



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/>
Eprints ID : 3027

To cite this document :

Dupont, Aurélie (2009) [Inventaire des diagnostics des maladies infectieuses et parasitaires des canidés sauvages : application au transport et à la quarantaine](#) Thesis

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr

INVENTAIRE DES DIAGNOSTICS DES MALADIES INFECTIEUSES ET PARASITAIRES DES CANIDES SAUVAGES : APPLICATION AU TRANSPORT ET A LA QUARANTAINE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2009
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par
Aurélie, Christiane, Claire DUPONT
Née, le 20 décembre 1982 (Clamart (92))

Directeur de thèse : **Monsieur le Professeur Ducos de Lahitte**

JURY

PRESIDENT :
M. VALENTIN Alexis

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :

M. DUCOS-de-LAHITTE Jacques
M.BERTAGNOLI Stéphane

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de
TOULOUSE

A Monsieur le Professeur Alexis VALENTIN

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

Zoologie-Parasitologie

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Hommages respectueux.

A Monsieur le Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Parasitologie et Maladies parasitaires.

Qui nous a encadré dans la réalisation de ce travail et nous a apporté son aide tout au long de sa réalisation.

Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Stéphane BERTAGNOLI

Maître de Conférences, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie infectieuse

Qui nous a fait l'honneur et la gentillesse d'accepter de participer à notre jury de thèse.

Sincères remerciements.

A ma famille,

Merci pour votre soutien et pour m'avoir permis de passer ces merveilleuses années à Toulouse.

A la Marsoufl',

Ma sœur hours, mon ptit sucre et Caro sans oublier les suppléments: Chacha et Clément ...et Choco, Oslouf et Fistule.

Pour toutes les soirées rougeauds et les meilleurs goûters de l'ENVV ; pour le papier à fleurs, les photos de meilleur goût...c'était bien quand même ces années passées ensemble. Vous me manquez. Marsoufl' forever.

A toutes les maisons qui ont si bien animé nos soirées,

la Joe Bar I et II, Miramar, St Sim, le Queen et surtout Marc, les chattes, le rectum...

A mes compagnons de voyages : Yann, Pauline, Isa, Augustin, Thomas, Florence, Claudie, Amandine...

Aux amis du GSH power,

Agnes, Marion, Douchka, Nathalie, Laurent, Marie-Anne, Adrien, Maud... parce que sans vous, c'est sûr que je ne serais pas là aujourd'hui.

Au bon groupe de Paris : les bilboquet, claire et jojo, Alice et Philippe, Armelle et Chrisophe, Emmeline et Damien.

A mes amis d'enfance

Céline, Amélie

Et tous les autres avec qui j'ai partagé mes meilleures années,

Et l'équipe des cliniques : mes co-internes, Hiban mon chirurgien préféré, Thomas et Alice...

Et les veto plus vieux ou plus jeunes : Zorba mon D3, Elo, Milou, Brice, Elodie E., Pierrot, Germain et tous les autres que j'ai sûrement oublié de citer..

TABLE DES MATIERES

LISTE DES ILLUSTRATIONS	13
LISTE DES ABBREVIATIONS	15
INTRODUCTION	17

Chapitre 1 : Présentation des canidés sauvages

1-1 Classification	19
1-2 Particularités anatomiques et morphologiques des Canidés	20
1-3 Quelques canidés sauvages en fonction de leur répartition géographique	22
1-3-1 Les canidés sauvages de l'holarctique	22
1-3-2 Les canidés sauvages de l'Afrique et du Moyen-Orient	25
1-3-3 Les canidés sauvages du sud de l'Asie et de l'Australie	26
1-3-4 Les canidés sauvages de l'Amérique du sud	27

Chapitre 2 : les différentes techniques de tests diagnostiques

2-1 Méthodes de diagnostics virologiques	31
2-1-1 Diagnostic direct	31
a- Microscopie électronique	31
b- Culture de virus	31
c- Détection d'antigènes viraux	32
d- Détection des génomes	33
2-1-2 Diagnostic indirect par recherche d'anticorps spécifiques	34
2-2- Méthodes de diagnostics bactériologiques	38
2-2-1- Identification des bactéries Gram positives	39
a- Différenciation des Streptocoques et des Staphylocoques	39
b- Différenciation des Staphylocoques	39
c- Identification des Streptocoques	40
2-2-2- Identification des bactéries Gram négatives	40

a- Test à l'oxydase	40
b- Entérobactéries	40
2-2-3- L'immuno-enzymologie	41
2-2-4- La PCR	41
2-2-5- Utilisation de bactériophages	41
2-2-6- Réaction de précipitation	42
2-3- Méthodes de diagnostics parasitaires	42
2-3-1- Le raclage cutané	42
2-3-2- Le diagnostic hématologique	43
2-3-3- La coproscopie	43
a- Diagnostic coproscopique macroscopique	43
b- Diagnostic coproscopique microscopique	43
- Examen direct	
- Enrichissement	
- Méthode de Baermann	
2-3-4- Ponction de tissus	45
2-3-5- Sérologie	45
2-3-6- PCR	45
2-4- Le prélèvement	45
2-4-1- Choix du prélèvement	45
2-4-2- Conservation du prélèvement	46
2-5- Validité des tests diagnostics	48
2-5-1- Estimation de la spécificité et de la sensibilité d'un test	48
2-5-2- La valeur prédictive d'un test	50

<p>Chapitres 3 : les principales maladies des canidés sauvages et les tests diagnostiques associés.</p>
--

3-1- Les maladies virales

- L'hépatite de Rubarth	52
- La maladie de Carré	54
- L'herpès virose canine	57

- La parvovirose	58
- La rage	60
- La maladie d'Aujeszky ou pseudo-rage	62
- Le papillomavirus canin	63
- Le Coronavirus canin	64
3-2- Les maladies bactériennes	65
- Micrococccies	65
- Salmonellose	66
- Leptospirose	67
- L'ehrlichiose	68
- La tuberculose	70
- La Brucellose canine	71
- Le botulisme	72
- La tularémie	73
- La borreliose	74
3-3- Les maladies parasitaires	75
3-3-1- Maladies parasitaires digestives	75
- Ankylostomidose	76
- Echinococcose multiloculaire	77
- Echinococcose hydatique	79
- Giardiose	80
- Coccidiose	80
3-3-2- Maladies parasitaires cardio-respiratoires	82
- Dirofilariose	82
- Angiostrongylose	83
3-3-3- Maladies parasitaires de l'appareil urinaire	85
- La Dioctophymose	85
3-3-4- Maladies parasitaires du système nerveux	87
- La Néosporose	87
3-3-5- Maladies parasitaires du sang et du système des phagocytes mononuclées	88
- La Toxoplasmose	88
- La Leishmaniose	91

3-3-6- Maladies parasitaires cutanées	93
- La gale sarcoptique	93
- La démodécie	95

Chapitre 4 : Application pratique au transport et à la quarantaine

4-1- Obligations règlementaires liées à la protection et à la détention de ces animaux	
4-1-1 Dispositions générales	97
4-1-2 Protection des animaux lors d'échanges	97
4-1-3 Règlementations sanitaires lors d'échanges des animaux	102
4-2- Recommandations sanitaires lors d'échanges de ces animaux : application de la quarantaine et du transport	108
4-2-1- La Quarantaine	109
a- Durée	109
b- Equipement	109
c- Protocole	109
4-2-2- Le transport et les risques associés	112
a- Les différents risques de maladies	113
b- Les maladies introduites par les animaux transférés	113
c- Les maladies encourues par les animaux sur le site de relâchement	114
d- Minimiser les risques	114
Conclusion	119
Liste des références bibliographiques	121
Annexes	129

LISTE des ILLUSTRATIONS

FIGURES

Figure 1 : dessin d'un loup, *Canis lupus*.

Figure 2 : Principes des techniques d'hybridation [1]

Figure 3 : principe de la PCR [1]

Figure 4 : Evolution des taux d'anticorps après une infection ou un contact antigénique [1]

Figure 5 : Principe d'un test ELISA

Figure 6 : Arbre de diagnose des Entérobactériacées.

TABLEAU

Tableau 1: classification des Canidés et de leur statut de protection

PHOTOGRAPHIES

Photo 1 : Renard polaire, *Alopex lagopus*

Photo 2 : Un chien viverrin, *Nyctereutes procyonoides*

Photo 3 : Un Fennec, *Fennecus zerda*

Photo 4 : Un Lycaon, *Lycaon pictus*

Photo 5 : Un Dhole, *Cyon alpinus*

Photo 6 : Le loup à crinière, *Chrysocyon brachyurus*

Photo 7 : Un chien des buissons, *Speothos venaticus*.

Photo 8 : Observation au microscope d'une coupe histologique de lésions pulmonaires chez un Lycaon atteint de la maladie de Carré.

Photo 9 : Observation de lésions sévères de papillomatose sur les lèvres, la langue et la muqueuse orale chez un coyote

Photo 10: Observation de lésions de tuberculose chez un renard roux (*Vulpes vulpes*).

Photo 11: Oeuf d'*Ancylostoma caninum* visualisé au microscope

Photo12 : Observation d'une coupe histologique d'une artère pulmonaire d'un renard infesté par *Angiostrongylus*..

Photo 13 : Observation au microscope d'un œuf de *Dioctophyme renale* présent dans des urines.

Photo 14 : coupe d'un tissu cardiaque de fennec, *Fennecus zerda*, contenant des tachyzoïtes.

Photo 15: coupe histologique d'un foie de chien de buisson *Speothos venaticus* contenant des leishmanies..

Photo16 : renard présentant une gale sarcoptique sévère

LISTE des ABREVIATIONS

AAZA ou AZA : American Association of Zoo and Aquariums.

ADN: Acide DesoxyriboNucléique

AFSSA: Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments.

ARN : AcideRiboNucléique.

CITES : Convention on International Trade in Endangered Species of wild fauna and flora.

CPV-2: Canine ParvoVirus type II.

DIREN: Direction Régionale de l'Environnement.

DVCE : Document Vétérinaire Commun d'Entrée.

EAZWV : European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians.

EEP: Programme d'Elevage Européen.

ELISA: Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay.

FAO : Food and Agriculture Organization of the United Nations.

IFI: Immuno Fluorescence Indirecte.

L1 : Larve de stade 1.

OIE: Office Internationale des Epizooties.

PCR : Polymerase Chain Reaction.

QSP : Quantité Suffisante Pour .

WHO : World Health Organization.

INTRODUCTION

Les canidés sauvages dont le renard et le loup, qui sont les représentants les plus connus, font partie intégrante de l'histoire de l'homme et se retrouvent dans des mythes, des légendes, des croyances religieuses... ils suscitent encore aujourd'hui une certaine fascination.

Nombreuses espèces de ces canidés sont aujourd'hui menacées de disparition de par la prédation de l'homme mais également de certaines maladies qui y jouent un rôle important. Certaines de ces maladies sont également impliquées dans la santé humaine et celle d'autres espèces sauvages ou domestiques.

Les parcs zoologiques ont un rôle de conservation et de protection des espèces menacées. Leur but est de détenir des animaux dont le statut sanitaire est indemne de toutes maladies. De par leur rôle de conservation, les parcs zoologiques sont amenés à s'échanger des animaux, notamment grâce aux Programmes d'Élevage Européen ou EEP. Ces EEP visent entre autre à éviter la consanguinité entre les animaux, et de ce fait à faire reproduire des « animaux génétiquement intéressants ». Les échanges sont donc fréquents et font intervenir une quarantaine et un transport. La quarantaine est définie comme un isolement permettant de vérifier le statut sanitaire des animaux, et le transport correspond à l'action de déplacer un animal d'un milieu à l'autre. Ces deux actions sont définies par des contraintes réglementaires d'une part, et médicales d'autre part, que les vétérinaires de parcs zoologiques s'imposent.

Cataloguer les maladies, est la première étape dans la compréhension du rôle de celles-ci dans les projets de translocation ou de réintroduction de canidés sauvages.

Ce n'est que très récemment que les vétérinaires ont commencé à s'intéresser à la pathologie des espèces sauvages en se fondant sur leurs cousins domestiques.

Ainsi il sera nécessaire de diagnostiquer ces maladies avant tout échange ou autre opération et de mettre en place une période de quarantaine adéquate afin de garantir la sécurité des animaux sauvages, domestiques et de l'Homme. Ce diagnostic repose sur la réalisation de tests. La majorité des tests diagnostiques sont validés chez les canidés domestiques. Qu'en est-il pour les espèces sauvages ?

Après avoir passé en revue quelques canidés sauvages présents sur notre planète, nous développerons les principales maladies infectieuses et parasitaires qui les affectent, ainsi que les différentes méthodes diagnostiques et leurs difficultés d'interprétations.

Finalement nous nous intéresserons aux réglementations et aux recommandations médicales concernant le transport et la quarantaine des canidés sauvages.

Chapitre 1 : PRESENTATION DES CANIDES

1-1 Classification

[2, 3]

Voici quelques notions concernant la classification des canidés :

- ❖ Règne : Animal.
 - Embranchement : Cordés.
 - Sous-embranchement : Vertébrés.
 - Classe : mammifères.
 - Super-ordre : Carnivores.
 - Ordre : Fissipèdes.
 - Famille : *Canidae*.

La taxonomie est basée sur la morphologie, le caryotype ou encore la biologie moléculaire.

Cette famille comprend 38 espèces classées en 14 genres :

- *Alopex* .
- *Atelocynus* .
- *Canis* .
- *Cerdocyon*.
- *Chrysocyon*.
- *Cuon* .
- *Dusicyon*.
- *Lycaon* .
- *Nyctereutes*.
- *Otocyon* .
- *Pseudalopex*.
- *Speothos* .
- *Urocyon* .
- *Vulpes*.

- Le genre *Canis* est formé par les loups et les chacals (il comprend également le dingo et le chien domestique).
- Le genre *Dusicyon* constitue la majorité des renards d'Amérique du sud.
- Le renard des savanes *Cerdocyon thous* constitue un genre à part : *Cerdocyon*.
- Le genre *Vulpes* représenté par la majorité des renards d'Europe (ainsi que le renard véloce *Vulpes velox* venant d'Amérique du Nord).

Il est à noter que de nombreux débats existent entre les taxonomistes pour classer les différents canidés sauvages. Ils existent quelques confusions et nous ferons donc ici un exposé simple des différents et principaux canidés sauvages

1-2 Particularités anatomiques et morphologiques des canidés.

[3, 4]

Les *Canidae* forment une famille homogène et répandue sur tout le globe terrestre excepté en Antarctique.

Leurs membres allongés leur confèrent une adaptation particulière à la course ; la marche est semi digitigrade.

Ils présentent 5 doigts sur les membres antérieurs et 4 sur les postérieurs (sauf chez le Lycaon, *Lycaon pictus*) ; avec les griffes qui ne sont ni rétractiles ni tranchantes.

La formule dentaire de la plupart des canidés est : Incisives : 3/3, Canines : 1/1, Prémolaires : 4/4, Molaires : 2/3 par ½ mâchoire.

Les carnassières sont puissantes, les canines pointues et les molaires sont broyeuses en arrière, traduisant un régime alimentaire mixte : viande, insectes ou fruits. Notons que les espèces telles que le Lycaon *Lycaon pictus*, le dhole *Cyon alpinus* et le loup gris *Canis lupus* sont fortement carnivores si leurs ressources le permettent.

Le crâne reflète un volume cérébral important et un allongement de la face.

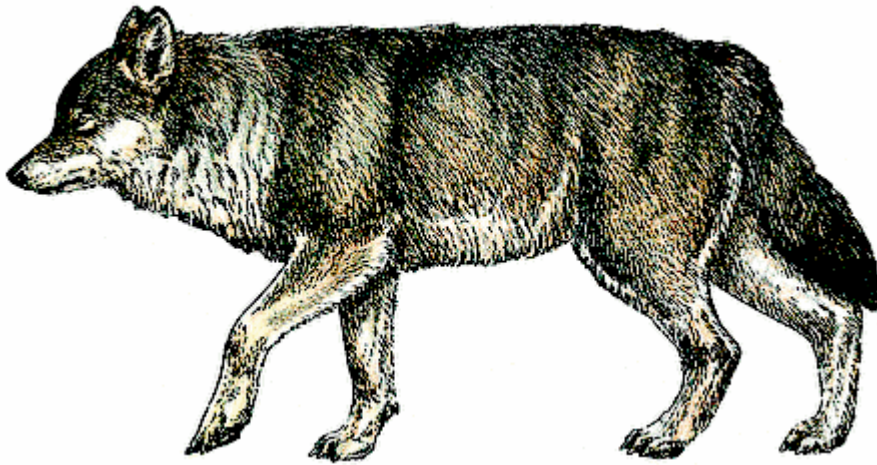


Figure 1 : *Canis lupus* d'après un dessin de Jeane Montano-Meunier, extrait de Inventaire de la faune de France, Nathan-MNHN, Paris, 1992.

La taille varie de celle du petit fennec *Fennecus zerda*, qui vit dans le désert et pèse 1,5 kg, à celle du loup gris (le loup commun d'Europe), qui pèse entre 20 et 80 kg.

On retrouve les canidés sur tous les continents, excepté l'Antarctique, et dans presque toutes les zones climatiques : le renard polaire *Alopex lagopus* vit sur la banquise et au-dessus de la limite supérieure des forêts. Le chien de la brousse *Speothos venaticus*, quoique rare, habite les savanes de l'Amérique du Sud équatoriale.

Les membres de la famille des canidés sont différents aussi bien dans leur habitat que dans leur répartition géographique. Leur régime alimentaire varie dans les mêmes proportions, passant des insectes aux grands gibiers.

Cette diversité est le résultat d'un manque de spécialisation mais surtout d'une grande capacité d'adaptation aux changements d'environnements.

Ainsi les races ou les variétés d'une espèce peuvent rapidement adapter leur morphologie et leur constitution au climat et aux conditions générales de l'environnement

Voici la description de quelques canidés sauvages qui peuplent les différentes régions du monde.

1-3 Quelques canidés sauvages en fonction de leur répartition géographique

[5] [6] [2, 7]

1-3-1 Les canidés sauvages de l'holarctique

- Le renard polaire : *Alopex lagopus*.

On le retrouve dans la toundra et les régions arctiques de l'Eurasie, de l'Amérique du nord et quelques îles.

C'est le seul renard adapté à des régions non tempérées. Sa tête est plus arrondie que celle du renard roux, la base de ses membres est recouverte de longs poils épais, son pelage est très dense et doux.

Il en existe deux populations : les renards à fourrure bleue qui sont dominants et les renards à manteau blanc : l'hiver le pelage est complètement blanc et l'été, le dos devient noir et beige sur les cotés de l'abdomen

Ils sont très sensibles à la rage présente dans de nombreuses régions ; elle peut être à l'origine de la disparition de populations locales.



Photo1 : Renard polaire *Alopex lagopus* (tiré du site web www.ittiofauna.org)

- Le coyote, *Canis latrans*.

Egalement appelé loup de brousse ou de prairie, il occupe une zone allant de l'Alaska jusqu'au Mexique et incluant toute l'Amérique du Nord.

Il ressemble à un petit loup et mesure environ 50 cm au garrot pour un poids d'environ 16 kg.

En captivité, sa longévité est d'environ 22 ans.

Ces canidés sont très sensibles à diverses maladies infectieuses notamment la maladie de Carré qu'ils peuvent attraper par contact avec des canidés domestiques. La rage est aussi à l'origine de fortes mortalités dans certaines zones.

De plus les parasites hébergés par la femelle (notamment certains vers ronds) peuvent être mortels pour les jeunes.

- Le loup *Canis lupus*.

On le retrouvait essentiellement en Europe, en Amérique du nord et en Asie mais les populations d'Europe et d'Amérique du nord ont fortement diminué aujourd'hui.

Le loup regroupe un important nombre de sous espèces dont la morphologie est adaptée à des niches écologiques différentes et variées. En Europe, six de ces sous-espèces sont représentées : le loup commun d'Europe, le loup d'Espagne et du Portugal, le loup des Balkans, le loup De Murcie, le loup des steppes et le loup de Sibérie.

Le loup est morphologiquement différent du chien, car plus étroit et plus haut sur pattes. Son poil le fait apparaître encore plus massif, particulièrement au niveau de sa crinière érectile très développée en hiver. Le pelage est extrêmement variable, noir chez les loups d'Europe et d'Amérique du nord ou encore blanc chez *Canis lupus arctos* au Canada.

La taille est également variable d'une sous espèce à l'autre allant de 20 kg chez le loup indien *Canis lupus pallipes* à quatre vingt kilos chez les loups européens. Il demeure le plus grand des canidés sauvages.

- Le chien viverrin, *Nyctereutes procyonoides*.

Natif du sud-est de la Sibérie, de la Chine et du Japon ; il a été introduit en Russie puis s'est disséminé jusqu'en Allemagne, la Scandinavie et la France.

C'est un animal très particulier, en apparence, il ne ressemble pas à un canidé mais plutôt à un raton laveur. Lors de temps froid, sa fourrure est épaisse avec de longs poils. Il hiberne en hiver, c'est d'ailleurs une des principales particularités qui le démarque de ses congénères.



Photo 2 : Le chien viverrin, *Nyctereutes procyonoides* (tiré du site web www.biopix.eu).

- Le renard gris, *Urocyon cinereoargenteus*.

Il est surtout présent aux USA jusqu'à la frontière canadienne. On le retrouve également en Colombie et au Venezuela.

Il mesure environ 36 cm au garrot. Contrairement aux autres canidés, c'est un bon grimpeur.

- Le renard roux, *Vulpes vulpes*.

On le retrouve au dessus du 30^{ème} parallèle sauf en Arctique. Il est aujourd'hui le canidé sauvage le plus représenté et est capable de vivre près de zones urbaines à forte densité de population. C'est le plus grand spécimen du genre *Vulpes* avec un poids de plus de 10 kg et pouvant aller jusqu'à 14 kg.

Il survit rarement plus de 3 ans mais pourrait potentiellement vivre jusqu'à 12 ans. Cette forte mortalité est en partie due à l'action de l'Homme mais également à diverses maladies comme la rage qui tue de nombreux renard ainsi que la gale à laquelle il est très sensible.

1-3-2 Les canidés sauvages de l’Afrique et du Moyen-Orient

- Le chacal doré, *Canis aureus*.

Il ressemble à un loup mais est beaucoup plus petit et léger. On le retrouve dans le nord de l’Afrique, l’Ethiopie ainsi qu’en Asie et également dans le sud-est de l’Europe. Il est le plus représenté de son genre.

- Le fennec, *Fennecus zerda*.

Présent dans les aires désertiques du nord de l’Afrique (Maroc, Algérie, Tunisie...), il est le plus petit de tous les canidés sauvages avec une taille d’environ 20 cm au garrot et un poids compris entre 1 et 1.5 kg. Le pelage est très clair, avec le bout de la queue noir, la fourrure soyeuse et épaisse.

Cet animal est complètement adapté à un environnement extrême, il supporte de fortes chaleurs la journée mais tolère également d’importants changements de températures entre le jour et la nuit. En effet, ses longues extrémités, comme son museau ou ses oreilles, lui permettent d’éliminer les excès de chaleur corporelle.

La couleur pâle de son pelage lui sert de camouflage dans le désert mais permet également d’absorber moins de chaleur provenant de la puissance du soleil.

C'est un animal nocturne qui se regroupe en petits nombres d’individus.



Photo 3 : Fennec, *Fennecus zerda* (tiré de du site web www.dangerouswildlife.com.)

- Le Lycaon, *Lycaon pictus*.

On le retrouve dans les zones sub-sahariennes de l'Afrique spécialement au centre et à l'est de ces zones. Ce sont des canidés d'assez grand gabarit avec une taille au garrot de 78 cm environ et un poids de 25 kg en moyenne. C'est peut-être le moins typique des Canidés, il ressemble fortement à une Hyène.

Cette population est en fort déclin depuis quelques années du à la diminution des ongulés (leurs principales proies) et à la persécution par l'Homme. Jusqu'en 1983, les Lycaons étaient présents dans 34 pays au sud du Sahara, 10 ans plus tard ils avaient disparu dans au moins 19 pays. Il est aujourd'hui classé comme espèce vulnérable. De plus ils sont sensibles à certaines maladies, les épidémies peuvent alors avoir des effets importants sur la population dans certaines localités. On retrouve souvent des cas de maladie de Carré, d'anthrax, de rage et d'ehrlichiose canine.



Photo 4 : Le Lycaon, *Lycaon pictus* (tiré du site web www.loup.org).

