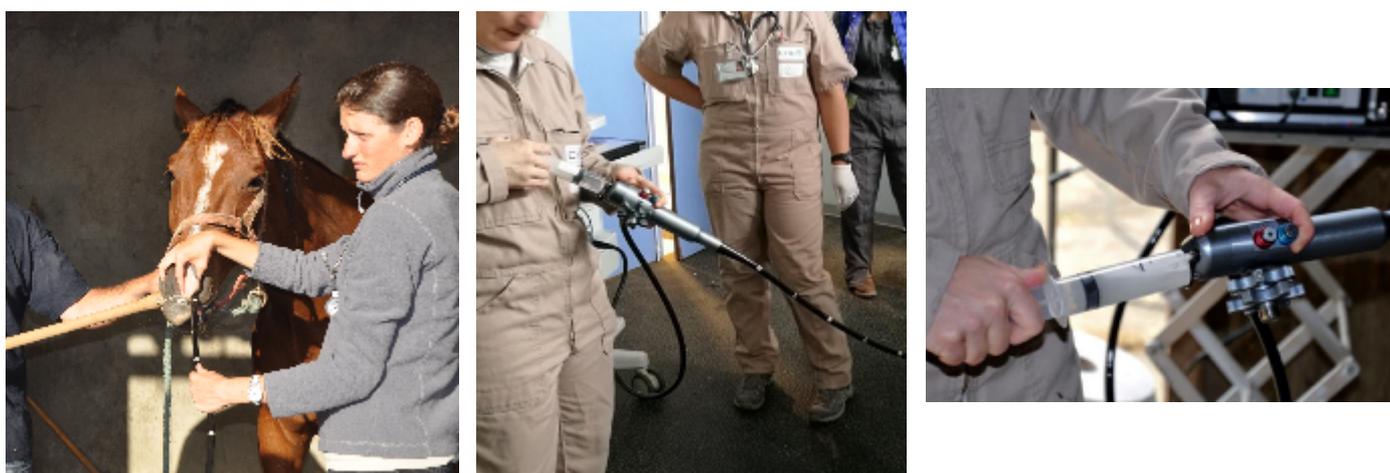
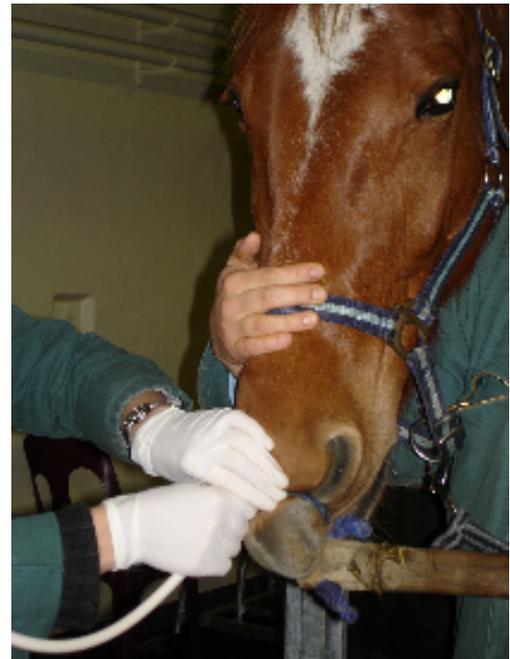
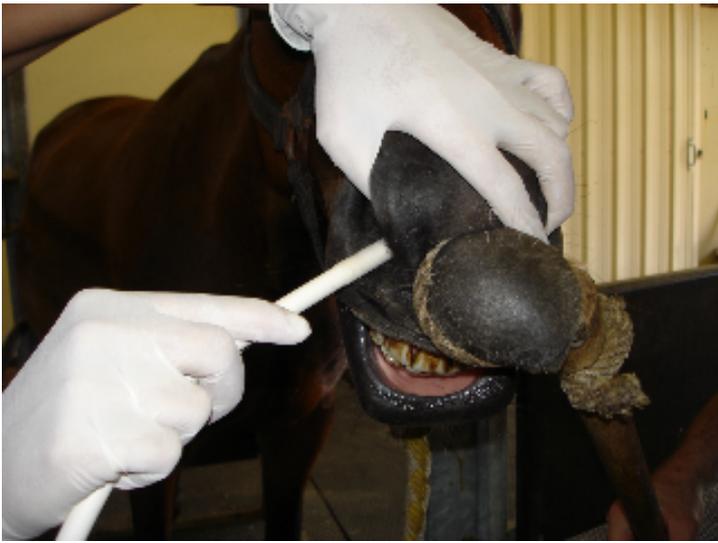


Figure 5a, 5b et 5c : Étapes de réalisation du LBA sous contrôle endoscopique (crédit photo : Anne Couroucé, Oniris)

La réaspiration du volume se fait soit à la fin de l'administration du volume total, soit après chaque administration de 60 mL de sérum physiologique, sans que cela n'ait d'influence sur le résultat. Lorsque l'examen est réalisé en aveugle, la tête est placée en extension pour faciliter l'orientation de la sonde vers le larynx et la trachée (Figure 6a). Celle-ci est alors introduite le plus loin possible jusqu'à buter, ce qui correspond généralement à l'arrivée dans une bronche distale d'un des lobes les plus dorsaux (caudal droit et caudal gauche). Le ballonnet de la sonde est alors gonflé puis la suite de l'examen est similaire.



[Figure 6a et 6b](#) : Réalisation d'un LBA « à l'aveugle » (crédits photo : Anne Couroucé)

Les volumes réaspirés dans les 2 configurations correspondent à 35 à 60% du volume administré (Le Corre, 2017). Ce volume est diminué lors d'atteinte pulmonaire. Le liquide récupéré doit être mousseux, signe que le prélèvement est réussi. Il est ensuite stocké dans un tube sec et un tube EDTA. Ce dernier permet une meilleure conservation des cellules pour un examen cytologique.

c. Chez les carnivores

Chez les carnivores domestiques, le LBA est généralement préconisé en cas d'atteinte respiratoire profonde. Il permet d'obtenir des informations quant à la nature infectieuse, inflammatoire, ou néoplasique d'une lésion. C'est un examen qui n'est réalisé qu'en 2ème ou 3ème intention en général (Roussillon, 2016), en cas de maladies infiltratives soupçonnées à l'imagerie. Il est souvent réalisé sous contrôle bronchoscopique afin de cibler la zone suspecte (Hawkins et al., 1990).

Le LBA se fait sous anesthésie générale, l'animal doit donc être assez stable pour être anesthésié. Le protocole est relativement similaire à celui décrit en médecine humaine. Le sérum physiologique est chauffé à 37°C, et le LBA est réalisé sous contrôle

fibroscopique ou en aveugle, en insérant une sonde de prélèvement (sonde urinaire, ou sonde naso-oesophagienne (Figure 7a) au travers de la sonde endotrachéale d'intubation (Figure 7b) jusqu'à la bifurcation des bronches.

Un volume allant de 5 à 50 mL ou 1 mL/kg chez le chien, 3 à 5 mL ou 5 mL/kg chez le chat (Johnson et al., 2013 ; Hawkins et al., 1990 ; Roussillon, 2016) est instillé puis récupéré. Le taux de récupération varie de 50 à 90% (Hawkins et al., 1990). Tout comme chez le cheval, ce volume récupéré est plus faible en cas d'atteinte des voies respiratoires profondes, et doit avoir un aspect mousseux (Figure 7c). Le prélèvement est ensuite conservé sur tube sec ou EDTA. Les analyses menées sont le plus souvent une cytologie et parfois une analyse bactériologique.

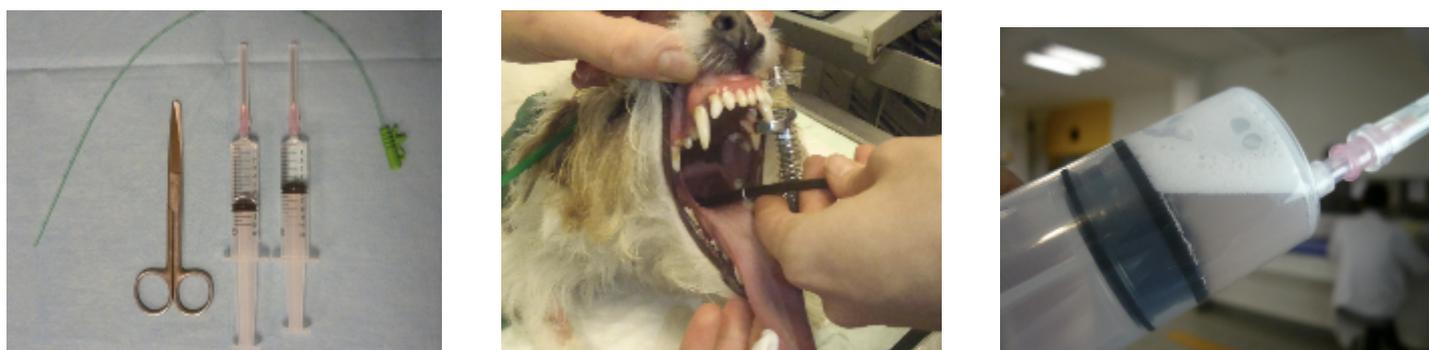


Figure 7a, 7b et 7c : (de gauche à droite) Matériel pour réalisation d'un LBA à l'aveugle, Introduction du bronchoscope, Aspect du LBA recueilli (Crédits photo : Juan Hernandez)

d. Chez les ruminants

Chez les bovins, le LBA se réalise principalement à l'aide d'une sonde à LBA avec ballonnet, généralement la même que celle utilisée chez les équidés. Pour les prélèvements sur vache adulte, cette sonde doit mesurer au moins 2,45m. Pour les veaux, il est possible d'utiliser une sonde gastrique de médecine humaine. Il est aussi possible de réaliser cet examen avec un endoscope, mais en routine, cette option est anecdotique (Lurier et al., 2018). L'animal est généralement contenu physiquement (pincés mouchettes, cordes, cornadis, barrières...). Il peut être couché ou debout. Cette contention peut dans certaines situations être remplacée par une contention chimique à l'aide d'alpha2-agonistes. Toutefois, il est à souligner que L. Van Driessche *et al.* (2016) ont démontré que sous sédation (et sans bronchoscope), les lobes systématiquement échantillonnés sont les lobes diaphragmatiques. Ce sont aussi les lobes les moins concernés lors de maladies respiratoires collectives chez les bovins. En revanche, sans sédation, les prélèvements obtenus proviennent équitablement des lobes crâniens droit et gauche, du lobe moyen droit et des lobes caudaux droit et gauche.