1-3-3 Les canidés sauvages du sud de l'Asie et de l'Australie

- Le Dhole, *Cyon alpinus*.

Il est présent dans une large partie de l'Asie, essentiellement dans les zones est et centrale en allant de l'Inde à la Chine, mais aussi dans le sud jusqu'à l'île de Java. Il possède une formule dentaire unique chez les canidés avec seulement 2 molaires par mâchoire inférieure, alors que les autres espèces en ont 3, il ne possède donc que 40 dents.

Bien qu'il soit le canidé sauvage le plus répandu dans cette partie de l'Asie, il est en déclin dans de nombreux pays. Il est particulièrement sensible à la rage ainsi qu'à la maladie de Carré toutes deux endémiques dans les régions d'habitat.



Photo 5 : Le Dhole, *Cyon alpinus* (tiré du site web www.franceloups.fr).

- Le Dingo, *Canis familiaris dingo*.

Il ressemble à un chien sauvage On le retrouve en Australie. Les dingos sont de taille très variables : de 40 à 65 cm de garrot et de poids variables avec une moyenne de 22 kg pour les males.

1-3-4 Les Canidés sauvages de l'Amérique du sud

- Le loup à crinière, *Chrysocyon brachyurus*. [8]

C'est le plus grand canidé d'Amérique du sud, on le retrouve exclusivement dans cette partie du globe, notamment en Bolivie, Brésil, Argentine et Uruguay. Il semble qu'en Bolivie et Uruguay il ait disparu ou ne survive qu'en très petits nombres.

En réalité, le loup à crinière est plus proche du renard que du loup notamment par la couleur de son pelage et sa physiologie. Il doit son nom à une crête érectile sur son encolure et une partie de ses épaules. Il est caractérisé par des pattes longues et très fines ainsi que de grandes oreilles. Il mesure environ 90 cm au garrot pour un poids compris entre 20 et 25 kg.



Photo 6 : Le loup à crinière, *Chrysocyon brachyurus* (P.Delnatte, Zoo de Paugre).

- Le renard des savanes, *Cerdocyon thous*.

On le retrouve en Colombie, au Venezuela ainsi qu'au Brésil. Il est absent des zones centrales du continent (forêts tropicales du bassin amazonien) mais on le retrouve en Bolivie, Uruguay et au nord de l'Argentine.

- Le chien des buissons, *Speothos venaticus*.

Il est présent de Panama jusqu'aux zones nord de l'Amérique du Sud comprenant la Colombie, le Venezuela, la Guyane et le Brésil. On le retrouve également au nord-est de l'Argentine, au Paraguay et à l'est du Pérou et de la Bolivie.

Son apparence inhabituelle le distingue des autres canidés : il possède de petites oreilles ainsi qu'une petite queue. Il mesure environ 30 cm au garrot et passe la plupart de son temps dans l'eau. C'est un animal rare et peu connu.



Photo 7 : Un chien des buissons, *Speothos venaticus* (tiré du site web www.photozoo.org).

Qu'ils soient en captivité ou en liberté, ces canidés sont sensibles à de nombreux pathogènes, pouvant causer la diminution de certaines populations.

Il sera donc intéressant de diagnostiquer ces maladies de manière précoce afin de protéger les autres membres du groupe mais également les autres espèces.

En effet certaines des maladies rencontrées sont communes à d'autres espèces et notamment l'homme. Il est donc nécessaire de faire le diagnostic de ces maladies pour des raisons de santé publique.

Nous allons aborder dans un deuxième chapitre les méthodes diagnostiques des principales maladies infectieuses et parasitaires que l'on peut rencontrer dans la famille des canidés ainsi que la difficulté d'interprétation de ces tests chez les animaux sauvages.

Chapitre 2 : Les différentes techniques de tests diagnostiques

Les tests diagnostiques ont deux intérêts : confirmer la présence d'une maladie en présence de signes cliniques (diagnostic) ou connaître le statut sanitaire de l'animal sans signes cliniques (dépistage).

Lorsque le vétérinaire se retrouve face à un animal malade, il met en place une hypothèse diagnostique qu'il fonde sur l'épidémiologie de l'affection et les signes cliniques qu'il observe. C'est donc à lui qu'incombe le choix des examens complémentaires visant à confirmer ou infirmer son hypothèse.

La connaissance des différentes techniques utilisées lui permettra de savoir quel prélèvement réaliser et comment le conserver pour l'acheminer jusqu'au laboratoire d'analyse.

Nous verrons tout d'abord les différentes méthodes de diagnostics puis les types de prélèvements et leurs modes de conservations. Enfin nous nous attacherons à étudier la faisabilité de ces tests chez les canidés sauvages.

2-1 Méthodes de diagnostics virologiques [9]

Au plan général, le diagnostic des maladies infectieuses et des maladies parasitaires repose sur la mise en évidence de l'agent ou de certains de ses constituants (diagnostic direct) ou sur la mise en évidence des éléments de la réponse immunitaire induite par les antigènes portés par cet agent (diagnostic indirect).

2-1-1- Le diagnostic direct

Les techniques les plus classiquement utilisées auparavant (mise en évidence macroscopique ou microscopique directe de l'agent ou après coloration incluant l'utilisation de marqueurs fluorescents, culture, isolement, caractérisation...) cèdent progressivement le pas à des techniques plus spécifiques et plus sensibles comme la recherche d'antigènes ou encore la détection de génomes.

a) Microscopie électronique[1, 10]

Cette technique détermine la taille et la morphologie des virus, permettant ainsi un diagnostic rapide. Ce diagnostic peut se réaliser sur des échantillons de tissus affectés ou des homogénats de cellules. L'échantillon doit contenir plus de 10^6 particules par millilitres.

Cette méthode est donc peu sensible ; de plus elle demande beaucoup de temps et de matériel. De ce fait, elle est de plus en plus rarement utilisée en pratique.

b) La culture des virus

De nombreux virus sont capables de se multiplier sur un support cellulaire adapté. Actuellement, ces cultures virales sont le plus souvent obtenues après inoculation de cellules cultivées en monocouche ou en suspension. On peut distinguer trois types de cellules :

- les cellules issues d'une culture primaire obtenue directement à partir d'un tissu.

- Des cellules diploïdes normales, le plus souvent d'origine embryonnaire ;
- Des cellules hétéroploïdes en lignée continue obtenues à partir de cellules initialement diploïdes ou tumeurs cancéreuses.

Les cultures de virus nécessitent des équipements spécifiques et du personnel qualifié.

La multiplication virale est mise en évidence par observation au microscope à contraste de phases d'anomalies morphologiques cellulaires, appelées effets cytopathiques. Ces effets sont plus ou moins caractéristiques du virus. En l'absence d'effets cytopathiques, d'autres tests sont réalisés sur les cellules ou le surnageant de la culture. Ces tests sont détaillés dans les paragraphes suivants.

Cependant cette techniques sont lourdes : elle demande un certain temps de réalisation, du matériel spécifique... et sont donc délaissées au profit de techniques plus récentes.

c) La détection d'antigènes viraux [1]

Elle est réalisée par immunofluorescence ou par immuno-enzymologie directement sur l'échantillon biologique prélevé ou sur le matériel cellulaire issu de culture de virus sur cellules.

- L'immunofluorescence directe consiste à détecter l'antigène recherché grâce à un anticorps monospécifique puis de révéler cette reconnaissance par une anti-globuline marquée par un fluorophore comme la fluorescéine. La mise en évidence se fait par l'intermédiaire d'un microscope à fluorescence

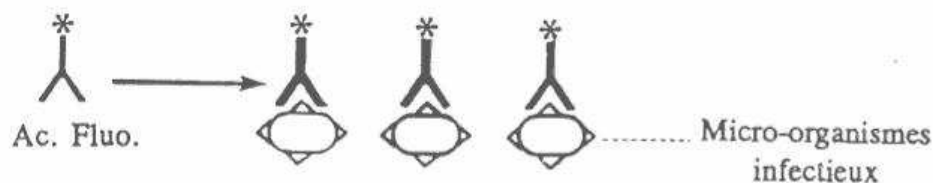


Figure : Principe de l'immunofluorescence directe

- L'immuno-enzymologie est basée sur le même principe mais utilise un marquage enzymatique de l'anti-globuline. On utilise alors un substrat, qui, métabolisé par l'enzyme, donnera le plus souvent un métabolite coloré.

Pour des milieux liquides contenant des virions (sang, par exemple), on utilisera des tests rapides de type ELISA (Enzyme Linked Immunosorbent Assay).

- L'hémagglutination : elle utilise la capacité d'un virus à hémagglutiner les hématies. On pratique en générale une hémagglutination et une inhibition de l'hémagglutination afin d'améliorer la spécificité du test. Le titre correspond à la dilution la plus élevée qui provoque encore une hémagglutination complète. Cette technique est encore très employée en routine pour confirmer un diagnostic clinique.

d- La détection des génomes

[1, 11]

Les tests de détection, de quantification et de caractérisation des génomes viraux sont très sensibles, spécifiques, de plus en plus rapides et automatisables. Ces techniques permettent l'identification directe du génome dans l'échantillon ou après amplification.

La détection directe des génomes viraux est réalisée par hybridation de sondes spécifiques marquées.

Principe : un simple brin d'ADN va venir s'hybrider à un notre brin d'ADN complémentaire. Après chauffage, les deux brins de l'ADN cible sont séparés. Le milieu est ensuite refroidi afin que les brins viennent s'hybrider avec les sondes spécifiques déjà présentes dans le milieu.

Les résultats sont révélés grâce à l'utilisation d'isotopes radioactifs.

Les techniques d'hybridations simples et sandwichs sont positives lorsque le signal de la sonde spécifique est émis alors que l'hybridation compétitive est négative en présence de ce signal.

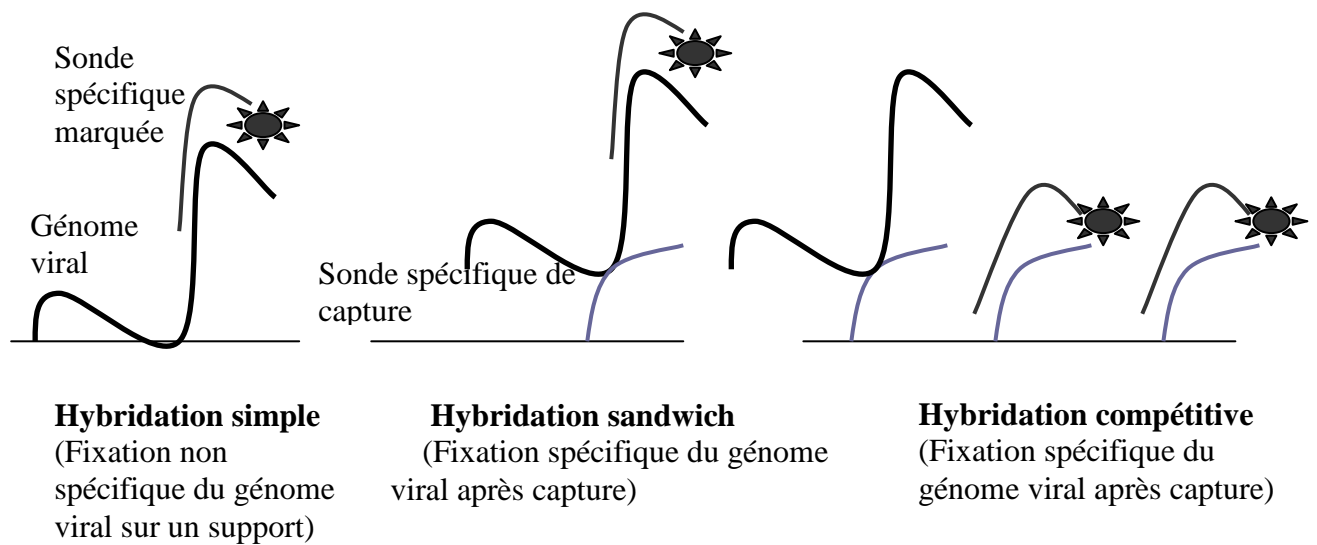


Figure 2 : Principes de techniques d'hybridation [1]

On associe alors un système de mise en évidence des portions de génome amplifiées (amplicons) et de confirmation de leur spécificité. La migration en gel d'agarose permet la discrimination des amplicons en fonction de leur taille relative et une visualisation après coloration au bromure d'éthidium et exposition aux rayons ultraviolets. L'analyse sur gel des profils de restriction des amplicons par digestion enzymatique permet de confirmer leur spécificité. Enfin, l'hybridation avec révélation enzymatique permet une détection fiable, précise et automatisable des génomes viraux.

L'amplification *in vitro* des génomes permet une détection plus aisée de ceux-ci, leur quantification, leur génotypage et leur caractérisation. On utilise en général la technique de polymérisation en chaîne (PCR) : cette technique utilise le principe de réplication et duplique de manière cyclique l'ADN.

La PCR permet d'amplifier spécifiquement des petites quantités d'ADN cibles, et est donc très utilisée dans le diagnostic des maladies infectieuses.

Chaque cycle est divisé en trois étapes :

- La dénaturation : les deux brins d'ADN complémentaires sont dissociés par chauffage.
- L'hybridation : des amorces spécifiques de l'ADN sont fixées à l'ADN après abaissement de la température ; elles permettent de repérer le gène recherché et

d'amorcer la réplication grâce à une ADN polymérase. Cette étape détermine la spécificité et l'efficacité de l'amplification, c'est une étape clé de la réaction.

- L'élongation : elle correspond à la réplication de l'ADN viral.
- Une fois le cycle terminé, la quantité d'ADN a doublé. En pratique on réalise 30 à 40 cycles.

Voici un schéma expliquant les trois étapes du cycle :

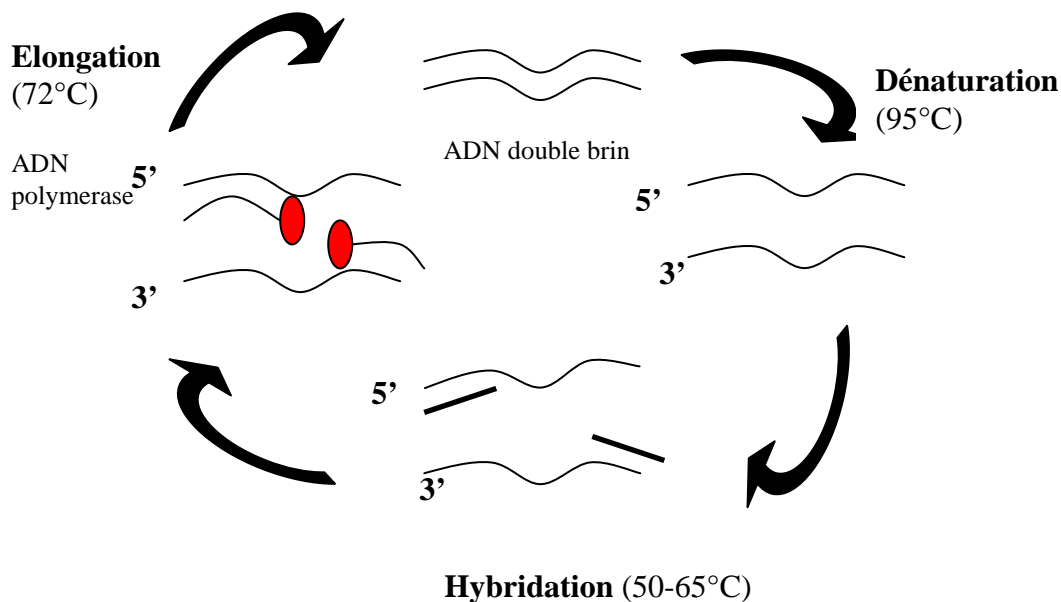


Figure3 : principe de la PCR d'après Virologie humaine et animale [1].

Il existe de nombreux types de PCR. Voici quelques exemples :

- La PCR nichée (Nested PCR) : cette réaction se réalise en deux étapes et met en jeu deux couples d'amorces différentes. La première amorce sert à amplifier un fragment d'ADN qui sera ensuite utilisé comme modèle dans la seconde réaction. Le second type d'amorce se lie à une séquence située dans la première portion du génome amplifié ou amplicon. Ainsi on augmente la sensibilité et la spécificité de la réaction.

- La PCR multiplex : elle permet d'amplifier plusieurs amplicons à la fois en ajoutant un couple d'amorce par type souhaité. Elle est plus efficace lorsque plusieurs pathogènes suspectés.
- - La RT- PCR (Reverse transcriptase polymerase chain reaction) : elle permet de détecter les virus à ARN. L'ARN est transcrit en ADN grâce à l'utilisation d'une enzyme : le reverse transcriptase et est ensuite amplifié.

On réalise de plus en plus des PCR en temps réel qui permettent de réduire les temps de réaction et d'accroître la fiabilité de la quantification.

2-1-2 Le diagnostic indirect par la recherche d'anticorps spécifiques

[10] [12]

Pour diagnostiquer une infection, on recherchera essentiellement une séroconversion (apparition d'anticorps signant un contact avec l'agent pathogène et nécessitant 2 sérums), la présence d'immunoglobulines M, IgM (infection récente ou active) ou une augmentation des taux d'immunoglobulines G, IgG (2 sérums nécessaires).

Pour connaître le statut immunitaire post-infectieux ou vaccinal d'un animal, seuls les IgG spécifiques seront recherchés.

Afin de dater sérologiquement une primo-infection, les IgM et éventuellement les IgA seront recherchés ainsi que l'avidité des IgG spécifiques (force de liaison antigène-anticorps augmentant avec le temps).

Taux des marqueurs

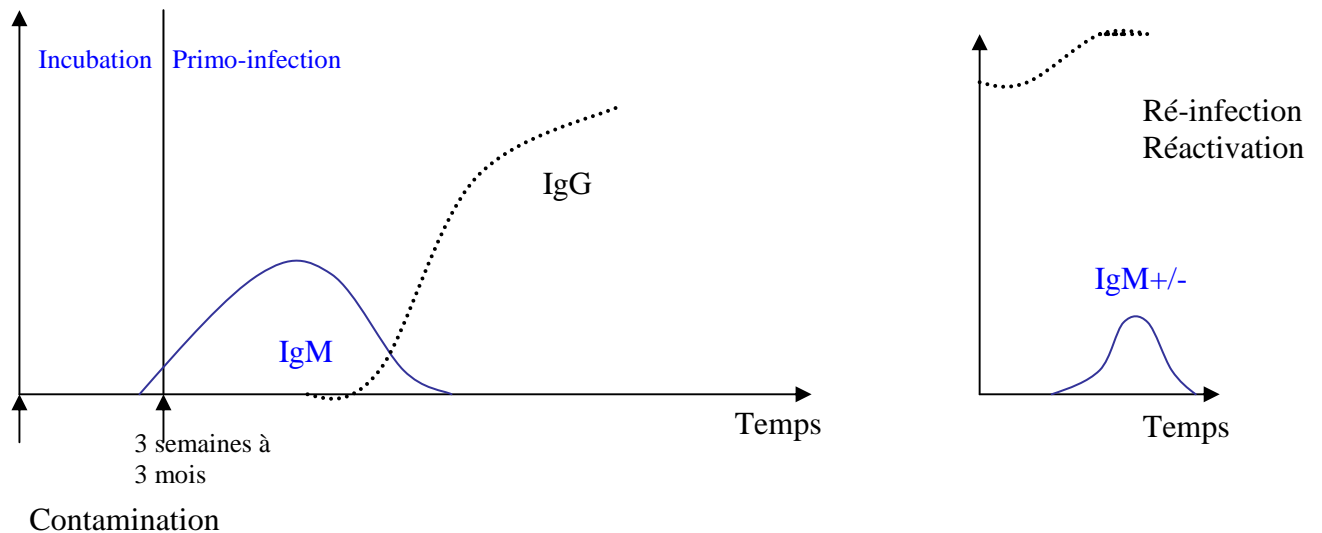


Figure 4 : Evolution des taux d'anticorps après une infection ou un contact antigénique d'après Virologie humaine et animale[1].

Les principales techniques utilisables pour la recherche des anti-corps sont :

- L'Agglutination : le sérum de l'animal agglutine l'agent ou des particules couvertes d'antigènes
- L'inhibition de l'hémagglutination : le sérum de l'animal réagit avec le virus en suspension bloquant l'interaction virus- globules rouges. Cette méthode est utilisable uniquement pour les virus hémagglutinants.
- L'Immunofluorescence indirecte : fixation des anti-corps de l'animal sur les cellules infectées et révélation par une antiglobuline anti-IgG ou IgM marquée par un fluorophore.
- L'Immuno-enzymologie : fixation des anti-corps de l'animal sur des antigènes de l'agent pathogène et révélation par une antiglobuline anti-IgG ou IgM marquée par une enzyme. Les tests les plus utilisés sont les tests ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay).

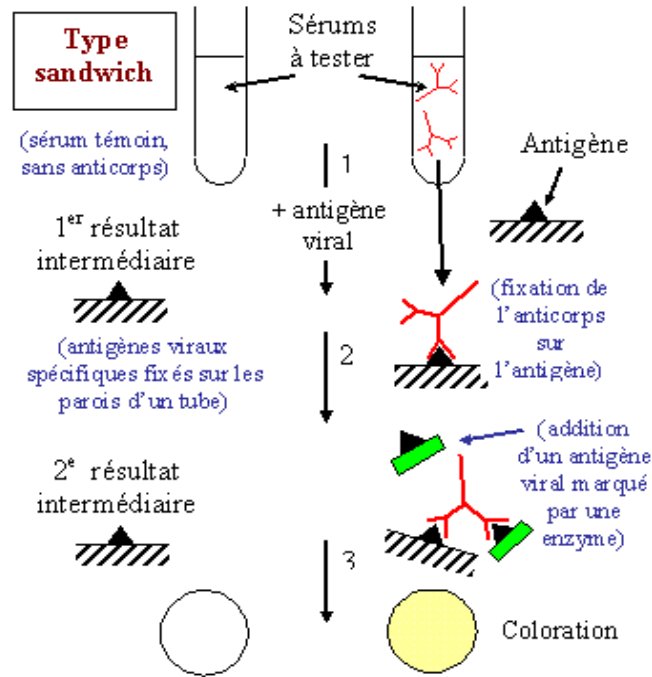


Figure 5 : Principe d'un test ELISA (tiré de georges.dolisi.free.fr)

- Séroneutralisation : le principe utilise l'inhibition d'un virus par incubation préalable à l'inoculation avec le sérum de l'animal.

Les différentes méthodes décrites précédemment sont utilisées dans les différentes études analysées dans cette thèse. Cependant il est important de prendre du recul sur les résultats trouvés en soulevant le problème de la validité de ces tests sur les animaux concernés.

2-2 Méthodes de diagnostics bactériologiques[10, 13, 14]

Après sélection de l'échantillon celui-ci est mis à incuber.

Ces échantillons sont tout d'abord colorés selon la technique de Gram. Ce test permet de mettre en évidence les grandes différences de morphologie et de coloration.

Les bactéries Gram positives sont colorées en bleu et les gram négatives en rouge.

Cette étape permettra ainsi de déterminer le milieu de culture à utiliser afin d'aboutir à une identification plus précise des bactéries.

L'échantillon est alors mis en culture à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Il existe différents milieux de culture permettant d'orienter notre suspicion :

- La gélose de sang : milieu de choix de première intention. Elle permet la croissance de la majorité des bactéries.
- La gélose anaérobie : elle permet la mise en culture de bactéries anaérobies et peut contenir des substances permettant de la rendre sélective.
- La gélose MacConkey : elle permet de repérer les *Enterobacteriaceae* comme *E.coli* grâce à la présence de sels biliaires.
- La gélose enrichie : c'est un milieu non sélectif qui autorise le développement de nombreuses colonies ; même celles présentes en petit nombre dans l'échantillon. Ce milieu est très utilisé notamment lors d'identification de bactéries après mise en place d'un traitement antibiotique.

Une fois une culture majoritaire obtenue, il est possible d'identifier la colonie grâce à différentes étapes utilisant différents milieux de cultures et différentes réactions chimiques.

Ces étapes représentent des clés de diagnose.

2-2-1 Identification des bactéries Gram positives

a. Différenciation des Streptocoques et des Staphylocoques.

Le test à la catalase permet de différencier ces deux types de bactéries. Les staphylocoques sont catalase positive, alors que les streptocoques sont catalase négative.