Après introduction de la sonde dans le méat ventral d'une narine, la tête de l'animal est placée en extension, l'axe du chanfrein dans le prolongement de celui de l'encolure, afin de faciliter le passage du larynx (Figure 8). Le volume de solution de NaCl 0,9% instillé varie de 20 à 250 mL selon les auteurs et la taille de l'animal (Voigt et al., 2007 ; Pringle *et al.*, 1988 ; Zeineldin *et al.*, 2017 ; Van Driessche *et al.*, 2019). Le volume

mort est alors repoussé (ou non) avec de l'air, puis le liquide est réaspiré. Comme chez les autres espèces, le caractère mousseux du liquide réaspiré garantit la provenance du prélèvement. Les analyses réalisées sur ces prélèvements sont le plus souvent des PCR pour la recherche de virus, ou des analyses bactériologiques. Dans le cas de maladies collectives, le prélèvement de plusieurs animaux permet d'être plus représentatif lors de la recherche d'agents pathogènes.



[Figure 8a et 8b](#) : Introduction de la sonde et instillation de sérum physiologique stérile (crédits photo : Sébastien Assié)

Chez les petits ruminants, la littérature est pauvre en ce qui concerne la réalisation de LBA. Chez la chèvre, le LBA est peu documenté. Berrag *et al.*, (1997) propose de réaliser cet examen sous anesthésie générale, l'animal étant placé en décubitus sternal. La sonde à LBA est alors insérée dans la trachée via une sonde d'intubation orotrachéale. Le volume de solution de NaCl 0,9% instillé est de 50 mL, et le volume réaspiré varie de 8 à 68%. Chez le mouton, la procédure est décrite sous anesthésie générale, et est similaire à ce qui est fait chez la chèvre (Voigt *et al.*, 2007).

3. Les Ecouvillonnages Naso-Pharyngés

L'écouvillonnage des voies respiratoires supérieures est un examen peu onéreux et facile à réaliser. La procédure est très similaire chez toutes les espèces concernées, avec une variation de la longueur de l'écouvillon entre petits et grands animaux. L'ENP peut être mené avec différents types d'écouvillons (cytobrosse, coton simple, avec milieu de transport, avec milieu spécifique...). Une bonne contention est néanmoins nécessaire, mais la simple contention physique est bien souvent suffisante.

Afin de réaliser cet examen, l'opérateur se place sur le côté de l'animal, maintient sa tête avec un bras et introduit l'écouvillon dans une narine, le plus loin possible vers le méat dorsal, avant de tourner plusieurs fois l'écouvillon pendant une dizaine de secondes, jusqu'à la rosée sanguine (E. Salem, 2018). Le but est de récupérer des cellules épithéliales de la muqueuse nasale. L'échantillon est alors conservé au frais positif ou bien congelé si le délai de transport excède 24 heures.



Figure 9 : Exemples d'écouvillons (crédits photo : Deltalab, photos personnelles)

Cet examen est souvent réalisé lors de suspicion de maladie virale à tropisme respiratoire. La recherche se fait alors par immunochromatographie, ELISA, PCR ou culture cellulaire (plus long et moins fiable du fait de la fragilité de certains virus).

Partie 2 : Partie expérimentale

I. Objectifs

Peu de données existent en caprins sur la réalisation de prélèvements de sécrétions pulmonaires, encore moins du vivant de l'animal ou en routine sans anesthésie. Le but de ce travail est donc, premièrement, de comparer deux techniques de prélèvements, l'ENP et le LBA, notamment concernant leur faisabilité en routine sur le terrain. Deuxièmement, nous ferons une rapide analyse des premiers résultats de bactériologie obtenus grâce aux deux types de prélèvement.

Le protocole présenté dans cette partie est valable pour toute la durée du projet, soit 24 mois, de janvier 2023 à décembre 2024.

II. Matériels et méthodes

1. Critères de recrutement

Pour réaliser ce projet, différents acteurs ont été sollicités. En première ligne, les vétérinaires de 5 cliniques des Deux-Sèvres (soit une dizaine de vétérinaires), à qui nous avons demandé de participer à la réalisation de prélèvements dans leur clientèle. En seconde ligne, le laboratoire Qualyse qui a réalisé toutes les analyses, soit les cultures et identifications bactériennes, ainsi que les antibiogrammes.

a. Critères d'inclusion

L'étude concernait les chevrettes sevrées, sans distinction de conduite d'élevage (agriculture biologique ou conventionnelle), vaccinées ou non, n'ayant pas reçu de traitement antibiotique à diffusion respiratoire dans les 15 jours précédant le prélèvement afin de ne pas interférer avec les résultats des analyses.

L'objectif est d'inclure 5 à 10 chevrettes par élevage dans 50 élevages (échantillonnage de convenance). Ce chiffre doit permettre une bonne variabilité dans les situations rencontrées et a été choisi en concertation avec les vétérinaires de terrain pour évaluer la faisabilité de cette réalisation. 10 élevages seront prélevés en période dite « saine », c'est à dire lorsque le troupeau de chevrettes ne présente aucun signe clinique de maladie respiratoire. Ils serviront de « témoin » pour identifier les agents pathogènes présents de manière commensale. Les 40 autres élevages seront prélevés lors d'épisode d'affection respiratoire, et un élevage pourra être représenté au maximum deux fois. La zone géographique de prélèvement inclut le département des Deux-Sèvres et les départements limitrophes. Pour atteindre cet objectif de 50 élevages, la durée de l'étude sera de 24 mois (Janvier 2023-Décembre 2024). Le présent travail ne couvre donc que les six premiers mois du projet.

Un épisode respiratoire est défini pour ce projet comme suit :

- Signes cliniques de toux, jetage, épiphora, seuls ou associés à une baisse de la consommation alimentaire (ou d'eau si mesurable), chez un minimum de 15% des individus du lot ou une dizaine d'individus,

OU

- Mortalité dès le 2ème individu, associée à un ou plusieurs facteurs de risque (réallotement récent, taux d'ammoniac élevé, température élevée dans le bâtiment des chevrettes, pathologie respiratoire identifiée chez une autre lot du troupeau ou chez les chèvres, courants d'air, poussières en suspension), avec ou sans signes cliniques.

Les animaux du lot concerné qui présentent une température rectale supérieure à 39,5°C seront prélevés en priorité.

b. Critères d'exclusion

Ne seront pas incluses les chèvres adultes (après première mise bas) et les chevrettes et chevreaux non sevrés (alimentation lactée), ainsi que les chevrettes sevrées ayant reçu un antibiotique dans les 15 jours précédant l'épisode respiratoire. Les traitements incluent donc : l'amoxicilline, les tétracyclines, les macrolides et apparentés, les sulfamides associés ou non aux triméthoprimes, les phénicolés, les aminosides par voie parentérale, la colistine par voie parentérale. Les animaux qui auront reçu un traitement d'aromathérapie à visée respiratoire par nébulisation ou inhalation seront également exclus. Les lots d'animaux qui auront déjà présenté deux épisodes respiratoires ne seront pas re-prélevés dans le cadre du projet.

2. Matériel

Le matériel utilisé pour la réalisation du LBA était (par animal) :

- 1 sonde de nutrition entérale Tubaflex VYGON de 10 Fr, 125 cm
- 1 seringue stérile de 50 mL ou de 30 mL
- Une lame de scalpel stérile ou une paire de ciseaux stériles
- 2 aiguilles roses 18G 1,2x40 mm
- 2 compresses propres
- 1 tube sec
- 35 à 60 mL de sérum physiologique stérile (NaCl 0,9%) ou de Ringer Lactate
- 1 stylo

Celui utilisé pour les ENP était (par animal) :

- 2 écouvillons secs
- 1 stylo



Figure 10 : Matériel nécessaire à la réalisation des prélèvements. De haut en bas : sonde de nutrition entérale, 2 écouvillons, une lame de scalpel stérile, une seringue de 35mL de NaCl 0,9% stérile.

Pour chaque élevage, les commémoratifs, l'identification, la température rectale, la fréquence respiratoire, la présence de toux ou de jetage des animaux prélevés ont été recueillis. Ces commémoratifs pourront servir dans une prochaine analyse afin d'intégrer une partie expression clinique en fonction des agents pathogènes retrouvés.



Projet PULMOSCOPE : Fiche de commémoratifs



Identification

N° de cheptel :
 Age du lot : Effectif :

Anamnèse :

Date de début des signes respiratoires:
 Morbidité : Mortalité :
 Toux (morbidité) : Jetage (morbidité) :
 Epiphora (morbidité) :

Vaccins (O/N, lesquels) :

Chevrettes prélevées :

Tracabilité labo	ID	TEMP° RECTALE	FR	Courbe respiratoire	Toux et jetage
1		Elevée Normale Basse	FR	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
2		Elevée Normale Basse	FR	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
3		Elevée Normale Basse	FR	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
4		Elevée Normale Basse	FR	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
5		Elevée Normale Basse	FR	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N

Date du prélèvement :

Vétérinaire :
 Clinique :

Cadre réservé au laboratoire

N° PULMOSCOPE :
 Date de réception des prélèvements :

Nombres d'écouvillons :
 Nombres de LBA :

Tracabilité labo	ID	TEMP° RECTALE	FR	Courbe respiratoire	Toux et jetage
6			Elevée Normale Basse	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
7			Elevée Normale Basse	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
8			Elevée Normale Basse	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
9			Elevée Normale Basse	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N
10			Elevée Normale Basse	Normale Dyspnée	Toux : O/N Jetage : O/N

* entourer les mentions appropriées

Signature à veur :

Figure 11 : Fiche de commémoratifs accompagnant les prélèvements

3. Méthodes

a. Prélèvements

Lors d'un épisode respiratoire, nous avons commencé par faire un examen à distance des chevrettes, en évaluant l'état général, la présence de toux, de jetage, d'épiphora au sein du lot, ainsi que la présence de dyspnée. Dans un second temps, nous avons pris les températures de plusieurs animaux, en marquant ou en isolant ceux pour lesquels elle est supérieure à 39,5 °C. Le but était d'en isoler une dizaine parmi les malades. Un examen rapproché des chevrettes était alors effectué afin d'évaluer la présence d'une dyspnée, de jetage, de toux, et la fréquence respiratoire. Toutes ces données étaient reportées sur la fiche de commémoratifs.

Nous avons commencé les prélèvements par la réalisation du LBA. Nous préparions une seringue de 35 à 50 mL de sérum physiologique stérile, puis évaluons la longueur des voies respiratoires entre l'entrée des cavités nasales et l'arrière du coude. On coupait ensuite la sonde à la longueur retenue, majorée de 20 cm à l'aide de la lame stérile. Une tierce personne assurait la contention de la chevrete, soit en se plaçant à cheval au-dessus et en tenant la tête en extension, soit en se plaçant derrière la chevrete dressée sur ses pattes arrières, en maintenant la tête en extension (Figures 13).