Les bactéries catalase positive dégradent l'eau oxygénée en eau et en oxygène. La production d'oxygène est visible par la formation de bulles.

b. Différenciation des staphylocoques

Il existe différents tests caractérisant les staphylocoques :

- Le test à la coagulase : il permet de mettre en évidence la présence de *Staphylococcus aureus* (coagulase positif). Lorsque ces bactéries sont mises en contact avec du plasma humain ou de lapin, on obtient un coagulum.

- Le test de l'ADNase : ce test permet également de mettre en évidence *Staphylococcus aureus*. Seule cette bactérie est capable de lyser de l'ADN.

c. Identification des streptocoques

Ces bactéries possèdent une activité hémolytique. Elles sont mises en culture sur de la gélose au sang. On peut ainsi voir la réaction de lyse : si la lyse est incomplète, elle est verte, on parle alors d'hémolyse β ; sinon elle est translucide et on parle d'hémolyse α .

Les bactéries possédant une hémolyse α sont subdivisées grâce au test d'optochine ; seul *Streptococcus pneumoniae* est sensible à l'optochine.

Les bactéries possédant une hémolyse β sont également subdivisées selon la couche de polysaccharide enrobant ces cellules. On définit 6 groupes : A, B, C, D, E, F et G.

2-2-2 Identification des bactéries Gram négatives

La coloration des Gram permet de classer ces bactéries selon leur morphologie : bâtonnets, coques, coccobacilles ou diplocoques.

a. Test à l'oxydase

Les bactéries possédant l'oxydase sont capables de convertir le tétraméthylparaphénylènediamine incolore en un composé de couleur bleue. Ce sont *Pseudomonas spp.* et *Neisseria spp.*

b. Entérobactéries

Voici un arbre de diagnose des coliformes :

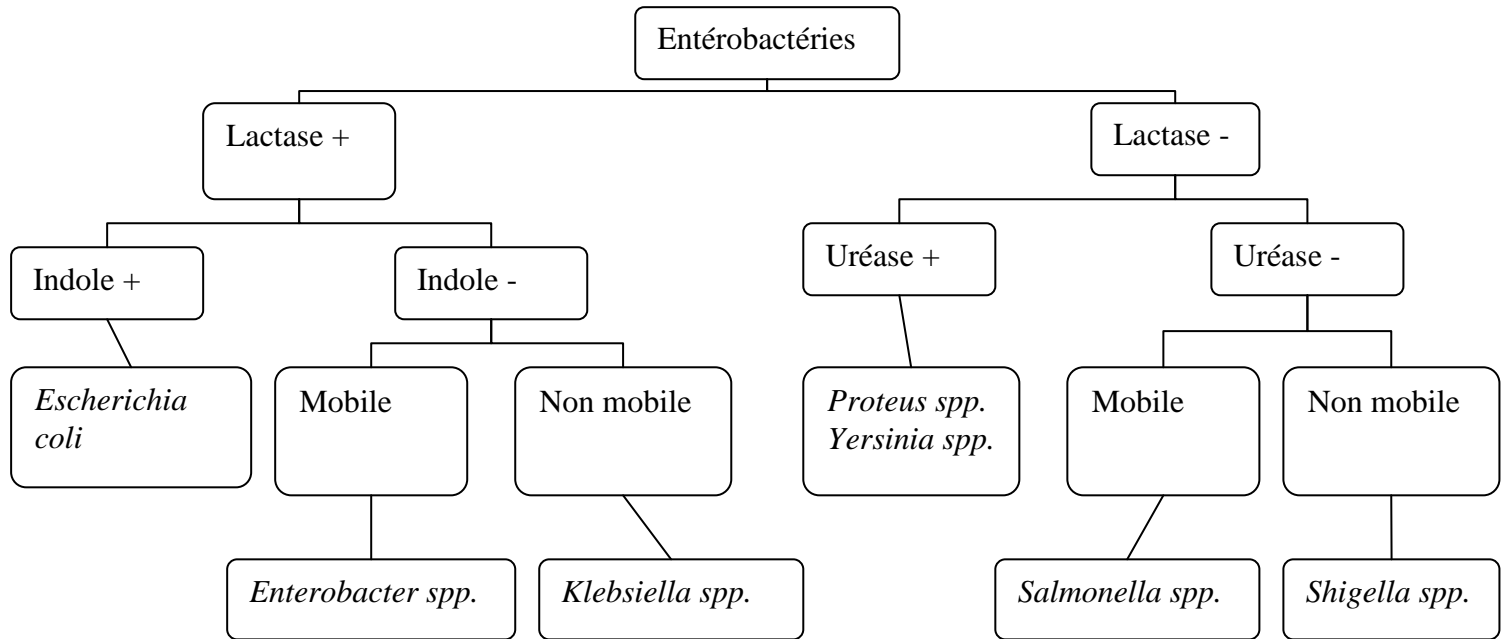


Figure 6 : Arbre de diagnostic des Entérobactériacées.

Il existe de nombreux tests permettant de différencier les bactéries. Ceux-ci sont regroupés sous des batteries de tests.

2-2-3 L'immuno-enzymologie

La technique est identique à celle utilisée en virologie.

2-2-4- La PCR (Polymerase Chain Reaction)

La technique est identique à celle utilisée en virologie.

2-2-5- Utilisation de bactériophages

Les bactériophages sont des virus qui infectent les bactéries. Ils peuvent être très spécifiques. Ainsi lors de leur mise en culture avec des bactéries, ils ne seront capables d'infecter qu'un seul type de bactérie. On peut ainsi identifier *Staphylococcus aureus* ou *Salmonella enteridis* par exemple.

2-2-6- Réaction de précipitation

Cette technique consiste à mettre en présence des antigènes spécifiques avec des anticorps à un taux particuliers permettant la formation d'immun-complexes. Si les immun-complexes sont de taille suffisantes, ils précipitent hors de la solution et sont visibles à l'œil nu.

2-3 Méthodes de diagnostics parasitaires

2-3-1 Le raclage cutané [15]

C'est une technique simple, facile à mettre en œuvre et qui permet de confirmer rapidement un diagnostic.

- A l'aide d'une lame de bistouri, ou l'on a préalablement déposé une goutte de lactophénol, racler un pli de peau maintenu entre le pouce et l'index, jusqu'à la rosée sanguine. Le raclage doit investir une surface minimale de deux centimètres carrés.
- Déposer sur une lame une goutte de lactophénol, le produit de raclage bien étalé et une lamelle. Observer au faible puis au fort grossissement.
- Il est important de bien choisir la zone de raclage : on évitera les zones de peau profondément remaniées. Il faut choisir des zones d'extension du processus.
- Les raclages doivent être réalisés à diverses zones du corps et renouvelés si nécessaire. Un raclage négatif n'est pas un diagnostic de certitude.

Le raclage cutané est notamment utilisé pour le diagnostic de la gale sarcoptique.

2-3-2 Diagnostic hématologique

Ces prélèvements peuvent être périphériques (une goutte de sang à l'oreille par exemple) ou centraux (par exemple à la veine jugulaire). Dans les deux cas on réalise un frottis puis une identification du parasite au microscope.

Cette technique permet la recherche de piroplasmes et de trypanosomes lors de prélèvements périphériques ; lors de prélèvements centraux, on recherchera plutôt la présence de microfilaires après enrichissement.

2-3-3 La Coproscopie

Le diagnostic des maladies parasitaires repose d'abord sur une suspicion clinique et épidémiologique, mais la confirmation expérimentale est nécessaire à l'identification du ou des agents pathogènes en cause.

Le diagnostic direct est basé sur des techniques de mise en évidence des parasites ou d'éléments parasitaires. La coproscopie est l'examen le plus employé.

a) Diagnostic coproscopique macroscopique

Elle consiste en la recherche de parasites adultes (ex : *Toxocara canis*) ou de segments de ténias.

b) Diagnostic coproscopique microscopique [15] [16]

Les éléments parasitaires sont recherchés à l'objectif 10 et les détails à l'objectif 40.

- Examen direct

C'est une méthode rapide qui consiste à étaler sur une lame une très petite quantité de fèces dans une goutte de solution saline. Cependant une partie infime des fèces est analysée et ne représente donc pas le volume total, de plus cette technique ne permet l'élimination que des gros débris végétaux, beaucoup d'autres persistent et rendent l'observation difficile.

La sensibilité est trop faible.

- L'enrichissement

Il permet d'éliminer la majorité des débris issus de la digestion puis de concentrer les éléments parasitaires. Il peut être réalisé par sédimentation ou flottation.

- Technique de flottation : les liquides de flottation les plus utilisés sont le sulfate de magnésium, le sulfate de zinc et le mélange sulfate et acétate de zinc.

Les techniques classiques sont suffisantes pour observer les œufs d'helminthes et les kystes de protozoaires ainsi que les L1 des strongles respiratoires et circulatoires. D'autres méthodes plus spécifiques pour la recherche de larves sont utilisées comme la méthode de Baermann.

Les méthodes semi quantitatives consistent à diluer une certaine quantité de fèces dans une quantité précise de solution dense. L'ensemble est passé sur une passoire à thé de manière à éliminer les gros débris. Plusieurs tubes sont remplis de façon à laisser un ménisque convexe. Ils sont ensuite laissés au repos ou mis à centrifuger 5 min à 1500 tours/min (une lamelle étant posée sur chaque tube). Les lamelles sont ensuite récupérées et observées.

Les méthodes quantitatives comme la méthode de Mac Master utilisent une même quantité de fèces et une dilution constante afin d'estimer la richesse de l'échantillon. La lame de Mac Master contient un volume examinable de 2 fois 0,15 ml. Les fèces sont dilués au 1/15 : ainsi l'observation d'un œuf sur la lame correspond à 100 œufs/g de matière fécale.

Cette méthode est intéressante pour suspecter un niveau d'infestation. Cette méthode est valable notamment pour les strongles digestives ou les ankylostomes.

- Technique de sédimentation : elles est intéressantes notamment en présence de fèces riches en matières grasses. Méthode de Telemann-Rivas. L'échantillon de fèces est mélangé à un sérum physiologique formolé à 7% ou de l'acide acétique à 5%. Il est tamisé puis placé dans des tubes à centrifuger, l'autre moitié du tube est remplie d'éther. Les tubes sont mis à centrifuger pendant 5 min à 3000 tours/min.

L'éther permet de dégraisser le prélèvement. Le culot est récupéré puis observé au microscope. Cette technique est plus sensible dans la recherche de kystes de *Gardia* ou d'œufs lourds.

- Méthode de Baermann : cette méthode est destinée à l'observation de larves de nématodes. Elle repose sur l'hygrotopisme positif et le phototropisme négatif des larves. Elle est plus sensible qu'une méthode classique.

L'échantillon de fèces est placé dans un entonnoir dont le fond est tapissé d'une compresse, elle-même en contact avec de l'eau : le prélèvement est soumis d'un côté à la déshydratation et de l'autre est mis en contact avec de l'eau : les larves vont migrer spontanément vers la zone la plus humide. Au bout d'une dizaine d'heures on recueille le premier volume d'eau en

bas de la tubulure. Ce volume est examiné au microscope entre lame et lamelle. L'observation de larves de nématodes doit être associée à une diagnose différentielle.

La présence d'éléments parasitaires témoigne d'une infestation mais la quantité trouvée n'est pas toujours le reflet du niveau de l'infestation. La réponse immunitaire et le statut physiologique de l'hôte influent sur la prolificité des parasites.

Lorsque les éléments parasitaires sont absents, il est nécessaire de répéter les analyses : les œufs ne sont pas toujours présents, la sensibilité de la technique peut-être insuffisante, la pathologie observée peut-être due à des larves.

2-3-4 Ponction de tissus

Cette technique a notamment pour but de mettre en évidence des Leishmanies.

On réalise une ponction à l'aiguille dans un nœud lymphatique que l'on étale sur une lame.

Les parasites sont mis en évidence au microscope après coloration au May-Grünwald Giemsa.

2-3-5 Sérologie

La technique est identique à celle utilisée en virologie.

2-3-6 PCR

La technique est identique à celle utilisée en virologie.

2-4-Le prélèvement [1, 17]

2-4-1 Choix du prélèvement

Il repose tout d'abord sur les hypothèses cliniques, le choix du test diagnostique et les possibilités d'acheminement du prélèvement au laboratoire.

Le prélèvement doit être correctement identifié et daté.

Le diagnostic indirect, nécessite le plus souvent un échantillon de sang (plus rarement du liquide céphalo-spinal ou de la salive) permettant la recherche d'anti-corps dans le sérum.

Lors de diagnostic direct, les échantillons utilisables sont beaucoup plus variés : les prélèvements doivent être réalisés le plus tôt possible lors de l'apparition de signes cliniques, au niveau d'un compartiment ou d'un site anatomique où la présence de l'agent recherché est suspectée.

2-4-2 Conservation du prélèvement

Prélèvement pour une recherche moléculaire :

La PCR a la même fiabilité que les agents soient viables ou non. Les génomes des virus sont généralement stables dans les prélèvements. La conservation est donc possible plusieurs jours à température ambiante ou à 4°C sans compromettre le résultat de l'analyse.

Les organes seront conservés de préférence à -20°C jusqu'à l'expédition. Cette expédition peut se faire à température ambiante.

Les prélèvements en formol ne sont pas utilisables.

Il faut également prêter une attention particulière lors de la réalisation du prélèvement. En effet celui-ci doit être réalisé dans des conditions les plus propres possibles pour éviter sa contamination et compromettre son analyse.

Prélèvement pour une recherche bactériologique :

Le prélèvement doit être réalisé dans la mesure du possible de façon stérile.

Les prélèvements bactériologiques doivent être acheminés le plus rapidement possible au centre d'analyse. Ce délai va de quelques minutes à quelques heures.

Une attention particulière doit être portée aux conditions de conservation notamment s'il s'agit de germes anaérobies.

Pour conserver la qualité du prélèvement, il est conseillé de le garder dans une atmosphère humide, avec du chlorure de sodium isotonique ou des milieux de transports adaptés, et dans la mesure du possible à l'abri de l'air. Le chlorure de sodium ne contient pas de substances nutritives et de ce fait, les micro-organismes ne se multiplient pas. Le prélèvement conserve donc son authenticité et peut être acheminé dans les vingt-quatre heures au centre d'analyse. Il ne faut pas réfrigérer des prélèvements suspectés de contenir des bactéries anaérobies car elles sont sensibles au froid.

Les autres prélèvements doivent être conservés à une température comprise entre 0 et 4°C.

Prélèvement pour une recherche parasitaire :

Les selles doivent être les plus fraîches possibles (moins de vingt-quatre heures) et conservées à une température inférieure à quatre degrés pour une recherche d'helminthose classique.

Les recherches de protozooses dans les selles doivent se faire par un étalement très frais de selles, prélevées depuis moins d'une demi-heure en pratique.

Lorsque l'on recherche un parasite sanguin, le frottis doit être réalisé tout de suite après la prise de sang et séché. Il est possible d'envoyer l'étalement au laboratoire d'analyses.

De manière générale,

- Lorsque le prélèvement doit être analysé par sérologie, le sérum peut être conservé une semaine à 4°C.
- Lorsque le prélèvement doit être analysé pour être mis en culture, il doit être conservé à 4°C et envoyé le plus rapidement possible au laboratoire d'analyses sans rupture de la chaîne du froid.
- Lorsque le prélèvement est destiné à une analyse moléculaire, il peut être conservé à température ambiante ou à 4°C.

Notons également, que la recherche d'un virus par immunofluorescence nécessite que le prélèvement n'ait pas été congelé. En effet la congélation détruit les structures cellulaires et rend l'interprétation du résultat impossible.

2-5- Validité des tests diagnostiques.

Les tests diagnostiques ont une utilité importante dans le maintien de la santé des animaux captifs : ils permettent de détecter l'agent responsable d'une affection lors d'infection individuelle mais également à l'échelle de la population, de déterminer la prévalence de la maladie ou encore le statut infectieux d'un troupeau.

La plupart des tests diagnostiques utilisés chez les animaux domestiques sont transposés aux animaux sauvages. Ceci soulève deux problèmes majeurs :

- d'une part ces tests ne sont pas tous validés chez les animaux domestiques.
- d'autre part, en considérant que ces tests soient également validés chez les animaux sauvages, ils peuvent se révéler incorrects du fait de la différence des sérovars, des souches pathogènes et de réactions croisées des différents anti-corps.

Lorsqu'on réalise des tests diagnostiques dans le but de prendre des décisions thérapeutiques, il est important de déterminer le nombre de tests à utiliser, lesquels sont les plus fiables et une méthode afin de les interpréter correctement.

Ainsi, il est nécessaire de bien comprendre les notions de sensibilité et de spécificité d'un test.

2-5-1 Estimation de la spécificité et de la sensibilité d'un test :

La sensibilité se définit comme la probabilité que le test identifie correctement l'animal exposé à l'élément pathogène considéré. Quelques facteurs pouvant influencer sur la sensibilité :

- Les limites de détection du test : par exemple, un animal vient d'être récemment infecté et le test ne peut détecter une quantité trop faible d'anticorps.
 - un animal tolérant sur le plan immunologique à l'infection.
 - une détection des mauvais anti-corps.
 - la présence de substances exogènes ou endogènes dans les échantillons pouvant interférer avec le test.
- L'intervalle de temps entre le test et l'exposition de l'animal à la maladie.

- Ou encore des variations biologiques entre les souches virales, bactériennes ou parasitaires présentes sur le terrain et celles utilisées comme références.

La spécificité est la probabilité que le test détecte correctement les animaux qui n'ont pas été exposés à l'agent pathogène. Des faux positifs peuvent être obtenus lors :

- de présence d'anticorps spécifiques ou non, dus à une précédente vaccination.
- De réactions croisées avec des agents similaires.
- Ou encore lors de contamination bactérienne du prélèvement.

La spécificité et la sensibilité d'un test sont en général considérées comme fixes mais en réalité elles varient en fonction de la quantité de l'agent pathogène présent dans l'organisme, du stade de la maladie ou encore de la région géographique étudiée.

En théorie, la sensibilité et la spécificité d'un test sont connues après avoir testé différents groupes d'animaux dont le statut immunitaire est connu. Celui-ci se détermine grâce à un test de référence (ou méthode de référence) : résultats macroscopiques ou isolation et identification de l'agent pathogène en question.

La plupart du temps, le test de référence n'est pas parfait et les sensibilité et spécificité sont déduites par comparaison de différents tests.

De plus, étant donné les difficultés à obtenir des échantillons représentatifs de la faune sauvage, il existe peu de tests utilisés sur ceux-ci où l'on connaisse la spécificité et la sensibilité.

En général, les tests approuvés pour les carnivores domestiques ont été directement utilisés chez les canidés sauvages sans se soucier des réactions croisées avec des agents pouvant être présent sur l'animal ou dans l'environnement.

La plupart des tests utilisés sont des tests sérologiques: en effet les prélèvements sanguins sont assez aisés et peu coûteux et peuvent être utilisés pour tester de nombreux agents infectieux. Le but de ces tests est de déterminer si un animal est exposé ou non à l'agent infectieux. La méthode la plus utilisée est l'ELISA :

L'interprétation d'un test est basée sur une valeur limite au dessus de laquelle il est considéré comme positif et au dessous de laquelle il est considéré comme négatif.

Pour certains tests il existe une zone intermédiaire ou non interprétable.

Si l'on diminue cette valeur limite, on augmente la sensibilité du test mais l'on diminue sa spécificité ; et inversement.

Contrairement à la spécificité et à la sensibilité inhérentes au test, la valeur prédictive dépendra de la prévalence de la maladie dans les différentes populations considérées.

2-5-2 La valeur prédictive d'un test [18]

- La valeur prédictive positive d'un test répond à la question : « quelle proportion d'animaux testés positifs est réellement infectés ? »
- La valeur prédictive négative d'un test répond à la question : « quelle proportion d'animaux testés négatifs est réellement non infectée ? »

En considérant que la sensibilité et la spécificité du test soient bonnes : lorsque la prévalence diminue, la valeur prédictive positive du test diminue et la valeur prédictive négative augmente.

Si l'on veut introduire un animal dans une population reconnue pour être indemne de telle maladie, il sera préférable de choisir un test avec une forte sensibilité.

L'utilisation de plusieurs tests ou de séries de tests est préférable dans des populations à faible prévalence pour la maladie recherchée. Les tests à forte spécificité sont plutôt utilisés pour la mise en évidence d'agents pathogènes.

Lors de séries de tests, on utilise d'abord des tests à forte sensibilité afin de déterminer tous les animaux positifs tout en sachant qu'il existe une certaine proportion de faux positifs. Ensuite, on utilisera un test à forte spécificité afin de déterminer quels sont les animaux réellement positifs.

Remarque : cette démarche reste théorique et il faudra aussi prendre en compte le coût de ces différents tests.

Les tests sérologiques sont importants pour déterminer le risque d'introduction de nouveaux agents pathogènes et sont recommandés lors de l'introduction de nouveaux canidés sauvages afin de maintenir un bon état sanitaire dans le zoo.

Après de brefs rappels sur les différents tests diagnostiques utilisés, voici les principales maladies infectieuses et parasitaires rencontrées chez les canidés sauvages.

Chapitre 3 : Principales affections des canidés sauvages et tests diagnostiques utilisés

Il ne s'agit pas de faire ici une liste exhaustive des maladies infectieuses et parasitaires des canidés sauvages, mais de détailler les principales décrites dans la littérature.

3-1 Maladies virales

L'hépatite de Rubarth

[19, 20] [21] [12, 20, 22-25] [12, 26-28]

- l'Agent :

Famille : *ADENOVIRIDAE*

Genre : *Mastadenovirus*

Adénovirus canin de type 1.

Le virus est résistant dans l'environnement.

- Epidémiologie :

C'est une maladie à répartition mondiale, très contagieuse. Elle a été mise en évidence chez le loup, le coyote, le renard gris et le renard roux. Cette affection est plus répandue aux États-Unis qu'en Europe.

- Transmission :

Elle se fait par ingestion de fèces, d'urine ou de salive.

- Clinique :

On observe un syndrome de gastro-entérite hémorragique, avec de l'œdème sous cutané, des ecchymoses, de l'épistaxis, ainsi que des signes d'hépatite et splénomégalie.

Chez les renards, des signes de rhinite et d'anorexie peuvent apparaître après 2 à 6 j d'incubation, viennent ensuite de la diarrhée hémorragique, et des signes d'encéphalite (hyperexcitabilité, paralysie, coma). On note un écoulement nasal parfois de l'ictère, des convulsions tonico-cloniques, une paralysie et la mort

Il est également possible d'observer une kératite.

- Diagnostic :

Le diagnostic différentiel doit se faire avec la rage et la maladie de Carré en ce qui concerne les animaux présentant des signes cliniques.

Certaines études utilisent un diagnostic sérologique par séroneutralisation.

Le diagnostic post-mortem se fait par immunohistochimie, examen histopathologique et recherche de corps d'inclusions intranucléaires dans les cellules épithéliales et endothéliales atteintes.

Un diagnostic par PCR est également utilisé.

La maladie de Carré

[12, 20, 29, 30] [31] [32] [33] . [34] [27, 31, 35] [36, 37]

- Agent : virus de la maladie de Carré

Ordre : *Mononegavirales*

Famille : Paramyxoviridés

Genre : *Morbillivirus*.

C'est un virus ARN simple brin, négatif relativement fragile et rapidement inactivé dans le milieu extérieur, notamment par les UV et la chaleur. Il est relativement résistant à basse température.

-Epidémiologie :

Le chien joue un rôle de réservoir, il est le principal facteur de risque de contamination.

Cette maladie, naturellement transmise ou vaccino-induite, a été reportée notamment chez les Lycaons, dingos, chiens des buissons, loups à crinière, renards véloces, chiens viverrins, renards roux et renards gris d'Argentine. Le renard roux semble moins sensible que le loup gris. Il est à noter que la maladie de Carré est rarement reportée en Asie sauf quelques cas au Japon chez le chien viverrin.

Elle est très fréquente chez les canidés sauvages et peut avoir un fort impact sur certaines populations (comme les renards gris d'Argentine ou le Lycaon).

- Transmission :

Elle se fait par voie aérienne via les liquides ou sécrétions buccales, respiratoires ou oculaires contenant le virus. Le contact doit être rapproché avec les animaux infectés étant donné la fragilité du virus dans le milieu extérieur.

Le virus peut-être excrété pendant 60 à 90 jours après l'exposition. C'est une maladie très contagieuse. On la retrouve essentiellement chez le jeune.

- Physiopathologie :

Le virus entre dans l'organisme via l'épithélium du tractus respiratoire. Il se multiplie dans les macrophages puis se dissémine aux nœuds lymphatiques, tonsilles et autres tissus lymphoïdes. Il se disperse ensuite aux tissus épithéliaux.