[Figures 13a, 13b et 13c](#) : Contention de la chevrete. L'animal debout sur ses 4 pattes, l'éleveur assure la contention, à cheval au-dessus au niveau du thorax et maintient la tête en extension (à gauche). Debout sur les postérieurs, l'éleveur maintient la tête en extension (au milieu et à droite).

Un rapide nettoyage de l'entrée des cavités nasales était fait à l'aide d'une compresse propre (Figure 14).



Figure 14 : Nettoyage des narines avant la réalisation des prélèvements

La sonde était alors insérée dans l'une des narines, via le méat ventral jusque dans le nasopharynx (Figure 15). La tête devait être bien étendue, l'axe du chanfrein parallèle à l'axe de l'encolure. L'opérateur faisait alors progresser la sonde à travers le larynx dans la trachée.



Figure 15 : Introduction de la sonde dans le méat nasal ventral

Le passage de la sonde à cet endroit a systématiquement déclenché une toux lors de nos manipulations. Si l'animal déglutissait, la sonde était reculée puis une nouvelle

tentative était effectuée. La sonde était avancée le plus loin possible dans les bronches jusqu'à buter, afin d'arriver jusque dans les bronches les plus profondes. La seringue de sérum physiologique était alors branchée à la sonde, puis le sérum poussé lentement à travers la sonde. Une fois la seringue vidée, le liquide était aussitôt réaspiré en tirant sur le piston (Figure 16). Le volume mort était réaspiré en même temps, soit environ 4 mL (Donnée du fabricant). Dans le cas où la réaspiration est improductive, il était possible de renouveler l'instillation de sérum physiologique. Dans ce travail, nous sommes allés jusqu'à un volume maximal de 240 mL instillés, soit 4 seringues de 60 mL. Le liquide réaspiré doit être mousseux (Figure 17). Il était parfois nécessaire de bouger la sonde pour réaspirer le liquide.



Figure 16 : Réaspiration immédiate du liquide de lavage, il doit être mousseux

La sonde et la seringue étaient alors retirées et le prélèvement transféré dans un tube sec au moyen d'une aiguille neuve, identifié puis stocké au froid positif jusqu'à l'envoi au laboratoire.

Lorsque le prélèvement était raté, c'est à dire que la sonde était passée dans l'oesophage, le prélèvement avait un aspect différent (Figure 18) et n'était alors pas envoyé au laboratoire. Pour cette étude, nous nous sommes limités à deux essais par animal pour limiter les irritations causées par la sonde et par contrainte de temps.

L'écouvillonnage était réalisé par la suite, en introduisant un écouvillon dans chaque narine, le plus profondément possible, puis en tournant l'écouvillon pendant une dizaine de secondes. Les échantillons ont alors été soigneusement identifiés et conservés au froid positif avant envoi au laboratoire.



Figure 17 : Aspect mousseux de prélèvements réussis

Les prélèvements réalisés ont été envoyés au laboratoire d'analyse dans un délai de 24 à 48h. Lorsque l'envoi se fait plus de 24h après le prélèvement, les écouvillons étaient stockés au froid négatif.



Figure 18 : Aspect de prélèvements ratés (jus de rumen)

Le vétérinaire qui réalisait l'examen était alors invité à remplir le questionnaire de retour d'expérience sur la réalisation du LBA.

b. Analyses

Les analyses ont été réalisées après poolage des ENP et poolage des LBA par élevage, au laboratoire Qualyse à Champdeniers dans les Deux-Sèvres. Après culture sur gélose au sang 24h à 37°C les populations bactériennes ont été identifiées par la technique de MALDI-TOF. Cette technique utilise la spectrométrie de masse et est devenue la technique d'identification privilégiée en bactériologie (Carbonnelle et Nassif, 2011). La recherche de mycoplasmes était faite sur culture spécifique par un prestataire de service du laboratoire.

Les antibiogrammes ont été réalisés selon la technique de diffusion en milieu gélosé. Les antibiotiques testés sont ceux présentés dans le Tableau 5.

Tableau 5 : Liste des antibiotiques testés lors des antibiogrammes

Famille	Antibiotiques
Beta-lactamine	Amoxicilline
	Amoxicilline + Acide Clavulanique
	Cefalotin
	Cefalexine
	Ceftiofur
	Cefquinome
Aminosides	Gentamicine
	Kanamycine
	Néomycine
	Spectinomycine
	Streptomycine
Macrolides	Tilmicosine
	Tulathromycine
Quinolones	Acide Nalixidique
Fluoroquinolones	Danofloxacin
	Enrofloxacin
	Marbofloxacin
Tétracyclines	Tétracycline
Sulfamides et associations	Trimethoprim + sulfamides (TMPS)
Polypeptides	Colistine
Phénicolés	Florfenicol

III. Résultats

Entre février et juin 2023, nous avons pu inclure dix élevages à l'étude. Pour huit d'entre eux, il y avait des signes de maladies respiratoires chez au moins 20% des chevrettes du lot. Dans les deux élevages restants, nous avons réalisé les prélèvements hors épisode respiratoire (élevages dit « sains »). Parmi les huit élevages cliniques, un élevage a été inclu deux fois à un mois d'intervalle, soit un total de onze séries de prélèvements.

1. Faisabilité et performance des prélèvements

Dans cette partie, il sera avant tout question de la réalisation du LBA.

a. Temps de réalisation

Le calcul du temps passé est donné par les réponses au questionnaire, et se base sur le temps écoulé entre l'arrivée du vétérinaire sur place et son départ (en déduisant le temps passé pour d'éventuels autres actes sur place).

Le temps passé sur place pour la réalisation des examens cliniques et des prélèvements a varié selon les élevages de 5,5 à 20 minutes par animal (Figure 19, pour 2 élevages nous n'avons pas eu l'information). Ce temps comprenait l'examen clinique, la réalisation du LBA et la réalisation des ENP. Ces derniers prenaient en moyenne une minute pour leur réalisation et ce temps était relativement constant. Les facteurs de variations sont nombreux. Dans cette étude, l'étape qui prenait le plus de temps était systématiquement la sélection des animaux. Le plus souvent, les chevrettes étaient dans des bâtiments sans cornadis et sans moyen de contention collectif. La sélection des animaux se faisant sur la prise de température rectale, il était alors nécessaire d'attraper les animaux un par un, puis de les marquer ou de les isoler lorsque la température est au-dessus de 39,5°C. Cette étape a pu prendre énormément de temps. Il pouvait être légèrement diminué lorsque plusieurs personnes étaient disponibles pour la contention. De plus, si l'éleveur avait déjà réalisé un tri des animaux malades avant l'arrivée du vétérinaire, le temps gagné était considérable. Lorsque cela a été le cas, le temps passé a alors varié de 5,5 à 10 minutes par animal.

Un autre facteur de variation du temps passé était la contention de l'animal lors du prélèvement. Ce facteur était également déterminant pour la réussite du prélèvement. Une contention moyenne augmentait les chances de sonder l'œsophage plutôt que la trachée et donc de recommencer plusieurs fois le sondage.

Parmi les autres facteurs qui augmentent le temps passé, on a pu également trouver la réactivité et l'organisation de l'éleveur ou la dextérité et l'organisation du vétérinaire vis-à-vis d'une nouvelle technique.

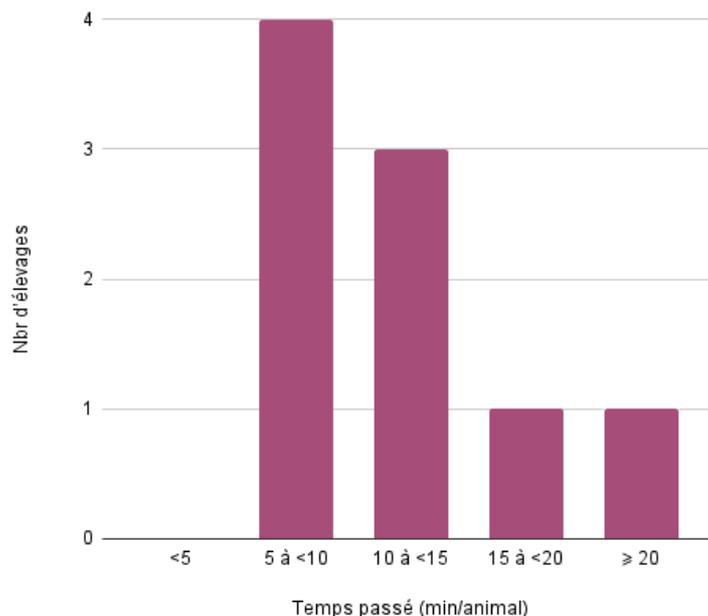


Figure 19 : Temps de réalisation des prélèvements et fréquence

b. Matériel utilisé

Lors des visites réalisées dans le cadre de ce travail, au moins un prélèvement par visite a nécessité plus d'une tentative. *On entend par tentative, le fait d'insérer la sonde via le méat ventral d'une cavité nasale. Celle-ci est réussie si la sonde arrive dans les bronches, elle est ratée lorsque la sonde arrive dans le rumen.*

Ce travail a nécessité en moyenne 1,2 sondes par animal. En revanche, il n'a pas été utilisé plus de 2 sondes par animal. Lorsqu'au deuxième essai (nouvelle sonde) le prélèvement n'était pas réussi, il était abandonné.

c. Taux de réussite

10 élevages ont été prélevés, pour 11 séries de prélèvements en tout, soit 87 animaux. 63 LBA ont été réussis (soit 72%). Le taux de réussite par élevage va de 40% (2/5 animaux prélevés) à 100% (6/6 animaux prélevés). On considère la réussite du prélèvement par la réaspiration de liquide. En effet, dans quelques cas, bien que la sonde soit effectivement dans les poumons, il n'a pas été possible de réaspirer du liquide, même après instillation d'une ou deux seringues de 40 ml de sérum physiologique supplémentaires. Ce taux de réussite a eu tendance à augmenter avec la pratique. Il variait également beaucoup en fonction de la contention de la chevrete. L'axe de la tête était un élément prépondérant pour la réussite ou l'échec du prélèvement. Un des vétérinaires participant à l'étude a pris l'initiative de faire une anesthésie locale des cavités nasales au moyen de quelques millilitres de Procamidor NDV (procaïne) et d'un embout diffuseur pour vaccin intranasal. Il rapporte que la contention a été beaucoup

plus simple ainsi (moins de résistance de la part des chevrettes). Le taux de réussite dans cet élevage a été de 90%.