- Clinique :

La période d'incubation peut durer de une semaine à un mois.

Les signes cliniques dépendent de la souche virale, des conditions environnementales ou encore de l'âge de l'animal atteint. Les canidés sont plus sensibles à l'infection lorsque les populations sont importantes car elles favorisent les contacts étroits

Ce sont les signes d'une infection systémique : les systèmes respiratoire, gastro-intestinal et neuro-central sont touchés : on observe des troubles nerveux et écoulements oculo-nasaux, souvent accompagnés de dermatite pustuleuse dans la région inguinale ou les zones palmaires des membres, ainsi que d'une hyperkératose digitale. La diarrhée est fréquente ainsi que l'anorexie.

Chez les renards, il a été observé de l'alopecie, de l'incoordination, des tremblements, de la faiblesse, de l'agressivité ainsi qu'un état de dépression.

Cependant ; des études ont montré que certains canidés sauvages, comme le chacal doré, présenteraient une forte prévalence pour le virus de la maladie de Carré sans toute fois présenter de signe clinique. Ainsi, ils seraient fréquemment exposés au virus mais survivraient au stade virémique.

- Diagnostic :

- Ante mortem : signes cliniques et historique.

- Examen nécropsique : on observe une congestion de l'endocarde, une pneumonie interstitielle ou une bronchopneumonie. Les poumons sont oedématiés, fermes et marbrés.

Il est également possible d'observer une méningoencéphalite non suppurative, une pneumonie non suppurative avec présence de cellules pulmonaires géantes et plurinuclées .Ce type de lésions est comparable à celles retrouvées chez des chiens domestiques atteints de la maladie de Carré.

Le diagnostic de certitude consiste à rechercher des corps d'inclusion dans les tissus épithéliales, lymphoïdes et le cerveau (photo 8).

On peut également réaliser un examen immunohistochimique sur les organes lésés : rate, cerveau, poumons pour la recherche d'antigènes.

- diagnostic sérologique : la recherche d'anti-corps contre le virus de la maladie de Carré peut se faire par immunofluorescence indirecte. Dans certaines études, le test de séroneutralisation est également utilisé ainsi que le test ELISA indirect.

Une étude sur les loups à crinière souligne bien la problématique des test sérologiques : en effet ceux-ci entraînent souvent des faux positifs et des faux négatifs du faite des réactions croisées avec d'autres agents. De plus ces tests ne sont pas validés sur les animaux sauvages. Cependant ces test sont validés chez le chien domestique et couramment utilisés chez les loups en captivité.

Il sera donc important d'interpréter les résultats des tests avec prudence.

Le diagnostic peut également se faire par RT-PCR.

- Traitement et prévention :

L'injection de certains vaccins commerciaux destinés aux chiens comporte des risques pour certains autres canidés. Les renards gris d'Argentine sont beaucoup plus sensibles que les renards roux et peuvent déclencher la maladie après une vaccination avec un virus atténué. Une mortalité post-vaccinale a également été observée chez le Lycaon.

En théorie la primo vaccination doit se faire à l'aide d'un vaccin inactivé et les rappels à l'aide de souches atténuées.

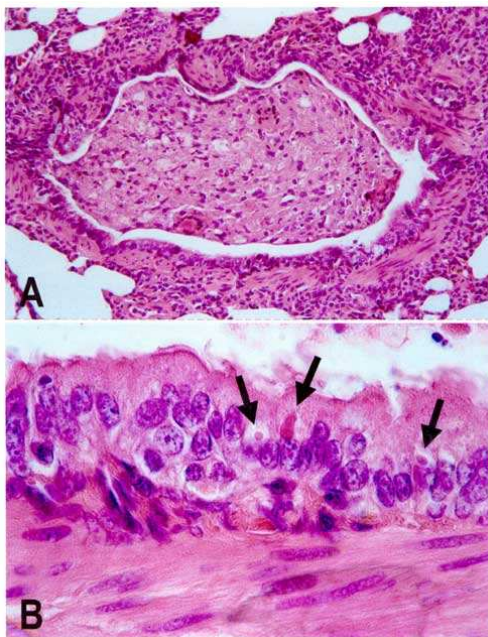


Photo 8 : coupe histologique de lésions pulmonaires chez un Lycaon atteint de la maladie de Carré :

A : bronchiole obstruée par des cellules inflammatoires et des débris cellulaires.

B : détail de A montrant de multiples inclusions virales intracytoplasmiques (flèche) de l'épithélium bronchique).

D'après *Emerg Infect Dis* 2002 Feb ; 8(2) :211-3

L'herpès virose canine

[38] [27]

-Agent : *herpesvirus canin 1* :

Famille : *Herpesviridae*.

Sous-famille : *Alphaherpesvirinae*.

- Transmission :

La contamination se fait par contact direct entre les canidés susceptibles d'infection et les infectés, essentiellement par ingestion et inhalation. La transmission sexuelle est possible mais rare.

Les nouveaux-nés sont généralement contaminés par les sécrétions vaginales lors du part.

La transmission in utero a été décrite.

- Clinique :

Les signes cliniques sont frustes chez l'adulte : on observe des signes de rhinite et des lésions vésiculaires de l'appareil génital.

C'est une maladie grave qui provoque une septicémie mortelle chez les nouveaux nés et des avortements.

Les animaux infectés restent porteurs à vie et deviennent probablement excréteurs à l'occasion de stress.

-Diagnostic :

Il se réalise par recherche des anticorps neutralisants, isolement viral, recherche des inclusions virales en histologie.

La recherche d'anti-corps est également réalisée par séroneutralisation.

-Prévention :

Il est important d'examiner les animaux reproducteurs afin de vérifier l'absence de lésions génitales.

La Parvovirose

[29, 30] [20] [39, 40] [12] [41, 42] [26] [27, 42] [43]

- Agent : *Parvovirus canin* de type II.

Famille : Parvoviridae

Sous-famille : *Parvovirinae*

Genre : *Parvovirus*

Le typage du CPV-2 n'a pas été effectué chez les canidés sauvages mais les variants sont mineurs et les souches isolées sur celles des espèces sauvages sont bien celles du chien.

Il se multiplie dans les cellules en division de l'épithélium intestinal et médullaire.

L'hypothèse la plus simple est que les canidés sauvages se soient contaminés par l'intermédiaire de foyers canins.

- Epidémiologie :

C'est une maladie mondialement répandue et le virus serait capable d'infecter tous les canidés sauvages.

L'impact sur les populations en liberté du virus canin de la parvovirose est mal documenté, cependant, il pourrait être à l'origine du déclin de certaines populations isolées par une forte mortalité chez les nouveau-nés et les jeunes.

Il peut également être mortel chez les adultes.

Des épizooties ont été décrites chez le loup (*Canis lupus*), le loup à crinière (*Chrysocyon brachyurus*), le renard mangeur de crabe (*Cerdocyon thous*), le coyote (*Canis latrans*), le chien de brousse (*Speothos venaticus*) ou encore le renard roux (*Vulpes vulpes*).

Par contre elle est responsable de nombreux problèmes chez les animaux en captivité.

La prévalence de la maladie au sein des populations sauvages augmenterait depuis plusieurs années.

- Transmission :

Elle se fait par contact indirect .L'élimination est fécale, le virus est très résistant dans le milieu extérieur. Celle-ci est d'autant plus élevée dans les meutes comme chez les loups où il existe des contacts étroits entre les différents membres du groupe.

- Clinique :

On observe deux principales formes cliniques lors d'infection par le parvovirus :

- des entérites avec vomissements et diarrhées d'intensité variable et pouvant atteindre des animaux de tout âge.
- Des myocardites et signes d'insuffisance cardiaque ont été observés chez des jeunes de moins de 3 mois.

Il a été décrit également de l'anorexie, une lymphopénie, une leucopénie ainsi que de l'hyperthermie.

Les signes cliniques sont plus courants et plus sévères chez les jeunes. Il est bien entendu beaucoup plus difficile d'observer les signes cliniques chez les espèces en liberté. Mais des études expérimentales sur des loups en captivité suggèrent que le virus de la parvovirose pourrait être responsable d'une mortalité significative dans ces populations.

-Diagnostic :

Dans la plupart du temps, les études sérologiques chez les canidés sauvages utilisent le test d'inhibition de l'hémagglutination sur échantillon de sang pour détecter les anti-corps contre le CPV-2.

Le test d'inhibition de l'hémagglutination serait moins sensible que la séroneutralisation. Ce dernier peut détecter des concentrations en AC plus faibles mais est plus difficile à réaliser en laboratoire.

Cependant, une sérologie positive, n'implique pas la présence du virus au moment où l'étude est réalisée. D'autres tests sont nécessaires pour mettre en cause le parvovirus dans la mort d'un animal ou son état clinique. Il est donc judicieux de compléter le diagnostic par une recherche d'antigènes viraux sur fécès par microscopie électronique ou hémagglutination.

En combinant les tests d'hémagglutination sur fécès et le test d'inhibition de l'hémagglutination on obtient une méthode rapide et spécifique pour la détection du parvovirus.

Dans certaines études, la recherche d'anticorps se réalise par immunofluorescence indirecte sur prélèvement sanguin;

Le diagnostic par PCR est également utilisable.

Le diagnostic de certitude reste l'analyse nécroscopique de l'animal et la recherche de lésions entériques comme une nécrose de la muqueuse intestinale, une perte de villosités ; des lésions lymphoïdes : les nœuds lymphatiques sont hyperplasiés et myéloïdes.

Il est également possible d'observer des particules virales dans le contenu intestinal par microscopie électronique.

La Rage

[5, 24, 44],[24] [45]

- Agent :

Famille : Rhabdoviridés

Genre : *Lyssavirus*

C'est un rhabdovirus neurotrope comportant des biotypes spécifiques du renard et du chien qui se réplique premièrement dans le système nerveux central puis gagne les glandes salivaires.

- Importance :

C'est une zoonose majeure. Cette maladie est tout d'abord considérée comme un problème de santé humaine majeur mais elle représente également une réelle menace pour certains canidés menacés. En effet, elle peut potentiellement être responsable de fortes mortalités et le virus peut de plus infecter et être transmis par un très grand nombre d'espèces animales.

La rage continue d'être une des maladies virales atteignant le plus de canidés sauvages dans certaines parties du monde et est parfois responsable de fortes diminutions de populations lors d'épizooties.

- Transmission :

Elle se fait essentiellement par morsure. L'excrétion du virus dans la salive précède de plusieurs jours l'apparition de signes nerveux.

- Clinique :

L'incubation dure de quelques semaines à plusieurs mois.

Chez le renard : on observe essentiellement un changement notable d'habitude ou de comportement de l'animal comme la perte de prudence naturelle et la rencontre de l'animal en plein jour. La maladie se termine fréquemment par une paralysie totale. L'évolution est mortelle en 3-4j à partir de l'apparition des symptômes.

Chez le loup, les symptômes sont semblables à ceux du chien.

Chez les carnivores sauvages, les symptômes sont mal connus mais associent en général un changement de comportement (chez le Lycaon, il a été observé des animaux mâchant de la terre, un port de tête et des oreilles anormal), de l'anorexie, de l'excitabilité ou une paralysie et de la sialorrhée.

- Diagnostic :

Il n'existe pas de signe clinique pathognomonique de l'infection et le diagnostic de certitude est post-mortem.

La seule lésion spécifique est la présence de corps de Négri ; elle se fait par examen histopathologique. Cette recherche est longue, de plus des faux négatifs (absence de corps de Negri) et de faux positifs (inclusions cytoplasmiques non spécifiques) peuvent être observés.

Ainsi, tout animal suspect de rage devra être euthanasié de manière à ne pas endommager le cerveau en vue d'un examen correct. Celui-ci est réalisé à partir de prélèvements sur encéphale par un laboratoire de référence (AFSSA Nancy en France ou l'Institut Pasteur s'il y a eu risque de contamination humaine).

D'autres techniques comme l'immunofluorescence et inoculation en culture de neuroblastomes ou encore la recherche d'antigène viral par d'immunofluorescence indirect sur un échantillon de cerveau peut également être utilisés.

Les nouvelles techniques comme la recherche de génome viral par RT-PCR sur prélèvement de cerveau sont beaucoup plus sensibles que les méthodes traditionnelles, et sont donc de plus en plus utilisées.

- Prophylaxie :

L'utilisation d'un vaccin a virus inactivé est efficace. Attention, il existe de nombreux cas de rage vaccinale après utilisation de vaccins modifiés hétérologues (vaccins interdits en France).

Importation et quarantaine : il est interdit d'importer d'animaux en provenance de zones endémiques. La quarantaine ne se réalise en général que sur les animaux mal vaccinés ; la durée est de 3 mois à un an selon la législation nationale.

Maladie d'Aujeszky ou pseudo- rage

[38, 46-48]

- Agent :

Elle est due à un herpesvirus neurotrope qui atteint les suidés : *Suid herpes virus 1* qui appartient à la famille des *Herpesviridae* et à la sous famille des *Alphaherpesvirinae* .Il s'agit d'un virus enveloppé comprenant un double brin d'ADN.

C'est une maladie importante chez le cochon domestique mais elle également rapportée chez de nombreuses espèces sauvages dont le chacal.

- Transmission :

La principale source de contamination est le contact direct avec un porc infecté, il peut également y avoir transmission du virus par des aérosols, de la viande, des abats ou de l'eau de boisson infectés.

- Clinique :

Le virus peut entraîner des encéphalites mortelles chez les carnivores.

Il provoque une méningo-encéphalite et une ganglionévrte. C'est une pathologie mortelle chez les hôtes non suidés.

Les signes cliniques observés sont de l'anorexie, un état dépressif, une sialorrhée importante ainsi qu'un prurit intense. Les signes nerveux peuvent se manifester par une modification de la voix, une paralysie des membres, des spasmes cloniques pouvant aller jusqu'à des convulsions et un coma.

La mort arrive généralement 24 à 48 heures après le début des signes cliniques.

- Diagnostic :

Il se fait par isolement viral et immunofluorescence. La recherche d'anticorps par méthode ELISA est également utilisée.

L'examen histo-pathologique du tissu cérébral révèle des lésions multifocales de méningo-encéphalite non suppurative.

Le papillomavirus canin

[47, 49]

Ce sont des tumeurs de la peau ou de la muqueuse appelées également verrues ou papillomatose cutanée. La plupart de ces tumeurs sont dues à des papillomavirus. Elles peuvent parfois évoluer en carcinome épidermoïde.

Cette maladie a été décrite chez le loup et le coyote.

Etiologie: le papillomavirus oral canin est un virus à ADN double brin non enveloppé de la famille des *Papovaviridae*

Le papillomavirus oral canin infecte en général le chien domestique *Canis familiaris* et le coyote *Canis latrans*.

Transmission : elle peut se faire par contact direct ou indirect.

Clinique : on retrouve ces masses sur les muqueuses orales, labiales, pharyngées et également sur les muqueuses oculaires.

Certains animaux sont débilités et malades lorsque les tumeurs deviennent trop proéminentes et qu'elles gênent la vision ou la déglutition en fonction de leurs localisations.

Ces tumeurs régressent en général, et l'animal s'immunise sur le long terme contre une nouvelle infection.

Diagnostic: il est histologique.



Photo 9 : lésions sévères de papillomatose sur les lèvres, la langue et la muqueuse orale chez un coyote (d'après JWD, vol 14, avril 1978)

Coronavirus canin

[38, 50]

- Agent : Plusieurs coronavirus apparentés peuvent être échangés entre carnivores et être à l'origine de signes cliniques variés ; le coronavirus canin de type I appartient à la famille des *Coronaviridae* et est à l'origine d'entérites.
- Transmission : elle se fait par l'intermédiaire des fèces.
- Clinique : Le coronavirus canin de type 1 provoque une entérite hémorragique aigue, préférentiellement chez le jeune, engendrant une immunité de courte durée. Les signes cliniques sont plus sévère lors d'immunodépression causée par un autre agent infectieux (par exemple le virus de la maladie de Carré ou le parvovirus). Certains individus sont porteurs sains.
- Diagnostic : il se fait par recherche d'anticorps par immunofluorescence indirecte.

3-2 Maladies bactériennes [51]

Les canidés sauvages sont sensibles aux mêmes bactéries que les canidés domestiques.

Micrococccies

On peut ranger dans cette catégorie, un grand nombre d'infections dues à des streptocoques et des staphylocoques à l'origine de troubles généraux ou locaux. Le renard roux a été trouvé particulièrement sensible à une souche de streptocoque beta-hemolytique provoquant un ictère et une septicémie mortelle ;[52] des cas de pneumonies mortelles à *Streptococcus equisimilis* ont été rapportées chez des coyotes...[53]

L'identification de ces bactéries se fait en général par l'intermédiaire de différents milieux de culture.

De nombreuses espèces appartiennent simplement à la microflore de l'individu ; l'apparition de la maladie résulte alors d'une immunodéficience permanente ou temporaire.

Salmonellose

[54]

- Agent :

L'agent responsable de la maladie est une bactérie, *Salmonella* spp. Cette bactérie appartient à l'ordre des *Entérobacteriades* et à la famille des *Enterobacteriaceae*. Il s'agit de bactéries Gram négatives, non sporulées, aérobies ou anaérobies facultatives que l'on rencontre sous forme de bacilles.

Cet organisme réside dans la vésicule biliaire et le tube digestif des animaux.

Il s'agit d'une zoonose.

La source de contamination la plus fréquente est la consommation d'aliments contaminés. Il s'agit de viandes crues, de poissons crus ou d'os.

- Clinique :

Des cas de portages asymptomatiques ou symptomatiques (gastro-entérite d'amplitude variable selon les individus) sont observés dans les parcs zoologiques ce qui justifie de contrôler les animaux à intervalles réguliers et avant chaque transfert.

Cependant la majorité des canidés sauvages sont porteurs asymptomatiques. Etant donné qu'il s'agit d'une zoonose, il est toute fois important de contrôler ces animaux.

- Diagnostic :

Il se fait par mise en culture de fèces sur milieux spécifiques.

La leptospirose

[55, 56] [27] [20, 55, 57]

- Agent :

Classe : *Spirochaetes*

Ordre : *Spirochaetales*

Famille : *Leptospiraceae*

Genre : *Leptospira*

Espèce : *Leptospira interrogans*, *Leptospira canicola*, *Leptospira icterohaemorrhagiae*.

- Importance :

La leptospirose est une zoonose bactérienne touchant un certain nombre d'espèces dont l'homme et entraînant un syndrome fébrile, un sepsis, une insuffisance rénale et des anomalies de la reproduction.

- Epidémiologie :

Certains canidés sauvages peuvent être séropositifs à des sérovars de leptospires sans présenter de signes cliniques ni servir de réservoir à la bactérie.

Cette maladie est commune chez le renard roux, le renard gris d'Argentine, le loup, le chacal et le coyote.

Elle a peu de répercussions sur les populations de canidés sauvages.

Le rôle des canidés sauvages dans la propagation et le maintien de la leptospirose chez les canidés domestiques n'est pas encore bien connu.

- Transmission :

Les carnivores peuvent se contaminer par contact direct avec de l'urine ou indirect en se nourrissant d'une proie préalablement infectée. Les leptospires peuvent survivre plusieurs semaines dans les sols humides et les eaux stagnantes.

- Diagnostic :

A l'histologie on observe une néphrite interstitielle et hémorragique ainsi qu'une dégénérescence tubulaire avec accumulation de matériel protéique dans les tubules. Un diagnostic sérologique par test d'agglutination est également possible.

Notons qu'il existe de nombreuses réactions croisées entre les différents sérovars de *L.interrogans*.

L'ehrlichiose

[58].[57] [59] [23] [60, 61]

- Agent : *Ehrlichia canis* est l'agent de l'ehrlichiose des canidés domestiques ou sauvages.

Ehrlichia canis est une bactérie appartenant à la famille des *Rickettsiaceae*. Les rickettsies sont de petites bactéries Gram moins, de forme coccoïde ou ellipsoïdale qui infectent seulement des cellules hôtes. Dans le cas d'*E.canis* ce sont les cellules mononuclées.

- Transmission :

Elle se fait par l'intermédiaire de tiques : *Rhipicephalus sanguineus*.

Le chien domestique est le principal réservoir d'*E.canis*.

- Epidémiologie : La maladie a une répartition mondiale mais, elle est particulièrement fréquente dans les pays tropicaux et subtropicaux (Afrique, Asie du Sud-Est, Amérique).

Des cas ont été rapportés chez le renard à queue argentée *Canis mesomelas* et les loups.

- Clinique :

Les infections par *E canis* peuvent être inapparentes mais peuvent aussi conduire à de très fortes mortalités.

La clinique de l'Ehrlichiose se divise en 3 phases: une phase aiguë où l'animal présente des signes cliniques d'intensité variable 10 à 20 jours après la contamination par les tiques, une phase subclinique où le chien paraît en bonne santé. Enfin une phase chronique peut apparaître plusieurs mois voire des années après l'infection : des signes d'intensité variable réapparaissent et peuvent conduire à la mort de l'animal.

Il a été observé chez des renards gris d'Argentine en captivité, des signes d'épistaxis, d'anorexie et autres signes compatibles avec une ehrlichiose chronique. Ces mêmes signes ont également été observés chez des loups et des loups croisés. Les signes biologiques montrent fréquemment une anémie non régénérative, une thrombocytopénie, une hyperglobulinémie à tous les stades de la maladie.

Cependant ces signes ne sont pas toujours présents même si l'infection par *E.canis* est bien réelle.

Après infection expérimentale, des renards roux, renards gris d'Argentine ou encore le Lycaon ont développé une leucopénie, une anémie et une thrombocytopénie.

Une étude réalisée sur des chacals en Israël a montré la présence d'une infection par *E.canis* mais sans signe clinique. Ceci suggère donc que l'infection est subclinique dans ce genre ou que la guérison est spontanée après l'infection.

D'après une étude, les chacals présenteraient une forte prévalence pour *E canis* mais sans atteinte clinique.

- Diagnostic :

Le diagnostic est relativement difficile puisqu'il n'existe pas de signe clinique pathognomonique ni de signe biologique spécifique de l'infection.

L'examen nécropsique peut révéler une splénomégalie, et des pétéchies sur le cœur, reins et poumons.

A l'examen histopathologique, des amas de bacilles Gram moins sont visualisables dans les tissus. Les capsules de Bowman des glomérules sont sclérosées.

Le diagnostic expérimental peut être réalisé à l'aide d'un test Elisa qui détecte les IgG anti-*E canis* (existence de kits du commerce).la concentration en anti-corps est mesurée grâce à une réaction colorée.

L'isolement par culture cellulaire est également employé dans de nombreuses études mais la sensibilité du test n'est pas encore connue (en 1993).

La recherche d'anticorps peut également se faire par test d'immunofluorescence indirecte. Même si ce test présente une bonne spécificité, des réactions croisées ont été reportées entre *E.canis* et *Neorickettsia helminthoeca*, *E.sennetsu*, *E.chaffeensis*,*E.equi* et *Cowdria ruminantium* après des études réalisées chez le chien.

Tuberculose

[62, 63] [64]

- Agent :

Principalement *Mycobacterium bovis* (et dans une moindre mesure *M. avium*).

Il s'agit de bacilles ne répondant pas à la coloration de Gram car leurs parois contiennent des acides mycoliques ; ils sont qualifiés d'acido-alcoolos résistants. Ils sont non sporulés et immobiles. Ils se colorent en rose grâce à la coloration de Ziehl-Neelsen.

Il s'agit d'une zoonose.

- Contamination :

Elle se fait essentiellement par ingestion de carcasses infectées.

-Epidémiologie :

Les canidés sauvages sont peu touchés par *M. bovis* malgré que certaines espèces vivent dans des zones endémiques. Des cas ont été rapportés chez le coyote *C. latrans*, le loup *C. lupus*, le renard *Vulpes vulpes* ou encore le lycaon *Lycaon pictus*.

- signes cliniques : les canidés sont relativement résistants à cette infection. Il arrive parfois que la bactérie soit isolée sur certains canidés sans que l'on observe de lésions.

- Diagnostic : elle peut se faire par analyse histologique après coloration de Ziehl-Neelsen ; les bactéries apparaissent alors roses.

Les lésions présentes à l'autopsie sont généralement fortement évocatrices de la tuberculose : On observe généralement la présence d'abcès des poumons et de calcifications.

La recherche de *M. bovis* par PCR ou ELISA est également possible. Ces méthodes sont efficaces et plus rapides.