Le taux de réussite a semblé également dépendre de l'âge et du gabarit des chevrettes. En effet, les taux de réussite les plus élevés ont été retrouvés chez les chevrettes les plus âgées, et donc les plus grandes. Ceci a pu s'expliquer par plusieurs hypothèses : une contention plus facile chez des animaux un peu plus grands, et du matériel proportionnellement plus petit, qui passe mieux à travers le larynx. Cette tendance devra être confirmée ou infirmée dans la suite du projet.

d. Volume réaspiré

Lorsque le prélèvement était réussi, le volume réaspiré a varié de 3 mL à 28 mL, pour un volume instillé de 30 à 240 mL. Le volume instillé ne présupait pas du volume réaspiré. Pour chaque prélèvement, il a été tenté de récupérer le maximum de liquide. Le taux de liquide réaspiré a varié de 12 à 70 %.

Si le volume de liquide réaspiré ne dépendait pas du volume instillé au départ, le fait de débrancher la seringue de sérum physiologique, pour la changer, ou pour pousser le volume mort de la sonde, réduisait considérablement les chances de réaspirer le liquide de LBA. C'est ce qui a été fait dans les deux premiers élevages. Les prélèvements réussis ont été moins nombreux et le liquide réaspiré moins important (3 à 6 mL seulement). Lorsque la réaspiration était immédiate, le taux de liquide réaspiré a varié de 50 à 70 %.

e. Coût moyen par animal

Pour la réalisation du LBA, nous avons utilisé en moyenne 1,2 sondes par animal, et 30 à 240 mL de sérum physiologique stérile. Le reste du matériel a été utilisé dans les quantités prévues, soit 1 seringue de 50 ou 30 mL, 2 aiguilles roses de 18G, une lame de scalpel, 2 compresses non stériles, 1 tube sec. Selon les prix d'achat de matériel en centrale, le coût du matériel variait entre 3,3 euros hors taxe (seringue de 30 mL, 30 mL de sérum physiologique utilisés) et 5,08 euros hors taxe (seringue de 50 mL, 240 mL de sérum physiologique) par animal. Pour avoir un diagnostic collectif, plusieurs animaux doivent être prélevés pour être le plus représentatif possible. Si l'on considère que 5 animaux prélevés sont au minimum nécessaire, cela porte le coût de matériel de 16,5 à 25,4 euros hors taxe le prélèvement collectif.

f. Complications rencontrées

Une étroite surveillance des animaux était faite après la réalisation du LBA. Pendant ce travail, nous n'avons rencontré aucune complication pendant ou après la réalisation du LBA.

g. Avis des vétérinaires

Parmi les prélèvements réalisés, cinq ont été fait par nous, et six par des vétérinaires partenaires du projet. Trois de ces six prélèvements ont été réalisés par la même personne, et les trois autres par trois personnes différentes. Trois de ces quatre vétérinaires ont évalués la réalisation du LBA comme “facile” (note de 7/10, Cf questionnaire Figure 12), et un vétérinaire comme “difficile” (note de 3/10). Les facteurs limitant rapportés par cette personne ont été le manque de pratique d’une part et la difficulté du geste d’autre part.

Un des vétérinaires avait déjà réalisé des LBA sur bovin, mais n’a pas estimé que cela l’avait aidé pour faire de même chez la chèvre. Trois vétérinaires sur les quatre ont déclaré qu’ils réutiliseraient la technique du LBA dans leur pratique quotidienne à la fin du projet.

h. Réalisation des ENP

Nous n’avons rencontré aucune difficulté lors de la réalisation des ENP. Ces prélèvements se sont passés comme prévu par le protocole, soit environ une minute par animal en tenant compte de la préparation du matériel et de l’identification soigneuse des échantillons. Deux écouvillons ont été nécessaires par animal, aucun d’entre eux n’a nécessité l’usage d’écouvillon en plus.

2. Résultats bactériologiques et antibiogrammes

Afin de faciliter l’explication des résultats dans cette partie, l’ensemble des échantillons de chaque type (LBA ou ENP) prélevé dans un élevage sera considéré comme un seul échantillon. Il y aura donc deux types de résultats par élevage, un pour les LBA, un pour les ENP.

a. Résultats des bactériologies

Sur les 11 ENP, seuls 2 ont présenté une culture bactérienne mixte à 2 types de colonies et 1 a présenté une culture bactérienne polycontaminée (3 types de colonies). Les autres ont présenté des cultures pures. Sur les LBA, 5 ont présenté une culture mixte à 2 types de colonies, 5 ont présenté des cultures pures, et 1 échantillon s’est révélé négatif. Un des élevages « sains » a présenté une culture bactérienne mixte sur écouvillon et un LBA négatif. L’autre a présenté une culture bactérienne polycontaminée sur écouvillon et une culture pure sur LBA.

Résultats sur ENP

Mannheimia haemolytica est retrouvée dans 10 échantillons sur 11, accompagnée pour 3 échantillons de *Staphylococcus aureus*, *Moraxella bovoculli* ou encore *Acinetobacter indicus*. *S. aureus* a par ailleurs été retrouvée en culture pure sur le dernier échantillon.

Résultats sur LBA

Mannheimia haemolytica est retrouvée dans 6 échantillons sur 11, dont 4 en culture pure et 2 en association avec *Bibersteinia trehalosi*. *B. trehalosi* est aussi retrouvée en association avec *S. aureus* sur 1 échantillon. *Moraxella sp* et *Staphylococcus scuiri*, *Acinetobacter spp.* et *Enterobacter cloacae*, et *Staphylococcus arlettae* ont été retrouvées sur 1 échantillon chacune. La présence de *M. argini* a été détectée sur 1 seul échantillon de LBA. Les autres échantillons se sont révélés négatifs pour les mycoplasmes.

Les résultats bruts sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 6 : Résultats bruts des analyses effectuées sur les ENP et LBA

N° Elevage	Statut	N	Résultats bactériologie classique		Résultat culture mycoplasme	
			ENP	LBA	ENP	LBA
1	M	5	<i>Mannheimia haemolytica</i> / <i>Moraxella bovoculi</i>	<i>Moraxella sp</i> / <i>Staphylococcus scuiri</i>	Neg	Neg
2	M	5	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i> / <i>Bibersteinia trehalosi</i>	Neg	Neg
4	M	6	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i> /Biberstenia <i>trehalosi</i>	Neg	<i>Mycoplasma arginini</i>
5	M	9	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Neg	Neg
6	M	10	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Neg	Neg
7	M	9	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Neg	Neg
8	M	7	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Neg	Neg
9	M	6	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Acinetobacter spp</i> / <i>Enterobacter cloacae</i>	Neg	Neg
10	M	6	<i>Mannheimia haemolytica</i>	<i>Mannheimia haemolytica</i> /Biberstenia <i>trehalosi</i>	<i>Mycoplasma Ovipneumoniae</i>	Neg
3	S	10	<i>Mannheimia haemolytica</i> / <i>Staphylococcus aureus</i>	Neg	Neg	Neg
11	S	10	<i>Mannheimia haemolytica</i> / <i>Staphylococcus aureus</i> / <i>Acinetobacter indicus</i>	<i>Staphylococcus arlettae</i>	Neg	Neg

M : malade, S : sain, N : Nombre d'animaux prélevés

Parmi tous les agents isolés, *Mannheimia haemolytica* est très majoritairement retrouvée. On note cependant qu'elle n'est pas forcément isolée sur les 2 types d'échantillons (ENP et LBA) dans un même élevage. *Bibersteinia trehalosi* est isolée uniquement sur LBA.

Les bactéries identifiées et leur abondance relative sont résumées dans la Figure 20.

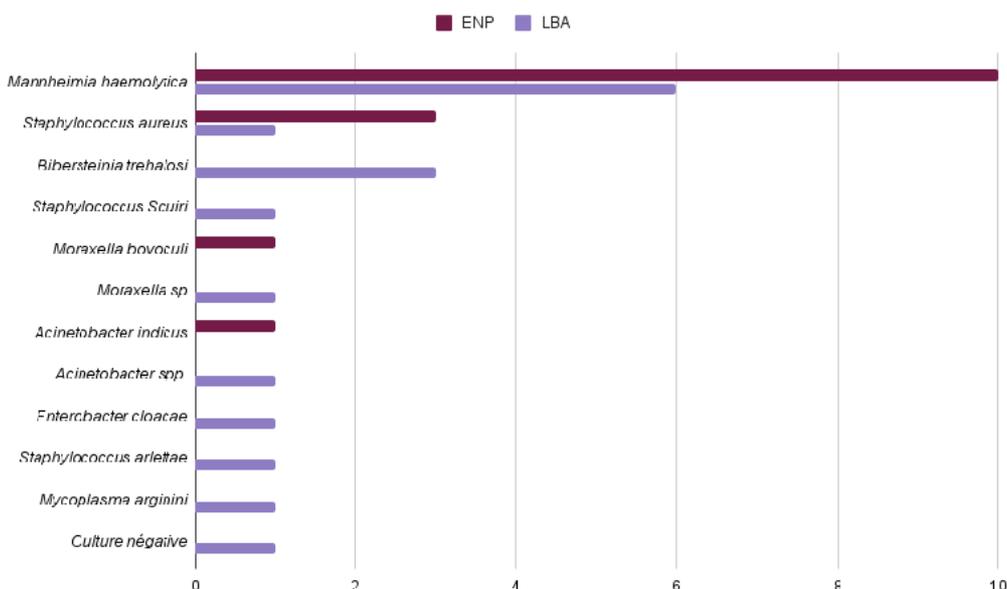


Figure 20 : Nombre d'isolement des bactéries selon la nature du prélèvement

b. Résultats des antibiogrammes

Des antibiogrammes ont été réalisés sur les souches de *Mannheimia haemolytica*, et *Bibersteinia trehalosi* retrouvées dans les LBA et sur celles retrouvées sur les ENP. Les résultats bruts sont présentés dans les tableaux suivants.