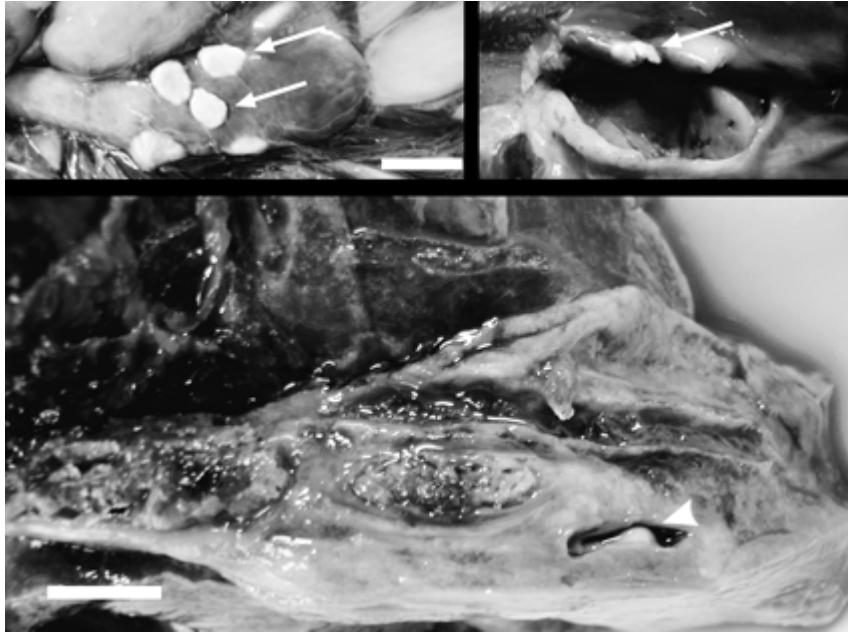


Photo 10: lésions de tuberculose chez un renard roux (*Vulpes vulpes*). Calcifications (flèches) des noeuds lymphatiques mésentériques (photo en haut à gauche) et dans une coupe de nœud lymphatique sous mandibulaire (en haut à droite); présence d'un abcès (tête de flèche) dans le lobe dorsal gauche du poumon (ci-dessus). Echelle =1 cm. D'après *Journal of Wildlife Diseases*, 44(3), 2008, pp. 701-706.

La Brucellose canine

[12, 29, 65] [20] [66] [27]

- Agent :

Bactérie aérobie Gram moins du genre *Brucella*.

Il existe 6 espèces chacune ayant un hôte principal : *Brucella canis* infecte les canidés. *B.abortus*, et *B.suis* biotype 4 ont également été retrouvées chez les canidés sauvages notamment le loup, le coyote et le renard roux.

- Importance :

La brucellose est une zoonose et est très contagieuse aux animaux.

- Transmission :

Elle se fait par voie orale par ingestion de matière contaminante : avorton, placenta ou liquide amniotique.

En Alaska, les loups se contamineraient lors de la prédation de caribous qui sont les principaux réservoirs de *Brucella suis* dans cette région.

L'excrétion est fécale et urinaire dans une moindre mesure.

- Clinique :

Des loups ont été infectés expérimentalement dans une étude. Ceux-ci n'ont pas montré de signes cliniques mais ont développé de forts taux d'anticorps. Ces loups ne présentaient pas de lésions mais des *B.abortus* étaient présentes dans les nœuds lymphatiques et le thymus.

Une incapacité à la reproduction serait possible chez le loup suite à la brucellose.

- Diagnostic :

Les études réalisées chez le loup utilisent la méthode ELISA et le test de séro-agglutination rapide sur lame ou en tube comme tests diagnostiques ; il est également possible de réaliser un isolement bactérien. Certaines méthodes sont peu sensibles (nombreux faux positifs) il faudrait donc combiner plusieurs méthodes.

L'utilisation de la fixation du complément pour la recherche d'anti-corps est également possible.

<h2>Le Botulisme</h2>

[67] [68] [57]

Etiologie : il s'agit d'une infection potentiellement mortelle due à une bactérie, *Clostridium botulinum*, de type C le plus souvent. C'est un bacille Gram positif qui produit une exotoxine provoquant une paralysie musculaire. La contamination se fait par ingestion de viande infectée.

Des anticorps anti-toxine ont été retrouvés chez le chacal doré, le loup ou encore le renard.

Manifestations cliniques : la plupart des canidés sont résistants à cette neurotoxine. La symptomatologie, dominée par des paralysies des membres pelviens de gravité variable sans perte de conscience, est identique chez toutes les espèces. La période d'incubation est généralement comprise entre 8 et 36 heures. D'autres signes sont observés comme une paralysie faciale, une dysphonie (notamment chez les chiens) ou encore un mégaoesophage (notamment chez les chiens). La maladie évolue soit vers une mort rapide par asphyxie soit vers une guérison progressive en quelques jours ou quelques semaines.

Diagnostic : La technique de référence demeure la technique de séro-neutralisation sur souris. On peut aussi rechercher la présence d'anticorps anti-neurotoxine par méthode ELISA.

La tularémie

[69][57] [20, 26]

- Agent :

Francicella tularensis. C'est un coccobacille Gram négatif responsable de la tularémie.

- Transmission :

Les canidés s'infecteraient après l'ingestion de lièvres malades.

- Clinique :

L'impact de la tularémie sur des loups et autres canidés sauvages n'est pas connu, mais il semblerait que la plupart des adultes en bonne santé guérissent sans complications.

Cette maladie est mal documentée chez le chien ; celui semble relativement résistant à l'infection. Après trois jours d'incubation, on observe de la fièvre, un écoulement nasal et oculaire et une nécrose des amygdales. L'évolution est favorable en l'absence de traitement.

-diagnostic :

La recherche d'anti-corps utilise un test d'agglutination rapide sur lame.

La Borreliose

[70] [71, 72] [73]

- Agent : la borreliose ou maladie de Lyme est une zoonose importante causée par un spirochète, *Borrelia burgdorferi*.

- Transmission : elle se fait par l'intermédiaire des piqûres de tiques du genre *Ixodes spp.*

- Clinique : les manifestations cliniques sont peu connues chez les canidés sauvages. Après inoculation par voie intra-veineuse, une lymphadénopathie a été décrite chez le loup.

- Diagnostic : il se fait par recherche d'anticorps par immunofluorescence indirecte. La PCR est également utilisée pour le diagnostic de cette affection chez le chien.

3-3 Maladies parasitaires [74]

Les animaux des parcs zoologiques sont sensibles à un grand nombre d'espèces parasitaires mais de bonnes conditions d'hygiène et une bonne alimentation permettent de bien supporter les parasites internes qui passent alors inaperçus.

Chez certains canidés sauvages en liberté, notamment le loup roux *Canis rufus*, des maladies parasitaires comme la gale, la dirofilariose, ou encore une infestation par des ankylostomes peuvent provoquer de fortes mortalités dans certaines populations.

Les canidés sauvages peuvent aussi servir de réservoir et de vecteurs à la transmission des parasites aux autres espèces, en particulier l'Homme et le bétail ; il sera donc important de contrôler le parasitisme chez les canidés sauvages.

3-3-1 Maladies parasitaires digestives

Alors que la dirofilariose, la gale sarcoptique, la maladie de Carré ou encore la rage, sont connues pour provoquer des signes cliniques et de la mortalité chez les canidés sauvages [75] ; peu d'études ont été réalisées sur les parasites intestinaux.

Cependant il est important de diagnostiquer ces parasitoses intestinales car les canidés sauvages infestés peuvent présenter un risque pour l'homme, le chien domestique ou encore d'autres espèces sauvages.

Ankylostomidose

[15, 23, 76]

- Agents : Les ankylostomidoses sont des nématodoses dues à *Ankylostoma caninum* et *Uncinaria stenocephala*. Ce sont des helminthes appartenant à la famille des ankylostomidés et au genre *Ankylostoma* ou *Uncinaria*. Ce sont les seules strongyloses intestinales des carnivores.

- Importance : Les forts taux d'infestations retrouvés chez certains canidés sauvages, comme le chacal doré, nous laissent à penser que ceux-ci pourraient servir de réservoir au parasite et donc augmenter le risque de contamination aux canidés domestiques mais également à l'Homme qui peut être affecté.

Ankylostoma caninum se retrouve essentiellement dans les régions tropicales alors que *Uncinaria stenocephala* se retrouve dans des régions plus froides. On retrouve ce parasite majoritairement chez le renard en Amérique du nord.

- Clinique :

Les ankylostomes peuvent provoquer des signes cliniques d'intensités variables : allant de l'infestation inapparente jusqu'à des diarrhées hémorragiques d'intensités sévères en passant par des signes d'anémie. Ces signes cliniques dépendent de la virulence du parasite, de l'âge et de l'état de santé de l'animal ainsi que de son statut immunitaire.

Il peut y avoir de la mortalité chez les jeunes, vers 12 jours d'âge.

- Diagnostic : il se réalise par coproscopie microscopique et technique de flottation qui permet de mettre en évidence les oeufs. Cependant cette technique n'est pas fiable en début de maladie.



Photo 11: oeuf d'*Ancylostoma caninum* visualisé au microscope (tiré du site web catmore.com)

Echinococcose multiloculaire

[30] [77] [78] [79] [30, 80]

L'échinococcose multiloculaire est une helminthose larvaire due au développement et à l'action pathogène de la larve de *Echinococcus multilocularis*. C'est donc une métacestodose.

- Agent :

Echinococcus multilocularis est un cestode de la famille des *Taeniidae*.

La larve est une larve vésiculaire.

- Biologie : la larve, chez les hôtes intermédiaires habituels (muriés) ou exceptionnels (chien) est toujours observée dans le foie.

Classiquement, la forme adulte de taenia échinocoque se développe chez le renard qui est l'hôte définitif habituel. Les segments ovigères sont éliminés dans les fèces et sont

responsables de l'infestation des hôtes intermédiaires : les muridés qui développeront une échinococcose multiloculaire ou l'Homme qui développera une échinococcose alvéolaire. Les canidés se réinfestent après ingestion de l'hôte intermédiaire.

Exceptionnellement, le canidé peut jouer le rôle d'hôte intermédiaire, assurant le développement d'une larve multiloculaire dans son parenchyme hépatique.

- Pathogénie : dans le cas d'échinococcose multiloculaire, la présence de la larve va conduire à la destruction du parenchyme hépatique, et de très nombreuses vésicules vont se développer mimant un phénomène cancéreux.

- Importance :

L'échinococcose alvéolaire est une zoonose potentiellement gravissime chez l'Homme.

S'il ingère des œufs, la maladie peut lui être fatale lorsque le métacestode infiltre divers organes, particulièrement le foie et qu'il se développe une échinococcose alvéolaire. En raison de ces problèmes de santé publique, il sera important de contrôler la maladie chez les canidés sauvage ; d'autant plus qu'en Europe, l'hôte principal définitif est le renard roux (*Vulpes vulpes*).

Ainsi il est généralement déconseillé d'importer des canidés provenant d'une zone endémique pour l'échinococcose.

- Clinique : En général, les canidés sont atteints du taeniasis échinococcique, et plus rarement d'échinococcose multiloculaire. Dans ce dernier cas, le tableau clinique reste assez fruste, il a été décrit chez le chien de l'abattement, une baisse de l'appétit, une augmentation du volume abdominal, des modifications sanguines comme l'anémie ou de l'hyperprotéïnémie.

- Diagnostic :

Un diagnostic ELISA serait utilisable pour différencier les populations de renards roux infestées de celles qui ne le sont pas et permettre ainsi d'établir une relative prévalence de la maladie au sein de ces populations.

Des études ont également utilisé la méthode PCR pour identifier les œufs dans les fèces de renards roux (*Vulpes vulpes*). Cette méthode serait bien spécifique car elle permettrait de faire la différence entre *E.granulosus* et *E.multilocularis*.

Notons que certains fèces peuvent ne pas contenir d'œufs alors que les vers adultes sont présents chez l'animal. A l'inverse, les fèces peuvent contenir des œufs alors que la recherche

d'adultes est sans succès. La PCR apparaît donc comme une technique complémentaire de l'inspection du contenu intestinal.

La recherche des œufs de tœnias dans les fécès peut également se faire par méthode de flottation ou par sédimentation.

Echinococose hydatique

Agent : *Echinococcus granulosus* est un cestode, responsable du taenia échinococcique.

Importance : c'est une zoonose majeure. L'hydatidose est l'échinococose due à l'action pathogène et au développement de la larve de *Echinococcus granulosus*. L'homme se contamine à partir des canidés qui représentent la source directe de parasites.

En effet les canidés ne présentent pas ou peu de symptômes et éliminent de nombreux embryophores immédiatement infestants.

Cliniquement, chez l'homme, la larve se développe préférentiellement dans le foie et les poumons et potentiellement dans tous les tissus et viscère abdominaux.

Clinique : en général les cestodes adultes intestinaux sont peu pathogènes. Son importance relève surtout du domaine de santé publique.

Diagnostic : il se fait par coproscopie microscopique. La PCR est également utilisée mais reste au stade expérimental.

Giardiose

C'est une protozoose infectieuse, contagieuse et zoonotique due au développement et à l'action pathogène d'un protozoaire flagellé *Giardia spp.*

Il existe de nombreuses infections causées par des protozoaires chez les canidés sauvages mais elles sont généralement asymptomatiques. Dans certaines conditions de surpopulation, de mauvais apport nutritionnel, chez un animal jeune ou âgé, il peut y avoir apparition de signes cliniques.

- Agent : c'est un protozoaire Flagellé de la famille des *Héxamitidés*.

Le cycle évolutif est simple, l'absence de reproduction sexuée ne permet pas de déterminer d'hôte définitif. Au terme d'une multiplication asexuée des trophozoïtes dans l'intestin grêle, des kystes sont éliminés dans les fèces, souillant ainsi le milieu extérieur.

La contamination a lieu via le milieu extérieur.

- Clinique : Chez le chien, elle peut être totalement asymptomatique ou à l'origine de manifestations diarrhéiques plus ou moins graves.

- Diagnostic : il est coproscopique.

Coccidioses

Chez le chien, ce sont des protozooses infectieuses et inoculables dues à la multiplication et à l'action pathogène de parasites spécifiques.

- Agent :

Il s'agit d'une infestation par des protozoaires du genre *Isospora spp.* et *Sarcocystis spp.*

Ce sont des Apicomplexa de la famille des *Isosporidés* (pour le genre *Isospora*) et de la famille des *Sarcocystidés* (pour le genre *Sarcocystis*).

Les coccidies sont des parasites intracellulaires mais dont les stades de multiplication asexuée puis sexuée présentent des localisations différentes.

Les espèces du genre *Isospora* sont monoxènes : elles présentent un seul hôte alors que les espèces du genre *Sarcocystis* sont dixènes : la reproduction sexuée a lieu dans le chorion intestinal du canidé et les stades de reproduction asexués sont localisés dans le tissu musculaire de diverses espèces herbivores ou omnivores (hôte intermédiaires).

Ces parasites sont localisés dans l'épithélium intestinal.

- Clinique :

Chez le chien, il existe 3 formes :

- une forme asymptomatique qui se retrouve en général chez les chiens adultes parasités par le genre *Isospora*,
- une forme classique caractérisée par une entérite banale sans répercussion sur l'état général,
- et une forme plus rare due au genre *Sarcocystis* le plus souvent, à l'origine d'une diarrhée profuse souvent hémorragique, associée à de l'anémie et de l'amaigrissement. Cette forme est observée chez les très jeunes animaux et les adultes immunodéprimés.

Peu de données sont disponibles sur ces infestations chez les canidés sauvages.

- Diagnostic :

Des oocystes non sporulés et/ou sporulés peuvent être mis en évidence par coproscopie en utilisant la méthode de flottation ou sédimentation.

Cependant la présence d'oocystes dans les fèces ne suffit pas à établir le diagnostic car de nombreux canidés sont porteurs asymptomatiques.

3-3-2 Maladies parasitaires cardio- respiratoires

Dirofilariose

[81] [82] [15, 25]

- Agent :

Dirofilaria immitis est une filaire transmise aux canidés par les moustiques. C'est un nématode de la famille des *Onchocercidae*. Son cycle biologique dure 6 mois .Les adultes peuvent se localiser dans le ventricule droit, l'artère pulmonaire ou la veine cave et les larves (microfilaires) se retrouvent dans le sang.

Ce cycle fait intervenir un hôte intermédiaire : un culicidé. Les microfilaires sont absorbées lors d'un repas de sang. Ceux-ci vont évoluer du stade L1 au stade L3 dans l'organisme de l'hôte intermédiaire. Ce moustique est indispensable à la formation des larves et à l'acquisition du caractère contaminant. Ces larves L3 vont être déposées sur le canidé (hôte définitif) lors d'un repas de sang et vont pénétrer dans le tissu conjonctif sous-cutané. Celles-ci vont évoluer en L4 puis en L5. Ces dernières vont migrer par voie veineuse jusqu'au cœur droit où elles se transforment en adultes.

- Importance :

La dirofilariose affecte les canidés sauvages et pourrait avoir un impact important sur la santé et la dynamique de certaines populations, notamment chez les coyotes ou le loup roux *Canis rufus*. De plus, d'après certaines études, le coyote pourrait servir de réservoir et permettre la transmission de la maladie au chien domestique.

La prévalence de la maladie varie en fonction de la localisation géographique, de l'habitat, de la densité de moustiques et des hôtes définitifs ainsi que des conditions climatiques.

- Clinique :

La dirofilariose peut entraîner de la morbidité et de la mortalité dans certaines populations de canidés sauvages : en effet, les parasites adultes qui se retrouvent dans le cœur droit et les

artères pulmonaires peuvent obstruer les chambres et valvules cardiaques ou encore les vaisseaux. On observe alors l'apparition de signes cliniques dont de l'hypertension pulmonaire et des signes d'insuffisance cardiaque. On note également un impact sur la fonction de reproduction.

-Diagnostic :

Il est possible d'utiliser un test par immunofluorescence pour détecter les anticorps dirigés contre les microfilaires.

Le test ELISA est également recommandé pour la détection des antigènes des vers adultes.

Des radiographies thoraciques avec modifications de la silhouette cardiaque peuvent également nous orienter vers cette étiologie.

A l'autopsie, on retrouve *D.immitis* dans le cœur droit et les artères pulmonaires après dissection de ces organes.

L'Angiostrongylose

[83] [84]

- Agent :

Angiostrongylus vasorum est un nématode présent dans les artères pulmonaires et le ventricule droit.

Les femelles adultes se logent dans les artères pulmonaires, elles pondent des œufs qui viennent se loger dans des petits vaisseaux et des capillaires.

Les larves de stade 1 peuvent être associées à une pneumonie granulomateuse, elles vont migrer vers l'arbre trachéobronchique, puis être ingérées et être éliminées dans les fèces.

L'hôte intermédiaire, un gastéropode mais également la grenouille qui peut servir d'hôte paraténique vont s'infester après ingestion des fèces.

Les renards s'infestent en ingérant l'hôte intermédiaire qui contient la larve de stade 3. Celle – ci migre à travers la muqueuse intestinale tout en continuant son développement jusqu'aux artères pulmonaires et au ventricule droit.

La période prépatente chez le renard et le chien varie de 38 à 57 jours.

- Epidémiologie :

Il se retrouve chez de nombreuses espèces de renards comme le renard roux, le fennec, le renard mangeur de crabes ou encore chez le loup.

Cette maladie a été rapportée en Europe, en Afrique, en Amérique du sud et du nord.

Les renards pourraient servir de réservoir au parasite.

- Clinique :

Les effets sur les coyotes en liberté sont mal connus.

Chez le renard, l'infestation peut être subclinique mais peut également être à l'origine de signes cliniques sévères ou chroniques comme de l'intolérance à l'effort, de la dyspnée et des signes d'insuffisance cardiaque droite.

- Diagnostic :

A l'examen necropsique, les poumons sont marbrés, mal définis et des nodules sont palpables.

On observe également des modifications du cœur avec une paroi du ventricule droit affaiblie.

Des vers adultes peuvent être retrouvés dans les artères pulmonaires.

A l'examen microscopique, des larves et des œufs associés à une fibrose interstitielle peuvent être retrouvés dans les alvéoles pulmonaires.

Les L1 peuvent également être retrouvées dans les fécès grâce à la méthode de Baermann.

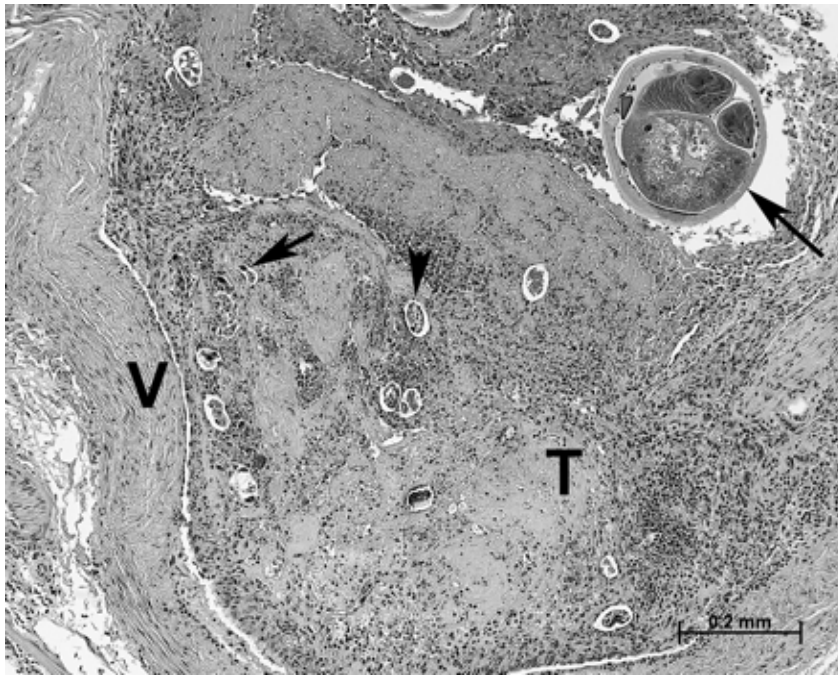


Photo 12 : coupe histologique d'une artère pulmonaire d'un renard (V= paroi du vaisseau) contenant un thrombus partiellement organisé (T) présentant des coupes transversales d'*Angiostrongylus* (longue flèche), des œufs (tête de flèche), et des larves (flèches courtes). D'après *JWD 41(4), 2005, pp 816-819*.

3-3-3 Maladies parasitaires de l'appareil urinaire

La Dioctophymose

[5] [27] [85] [15, 86-89]

- Agent :

Dioctophyme renale appelé aussi le vers géant du rein, est un helminthe appartenant à la classe des Nématodes et à la famille des Dioctophymatidés.

Ce nématode se retrouve essentiellement en Amérique et affecte les carnivores et les suidés.

Il est le plus grand nématode connu, les vers adultes mesurent jusqu'à 103 cm de long pour les femelles et 35 cm pour les mâles.

Les adultes se retrouvent souvent dans le rein droit qui devient alors non fonctionnel. Les larves ont pour hôte intermédiaire des annélides ; les poissons et les grenouilles peuvent servir d'hôtes paraténiques.

Les œufs sont excrétés dans les urines.

- Epidémiologie :

Le vers du rein a été reporté chez de nombreuses espèces de canidés sauvages comme le coyote, le chacal doré, le renard gris d'Argentine, le loup à crinière, le renard roux, le chien des buissons et le chien viverrin.

Les canidés s'infestent en consommant des poissons parasités.

-Biologie : Le cycle parasitaire est complexe, il fait intervenir plusieurs hôtes intermédiaires dont des poissons ou encore des amphibiens qui servent d'hôtes paraténiques.

On retrouve le parasite en général dans le bassinet du rein droit, mais il peut également être retrouvé à divers endroits de l'abdomen comme le foie ou la cavité péritonéale.

Ce parasite aurait des propriétés histophages et détruirait le parenchyme rénal. En fonction des lésions engendrées, une insuffisance rénale peut se développer.

- Clinique : certains animaux sont asymptomatiques mais de l'hématurie inconstante peut être présente.

Chez le chien, on peut observer des signes cliniques compatibles avec de l'insuffisance rénale chronique, de l'amaigrissement progressif ou encore des douleurs abdominales simulant une péritonite.

La mort de l'animal est en générale consécutive à l'insuffisance rénale chronique qui se développe.

- Diagnostic : Le diagnostic clinique est impossible car se confond souvent avec une insuffisance rénale induisant un syndrome urémique.

L'utilisation de l'imagerie (radiographie et échographie rénale) peut aider à orienter le diagnostic : les images révèlent la présence d'un élément vermiforme de taille importante dans le rein ou la cavité péritonéale.

La réalisation d'un culot urinaire permettra de mettre en évidence des œufs caractéristiques.

En général le diagnostic est le plus souvent nécropsique. On observe le vers au niveau du rein droit, parfois dans la vessie. Le bassinet est en général élargi.



Photo 13 : observation au microscope d'un œuf de *Dioctophyme renale* (environ 80µm) présent dans des urines.
D'après <http://instruction.cvhs.okstate.edu>.

3-3-4 Maladies parasitaires du système nerveux

La Néosporose

[90] [91]

-Agent: *Neospora caninum* est un Apicomplexa de la famille des *Sarcoystidés*.

Les canidés sauvages seraient un réservoir important de *Neospora caninum*. Les coyotes sont des hôtes définitifs de *Neospora caninum*. De nombreuses espèces de canidés sauvages sont infestées par *Neospora caninum* comme l'ont prouvées certaines études sérologiques, mais elles ne sont pas forcément des hôtes définitifs. Seuls le chien et le coyote sont reconnus comme hôte définitif.

- Biologie :

le cycle de ce parasite est encore mal connu. Il est probable qu'il fasse intervenir un hôte définitif carnivore et des hôtes intermédiaires consommés par le premier.

L'hôte définitif souffrirait à la fois de coccidiose néosporique en tant qu'hôte définitif et de néosporose néosporique en tant qu'hôte intermédiaire.

La transmission se fait via l'ingestion d'eau ou de nourriture contaminée par des oocystes, par l'ingestion de viande présentant des formes enkystées ou encore par transmission verticale.

- Diagnostic :

Le test standard est le test IFAT (recherche d'AC par immunofluorescence indirecte). Des kits de tests ELISA sont également utilisés pour la recherche d'Ac anti-*Neospora* ainsi que les tests d'agglutination directe.

Il peut être intéressant de connaître le statut des canidés sauvages concernant *Neospora* afin de déterminer leur rôle potentiel dans la transmission au bétail. Selon certaines études ce rôle semble discuté.

3-3-5 Maladies parasitaires du sang et du système des phagocytes mononuclées

<h2>La Toxoplasmose</h2>

[92-94] [46, 93, 95]

- Agent :

Toxoplasma gondii est un protozoaire intracellulaire de distribution mondiale. Il appartient à l'ordre des *Eucoccidiae* et à la famille des *Sarcocystidae*. Les félidés domestiques et sauvages constituent l'hôte définitif.

Les canidés sauvages servent d'hôtes intermédiaires, comme nombreux autres carnivores.

Les félidés excrètent des oocystes non sporulés dans leurs fécès. La sporulation, qui conduit à des formes infestantes, se produit dans l'environnement en 1 à 5 jours. L'ingestion de ces

oocystes infestants par des animaux conduit à une infestation. Le parasite se répand dans tout le corps de l'animal par voie sanguine ou lymphatique et s'enkyste dans le cerveau, les muscles et le foie.

- Transmission :

Elle se fait par ingestion d'eau ou de nourriture contaminée par des oocystes, ou encore par ingestion de viande contenant des formes enkystées. La transmission peut également être verticale, mais cela est très rare dans le cas des canidés. La coprophagie serait la principale source d'infestation des canidés.

- Clinique :

La toxoplasmose pourrait être un facteur de mortalité chez le renard polaire. Elle a été rencontrée notamment chez le renard gris, roux et bleu *Alopex lagopus*, un cas a été également décrit chez le fennec *Fennecus zerda*.

Les signes cliniques sont variables en fonction de l'âge de l'animal et de son statut immunitaire. Cette infestation est souvent liée à la présence du virus de la maladie de Carré qui provoque une immunodépression chez le sujet atteint.

Des signes cliniques tels que de la léthargie, une anorexie et perte de poids sont observés. On peut observer des myocardites ou des atteintes de divers organes ; les structures oculaires sont rarement touchées contrairement aux canidés domestiques.

- Diagnostic :

Il se fait par l'intermédiaire de tests sérologiques :

Un test d'agglutination modifié est validé chez le coyote, le renard roux et le renard gris. Ce serait la méthode la plus sensible.

La recherche d'anti-corps anti-toxoplasme peut également se réaliser par inhibition de l'hémagglutination, hémagglutination ou encore par immunofluorescence indirecte.

Une PCR sur sérum, liquide cérébro-spinal ou humeur aqueuse est également réalisable.

Notons que la confirmation du diagnostic se fait généralement à l'examen nécropsique. On observe des plages de nécrose sur les poumons, le foie, le pancréas. Les tachyzoïtes et bradyzoïtes sont souvent identifiés au sein de ces lésions. Cependant la morphologie

ressemble beaucoup à *Neospora caninum* ; l'identification définitive de *Toxoplasma gondii* nécessite donc un test immunohistochimique avec des anticorps spécifiques.

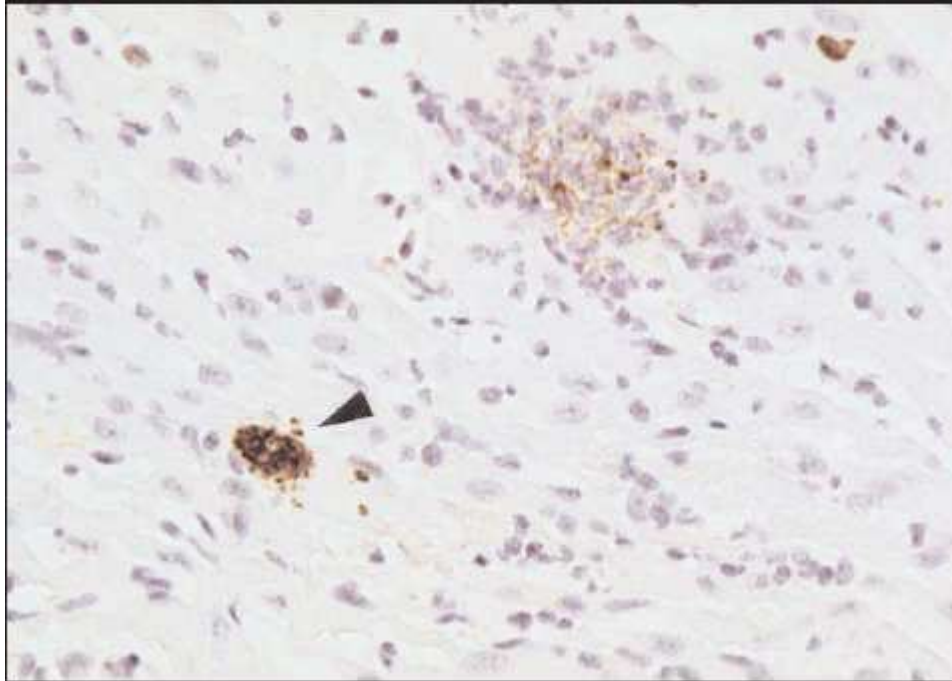


Photo 14 : coupe d'un tissu cardiaque de fennec, *Fennecus zerda*, contenant des tachyzoïtes révélés par des anticorps spécifiques de *T.gondi*.(en marron).La flèche indique la présence d'un cyste (tiré de *J Am Anim Hosp.Assoc* 2004 ;40 :501-507)

La Leishmaniose

[96, 97] [23, 98] [74] [15, 38, 99]

- Agent : *Leishmania infantum*. C'est un protozoaire flagellé appartenant à la famille des Trypanosomatidés. Ce sont des parasites intracellulaires des cellules du système des phagocytes mononucléés, présents dans les organes lymphoïdes tels que la rate, le foie, les nœuds lymphatiques ou la moelle osseuse.

- Importance :

C'est une protozoonose majeure due à un protozoaire parasite : *Leishmania* spp .La leishmaniose canine est une maladie cutané-viscérale chronique causée par *L.infantum* et *L.chagasi* pour laquelle les rongeurs, chiens ou canidés sauvages servent de réservoirs. Le renard mangeur de crabes, *Cerdocyon thous* est notamment reconnu comme réservoir de *L.chagasi* au Brésil.

- Epidémiologie : elle a été rapportée en France, au Portugal, en Italie et en Espagne chez le chacal *Canis aureus* et le renard roux *Vulpes vulpes*. On la retrouve également dans d'autres parties du monde, comme au Brésil chez le renard mangeur de crabe, le chien des buissons et le loup à crinière.

- Transmission :

Elle se fait via un vecteur : le phlébotome, *Phlebotomus* spp.

- Clinique :

On observe comme symptômes des dépilations hyperkératosiques, non prurigineuses, particulièrement au niveau du museau. Après infection expérimentale chez des renards il a été également observé une perte de poids, une dermatite furfuracée, de l'onychogryphose et des ulcères sur la peau.

On observe également une atteinte viscérale, un amaigrissement et une fonte musculaire ainsi que des signes digestifs.

Nombreux canidés sauvages sont sûrement porteurs asymptomatiques.

- Diagnostic :

Il se réalise par identification au microscope des formes non flagellées sur des frottis colorés au Giemsa à partir de sang ou de biopsies ganglionnaires ou médullaires.

Les diagnostics cliniques, parasitaires et immunologiques sont fréquemment utilisés en routine.

Certaines études utilisent des diagnostics sérologiques en utilisant des tests d'immunofluorescence et des tests ELISA. Cependant seule la mise en évidence du parasite permet de confirmer la maladie. Lors de formes viscérales, l'isolation du parasite à partir de biopsies sur ponction de rate ou de moelle osseuse couplée à un immuno-diagnostic, sont recommandés.

Concernant les formes cutanées, il est nécessaire de mettre en évidence le parasite à partir d'un prélèvement sur la lésion. Des étalements sont alors réalisés et colorés au Giemsa puis examinés au microscope.

Récemment des diagnostics par PCR ont été réalisés, et se révèlent beaucoup plus sensibles que les diagnostics par immunofluorescence indirecte, ELISA ou encore par microscopie.

- Prévention :

Elle consiste à limiter les contacts avec les vecteurs en rentrant les animaux, en réalisant une démoustication classique, et en utilisant du répulsif.

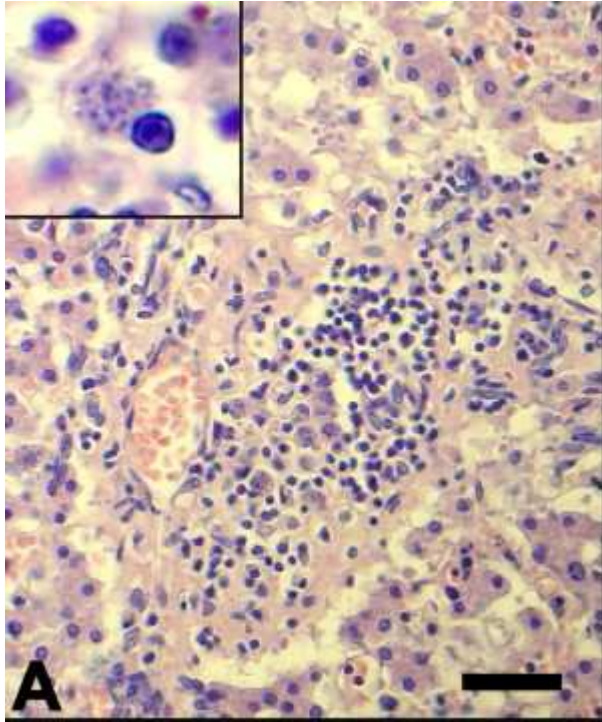


Photo 15: coupe histologique d'un foie de chien de buisson *Speothos venaticus* présentant une infiltration focale lymphocytaire et macrophagique ; qui contiennent des anastigotes intracytoplasmiques. Coloration à l'hématoxyline et l'éosine.

D'après Vet parasitology 155(2008)p146-151.

3-3-6 Maladies parasitaires cutanées

Gale sarcoptique

[100] [85] [5, 101, 102]

- Agent :

Sarcoptes scabiei est un Acarien de la famille des *Sarcoptidae*.

Le cycle du parasite dure environ 2-3 semaines. Tous les stades du cycle sont présents chez le canidé ; *Sarcoptes scabiei* est un parasite permanent. Les adultes et les larves peuvent survivre dans l'environnement pendant plus d'une semaine dans des conditions de haute humidité et de températures variant de 10° à 25°C.

La transmission est essentiellement directe.

- Importance :

C'est une parasitose de répartition mondiale.

Elle infeste très souvent les canidés sauvages, elle est endémique dans de nombreuses populations et cause occasionnellement des épidémies.

Elle est responsable d'une importante diminution de populations de renards roux *Vulpes vulpes*, notamment en Scandinavie.

- Clinique :

Les renards y sont très sensibles : chez le renard roux, la maladie est souvent sévère et débilitante alors que les signes sont beaucoup plus frustes chez le renard gris. Cette maladie courante et très contagieuse peut conduire à des extinctions de populations isolées de renards. Au début on observe un prurit intense, de l'érythème, de la séborrhée, des dépilations et de l'alopecie. Les signes cutanés apparaissent d'abord aux épaules, aux lombaires et à la base de la queue puis s'étendent au reste de la queue.

Lors d'infections chroniques, on observe la formation de croûtes, de l'hyperkératose puis un épaissement de la peau.

Ces infestations sont souvent associées à une dépression, de la léthargie et parfois une incoordination des membres.

- Diagnostic :

Le diagnostic est souvent clinique et épidémiologique. Il se fait par raclage cutané et recherche du parasite au microscope.

On peut aussi réaliser une flottation sur fécès pour rechercher les œufs de *Sarcoptes scabiei*.



Photo16 : renard présentant une gale sarcoptique sévère (tiré de animaleviction.com)

Démodécie

[85]

- Agent : *Demodex spp* est un acarien de la famille des *Démodécidae* ; il est caractérisé par son aspect vermiforme. C'est un parasite permanent du follicule pilo-sébacé de nombreuses espèces, y compris les canidés sauvages.

- Transmission : elle se fait de la mère au jeune lors de contacts répétés.

- Clinique : la maladie est souvent asymptomatique. Les signes cliniques apparaissent lors d'immunodéficience et sont caractérisés par un érythème et de l'alopecie qui débute au niveau de la tête.

- Diagnostic : il est en partie clinique. L'examen complémentaire de base est le raclage cutané.

Chapitre 4 : Application pratique à la quarantaine et au transport

Aujourd'hui, la translocation d'animaux sauvages est une pratique courante ; elle s'inscrit notamment dans les programmes de protection des espèces menacées.

Les canidés sauvages qui doivent être transportés pour différentes raisons doivent être considérés non pas comme simples individus mais comme potentiellement porteurs de virus, bactéries ou encore de parasites pouvant devenir pathogènes lors de changement d'habitat ou d' autre situation de stress.

Il est important de considérer le transport d'un animal sauvage comme un danger pour celui-ci mais également pour les autres espèces sauvages, domestiques ou encore l'Homme.

Ainsi il sera nécessaire de prendre certaines précautions pour réduire le risque sur la santé des différentes espèces.

Le transport ainsi que les échanges d'animaux sauvages sont soumis à certaines réglementations et également à certaines recommandations définies par les principales associations de vétérinaires en parc zoologiques.

4-1 Obligations réglementaires liées à la protection et à la détention de ces animaux

Nombreux canidés sauvages sont des espèces menacées. Des lois définissent donc des obligations tant sur la protection que sur les conditions sanitaires à remplir pour pouvoir détenir ces espèces.

4-1-1 Dispositions générales

Les articles L 236-1 et L 236-2 du Code rural exposent les dispositions générales relatives aux animaux.

Pour être destinés aux échanges ou exportés, les marchandises doivent répondre aux conditions sanitaires ayant trait à la protection des animaux fixés par le ministère de l'agriculture ou par les règlements et décisions communautaires.

La notion de marchandise regroupe les animaux vivants, les produits et les sous-produits d'origine animale notamment.

Ces articles s'appliquent donc aux canidés des parcs zoologiques qui doivent répondre à des conditions ayant trait à la protection et aux conditions sanitaires de leurs animaux.

4-1-2 Protection des animaux lors d'échanges

La convention de Washington ou CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of fauna and flora) régule le commerce international des espèces de la faune et de la flore sauvage menacées d'extinction. Il s'agit d'un accord international entre Etats.

Elle a pour but de veiller à ce que le commerce international des spécimens vivants ne menace pas la survie des espèces auxquelles ils appartiennent. On entend par spécimen tout animal ou plante, vivant ou mort. Cette convention régule les échanges des spécimens vivants ou de leurs parties ou de leurs produits dérivés, comme les peaux par exemple.

Le commerce de ces espèces dépassant le cadre national, la réglementation nécessite une coopération internationale.

La convention est entrée en vigueur le 1^{er} juillet 1975. Les Etats l'ayant ratifiée sont qualifiés de « Parties ». L'adhésion de la France date de 1978.

Les parties sont tenues de l'appliquer mais la convention ne tient pas lieu de loi nationale. Il faut donc que chaque partie adopte une législation garantissant le respect de la convention au niveau national.

A ce jour, cent soixante et onze Etats l'ont ratifiée.

La convention requiert que toutes importations, exportations ou réexportations de spécimens fassent l'objet d'une demande de permis. Ces permis sont délivrés par un organe de gestion désigné par la Partie. Cet organe de gestion comprend une administration et au moins une autorité scientifique qui donne son avis sur les effets du commerce sur cette espèce.

Les espèces couvertes par le CITES sont inscrites à une des trois annexes selon le degré de protection nécessaire.

Ainsi l'annexe I regroupe les espèces menacées d'extinction. Leur commerce n'est autorisé que dans les conditions particulières.

L'annexe II comprend des espèces qui ne sont pas nécessairement menacées d'extinction mais dont le commerce est réglementé afin d'éviter une exploitation incompatible avec la survie de l'espèce.

L'annexe III rassemble toutes les espèces protégées dans un pays qui a demandé aux autres Parties leur assistance pour en contrôler le commerce.

Un spécimen d'une espèce CITES ne peut être importé dans un Etat Partie de la convention ou en être exporté que si le document approprié a été obtenu et présenté au point d'entrée et au point de sortie du spécimen. Ces documents correspondent au permis d'importer, d'exporter, entre autres.

Les dispositions de la CITES sont renforcées et harmonisées dans les Etats membres de l'Union Européenne par les prescriptions du règlement communautaire 338/97 du Conseil du 9 décembre 1996. Ce règlement est complété par deux autres règlements :

- Le règlement CE/865/2006 de la commission du 04 Mai 2006 fixant les modalités d'application.
- Et le règlement CE/1332/2005 de la commission du 09 août 2005 fixant le contenu des annexes du règlement 338/97.

L'ensemble des espèces inscrites à la CITES et des autres espèces que la communauté européenne protège sur son territoire sont inscrites sur ces quatre annexes (tableau 1) :

- L'annexe A reprend les espèces de l'annexe I plus quelques espèces de l'annexe II que l'Union Européenne souhaite protéger.
- L'annexe B comprend les animaux de l'annexe II ainsi que certaines espèces menacées écologiquement.
- L'annexe C regroupe les espèces de l'annexe III.
- L'annexe D rassemble les espèces non inscrites à la CITES mais dont l'Union Européenne désire connaître le volume d'importation.

Le commerce et les mouvements intercommunautaires portant sur les spécimens des annexes B, C et D sont libres de tout document spécifique, dès lors qu'ils ont été légalement importés ou acquis dans la Communauté.

Cependant, l'utilisation commerciale des spécimens de l'annexe A au sein de l'Union européenne est interdite, y compris à l'intérieur du territoire national, sauf dérogation prenant forme d'un certificat intracommunautaire délivré au cas par cas.

L'application de la convention de Washington en France est régie par plusieurs textes réglementaires.

- La loi n°77-1423 du 27 décembre 1977 autorisant l'approbation de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction.
- Le décret n°78-959 du 30 août 1978 portant publication de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction.
- L'arrêté interministériel du 30 juin 1998 fixant les modalités d'application de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et flore sauvages menacées d'extinction et des règlements (CE) n°338/97 du Conseil Européen et (CE) n°939/97 de la Commission européenne.

A ces textes, la France a ajouté une loi, la loi du 10 juillet 1979, qui précède les règlements européens. Cette loi est très stricte et a pour but de mettre un terme au trafic d'animaux sauvages, notamment en Guyane. Les espèces protégées correspondent donc aux espèces qui font parties du patrimoine national et qui sont présentes à l'état naturel dans certaines régions du territoire français. Sont notamment interdits, les prélèvements dans la nature, le transport, le commerce et la naturalisation de spécimens d'espèces protégées à l'exception des spécimens

nés en captivité et marqués, et des spécimens légalement introduits en France (Arrêté Ministériel du 24 juillet 2006).

Lorsque ces textes ne sont pas en accord avec le CITES, c'est la loi française qui prévaut.

En France, l'organe de gestion de la CITES est la DIREN (Direction Régionale de l'Environnement) qui dépend du Ministère de l'Ecologie, du Développement et de l'Aménagement durable. Il existe un organe de gestion dans chaque région.

Vous trouverez dans le tableau suivant la liste complète des Canidés sauvages ainsi que leur statut de protection par la CITES et l'Union Européenne.

ESPECES		Statut défini par	
		CITES	UE
Genre Canis			
<i>Canis aureus</i>	Chacal doré	III (Inde)	C (Inde)
<i>Canis lupus</i>	Loup	I/II (toutes les populations sauf celles de l'Espagne au nord du Douro et de la Grèce au nord du 39 ^e parallèle; les populations du Bhoutan, de l'Inde, du Népal et du Pakistan sont inscrites à l'annexe I; toutes les autres populations sont inscrites à l'annexe II)	A et B (populations de l'Espagne au nord du Douro et de la Grèce au nord du 39 ^e parallèle)
<i>Canis simensis</i>	Loup d'Abyssinie, Chacal d'Ethiopie		A
Genre Cerdocyon			
<i>Cerdocyon thous</i>	Renard crabier	II	B
Genre Chrysocyon			
<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Loup à crinière	II	B
Genre Cuon			
<i>Cuon alpinus</i>	Dhole ou cuon d'Asie	II	B
Genre Pseudoalopex			
<i>Pseudoalopex culpaeus</i>	Renard colfeo	II	B
<i>Pseudoalopex griseus</i>	Renard gris d'Argentine	II	B
<i>Pseudoalopex gymnocercus</i>	Renard de la Pampa	II	B
Genre Speothos			
<i>Speothos venaticus</i>	Chien des buissons	I	A
Genre Vulpes			
<i>Vulpes bengalensis</i>	Renard du Bengale	III (Inde)	C (Inde)
<i>Vulpes cana</i>	Renard de Blanford	II	B
<i>Vulpes zerda</i>	Renard de Blanford	II	B

Tableau 1: classification des Canidés et de leur statut de protection

La CITES définit la protection des espèces qui sont menacées dans leur milieu naturel. Elle définit un certain nombre de conditions nécessaires aux échanges d'animaux mais ne traite pas des problèmes sanitaires ; qu'en est-il ?

4-1-3 Réglementations sanitaires des animaux lors d'échanges

Il convient de définir quelques notions auxquelles nous allons nous référer dans cette partie.

❖ Définitions

Echange

On entend par « échange » le fait qu'un animal parte d'un endroit avec un statut sanitaire donné, est transporté jusqu'à son nouveau lieu de détention et selon les cas est mis en quarantaine ou non.

Il existe différents types d'échanges selon qu'il s'agisse d'échange entre un pays Tiers et un membre de l'Union Européenne, entre la France et un membre de l'Union Européenne, ou entre deux lieux situés en France. Nous aborderons tous ces cas de figure par la suite.

Statut sanitaire

Le statut sanitaire d'un animal est défini par tous les germes pathogènes par lesquels il peut potentiellement être contaminé. Le but est d'avoir un animal ne portant aucun de ces germes. Ce statut repose donc sur l'établissement d'une liste de micro-organismes et de parasites indésirables dans l'espèce étudiée, soit ici les canidés sauvages. Ceci sous-entend donc l'existence de procédures pour vérifier le statut sanitaire de ces animaux au sein des différentes structures d'accueil.

Si, à l'introduction, le statut de l'animal est incertain, il convient de respecter des procédures d'entrée, telle que la quarantaine, afin de vérifier ce statut par la réalisation de différents tests.

Quarantaine

La quarantaine vient du latin *quadraginta* qui signifie quarante. Il s'agissait du nombre de jours pendant lesquels les immigrants étaient isolés de la Venise médiévale pour prévenir la propagation de la peste bubonique.