Tableau 7 : Résultats d'antibiogrammes effectués sur ENP

N° Elevage	Statut	Résultats bactériologie ENP	Résultats antibiogramme
1	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous
4	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Amoxicilline, Kanamycine, Spectinomycine, TMPS Intermédiaire : Gentamicine, Néomycine, Streptomycine, Tilmicosine, Ac. Nalixidique Sensible : Tous les autres
5	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Spectinomycine Intermédiaire : Streptomycine Sensible : Tous les autres
6	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Spectinomycine Intermédiaire : Streptomycine Sensible : Tous les autres
7	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Kanamycine, Spectinomycine, Streptomycine, Tétracycline, TMPS Intermédiaire : Néomycine, Ac. Nalixidique Sensible : Tous les autres
8	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Kanamycine, Spectinomycine, Streptomycine Intermédiaire : Amoxicilline, Cefquinome, Gentamicine, Néomycine Sensible : Tous les autres
9	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Intermédiaire : Streptomycine Sensible : Tous les autres

10	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Spectinomycine Intermédiaire : Tilmicosine Sensible : Tous les autres
3	S	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous
11	S	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous

Tableau 8 : Résultats d'antibiogrammes effectués sur LBA

N° Elevage	Statut	Résultats bactériologie LBA	Résultats antibiogramme
2	M	<i>Bibersteinia trehalosi</i>	Résistant : Tétracycline Intermédiaire : Ac. Nalixidique Sensibles : Tous les autres
4	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Spectinomycine Sensible : Tous les autres
		<i>Biberstenia trehalosi</i>	Résistant : Spectinomycine, Tétracycline Intermédiaire : Ac. Nalixidique Sensible : Tous les autres
5	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous
6	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Résistant : Kanamycine, Néomycine, Spectinomycine, Streptomycine Sensible : Tous les autres
7	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous
8	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Intermédiaire : Ac. Nalixidique Sensible : Tous les autres
10	M	<i>Mannheimia haemolytica</i>	Sensible à tous
		<i>Biberstenia trehalosi</i>	Résistant : Amoxicilline, Spectinomycine, Tétracycline, Ac. Nalixidique, Fluoroquinolones Intermédiaire : Amoxicilline + Ac. clavulanique, Kanamycine, Néomycine, Streptomycine, TMPS Sensible : Tous les autres

À la lumière de ces résultats, on constate que les profils de résistances varient selon les élevages et selon le type de prélèvements.

De plus, on constate que les souches de *M. haemolytica* retrouvées sur les écouvillons ne sont pas les mêmes que celles retrouvées sur LBA. En effet, les résistances aux antibiotiques sont systématiquement différentes entre les deux souches. Dans quatre cas, la présence de *M. haemolytica* est détectée dans le nasopharynx mais pas dans les bronches (élevage 1, 3, 9 et 11), mais jamais l'inverse.

Dans les cas de prélèvements sur animaux malades, deux LBA et un ENP provenant d'un élevage différent n'ont révélé aucune bactérie définie comme pathogène respiratoire (élevages 1 et 9 pour le LBA, élevage 2 pour l'ENP). Dans le cas des élevages sains, les LBA se sont révélés négatifs ou ont permis la détection d'une bactérie non définie comme pathogène respiratoire (*Staphylococcus arlettae*). Les ENP de ces mêmes élevages ont quant à eux révélé la présence de *M. haemolytica* dans le nasopharynx.

Partie 3 : Discussion

I. Réalisation du LBA

Plusieurs points sont à considérer :

Le temps de réalisation :

Pour rappel, les prélèvements ont duré entre 5,5 et 20 minutes par animal, entre 5,5 et 10 minutes par animal lorsque le tri des malades avait été fait avant notre arrivée. Chez les bovins, le temps de réalisation du LBA sans endoscope semble être de 1 à 10 minutes (Pardon et Buczinski, 2020). Dans notre étude, nous avons pris le temps global de réalisation d'un examen clinique (à distance et rapproché), d'un LBA et de deux ENP. Si 20 minutes par animal est un temps considérable, 6 à 10 minutes semble un temps raisonnable pour la réalisation de l'examen.

En pratique sur le terrain, ces prélèvements devraient être fait sur un certain nombre d'animaux afin d'augmenter la représentativité des résultats. Cela porterait le temps de prélèvement de 30 à 50 minutes si l'on prélève 5 animaux, temps qui peut être majoré selon le taux d'échec.

Le matériel et les coûts :

Le matériel utilisé pour réaliser des LBA est assez simple à obtenir et peut aisément faire partie du matériel indispensable dans la voiture du vétérinaire praticien. De plus, il est relativement peu coûteux. Nous n'avons pas de quoi stériliser du matériel plastique à disposition, mais les sondes pourraient être restérilisées après usage pour limiter le coût.

Le taux de réussite et le volume réaspiré :

Le volume récupéré lors des prélèvements dans cette étude semble coïncider avec les valeurs retrouvées lors de LBA chez le bovin (12 à 73,8 % chez le bovin contre 12 à 70% dans cette étude) (Pardon et Buczinski, 2020). En revanche, en ce qui concerne le taux de réussite, très peu de données sont disponibles. Selon les retours d'expérience de réalisation de LBA à l'hôpital de Médecine des Animaux d'Élevage de l'école vétérinaire de Nantes, le taux de réussite chez le bovin serait estimé à environ 2 sur 3. Nos résultats semblent proches de cette estimation (72%).

Les complications :

Les complications rapportées dans la littérature sont des hémorragies nasales ou pulmonaires, une insuffisance respiratoire suite à l'instillation d'une trop grande quantité de sérum physiologique ou encore une perforation des bronches (Pardon et Buczinski, 2020). Lors de nos 87 prélèvements, nous n'avons observé aucune de ces complications. Il n'est cependant pas impossible que d'ici la fin de l'étude en 2024 certaines d'entre elles soient observées sur d'autres animaux, et les vétérinaires ainsi que les éleveurs ont été informés de la possibilité d'occurrence de ces problèmes.

La réalisation du LBA est possible et les performances de prélèvements chez les caprins sont proches de celles réalisées chez les bovins. L'examen en lui-même ne requiert qu'un peu de pratique pour arriver à ces résultats, et son exécution semble à portée de n'importe quel vétérinaire. Les complications potentielles n'ont pas été observées dans notre étude.

II. Données bactériologiques

1. Espèces et souches bactériennes

On s'attendait à retrouver *Mannheimia haemolytica* étant donné qu'elle fait partie de la flore commensale des cavités nasales, et c'était effectivement le cas. Elle a été l'espèce la plus isolée, tous prélèvements confondus.

En revanche, les espèces de bactéries retrouvées dans les cavités nasales via l'ENP ne sont pas systématiquement retrouvées dans le LBA (élevages 1, 3, 9 et 11). De plus lorsque la même espèce est retrouvée dans les deux prélèvements, nous avons réalisé un antibiogramme révélant qu'il ne s'agissait pas des mêmes souches (élevages 4, 5, 6, 7, 8, 10).

Dans la littérature, la fiabilité du LBA apparaît discutable, notamment à cause du risque de contamination lors du passage des cavités nasales (Pardon et Buczinski, 2020). Or ces résultats semblent pourtant indiquer que la contamination lors du passage des cavités nasales est limitée. En effet, dans 10 cas sur 11 au moins le résultat est différent entre les deux types de prélèvement. Dans le 11ème cas (élevage 2), cette différence de souche bactérienne (*S. aureus*) entre ENP et LBA n'a pas été recherchée, nous n'avons fait des antibiogrammes que sur les bactéries à tropisme respiratoire.

Les autres bactéries retrouvées sur nos prélèvements tels que *Staphylococcus scuri*, *Staphylococcus aureus* ou encore *Staphylococcus arlettae* semblent coïncider avec les résultats retrouvés sur les flores commensales des chèvres (Ngatia *et al.*, 1985 ; Emikpe *et al.*, 2009). *Moraxella sp* est quant à elle fréquemment retrouvée dans la flore commensale des voies respiratoires des bovins (Timsit *et al.*, 2020). Dans le cas de notre travail, ces quatre bactéries pourraient faire partie du microbiote respiratoire normal de la chevrete. Les autres bactéries retrouvées telles *Acinetobacter indicus* et *Enterobacter cloacae* semblent être des bactéries fréquemment retrouvées dans l'environnement. Elles sont décrites comme pathogènes opportunistes chez l'homme et auraient un rôle de réservoir pour les résistances aux antibiotiques, en particulier en milieu hospitalier (Guérin, 2015 ; Chen *et al.*, 2020).

2. Antibiorésistances

Sur les 17 souches de *M. haemolytica* retrouvées dans nos prélèvements, 6 se sont révélées sensibles à tous les antibiotiques testés. Les 11 autres présentent des résistances variables, mais la famille d'antibiotiques la plus concernée par ces résistances semble être celle des aminosides (9/11). Selon les données Resapath, chez les caprins, la résistance des pasteurelles *sensu lato* à la streptomycine est fréquente en France (37% de sensibilité en 2021). On retrouve d'ailleurs cette tendance chez les ovins et les bovins en France (respectivement 12% et 10% de sensibilité pour *M. haemolytica*), mais aussi au Canada (16,2% de sensibilité) (Awosile *et al.*, 2018). Concernant les autres aminosides (kanamycine, spectinomycine, néomycine et gentamicine), peu de données existent en ce qui concerne les bactéries isolées sur petits ruminants. Néanmoins, quelques résultats semblent indiquer une bonne sensibilité de *M. haemolytica* isolée chez la chèvre à la gentamicine (Nielsen *et al.*, 2021 ; Hariharan *et al.*, 2016).

Deux souches de *M. haemolytica* trouvée sur ENP (élevages 4 et 7) se sont révélées résistantes aux triméthoprim-sulfamides (TMPS) et à l'amoxicilline. Si l'on compare avec les données disponibles, *M. haemolytica* semble avoir une sensibilité élevée aux TMPS (98% chez les ovins en France en 2021 selon le Resapath) et à l'amoxicilline (88%). Les souches retrouvées sur ENP des élevage 4 et 7 semblent donc se distinguer par rapport à la moyenne nationale.

Concernant les souches de *Bibersteinia trehalosi* identifiées sur nos prélèvements, elles montrent toutes une résistance aux tétracyclines. En Europe, cette résistance semble peu présente, en revanche, elle semble présente en Amérique du Nord (Nielsen *et al.*, 2021).

Les données que nous avons recueillies semblent faire écho à celles retrouvées dans différentes études en Europe et Amérique du Nord. Cependant, il semble difficile de pouvoir dégager des tendances robustes étant donné le faible nombre d'échantillons que nous avons recueilli, et le nombre assez faible d'études réalisées sur l'antibiorésistance des pasteurelles chez les petits ruminants (Nielsen *et al.*, 2021). Ces données demandent donc à être complétées lors de la suite du projet Pulmoscope.

III. Comparaison LBA vs ENP

Il existe une différence significative de temps et de coût de réalisation entre les ENP et le LBA. En effet, l'écouvillonnage nasal profond est facile à réaliser, rapide (moins d'une minute par animal) et très peu coûteux en matériel (30 à 70 centimes d'euros l'unité hors taxes selon le type d'écouvillon). Le LBA est plus coûteux en matériel et un peu plus long à réaliser. Cependant, avec de la pratique, le temps de réalisation tend à diminuer.