Elle est définie comme le fait de mettre à l'écart les animaux pendant une certaine période. Cette période couvre la durée d'incubation des principales maladies et permet de détecter les signes cliniques de ces maladies.

Elle vise à empêcher l'exposition des animaux des parcs zoologiques et des Hommes à d'éventuels agents infectieux ou infestant portés par le nouvel arrivant.

Transport

Le transport correspond au fait de déplacer un animal d'un lieu à un autre.

Ces définitions nous permettent de mieux aborder les échanges d'animaux.

Nous placerons notre étude du point de vue de la France et nous traiterons de ce fait que les mesure françaises ou européennes et non les mesures spécifiques de chaque pays potentiellement importateur ou exportateur.

Les parcs zoologiques français sont soumis à l'arrêté du 25 mars 2004 fixant les règles générales de fonctionnement des installations des établissements zoologiques à caractères fixes (...)présentant au public des spécimens vivants de la faune locale ou étrangère.

Cet arrêté précise que « les établissements sont tenus de recueillir toutes les informations permettant de déterminer le statut sanitaire des animaux qu'ils souhaitent héberger ainsi que de connaître, le cas échéant, leurs antécédents médicaux (...) Les animaux nouvellement introduits dans les établissements font l'objet d'un examen sanitaire et bénéficient d'une période d'acclimatation durant laquelle ils bénéficient d'une surveillance sanitaire particulière. Les animaux dont l'état sanitaire est incertain font l'objet d'une période de quarantaine. Lorsqu'elle est mise en œuvre, la quarantaine s'effectue selon un protocole précis préalablement consigné par écrit, faisant état des mesures et des précautions nécessaire

à l'isolement des animaux ainsi que des modalités de la surveillance de l'état sanitaire des animaux ».

Ces mesures sont assez générales et s'appliquent quelque soit l'échange. Il existe cependant des différences selon que les échanges s'effectuent en dehors de l'Union Européenne, en son sein ou au sein de la France.

❖ Echanges d'un canidé entre un Pays Tiers et la France, aspect réglementaire.

Ces échanges sont définis par l'arrêté du 19 juillet 2002 fixant les conditions sanitaires pour l'importation et le transit, en France, d'animaux vivants.

On entend par France le territoire métropolitain et les départements d'outre-mer.

L'importation ou le transit de canidés vers la France peut s'effectuer à partir de n'importe quel Pays Tiers.

Pour pouvoir être importés ou transiter en France depuis un Pays Tiers, les carnivores non domestiques doivent être identifiés par tatouage ou par un dispositif d'identification électronique par transpondeur implantable (micropuce). Ces animaux doivent également être accompagnés d'un certificat sanitaire conforme à l'annexe 6 (annexe1) de l'arrêté précédemment cité.

Ce certificat sanitaire est un document signé par une autorité officielle du pays exportateur attestant que les conditions sanitaires pour l'importation et le transit des animaux sont conformes à l'arrêté du 19 juillet 2002. L'autorité officielle délègue cette tâche à un vétérinaire officiel chargé de garantir le respect des exigences relatives au certificat sanitaire.

D'après ce certificat sanitaire, l'animal doit :

- être originaire d'un établissement, placé sous la surveillance d'un vétérinaire, dans lequel il a résidé pendant au moins 120 jours avant l'expédition, sans discontinuer,
- avoir été inspecté quotidiennement pour rechercher tout signe éventuel de maladie et être soumis à un examen clinique si nécessaire.

- Provenir d'un établissement où des autopsies sont réalisées sur les animaux morts et complétées si nécessaires d'une analyse dans un laboratoire habilité par l'autorité compétente,
- Concernant la rage, être soumis à une épreuve de recherche des anticorps à J0, puis vacciné avec un vaccin à virus inactivé d'au moins une unité antigénique internationale et soumis de nouveau à une épreuve de titrage à J30. Le titre sérique doit être au moins égal à 0,5 UI/ml. Si l'animal fait l'objet d'une réactivation sans rupture du protocole vaccinal préconisé par le fabricant, leur titrage sérique doit être au moins égal à 0,5 UI/ml à J30 après le rappel.
- Ne pas avoir été en contact avec un animal enragé au cours des six derniers mois,
- Avoir subi au moins deux traitements antiparasitaires internes et externes au cours des quarante jours précédant l'exportation.

Si toutes ces conditions sont remplies, les animaux peuvent être expédiés à J120.

Le certificat est valable 10 jours à compter de sa signature et doit être accompagné des résultats officiels de titrage des anticorps anti-virus rabique. En Europe, la directive 2000/258/CE définit l'AFSSA Nancy comme laboratoire de référence pour la réalisation de sérologie de contrôle de la vaccination antirabique et comme étant le seul à pouvoir reconnaître les autres laboratoires habilités à effectuer ce test.

Ainsi, seul le test sérologique permettant de mettre en évidence les anti-corps anti-virus rabique ainsi qu'un traitement anti-parasitaire externe et interne sont obligatoires pour importer un animal depuis un Pays Tiers vers la France. Qu'en est-il des échanges intracommunautaires ?

❖ Echange d'un canidé entre un pays membre de l'Union Européenne et la France, aspects réglementaires.

De nombreuses directives européennes traitent de ce type d'échange. Elles n'ont pas encore de décret d'application en France, mais pour pouvoir effectuer des échanges avec leurs homologues européens, les vétérinaires des parcs zoologiques français tentent d'appliquer ces directives.

La directive 90/425/CEE du Conseil du 26 juin 1990 fixe les principes relatifs aux contrôles vétérinaires applicables dans les échanges intracommunautaires de certains animaux vivants.

La directive 92/65/CEE du Conseil du 13 juillet 1992 définit les conditions de police sanitaire, aux règlementations communautaires spécifiques de la directive 90/425/CEE. Les annexes de cette directive sont présentées dans la directive 1282 /2002/CEE.

Ces directives s'inscrivent dans un ensemble de directives appelées la directive BALAI.

Elles spécifient que ces mesures doivent s'appliquer dans des centres agréés. L'obtention de cet agrément doit faire suite à une demande auprès d'une autorité compétente ; cette autorité n'a pas encore été mise en place en France et de ce fait rend cette directive inapplicable dans son ensemble.

Pour obtenir cet agrément, les parcs zoologiques doivent, entre autres, prouver qu'ils sont indemnes d'un certain nombre de maladies fixé aux annexes A et B de la directive 92/65/CEE.

Bien que les parcs zoologiques ne soient pas des centres agréés, ils appliquent la directive BALAI.

Lors d'échange entre un autre pays de l'Union Européenne et la France, l'animal sensible aux maladies présentes à l'Annexe A sus citée doit s'accompagner d'un certificat sanitaire conforme à l'annexe E de la directive 92/65. Ce certificat est rédigé en anglais et en langue du pays de destination, ici le français. Cette annexe E est présentée en *annexe 2*.

L'application de ces directives ne permet pas de déroger aux lois en vigueur dans l'Etat membre de départ. De ce fait, il convient de se renseigner auprès des autorités compétentes concernant ces mesures.

Aucune obligation concernant la quarantaine n'est mentionnée au cours de ces échanges à l'exception de l'Angleterre et de l'Irlande qui de réservent le droit de réaliser une quarantaine s'ils jugent le statut sanitaire d'un animal douteux vis-à-vis de la rage.

Il n'existe donc rien de spécifique, à ce jour, en France, concernant les échanges intracommunautaires. Ceci va poser problème à très courte échéance puisque les autres pays

européens possèdent pour bon nombre d'entre eux, un numéro d'agrément et requièrent celui de leurs homologues français pour les échanges.

Intéressons nous maintenant aux échanges entre parcs zoologiques français.

❖ **Echange d'un canidé au sein de la France, aspect réglementaire.**

Il n'existe la encore aucun texte spécifique concernant ce type d'échange. Seul l'arrêté du 25 mars 2004 précédemment cité s'applique encore.

❖ **Transport de canidés sauvages, aspect réglementaire.**

A la suite de l'abandon des contrôles vétérinaires aux frontières intracommunautaires, il était nécessaire de mettre en place un réseau informatisé entre les différentes autorités compétentes qui ont délivré un certificat sanitaire afin d'obtenir une traçabilité des différents mouvements d'animaux.

Suite à la Décision 2003/623/CE de la Commission, du 19 août 2003, un système informatique intégré dénommé TRACES a été mis en place.

Le système TRACES (*TRAdE Control and Expert System*) crée une base de données électronique unique pour, d'une part, suivre les mouvements d'animaux à l'intérieur de l'Union européenne (UE) et ceux en provenance de pays tiers et, d'autre part, mettre à disposition l'ensemble des données de référence liées au commerce de ces marchandises.

Les caractéristiques principales de ce système sont la transmission électronique des informations, la gestion centralisée des données réglementaires de référence, l'interopérabilité avec les autres systèmes d'information et le multilinguisme.

Cela permet de faciliter l'échange d'informations sanitaires et sur le bien-être des animaux entre les autorités compétentes des régions où a été délivré un certificat ou document sanitaire accompagnant les animaux et les produits animaux, et les autorités compétentes de l'État membre de destination.

Dans le cas d'échanges intracommunautaires, toutes les informations concernant l'animal vont être transmises à l'autorité compétente de l'État membre d'origine et vérifiées par celui-ci.

Lors de validation du questionnaire, l'autorité en question émet le certificat sanitaire et le plan de marche relatif au bien-être des animaux dans les langues officielles de l'État membre d'origine et de destination.

Dans le cas d'importation ou de transit d'animaux ou de produits animaux, c'est l'agent du poste d'inspection frontalier qui, au moment du contrôle des animaux ou des produits et des documents vétérinaires d'importation, est chargé d'introduire ces informations dans la base de données TRACES, y compris l'accord ou le refus à l'accès au territoire de l'Union Européenne et d'émettre un DVCE (Document Vétérinaire Commun d'Entrée).

(Ci-joint un exemple de document en *annexe 3*)

Ces informations sont envoyées à l'autorité du pays de destination et éventuellement de transit ainsi qu'à tous les points de contrôle nécessaires.

La réglementation sanitaire concernant les échanges intra-communautaires ou non, laisse beaucoup de libertés aux vétérinaires.

La plupart des associations regroupant des vétérinaires de parcs zoologiques jugent ces mesures insuffisantes et de ce fait émettent certaines recommandations.

4-2 Recommandations sanitaires lors d'échanges d'animaux : application de la quarantaine.

[103] [104-106]

Il existe différentes associations de vétérinaires de parcs zoologiques dont le but est de développer la médecine vétérinaire pour les animaux sauvages. Pour cela, il existe des réseaux de partages d'informations, via Internet ou de congrès annuels par exemple.

La mise en commun de toutes ces données aboutit à la mise en place de recommandations plus adaptées à la faune sauvage que les lois concernant les animaux domestiques ou les produits d'origine animale.

Les deux principales associations sont :

- l'AAZA, American Association of Zoo and Aquariums
- l'EAZV, European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians.

Ces associations travaillent en étroite collaboration avec l'OIE (Office Internationale des Epizooties). L'un des buts de l'OIE est de garantir la sécurité du commerce international en élaborant des normes sanitaires pour les échanges internationaux des animaux et des produits.

L'OIE, l'EAZV et l'AAZA ont donc émis certaines recommandations concernant la quarantaine.

Le but était de créer des règles compréhensibles et détaillées tout en laissant une certaine flexibilité aux vétérinaires dans leur jugement pour certaines exceptions.

Ces règles sont considérées comme le minimum standard et devront être adaptées à chaque situation.

4-2-1 La quarantaine

La quarantaine est une étape fondamentale dans la prévention de la dissémination des différentes maladies au sein des espèces zoologiques.

Elle a pour but de dépister les animaux en période d'incubation.

a- Durée de la quarantaine

La quarantaine doit être sous contrôle du vétérinaire et doit durer un minimum de 30 jours. Cette durée peut être augmentée lors de suspicion de maladie à période d'incubation incertaine ou plus longue. Si un animal sous quarantaine contracte une maladie ou est testé

positif il devra être déplacé du groupe dans le quel il se trouve et être isolé. La totalité de ce groupe restera alors 30 j de plus en quarantaine ou plus en fonction de l'infection suspectée ou détectée.

b- Equipement

Les animaux en quarantaine doivent être isolés des autres membres de leur espèce mais également lorsque c'est possible des autres espèces d'animaux qu'elles soient domestiques ou sauvages.

Une personne spécifique doit être désignée pour s'occuper de ces animaux. Les équipements pour la nourriture, les soins doivent être utilisés uniquement pour les animaux en quarantaine et être désinfectés régulièrement.

Il est nécessaire de prêter attention à la protection du personnel contre les zoonoses en utilisant des désinfectants, pédiluves, matériel de protection, masques et gants.

Le personnel doit être également correctement vacciné.

c- Protocole

La prévention des maladies chez les animaux sauvages en captivité est un point essentiel dans le traitement de ces animaux. « Mieux vaut prévenir que guérir », d'autant plus que les traitements médicaux sont très difficiles à mettre en place sur ces animaux (manque de connaissances, signes cliniques frustrés...).

La médecine préventive est une étape essentielle dans la prévention de la propagation d'une maladie au sein d'une communauté animale.

La première des précautions pour prévenir les maladies chez les canidés sauvages est de procéder à un contrôle rigoureux de l'origine des animaux et à un contrôle sanitaire stricte à leur arrivée. Il est donc tenu de vérifier :

- L'identification des animaux par tatouage ou puce électronique.
- La vaccination : - contre les maladies de Carré, Hépatite de Rubarth, Leptospirose, Parvovirose (CHLP).

- Vaccination contre la rage selon la réglementation en vigueur. Il est à noter qu'en France, seuls les vaccins inactivés sont autorisés.

Concernant la vaccination, un animal non vacciné doit être considéré comme naïf sur le plan immunologique et être vacciné selon les protocoles appropriés :

- Maladie de Carré : il est recommandé d'utiliser les nouveaux vaccins recombinants. Les vaccins à virus atténués ne sont pas autorisés car pourraient être responsables de maladies de Carré vaccino-induites chez les canidés sauvages.
- Hépatite de Rubarth.
- Leptospirose : une vaccination biannuelle avec un vaccin multivalent est recommandée.
- Parvovirose : tous les canidés sauvages sont susceptibles de développer cette maladie ; certains animaux ont eu la parvovirose malgré une vaccination standard. Il est donc recommandé d'effectuer des vaccinations répétées jusqu'à atteindre un seuil d'anticorps suffisant.

Il est recommandé d'utiliser chez les chiots un vaccin inactivé à partir de l'âge de 6-7 semaines puis de vacciner toutes les 3 semaines jusqu'à l'âge de 16 semaines. Il faudra ensuite réaliser une sérologie afin de doser la quantité d'anti-corps et si celle-ci est suffisante ils pourront être vaccinés à l'aide d'un vaccin atténué à l'âge de 6 mois puis tous les ans. Dans les zones enzootiques, il sera conseillé de réaliser la vaccination tous les 6 mois.

- Parainfluenza : la vaccination est conseillée pour la toux de chenil.
- Rage : utiliser un vaccin à souche inactivée. Contrairement aux canidés domestiques, une seule injection n'est en général pas suffisante et il est nécessaire de réaliser plusieurs injections jusqu'à ce que les titres en d'anti-corps protecteurs soient suffisants.

- Vérification du traitement antiparasitaire interne et externe.

- Des coproscopies doivent être réalisées sur les animaux pour la recherche d'endoparasites. Idéalement, deux coproscopies doivent se révéler négatives à deux semaines d'intervalle.

Les méthodes directes, par flottation, sédimentation ou encore la technique de Baermann pourront être utilisées.

Il sera important chez les canidés sauvages (notamment *Canis lupus*, *Vulpes spp*, *Alopex spp*, *Urocyon spp*, *Canis latrans*, ..) de vérifier l'absence d'*Echinococcus spp*.

Même si une coproscopie se relève négative il sera important de traiter les canidés sauvages.

- Recherche systématique de salmonelles par coproculture.
- Les ectoparasites devront être recherchés. (notamment *Sarcoptes scabiei*)
- Recherche de *Dirofilaria immitis*.
- Des sérologie sont réalisées pour tester différentes maladies infectieuses comme : la maladie de Carré, la parvovirose, la Leptospirose, l'hépatite de Rubarth ; mais il faudra faire attention à l'interprétation des résultats lorsque les animaux ont été préalablement vaccinés.
- Prélever un échantillon de sang, pour conserver une banque de données (étude rétrospective des maladies).
- Analyse d'urine : vérifier l'absence de *Dioctophyme renale* notamment chez le loup à crinière.
- Réaliser une autopsie de chaque animal mort : en générale c'est la méthode diagnostique de référence car la majorité des animaux sauvages n'expriment les signes de la maladie qu'en fin d'évolution. De plus, l'autopsie permet de confirmer la validité d'un test.
- Eviter le stress : tenir compte du comportement des différentes espèces, attention au mélange des espèces (transmission de maladies inter espèces).
- Fournir une alimentation adaptée : des carences peuvent contribuer à l'apparition d'autres affections. La qualité de la viande doit faire l'objet d'une bonne surveillance en particulier du au risque de contamination par les salmonelles. Pour les Canidés sauvages, il convient d'apporter un supplément en calcium et en phosphore de ratio 1, 2.
- Réaliser une dératisation périodique et garantir un environnement sec (afin de prévenir la Leptospirose).

4-2-2- TRANSPORT et risques associés

Un transfert peut se définir comme un déplacement d'êtres vivants d'un endroit à un autre où ils sont relâchés dans le but d'introduire, de réintroduire ou d'augmenter la taille d'une population. De plus en plus d'espèces autochtones ou exotiques sont ainsi déplacées chaque année de par le monde. De plus, le transfert d'espèces menacées souvent réalisé dans le but de réintroduire ces animaux dans une partie de leur habitat d'origine est également devenu une technique importante de conservation.

Les aspects vétérinaires des projets de réintroduction s'avèrent extrêmement importants dans l'évaluation des risques sanitaires afin d'éviter en outre l'introduction d'agents pathogènes destructeurs au sein de populations sauvages jusqu'alors indemnes.

a- Les différents risques de maladies

La majorité des maladies impliquées lors de transfert d'animaux sauvages sont de type infectieux. Le risque d'apparition de ces maladies dépend de nombreux facteurs, en outre, il faudra tenir compte de la situation épidémiologique de l'environnement initial de l'animal et de celle de sa destination.

Les animaux nés et élevés dans des zoos ou en semi liberté acquièrent les infections locales et dans certains cas peuvent devenir porteurs asymptomatiques de certains pathogènes.

Les animaux de zoos sont souvent exposés à des pathogènes exotiques provenant d'autres pays ainsi qu'aux infections transmises par les visiteurs et les intendants du parc.

De plus la captivité entraîne chez certains animaux un stress continu qui provoque alors une immunodépression et accroît alors le risque de développer une infection.

b- les maladies introduites par les animaux transférés

Il est évident que les animaux élevés en zoo tout comme les espèces sauvages capturées peuvent transporter des pathogènes jusqu'aux nouveaux emplacements et ainsi causer diverses maladies aux animaux domestiques et sauvages qui sont naïfs sur le plan immunologique.

Ainsi comme nous l'avons déjà indiqué, un animal transféré ne doit pas être considéré comme un seul être vivant mais comme un « ensemble biologique » comprenant également des bactéries, des virus, des parasites...

Il existe de nombreux cas où la réintroduction de certaines espèces sauvages a causé de nombreux dommages chez les espèces domestiques qui y étaient présentes.

La capture et la mise en quarantaine d'un animal sauvage le place dès le début dans un état de stress important. Ce stress peut ainsi mener à une recrudescence de maladies infectieuses qui étaient en phase de latence.

c- les maladies encourues par les animaux sur le site de relâchement

Les animaux élevés ou ayant vécu dans un environnement épidémiologique très différent de celui de la destination seront plus ou moins naïfs du point de vue immunologique à leur arrivée sur leur nouvel emplacement. De nombreux parasites et maladies se retrouvent en forte concentration dans certaines zones, étant donné les conditions écologiques et parfois la présence de certains vecteurs nécessaires à leur existence.

Ainsi même un transfert sur une courte distance, peut amener l'animal à rencontrer de nouveaux pathogènes si le système écologique du nouvel emplacement est différent.

Il sera donc important de connaître la biologie de pathogènes comme les parasites et leur impact sur les différents animaux, afin d'élaborer des stratégies de translocations pour minimiser les risques. Par exemple, on évitera de transporter un animal en période de fortes densités de tiques. On minimisera ainsi le risque de maladies transmises par les tiques et l'animal aura ainsi la possibilité de s'adapter à son nouvel environnement.

d- Minimiser les risques dans le cadre d'une réintroduction en milieu naturel

Le succès des projets de transferts d'animaux, repose essentiellement sur la capacité des biologistes et des vétérinaires à évaluer la faisabilité d'une réintroduction sur un site choisi et la capacités de ces animaux à coloniser l'endroit et à établir une population viable.

Il sera important d'enquêter sur le site prévu pour le nouvel habitat des animaux sauvages afin d'y étudier son écologie et les risques potentiels pour les nouveaux habitants.

- le rôle du vétérinaire dans le choix des animaux aptes à être transférés : une fois les animaux sélectionnés, ils devront être placés en quarantaine pendant une durée minimale de 30 jours. Comme nous l'avons vu précédemment, le groupe devra être parfaitement isolé de

ses congénères et des autres espèces et ne sera en contact qu'avec un nombre limité de soigneurs.

De plus il faudra se tenir au courant des protocoles d'importation du pays receveur afin de bien les respecter durant cette période.

Il faudra bien suivre les procédures normales de quarantaine comme vu précédemment (historique, examen clinique, observation du comportement : ceci est très important lorsque le groupe doit être réintroduit dans son milieu d'origine, ainsi un animal trop habitué à la présence humaine sera un mauvais candidat pour une campagne de réintroduction).

Il faudra également se renseigner sur les maladies présentes dans la région de transfert en se référant à *The Animal Health Yearbook* publié par le FAO, l'OIE, et le WHO et à la *Faune sauvage d'Europe (Informations techniques des Services vétérinaires)*

Ainsi le vétérinaire pourra établir un protocole sanitaire en tenant compte des éventuelles maladies qui auraient pu être rencontrées lors de précédents transferts.

- Le vétérinaire devra visiter si possible le site de destination durant la phase de planification afin de réaliser ces différentes tâches :

- consulter le directeur des Services vétérinaires de faune sauvage afin de se tenir au courant d'éventuelles mesures spécifiques comme la nécessité de certains tests ou de l'obtention de certaines certifications.

- déterminer les maladies des animaux domestiques et sauvages qui sont enzootiques dans cette zone. Il peut aussi être intéressant d'obtenir des informations sur les migrations des animaux sauvages ainsi que sur les routes empruntées par le bétail.

- consulter les autorités vétérinaires régionales afin de connaître l'incidence et la prévalence des maladies locales.

- consulter le laboratoire de diagnostic local sur les résultats des récentes maladies survenues sur les animaux domestiques.

- évaluer le degré de contacts possibles entre les animaux à transférer, les animaux domestiques et sauvages ainsi que la population locale.

- vérifier que les programmes de vaccination des Services Vétérinaires nationaux soit adéquats pour fournir aux animaux transférés une protection immunitaire suffisante contre les maladies susceptibles de les atteindre comme la rage par exemple dans le cas des canidés sauvages.

- étudier le site de transfert et repérer l'éventuelle présence de vecteurs de maladies et de foyers de maladies.

-- si possible, prélever des échantillons sur la population présente et rechercher la présence des pathogènes pouvant être suspectés.

-- déterminer les vaccins pouvant être utilisés sur les animaux à transférer afin de les protéger des maladies éventuellement trouvées sur le terrain.

-- vérifier qu'il n'y ait pas d'excès ou de carence de certains minéraux ou autre et dans le cas contraire établir un plan pour adapter la ration des animaux à transférer.

-- il faudra également rechercher la présence de plantes toxiques qui ne sont pas familières aux animaux qui doivent être transférés.

-- rechercher les causes expliquant l'absence de l'espèce à transférer si c'est le cas.

-- enfin, établir un rapport et envoyer une copie au directeur des Services Vétérinaires de Faune Sauvage du pays receveur.