Néanmoins, chez les bovins, la pertinence de l'ENP et du LBA n'est pas la même lors de la recherche étiologique des maladies respiratoires concernant les voies respiratoires profondes. En effet, la spécificité de l'ENP est discutée du fait du lieu de

prélèvement. En cas d'atteinte des voies respiratoires profondes, le LBA ou l'ATT semblent plus indiqués. Ce raisonnement semble pouvoir également s'appliquer aux caprins dans notre étude.

Avec nos résultats, nous avons constaté que la souche bactérienne de *M. haemolytica* prélevée en profondeur était systématiquement différente de celle prélevée dans les cavités nasales. De plus, les souches de *B. trehalosi* retrouvées n'ont été mises en évidence que sur LBA. Dans le cas d'une atteinte respiratoire profonde, le LBA serait donc plus adapté que l'ENP lors de la recherche étiologique. Dans une étude réalisée en 2017, Van Driessche *et al.* ont mis en évidence le fait que la contamination était plus importante sur les ENP, ce qui augmentait le risque de faux positifs.

Les avantages et les inconvénients de chaque technique sont présentés dans le tableau 9.

Tableau 9 : Récapitulatif de comparaison du LBA et de l'ENP

	LBA	ENP
<i>Lieu de prélèvement</i>	Bronches pulmonaires	Muqueuse nasopharyngée
<i>Coût matériel par animal (Hors Taxes)</i>	3-5 euros	0,6-1,4 euros
<i>Temps de réalisation</i>	environ 5 à 10 min	< 1min
<i>Difficulté</i>	+	-
<i>Risque de contamination</i>	+	+++
<i>Intérêt en bactériologie*</i>	+++	+/-
<i>Intérêt en virologie*</i>	+++	+++

* ces données sont extrapolées d'après les travaux conduits sur des bovins

En outre, il semblerait que le LBA permette d'obtenir de meilleurs résultats en bactériologie mais aussi en virologie, comparé à l'ATT (Meyer *et al.*, 2011) du fait du lieu de prélèvement (poumons VS trachée) et du volume récupéré. Cela en fait donc un examen complémentaire particulièrement approprié lors de la recherche étiologique, puisqu'il permettrait d'obtenir des informations en bactériologie et en virologie, là où l'ENP ne serait performant qu'en virologie.

Dans notre étude, nous n'avons pas de résultats en ce qui concerne la virologie. Ces analyses seront faites *a posteriori* et permettront de compléter les résultats présents.

Malgré son coût plus élevé, le LBA semble fournir des résultats plus précis que l'ENP lors d'un diagnostic étiologique de maladie respiratoire. Malgré le fait que l'ATT comporte moins de risques de contamination, il semble moins adapté car plus cher, plus invasif, et moins représentatif de part la localisation du prélèvement. Le LBA semble alors présenter le meilleur rapport coût/fiabilité du résultat.

IV. Limites à la mise en oeuvre du LBA en pratique de routine

Plusieurs facteurs peuvent constituer des entraves à l'utilisation du LBA en routine, le premier point critique étant le savoir-faire. Le taux d'échec peut en effet décourager le vétérinaire praticien. Le deuxième point critique pourrait être le coût de l'examen. En effet, si le coût hors taxes du matériel est relativement raisonnable, le temps nécessaire à la réalisation de ces prélèvements est important et doit être valorisé par le vétérinaire. Cependant, cette réalité existe pour tout type d'examen complémentaire : le temps passé diminue et le taux de réussite s'améliore avec la pratique, rendant l'examen de plus en plus rentable.

Par ailleurs, l'élevage de chèvres en France est souvent intensif et hors-sol, et sa conduite peut se rapprocher d'une conduite "industrielle" telle qu'en production de volaille ou de porc. La taille des troupeaux est souvent telle que la perte d'un ou deux individus, parmi le troupeau de renouvellement, n'est pas une problématique majeure. Dans ces conditions, la réalisation d'autopsies et de prélèvements post mortem semblent moins contraignante. De plus, étant donnée la vitesse de propagation des bronchopneumonies au sein des lots de jeunes caprins, le recours aux antibiotiques en première intention avant même la visite du vétérinaire est souvent pratiqué. La réalisation d'examens complémentaires est de ce fait *a minima* reportée en post traitement, ce qui modifie les résultats, notamment en ce qui concerne les antibiogrammes, voire complètement abandonnée.

Conclusion

Les maladies respiratoires sont fréquentes en élevage caprin, notamment chez les jeunes. Le recours aux antibiotiques en première intention est souvent utilisé, avant même une visite du vétérinaire. En effet, du fait de la faible valeur économique individuelle des chevrettes et chevreaux, peu d'examens complémentaires sont réalisés du vivant de l'animal. Lorsqu'il y a de la mortalité, les autopsies sont en revanche facilement pratiquées. Cependant, afin de déterminer une cause étiologique précise, les prélèvements doivent être fait sur un animal mort depuis peu et en faisant attention aux conditions d'asepsie, ce qui est rarement fait en pratique.

L'objectif de ce travail était d'évaluer la faisabilité de deux examens complémentaires en routine : le Lavage Broncho-Alvéolaire et l'Ecouvillonnage Naso-Pharyngé. Il comporte deux volets : la réalisation technique (geste, matériel nécessaire, temps passé...) et les résultats préliminaires de bactériologie pour chaque type de prélèvement. Afin d'apporter des éléments de réponse à ces questionnements, nous avons inclus 10 élevages, soit 87 chevrettes dans notre étude. Deux élevages étaient considérés comme sains, les autres ont été prélevés lors d'épisodes respiratoires.

Les premiers résultats sont encourageants quant à la faisabilité technique du LBA. Le taux de réussite et le temps nécessaire sont deux facteurs limitants, qui tendent cependant à s'améliorer avec la pratique. Par ailleurs, le matériel utilisé pour le LBA est facile à obtenir, et son coût est limité, soit environ 3 à 5 euros hors taxes par animal. Le fait que l'origine du prélèvement soit les voies respiratoires profondes en fait un examen particulièrement intéressant dans la recherche étiologique des maladies respiratoires. Nous avons en effet pu mettre en évidence que les résultats d'ENP différaient de ceux des LBA. Ces derniers deviennent donc plus spécifiques de la maladie.

Parmi les limites identifiées à l'usage en routine du LBA et avant tout traitement antibiotique, la conduite d'élevage semble le facteur faisant le plus varier les résultats. En effet, la mise en place rapide de traitements antibiotiques métaphylactiques dans l'élevage se fait souvent avant même l'arrivée du vétérinaire. Toutefois, les nouvelles contraintes de prescription du médicament vétérinaire pourraient rendre nécessaires les examens complémentaires pour mettre en place les traitements métaphylactiques. Le LBA devient alors l'examen de choix dans le cas des bronchopneumonies infectieuses collectives.

Les résultats obtenus lors de ce travail doivent encore être complétés par une recherche de virus et un séquençage. La connaissance des populations bactériennes et virales des voies respiratoires des caprins pourraient servir à améliorer la prise en charge de ces maladies respiratoires et permettre une meilleure utilisation des antibiotiques en élevage caprin.

Références bibliographiques

- Abadie et Thiéry (2008) « Caractérisation sérologique des souches de *Mannheimia haemolytica* et *Pasteurella trehalosi* présentes dans les fosses nasales d'ovins et de caprins d'élevages du département des Alpes-Maritimes (France) », *Revue de Médecine Vétérinaire*, 159(2), p. 101-106.
- Abadie et Thiéry, R. (2006) « Pasteurelloses des petits ruminants : actualité en matière de sérotypage de *Mannheimia haemolytica* et de *Pasteurella trehalosi* », *Revue de Médecine Vétérinaire*, 157, p. 530-534.
- Analisis de datos* (2023). Disponible sur : <https://www.exopol.com/es/servicios/estadisticas.php> (Consulté le : 15 février 2023).
- Angen, Ø. *et al.* (2009) « Respiratory disease in calves : Microbiological investigations on trans-tracheally aspirated bronchoalveolar fluid and acute phase protein response », *Veterinary Microbiology*, 137(1-2), p. 165-171. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2008.12.024>.
- ANSES (2012) *Observatoire Régional des Maladies Caprines DISPOSITIF OMACAP-LABORATOIRES synthèse du BILAN 2012*, <https://sante-chevres.fr/OMACAP>. Disponible sur : <https://sante-chevres.fr/IMG/pdf/plaquette-lab-2012.pdf> (Consulté le : 15 février 2023).
- Arnal, J.L. *et al.* (2021) « Capsular type diversity of *Mannheimia haemolytica* determined by multiplex real-time PCR and indirect hemagglutination in clinical isolates from cattle, sheep, and goats in Spain », *Veterinary Microbiology*, 258, p. 109121. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2021.109121>.
- Assmann, L. (2021) *Les chiffres clés du GEB Caprins 2021*, <https://idele.fr/detail-article/les-chiffres-cles-du-geb-caprins-2021>. ISSN 124168528. IDELE.
- Awosile, B. *et al.* (2018) « Antimicrobial resistance in mastitis, respiratory and enteric bacteria isolated from ruminant animals from the Atlantic Provinces of Canada from 1994-2013. », *PubMed*, 59(10), p. 1099-1104. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30510316>.
- Barone, R. (2009) *Anatomie comparée des mammifères domestiques : appareil digestif, appareil respiratoire. Splanchnologie I. Tome troisième*. pp 699-705
- Berrag, B. *et al.* (1997) « Bronchoalveolar cellular responses of goats following infections with *Muellerius capillaris* (Protostrongylidae, Nematoda) », *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 58(1), p. 77-88. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/s0165-2427\(96\)05741-8](https://doi.org/10.1016/s0165-2427(96)05741-8).
- « *Bibersteinia trehalosi* infection in cattle and sheep » (2015) *Veterinary Record*, 176(8), p. 195-198. Disponible sur : <https://doi.org/10.1136/vr.h603>.
- Bousquet, C. (2002) *Pathologie caprine en Deux-Sèvres : État des lieux et impact sur les niveaux de réforme et de mortalité*. Thèse pour obtenir le grade de docteur vétérinaire. Université Paul Sabatier de Toulouse. 154p.
- Capik, S.F. *et al.* (2017) « Comparison of the diagnostic performance of bacterial culture of nasopharyngeal swab and bronchoalveolar lavage fluid samples obtained from calves with bovine respiratory disease », *American Journal of Veterinary Research*, 78(3), p. 350-358. Disponible sur : <https://doi.org/10.2460/ajvr.78.3.350>.
- Carbonnelle, E. et Nassif, X. (2011) « Utilisation en routine du MALDI-TOF-MS pour l'identification des pathogènes en microbiologie médicale », *M S-medicine Sciences*, 27(10), p. 882-888. Disponible sur : <https://doi.org/10.1051/medsci/20112710017>.
- Chakraborty, S. *et al.* (2014) « Advances in Diagnosis of Respiratory Diseases of Small Ruminants », *Veterinary Medicine International*, 2014, p. 1-16. Disponible sur : <https://doi.org/10.1155/2014/508304>.
- Chartier, C. (2018) *Pathologie caprine : Du diagnostic à la prévention*. 2ème. Les Editions du Point Vétérinaire.
- Chartier, C. et Reche, B. (1992) « Gastrointestinal helminths and lungworms of French dairy goats : Prevalence and geographical distribution in Poitou-Charentes », *Veterinary Research Communications*, 16(5), p. 327-335. Disponible sur : <https://doi.org/10.1007/bf01839182>.

- Chatelain, E. (1987) *Atlas d'anatomie de la chèvre : Capra hircus L.* Editions Quae.
- Chen, Y. *et al.* (2020) « Characterization of *Acinetobacter indicus* co-harboring tet(X3) and blaNDM-1 of dairy cow origin », *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 75(9), p. 2693-2696. Disponible sur : <https://doi.org/10.1093/jac/dkaa182>.
- Couëtil, L.L. et Thompson, C.B. (2020) « Airway Diagnostics », *Veterinary Clinics of North America-equine Practice*, 36(1), p. 87-103. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2019.12.006>.
- Daniele, R.P. *et al.* (1985) « Bronchoalveolar Lavage : Role in the Pathogenesis, Diagnosis, and Management of Interstitial Lung Disease », *Annals of Internal Medicine*, 102(1), p. 93. Disponible sur : <https://doi.org/10.7326/0003-4819-102-1-93>.
- Deshpande, R.R. *et al.* (2021) « Cytological evaluation of bronchoalveolar lavage fluid in Osmanabadi goats », *Indian Journal of Small Ruminants* [Preprint]. Disponible sur : <https://doi.org/10.5958/0973-9718.2021.00042.8>.
- Diplomate, M.C.S.D. et Sherman, D.C.D.M., DVM (2009) « Respiratory System », *Wiley-Blackwell eBooks*, p. 339-376. Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/9780813818825.ch9>.
- Ehrhardt, N., Despres, J. et Pouquet, X. (2013) *Bilans du dispositif OMACAP - BSE Valorisation des bilans sanitaires d'élevages 2012/13*. Disponible sur : <https://sante-chevres.fr/IMG/pdf/plaquette-bse-2012-13.pdf> (Consulté le : 15 février 2023).
- Emikpe, Oyero et Akpavie (2009) « Isolation and Antibiogram of Aerobic Nasal Bacterial Flora of Apparently Healthy West African Dwarf Goats », *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 69(1), p. 17-21.
- Gaafar, H.A. *et al.* (1992) « The Effect of Ammonia on the Respiratory Nasal Mucosa of Mice », *Acta Otolaryngologica*, 112(2), p. 339-342. Disponible sur : <https://doi.org/10.1080/00016489.1992.11665429>.
- Giacottino, C. (2018) *Intérêt de l'échographie dans le diagnostic des lésions pulmonaires chez les caprins : faisabilité expérimentale*. Thèse pour l'obtention du diplôme d'Etat de docteur vétérinaire. Faculté de médecine de Nantes. 179p.
- Guérin, F. (2015) « Infections à *Enterobacter cloacae* complex : résistance aux antibiotiques et traitement », *Journal des Anti-Infectieux*, 17(3), p. 79-89. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.antinf.2015.03.002>.
- Hariharan, H. *et al.* (2016) « Gram-Negative Bacteria from Pharynx and Nasal Cavity of Domestic Goats in Grenada, and Resistance of *Mannheimia haemolytica* and *Bibersteinia trehalosi* to Tulathromycin and Trimethoprim-Sulfamethoxazole », *British microbiology research journal*, 11(1), p. 1-8. Disponible sur : <https://doi.org/10.9734/bmrj/2016/21925>.
- Hawkins, E.C., DeNicola, D.B. et Kuehn, N.F. (1990) « Bronchoalveolar Lavage in the Evaluation of Pulmonary Disease in the Dog and Cat », *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 4(5), p. 267-274. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.1990.tb03120.x>.
- Hogea, S.-Ş. *et al.* (2020) « Bronchoalveolar lavage : role in the evaluation of pulmonary interstitial disease », *Expert Review of Respiratory Medicine*, 14(11), p. 1117-1130. Disponible sur : <https://doi.org/10.1080/17476348.2020.1806063>.
- Holman, D.B. *et al.* (2017) « Metagenomic Sequencing of Bronchoalveolar Lavage Samples from Feedlot Cattle Mortalities Associated with Bovine Respiratory Disease », *Genome Announcements*, 5(40). Disponible sur : <https://doi.org/10.1128/genomea.01045-17>.
- Irving, S.A. *et al.* (2012) « Comparison of Nasal and Nasopharyngeal Swabs for Influenza Detection in Adults », *Clinical Medicine & Research*, 10(4), p. 215-218. Disponible sur : <https://doi.org/10.3121/cmr.2012.1084>.
- Johnson, L. *et al.* (2013) « Microbiologic and Cytologic Assessment of Bronchoalveolar Lavage Fluid from Dogs with Lower Respiratory Tract Infection : 105 Cases (2001-2011) », *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 27(2), p. 259-267. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/jvim.12037>.
- Le Corre, S. (2017) *Intérêt diagnostic d'une analyse cytologique sur un mélange de liquides de lavages bronchoalvéolaires issus des poumons droit et gauche chez un même cheval*. Thèse pour le diplôme d'Etat de docteur vétérinaire. Faculté de Médecine de Nantes. 87p

- Lehmkuhl, H.D., Smith, M.N.K. et Cutlip, R.C. (1980) « Morphogenesis and structure of caprine respiratory syncytial virus », *Archives of Virology*, 65(3-4), p. 269-276. Disponible sur : <https://doi.org/10.1007/bf01314543>.
- Li, W. *et al.* (2014) « A novel parainfluenza virus type 3 (PIV3) identified from goat herds with respiratory diseases in eastern China », *Veterinary Microbiology*, 174(1-2), p. 100-106. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2014.08.027>.
- Li, W. *et al.* (2016) « Pathogenicity and horizontal transmission studies of caprine parainfluenza virus type 3 JS2013 strain in goats », *Virus Research*, 223, p. 80-87. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2016.06.021>.
- Lurier, T. *et al.* (2018) « Diagnosis of bovine dictyocaulosis by bronchoalveolar lavage technique : A comparative study using a Bayesian approach », *Preventive Veterinary Medicine*, 154, p. 124-131. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2018.03.017>.
- Martin, W. (1983) « Respiratory diseases induced in small ruminants by viruses and mycoplasma », *Revue Scientifique Et Technique De L Office International Des Epizooties*, 2(2), p. 311-378. Disponible sur : <https://doi.org/10.20506/rst.2.2.116>.
- Mc Cracken, T.O., Kainer, R.A. et Spurgeon, T.L. (2017) *Atlas d'anatomie des animaux de rente*. Med'com.
- McCauley, M. *et al.* (1998) « Unguided bronchoalveolar lavage techniques and residual effects in dogs », *Australian Veterinary Journal*, 76(3), p. 161-165. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1998.tb10119.x>.
- Meyer *et al.* (2011) « Prélèvements en pathologie respiratoire bovine et incidence du diagnostic étiologique sur les résultats », *Bulletin des GTV*, n°61(Septembre 2011), p. p27-36.
- Meyer, K.C. (2007) « Bronchoalveolar Lavage as a Diagnostic Tool », *Seminars in Respiratory and Critical Care Medicine*, 28(5), p. 546-560. Disponible sur : <https://doi.org/10.1055/s-2007-991527>.
- Meyer, K.C. *et al.* (2012) « An Official American Thoracic Society Clinical Practice Guideline : The Clinical Utility of Bronchoalveolar Lavage Cellular Analysis in Interstitial Lung Disease », *American Journal of Respiratory and Critical Care Medicine*, 185(9), p. 1004-1014. Disponible sur : <https://doi.org/10.1164/rccm.201202-0320st>.
- Mombeni, E.G. *et al.* (2021) « Molecular characterization of Mannheimia haemolytica associated with ovine and caprine pneumonic lung lesions », *Microbial Pathogenesis*, 153, p. 104791. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2021.104791>.
- Mousa, W.S. *et al.* (2021) « Clinical, histopathological, and molecular characterization of Mycoplasma species in sheep and goats in Egypt », *Veterinary World*, p. 2561-2567. Disponible sur : <https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.2561-2567>.
- Nagaraja, K.V. *et al.* (1983) « Scanning electron microscopic studies of adverse effects of ammonia on tracheal tissues of turkeys. », *PubMed*, 44(8), p. 1530-6. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6625303>.
- Ngatia, T. *et al.* (1985) « Nasal bacterial flora of clinically normal goats », *Journal of Comparative Pathology*, 95(3), p. 465-468. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/0021-9975\(85\)90051-9](https://doi.org/10.1016/0021-9975(85)90051-9).
- Nielsen, S. *et al.* (2021) « Assessment of animal diseases caused by bacteria resistant to antimicrobials : sheep and goats », *EFSA Journal*, 19(12). Disponible sur : <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2021.6956>.
- Nietfeld, J.C. (2001) « Chlamydial Infections in Small Ruminants », *Veterinary Clinics of North America-food Animal Practice*, 17(2), p. 301-314. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/s0749-0720\(15\)30030-x](https://doi.org/10.1016/s0749-0720(15)30030-x).
- Pardon, B. et Buczinski, S. (2020) « Bovine Respiratory Disease Diagnosis », *Veterinary Clinics of North America-food Animal Practice*, 36(2), p. 425-444. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2020.03.005>.
- Pasche, A. (2012) *Utilité clinique du lavage bronchoalvéolaire*. Disponible sur : <https://www.revmed.ch/revue-medicale-suisse/2012/revue-medicale-suisse-363/utilite-clinique-du-lavage-bronchoalveolaire>.
- Perkins, G.A. *et al.* (2008) « Detection of Equine Herpesvirus-1 in Nasal Swabs of Horses by Quantitative Real-Time PCR », *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 22(5), p. 1234-1238. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.2008.0172.x>.

- Poletti, V. *et al.* (2011) « Bronchoalveolar Lavage. Technical Notes », *Monaldi archives for chest disease* [Preprint]. Disponible sur : <https://doi.org/10.4081/monaldi.2011.239>.
- Pringle *et al.* (1988) « Bronchoalveolar lavage of cranial and caudal lung regions in selected normal calves : cellular, microbiological, immunoglobulin, serological and histological variables. », *Canadian journal of veterinary research*, 52(2), p. p239-248.
- Pugh (2002) *Sheep and Goat Medicine*. 1st edn. Saunders.
- Redondo, E. *et al.* (1994) « Spontaneous Bovine Respiratory Syncytial Virus Infection in Goats : Pathological Findings », *Journal of Veterinary Medicine Series B-infectious Diseases and Veterinary Public Health*, 41(1-10), p. 27-34. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1994.tb00202.x>.
- Reinaud, F. (sans date) *Le lavage broncho-alvéolaire : pour compléter le diagnostic*. Disponible sur : <https://www.concilio.com/pneumologie-examens-lavage-broncho-alveolaire-lba#:~:text=Elle%20consiste%20%C3%A0%20injecter%20par,par%20le%20fibroscope%20et%20a%20nalys%20%C3%A9e>.
- Roblin (2017) « Prise en charge des pneumonies chez la chèvre : diversifions les approches », *Bulletin des GTV*, 88(Décembre), p. 83-89.
- Roussillon, C. (2016) *Bactériologie des lavages broncho-alvéolaires chez les carnivores domestiques. Etude rétrospective de 165 cas présentés en consultation à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort entre 2008 et 2015*. Thèse de doctorat vétérinaire. 191p.
- Saad, M.Z. *et al.* (1996) « The goat as a model for studies of pneumonic pasteurellosis caused by *Pasteurella multocida* », *British Veterinary Journal*, 152(4), p. 453-458. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/s0007-1935\(96\)80039-x](https://doi.org/10.1016/s0007-1935(96)80039-x).
- Sheehan, M.C. *et al.* (2005) « New transtracheal bronchoalveolar lavage technique for the diagnosis of respiratory disease in sheep », *Veterinary Record*, 157(11), p. 309-313. Disponible sur : <https://doi.org/10.1136/vr.157.11.309>.
- Smith, B.P., Van Metre, D.C. et Pusterla, N. (2019) *Large Animal Internal Medicine*. 6th edn. Mosby.
- Smith, M.C. et Sherman, D.M. (1994) *Goat Medicine*. John Wiley & Sons.
- Smith, M.L. et Sherman, D.H. (2009) « Goat Medicine », *Wiley-Blackwell eBooks* [Preprint]. Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/9780813818825>.
- Spf (2019) *Consommation d'antibiotiques et résistance aux antibiotiques en France : une infection évitée, c'est un antibiotique préservé !* Disponible sur : <https://www.santepubliquefrance.fr/maladies-et-traumatismes/infections-associees-aux-soins-et-resistance-aux-antibiotiques/resistance-aux-antibiotiques/documents/rapport-synthese/consommation-d-antibiotiques-et-resistance-aux-antibiotiques-en-france-une-infection-evitee-c-est-un-antibiotique-preserve>.
- Suavet, F. *et al.* (2016) « First Description of Infection of Caprine Herpesvirus 1 (CpHV-1) in Goats in Mainland France », *Pathogens*, 5(1), p. 17. Disponible sur : <https://doi.org/10.3390/pathogens5010017>.
- Tableaux de sensibilité* (2021). Disponible sur : <https://shiny-public.anses.fr/resapath2/> (Consulté le : 3 mai 2023).
- Timsit, E. *et al.* (2020) « Respiratory Bacterial Microbiota in Cattle », *Veterinary Clinics of North America-food Animal Practice*, 36(2), p. 297-320. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2020.03.001>.
- Tsang, N. *et al.* (2021) « Diagnostic performance of different sampling approaches for SARS-CoV-2 RT-PCR testing : a systematic review and meta-analysis », *Lancet Infectious Diseases*, 21(9), p. 1233-1245. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(21\)00146-8](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(21)00146-8).
- Urban, D., Chevance, A. et Moulin, G. (2022) *Suivi des ventes de médicaments vétérinaires contenant des antibiotiques en France en 2021*, <https://www.anses.fr/fr/portails/1808/content/152848>. ANSES.
- User, S. (sans date) *GDS Centre - CAEV*. Disponible sur : <http://www.gdscentre.fr/index.php/navbar-caprins-2/c-sanitaire/c-patho/caev>.
- Van Driessche, L. *et al.* (2016) « Effect of sedation on the intrapulmonary position of a bronchoalveolar lavage catheter in calves », *Veterinary Record*, 179(1), p. 18. Disponible sur : <https://doi.org/10.1136/vr.103676>.

- Van Driessche, L. *et al.* (2017) « A Deep Nasopharyngeal Swab Versus Nonendoscopic Bronchoalveolar Lavage for Isolation of Bacterial Pathogens from Preweaned Calves With Respiratory Disease » , *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 31(3), p. 946-953. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/jvim.14668>.
- Van Driessche, L. *et al.* (2019) « Rapid identification of respiratory bacterial pathogens from bronchoalveolar lavage fluid in cattle by MALDI-TOF MS » , *Scientific Reports*, 9(1). Disponible sur : <https://doi.org/10.1038/s41598-019-54599-9>.
- Van Driessche, L. *et al.* (2020) « Storage time and temperature affect the isolation rate of Mannheimia haemolytica and Pasteurella multocida from bovine bronchoalveolar lavage samples » , *BMC Veterinary Research*, 16(1). Disponible sur : <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02456-7>.
- Van Leenen, K. *et al.* (2020) « Associations of barn air quality parameters with ultrasonographic lung lesions, airway inflammation and infection in group-housed calves » , *Preventive Veterinary Medicine*, 181, p. 105056. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105056>.
- Voigt, K.-H. *et al.* (2007) « PCR examination of bronchoalveolar lavage samples is a useful tool in pre-clinical diagnosis of ovine pulmonary adenocarcinoma (Jaagsiekte) » , *Research in Veterinary Science*, 83(3), p. 419-427. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2007.02.001>.
- Williamson (2000) « Caseous Lymphadenitis in Small Ruminants » , *Veterinary Clinics of North America : Food Animal Practise*, 17(2), p. p359-371. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/S0749-0720\(15\)30033-5](https://doi.org/10.1016/S0749-0720(15)30033-5).
- Wölfel-Duchek, M. *et al.* (2022) « Sensitivity and Specificity of SARS-CoV-2 Rapid Antigen Detection Tests Using Oral, Anterior Nasal, and Nasopharyngeal Swabs : a Diagnostic Accuracy Study » , *Microbiology spectrum*, 10(1). Disponible sur : <https://doi.org/10.1128/spectrum.02029-21>.
- World Organisation for Animal Health (2023a) *Clavelée et variole caprine - OMSA - Organisation mondiale de la santé animale*. Disponible sur : [https://www.woah.org/fr/maladie/clavelee-et-variole-caprine/#:~:text=La%20clavel%C3%A9e%20et%20la%20variole,les%20poumons\)%20et%20la%20mort.](https://www.woah.org/fr/maladie/clavelee-et-variole-caprine/#:~:text=La%20clavel%C3%A9e%20et%20la%20variole,les%20poumons)%20et%20la%20mort.)
- World Organisation for Animal Health (2023b) *Pleuropneumonie contagieuse caprine - OMSA - Organisation mondiale de la santé animale*. Disponible sur : [https://www.woah.org/fr/maladie/pleuropneumonie-contagieuse-caprine/#:~:text=La%20pleuropneumonie%20contagieuse%20caprine%20\(PPCC,cairipneumoniae%20\(Mc cp\).](https://www.woah.org/fr/maladie/pleuropneumonie-contagieuse-caprine/#:~:text=La%20pleuropneumonie%20contagieuse%20caprine%20(PPCC,cairipneumoniae%20(Mc cp).)
- Yeşilbağ, K. et Güngör, B. (2009) « Antibody prevalence against respiratory viruses in sheep and goats in North-Western Turkey » , *Tropical Animal Health and Production*, 41(4), p. 421-425. Disponible sur : <https://doi.org/10.1007/s11250-008-9225-3>.
- Zeineldin, M. *et al.* (2017) « Relationship between nasopharyngeal and bronchoalveolar microbial communities in clinically healthy feedlot cattle » , *BMC Microbiology*, 17(1). Disponible sur : <https://doi.org/10.1186/s12866-017-1042-2>.
- Zhao, N. *et al.* (2021) « Targeting RNA with Next- and Third-Generation Sequencing Improves Pathogen Identification in Clinical Samples » , *Advanced Science*, 8(23), p. 2102593. Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/advs.202102593>.

Laura, Margot SIMONPIERI-KAHN

COMPARAISON DE DEUX TYPES DE PRÉLÈVEMENTS POUR LE DIAGNOSTIC ÉTIOLOGIQUE DES MALADIES RESPIRATOIRES CHEZ LES CHEVRETTES DE RENOUVELLEMENT

Comparison of two types of sampling for the etiological diagnosis of respiratory diseases in goat kids

Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 08/09/2023

RESUME

Bien que les maladies respiratoires soient fréquentes chez les chevrettes de renouvellement, la recherche étiologique de ces maladies est rarement pratiquée *ante mortem*, l'option d'un traitement antibiotique probabiliste lui étant préférée. L'autopsie est en revanche très souvent pratiquée en cas de mortalité. Les outils diagnostiques sur animal vivant demandent ainsi à être développés, afin d'intervenir de façon plus précise vis-à-vis de ces maladies.

Ce travail a été mené grâce à la participation de cinq cliniques vétérinaires des Deux-Sèvres. Son objectif était d'évaluer la faisabilité technique en routine du Lavage Broncho-Alvéolaire chez les jeunes caprins, et de comparer sa réalisation à celle de l'Ecouvillon Naso-Pharyngé. Il s'inscrit dans le cadre du projet Pulmoscope visant à faire un état des lieux exhaustif des pathogènes présents lors de maladies respiratoires des caprins, au moyen d'analyses bactériologiques et de séquençages.

87 animaux répartis dans 11 élevages ont été prélevés selon les deux techniques susmentionnées. L'évaluation du taux de réussite, du temps passé, et du coût notamment du LBA a été réalisée et la qualité des résultats des analyses bactériologiques évaluée. Les résultats obtenus semblent montrer un intérêt supérieur du LBA en regard de l'ENP, bien qu'il soit plus délicat à pratiquer.

Ces premiers résultats demandent à être complétés, notamment par un séquençage des échantillons recueillis pour la recherche de matériel viral.

MOTS CLÉS

Lavage Broncho-Alvéolaire, Ecouvillon Naso-Pharyngé, Chevrette, Agent pathogène, Bronchopneumonie infectieuse

Date de soutenance : 08/09/2023