- Plan précédent la remise en liberté :

Une des stratégies souvent utilisée est celle qui consiste à confiner le groupe dans un large enclos près de l'aire de relâche pendant une assez longue période. Ainsi cela permet :

- la création de structures sociales au sein du groupe,
- cette période de confinement permet de prolonger la quarantaine durant laquelle des signes cliniques de maladie infectieuse ou contagieuse peuvent être détectés.
- Cela empêche également les contacts avec les animaux domestiques ou autres animaux vivants présent sur cette aire et ainsi de réduire les chances de transmission de maladie.
- Le groupe peut également s'acclimater aux conditions locales.

- Vaccination prophylactique du groupe à transférer : celle-ci dépend des différentes investigations réalisées précédemment :

Si le risque que les animaux à transférer soient infectés par des pathogènes est important, il sera bon de vacciner contre ceux-ci.

L'utilisation de vaccins atténués peut être très utile dans le cas d'animaux à transférer car l'immunité induite sera beaucoup plus forte que lors de l'utilisation de vaccins inactivés et ne demandera alors qu'une seule inoculation pour induire une bonne protection.

Par contre, il ne faut pas oublier que ce type de vaccin peut-être pathogène pour certaines espèces ainsi que chez les jeunes.

Ce type de vaccin sera donc préférentiellement utilisé mais seulement chez les espèces qui le supporte.

Les vaccins inactivés comportent beaucoup moins de risques bien que certains puissent induire de fortes réactions au site d'inoculation.

Ainsi lorsque le besoin de vaccination est urgent et que la susceptibilité des animaux à un vaccin atténué est inconnue, il sera préférable d'utiliser un vaccin à agent inactivé. Si cela est impossible, un vaccin à virus atténué pourra être utilisé sur un ou deux animaux du groupe. Ceux-ci devront bien évidemment être isolés du groupe.

L'immunité protectrice ne se met en place qu'après quelques jours à quelques semaines. Il faudra donc réaliser la vaccination un certain temps avant le transfert (cela implique une période de quarantaine au cas où les animaux développeraient une infection vaccino-induite ou excréteraient l'agent vaccinal vivant administré. Il est à noter que certains vaccins atténués induisent des infections persistantes, les animaux vaccinés devenant alors porteurs et pouvant alors passer le virus à des vecteurs ou à des espèces sensibles.

Heureusement de tels cas sont rares.

|

|

CONCLUSION

Aujourd'hui la protection des espèces sauvages est devenue une préoccupation importante pour l'Homme.

Différentes menaces pèsent sur les canidés sauvages, notamment certaines maladies. Ors la prévalence de celles-ci augmente avec les nombreux changements dus à l'Homme : augmentation de la taille de la population humaine, isolation des différentes espèces animales et une proximité croissante avec l'habitat de l'Homme et de ses animaux domestiques. Etant donné que l'urbanisation s'étend et que le rapprochement avec des espèces en liberté est de plus en plus important ; il existe donc un risque croissant de transmission des maladies du chien aux canidés sauvages et inversement.

Un des points clés de la sauvegarde des espèces en danger est l'échange de spécimens entre différents parcs zoologiques. Ceux-ci sont soumis à différentes réglementations qui nécessiteraient d'être harmonisées entre les différents pays.

Ces échanges sont risqués, il est donc nécessaire de s'assurer grâce à des mesures comme la quarantaine, que l'animal transféré soit indemne de toute maladie afin de ne pas mettre en danger les animaux ou la population humaine présents sur le lieu de destination.

Ceci nécessite de dépister les maladies présentes le plus précocement possible grâce à l'utilisation de différents tests diagnostiques. Malheureusement ceux-ci sont encore trop rarement validés chez les canidés sauvages, et l'interprétation des résultats reste encore vague. La mise en place de laboratoires de références pourrait être d'une grande aide dans le contrôle des maladies.

Comme nous avons pu le constater de nombreux problèmes restent à résoudre afin d'harmoniser les réglementations et d'améliorer la prise en charge sanitaire des canidés sauvages. Malgré les récents efforts de l'Homme pour préserver les espèces en dangers, on est en droit de se demander si ceux-ci seront suffisant pour sauver à temps les canidés sauvages et autres espèces menacée de l'extinction.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. C.Pasquier, S.B., F.MESSUD-PETIT *et al*, *Virologie humaine et animale*. Dunod,Paris 2005 ed. 2005. 281.
2. Lois.E, B., *Wild dogs of the world*. 1973: Stein and day publishers.
3. Fox, M.W., *The wild canids,their systematics,behavioral ecology and evolution.*, ed. V.N.r. company. 1975.
4. Chevanuss, N., *Le Lycaon,Lycaon pictus-étude bibliographique*. 1993.
5. M.Fowler, R.M., *Zoo and Wild animal medicine*. 5 ed, ed. Saunders. 2003. 782.
6. Rossi, S., *Impact des virus pathogènes sur les petites populations de carnivores sauvages: cas du parvovirus CPV-2 chez le loup (Canis lupus) du Mercantour*, in *Ecole Nationale Veterinaire de Lyon*. 2000. p. 63pp.
7. Neault, L., *Entre chien et loup: etude biologique et comportementale*, in *these de doctorat veterinaire*. 2003: toulouse. p. 421pp.
8. Pignorel, M., *Le loup à crinière (Chrysocyon brachyurus)*, in *Ecole Nationale Veterinaire de Lyon*. 2005. p. 117pp.
9. Crainic., N.-C., *Virologie médicale*, ed. E.m. internationales. 1996. 527.
10. Dwight C. Hirsh., Z.Y.C., *Veterinary microbiology*, ed. B. Science. 1999. 479 pp.
11. Studdert, F.M.E.P.J.G.M.C.H.M., *Veterinary Virology*. third edition ed, ed. A. Press. 1999. 629pp.
12. McCue, P.M. and T.P. O'Farrell, *Serological survey for selected diseases in the endangered San Joaquin kit fox (Vulpes macrotis mutica)*. *J Wildl Dis*, 1988. **24**(2): p. 274-81.
13. Carter G.R, C.J.R., *Diagnostic procedures in veterinary bacteriology and mycology*. fifth edition ed, ed. H.B.J. Academic Press Inc., Publishers,USA. 1990. 620 pp.
14. Quinn P.J.; Carter M.E, M.B., *Clinical Veterinary microbiology*, ed. wolfe. 1994. 648 pp.
15. G.Bourdoiseau, *Parasitologie clinique du chien*. 2000: nouvelles éditions vétérinaires et alimentaires. 455pp.

16. F.Beugnet, G.B., H.Dang, *Abregé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. Vol. 1:parasitoses digestives.
17. Medaille, C., *Vade Mecum des analyses vétérinaires*, ed. E. MED'COM. 2002. 156pp.
18. Gardner, I.A., S. Hietala, and W.M. Boyce, *Validity of using serological tests for diagnosis of diseases in wild animals*. Rev Sci Tech, 1996. **15**(1): p. 323-35.
19. Stephenson, R.O., D.G. Ritter, and C.A. Nielsen, *Serologic survey for canine distemper and infectious canine hepatitis in wolves in Alaska*. J Wildl Dis, 1982. **18**(4): p. 419-24.
20. Zarnke, R.L. and W.B. Ballard, *Serologic survey for selected microbial pathogens of wolves in Alaska, 1975-1982*. J Wildl Dis, 1987. **23**(1): p. 77-85.
21. Trainer, D.O., F.F. Knowlton, and L. Karstad, *Oral papillomatosis in the coyote*. Wildl Dis, 1968. **4**(2): p. 52-4.
22. Amundson, T.E. and T.M. Yuill, *Prevalence of selected pathogenic microbial agents in the red fox (*Vulpes fulva*) and gray fox (*Urocyon cinereoargenteus*) of southwestern Wisconsin*. J Wildl Dis, 1981. **17**(1): p. 17-22.
23. Shamir, M., et al., *Antibodies to selected canine pathogens and infestation with intestinal helminths in golden jackals (*Canis aureus*) in Israel*. Vet J, 2001. **162**(1): p. 66-72.
24. Gascoyne, S.C., et al., *Aspects of rabies infection and control in the conservation of the African wild dog (*Lycaon pictus*) in the Serengeti region, Tanzania*. Onderstepoort J Vet Res, 1993. **60**(4): p. 415-20.
25. Nelson, T.A., D.G. Gregory, and J.R. Laursen, *Canine heartworms in coyotes in Illinois*. J Wildl Dis, 2003. **39**(3): p. 593-9.
26. Zarnke, R.L., J.M. Ver Hoef, and R.A. DeLong, *Serologic survey for selected disease agents in wolves (*Canis lupus*) from Alaska and the Yukon Territory, 1984-2000*. J Wildl Dis, 2004. **40**(4): p. 632-8.
27. Deem, S.L. and L.H. Emmons, *Exposure of free-ranging maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) to infectious and parasitic disease agents in the Noel Kempff Mercado National Park, Bolivia*. J Zoo Wildl Med, 2005. **36**(2): p. 192-7.
28. Gerhold, R.W., et al., *Infectious canine hepatitis in a gray fox (*Urocyon cinereoargenteus*)*. J Wildl Dis, 2007. **43**(4): p. 734-6.
29. Gese, E.M., et al., *Serological survey for diseases in free-ranging coyotes (*Canis latrans*) in Yellowstone National Park, Wyoming*. J Wildl Dis, 1997. **33**(1): p. 47-56.

30. Davidson, W.R., et al., *Diseases and parasites of red foxes, gray foxes, and coyotes from commercial sources selling to fox-chasing enclosures*. J Wildl Dis, 1992. **28**(4): p. 581-9.
31. Alexander, K.A. and M.J. Appel, *African wild dogs (Lycaon pictus) endangered by a canine distemper epizootic among domestic dogs near the Masai Mara National Reserve, Kenya*. J Wildl Dis, 1994. **30**(4): p. 481-5.
32. Davidson, W.R., et al., *Diseases diagnosed in gray foxes (Urocyon cinereoargenteus) from the southeastern United States*. J Wildl Dis, 1992. **28**(1): p. 28-33.
33. Sobrino, R., et al., *Prevalence of antibodies against canine distemper virus and canine parvovirus among foxes and wolves from Spain*. Vet Microbiol, 2008. **126**(1-3): p. 251-6.
34. Alexander, K.A., *Canine distemper-related mortality among wild dogs (Lycaon pictus) in chobe national park, Botswana*. J Zoo Wildl Med, 1996. **27**(3): p. 426-427.
35. Appel, M. and D.S. Robson, *A microneutralization test for canine distemper virus*. Am J Vet Res, 1973. **34**(11): p. 1459-63.
36. Miller, R.E., *Quarantine protocols and preventive medicine procedures for reptiles, birds and mammals in zoos*. Rev Sci Tech, 1996. **15**(1): p. 183-9.
37. Van de Bildt, M.W., et al., *Distemper outbreak and its effect on African wild dog conservation*. Emerg Infect Dis, 2002. **8**(2): p. 211-3.
38. Artois, M., et al., *[Infectious pathology of Canidae and Felidae in zoological parks]*. Rev Sci Tech, 1996. **15**(1): p. 115-40.
39. Mech, L.D. and S.M. Goyal, *Canine parvovirus effect on wolf population change and pup survival*. J Wildl Dis, 1993. **29**(2): p. 330-3.
40. Creel, S., et al., *Serosurvey for selected viral diseases and demography of African wild dogs in Tanzania*. J Wildl Dis, 1997. **33**(4): p. 823-32.
41. Mann, P.C., et al., *Canine parvovirus infection in South American canids*. J Am Vet Med Assoc, 1980. **177**(9): p. 779-83.
42. Carmichael, L.E., J.C. Joubert, and R.V. Pollock, *Hemagglutination by canine parvovirus: serologic studies and diagnostic applications*. Am J Vet Res, 1980. **41**(5): p. 784-91.
43. Johnson, M.R., D.K. Boyd, and D.H. Pletscher, *Serologic investigations of canine parvovirus and canine distemper in relation to wolf (Canis lupus) pup mortalities*. J Wildl Dis, 1994. **30**(2): p. 270-3.

44. Ballard, W.B., et al., *Rabies and canine distemper in an arctic fox population in Alaska*. J Wildl Dis, 2001. **37**(1): p. 133-7.
45. Randall, D.A., et al., *Rabies in endangered Ethiopian wolves*. Emerg Infect Dis, 2004. **10**(12): p. 2214-7.
46. Martino, P.E., et al., *Serological survey of selected pathogens of free-ranging foxes in southern Argentina, 1998--2001*. Rev Sci Tech, 2004. **23**(3): p. 801-6.
47. Elizabeth.S.Williams, I.K.B., *Infectious diseases of wild mammals*. 2001. **third edition**.
48. Raymond, J.T., et al., *Pseudorabies in captive coyotes*. J Wildl Dis, 1997. **33**(4): p. 916-8.
49. Samuel, W.M., G.A. Chalmers, and J.R. Gunson, *Oral papillomatosis in coyotes (Canis latrans) and wolves (Canis lupus) of Alberta*. J Wildl Dis, 1978. **14**(2): p. 165-9.
50. Foreyt, W.J. and J.F. Evermann, *Serologic survey of canine coronavirus in wild coyotes in the western United States, 1972-1982*. J Wildl Dis, 1985. **21**(4): p. 428-30.
51. Stirling, J., et al., *Prevalence of gastrointestinal bacterial pathogens in a population of zoo animals*. Zoonoses Public Health, 2008. **55**(3): p. 166-72.
52. Barrat, J., et al., *Beta hemolytic streptococcal infection in red foxes (Vulpes vulpes L.) in France: the natural disease and experimental studies*. J Wildl Dis, 1985. **21**(2): p. 141-3.
53. Gates, N.L. and J.S. Green, *Epizootic streptococcal pneumonia in captive coyotes*. J Wildl Dis, 1979. **15**(4): p. 497-8.
54. Handeland, K., et al., *Natural and experimental Salmonella Typhimurium infections in foxes (Vulpes vulpes)*. Vet Microbiol, 2008. **132**(1-2): p. 129-34.
55. Drewek, J., Jr., et al., *Serologic evidence of leptospirosis in a southern Arizona coyote population*. J Wildl Dis, 1981. **17**(1): p. 33-7.
56. Khan, M.A., et al., *Seroepidemiology of leptospirosis in Minnesota wolves*. J Wildl Dis, 1991. **27**(2): p. 248-53.
57. Euzéby, J.P., *Dictionnaire de bactériologie vétérinaire*. <http://www.bacdico.net>.
58. Price, J.E. and L.H. Karstad, *Free-living jackals (Canis mesomelas)-potential reservoir hosts for Ehrlichia canis in Kenya*. J Wildl Dis, 1980. **16**(4): p. 469-73.
59. Harvey, J.W., et al., *Ehrlichiosis in wolves, dogs, and wolf-dog crosses*. J Am Vet Med Assoc, 1979. **175**(9): p. 901-5.

60. Pusterla, N., et al., *Serological evidence of infection with Ehrlichia spp. in red foxes (Vulpes vulpes) in Switzerland*. J Clin Microbiol, 1999. **37**(4): p. 1168-9.
61. Fishman, Z., et al., *A serosurvey of Hepatozoon canis and Ehrlichia canis antibodies in wild red foxes (Vulpes vulpes) from Israel*. Vet Parasitol, 2004. **119**(1): p. 21-6.
62. Millan, J., et al., *Disseminated bovine tuberculosis in a wild red fox (Vulpes vulpes) in southern Spain*. J Wildl Dis, 2008. **44**(3): p. 701-6.
63. Martin-Atance, P., et al., *Bovine tuberculosis in a free ranging red fox (Vulpes vulpes) from Donana National Park (Spain)*. J Wildl Dis, 2005. **41**(2): p. 435-6.
64. Bruning-Fann, C.S., et al., *Bovine tuberculosis in free-ranging carnivores from Michigan*. J Wildl Dis, 2001. **37**(1): p. 58-64.
65. Zarnke, R.L., J.M. Ver Hoef, and R.A. DeLong, *Geographic pattern of serum antibody prevalence for Brucella spp. in caribou, grizzly bears, and wolves from Alaska, 1975-1998*. J Wildl Dis, 2006. **42**(3): p. 570-7.
66. Tessaro, S.V. and L.B. Forbes, *Experimental Brucella abortus infection in wolves*. J Wildl Dis, 2004. **40**(1): p. 60-5.
67. Steinman, A., et al., *Presence of antitubulinum neurotoxin antibodies in selected wild canids in Israel*. J Wildl Dis, 2007. **43**(3): p. 548-50.
68. J Freney, F.R., W Hansen, C Bollet, *Manuel de bacteriologie clinique*. elsevier ed. Vol. volume I. 1992.
69. Gese, E.M., et al., *Serologic survey for canine infectious diseases among sympatric swift foxes (Vulpes velox) and coyotes (Canis latrans) in southeastern Colorado*. J Wildl Dis, 2004. **40**(4): p. 741-8.
70. Stobel, K., A. Schonberg, and C. Staak, *A new non-species dependent ELISA for detection of antibodies to Borrelia burgdorferi s. l. in zoo animals*. Int J Med Microbiol, 2002. **291 Suppl 33**: p. 88-99.
71. Kazmierczak, J.J., E.C. Burgess, and T.E. Amundson, *Susceptibility of the gray wolf (Canis lupus) to infection with the Lyme disease agent, Borrelia burgdorferi*. J Wildl Dis, 1988. **24**(3): p. 522-7.
72. Kazmierczak, J.J. and E.C. Burgess, *Antibodies to Borrelia sp. in wild foxes and coyotes from Wisconsin and Minnesota*. J Wildl Dis, 1989. **25**(1): p. 108-11.
73. Thielking, A., et al., *Seroprevalence of Lyme disease in gray wolves from Minnesota and Wisconsin*. J Wildl Dis, 1992. **28**(2): p. 177-82.

74. Williams, E.S. and E.T. Thorne, *Infectious and parasitic diseases of captive carnivores, with special emphasis on the black-footed ferret (Mustela nigripes)*. Rev Sci Tech, 1996. **15**(1): p. 91-114.
75. Gompper, M.E., et al., *A survey of the parasites of coyotes (Canis latrans) in New York based on fecal analysis*. J Wildl Dis, 2003. **39**(3): p. 712-7.
76. Criado-Fornelio, A., et al., *A parasitological survey of wild red foxes (Vulpes vulpes) from the province of Guadalajara, Spain*. Vet Parasitol, 2000. **92**(4): p. 245-51.
77. Kelly, T.R. and J.M. Sleeman, *Morbidity and mortality of red foxes (Vulpes vulpes) and gray foxes (Urocyon cinereoargenteus) admitted to the Wildlife Center of Virginia, 1993-2001*. J Wildl Dis, 2003. **39**(2): p. 467-9.
78. Ewald, D., et al., *Parasitological and serological studies on the prevalence of Echinococcus multilocularis Leuckart, 1863 in red foxes (Vulpes vulpes Linnaeus, 1758) in Switzerland*. Rev Sci Tech, 1992. **11**(4): p. 1057-61.
79. Bretagne, S., et al., *[Detection of the eggs of Echinococcus multilocularis Leuckart, 1863, in the feces of the fox (Vulpes vulpes Linnaeus, 1758) by the polymerase chain reaction]*. Rev Sci Tech, 1992. **11**(4): p. 1051-6.
80. Lee, G.W., K.A. Lee, and W.R. Davidson, *Evaluation of fox-chasing enclosures as sites of potential introduction and establishment of Echinococcus multilocularis*. J Wildl Dis, 1993. **29**(3): p. 498-501.
81. Wixsom, M.J., et al., *Dirofilaria immitis in coyotes and foxes in Missouri*. J Wildl Dis, 1991. **27**(1): p. 166-9.
82. Phillips, M.K. and J. Scheck, *Parasitism in captive and reintroduced red wolves*. J Wildl Dis, 1991. **27**(3): p. 498-501.
83. Morgan, E.R., et al., *Angiostrongylus vasorum and Eucoleus aerophilus in foxes (Vulpes vulpes) in Great Britain*. Vet Parasitol, 2008. **154**(1-2): p. 48-57.
84. Bourque, A., H. Whitney, and G. Conboy, *Angiostrongylus vasorum infection in a coyote (Canis latrans) from Newfoundland and Labrador, Canada*. J Wildl Dis, 2005. **41**(4): p. 816-9.
85. M.Fowler, *Zoo and Wild animal medicine, Current therapy*. 3 ed, ed. Saunders. 1993. 617.
86. Sadighian, A. and F. Amini, *Dioctophyma renale (Goeze, 1782) Stiles, 1901 in stray dogs and jackals in Shahsavar area, Caspian region, Iran*. J Parasitol, 1967. **53**(5): p. 961.

87. Schmidt, U. and E. Weingartner, [*Diectophyma renale* (*Diectophymoidea*, *Nematoda*) in a maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*)]. Berl Munch Tierarztl Wochenschr, 1972. **85**(4): p. 71-2.
88. Hatfield, C. and W.G. Jones, *Giant Kidney Worm in Canine Abdomen*. Can Vet J, 1964. **5**(10): p. 276-7.
89. Nakagawa, T.L., et al., *Giant kidney worm (Diectophyma renale) infections in dogs from Northern Parana, Brazil*. Vet Parasitol, 2007. **145**(3-4): p. 366-70.
90. Sobrino, R., et al., *Neospora caninum antibodies in wild carnivores from Spain*. Vet Parasitol, 2008. **155**(3-4): p. 190-7.
91. Steinman, A., et al., *Low seroprevalence of antibodies to Neospora caninum in wild canids in Israel*. Vet Parasitol, 2006. **137**(1-2): p. 155-8.
92. Sobrino, R., et al., *Seroprevalence of Toxoplasma gondii antibodies in wild carnivores from Spain*. Vet Parasitol, 2007. **148**(3-4): p. 187-92.
93. Prestrud, K.W., et al., *Serosurvey for Toxoplasma gondii in arctic foxes and possible sources of infection in the high Arctic of Svalbard*. Vet Parasitol, 2007. **150**(1-2): p. 6-12.
94. Dubey, J.P., et al., *Toxoplasma gondii antibodies in naturally exposed wild coyotes, red foxes, and gray foxes and serologic diagnosis of Toxoplasmosis in red foxes fed T. gondii oocysts and tissue cysts*. J Parasitol, 1999. **85**(2): p. 240-3.
95. Kottwitz, J.J., et al., *Heart failure caused by toxoplasmosis in a fennec fox (Fennecus zerda)*. J Am Anim Hosp Assoc, 2004. **40**(6): p. 501-7.
96. Dipineto, L., et al., *Presence of Leishmania infantum in red foxes (Vulpes vulpes) in southern Italy*. J Wildl Dis, 2007. **43**(3): p. 518-20.
97. Sobrino, R., et al., *Characterization of widespread canine leishmaniasis among wild carnivores from Spain*. Vet Parasitol, 2008. **155**(3-4): p. 198-203.
98. Mancianti, F., W. Mignone, and F. Galastri, *Serologic survey for leishmaniasis in free-living red foxes (Vulpes vulpes) in Italy*. J Wildl Dis, 1994. **30**(3): p. 454-6.
99. Luppi, M.M., et al., *Visceral leishmaniasis in captive wild canids in Brazil*. Vet Parasitol, 2008. **155**(1-2): p. 146-51.
100. Pence, D.B., et al., *The epizootiology and pathology of sarcoptic mange in coyotes, Canis latrans, from south Texas*. J Parasitol, 1983. **69**(6): p. 1100-15.
101. Deem, S.L., et al., *Sarcoptic mange in free-ranging pampas foxes in the Gran Chaco, Bolivia*. J Wildl Dis, 2002. **38**(3): p. 625-8.

102. Little, S.E., et al., *Diseases diagnosed in red foxes from the southeastern United States*. J Wildl Dis, 1998. **34**(3): p. 620-4.
103. M.Fowler, R.M., *Zoo and Wild animal medicine, Current therapy*. 4 ed, ed. Saunders. 1999. 747.
104. R.E.Miller, *Quarantine protocols and preventive medicine procedures for reptiles, birds and mammals in zoos*. Rev Sci Tech. Off. int. Epiz, 1996. **15**: p. 183-189.
105. Woodford, M.H., *Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild*, W. M.H., Editor. 2000. p. 87pp.
106. Spalding. Marilyn, F.D.J., *Disease monitoring of free-ranging and released wildlife*. Journal of Zoo and Wildlife medicine, 1993. **24**(3): p. 271-280.

CD-ROM:

Transmissible Diseases Handbook- Infectious Diseases Working Group, 3rd Edition May 2006.

Editors: Nico Schroemarker, Jacques Kaandorp and Hugo Fernandez Bellon, EAZWV.

Sites internet:

Euzéby, J.P. : Dictionnaire de bactériologie vétérinaire. <http://www.bacdico.net>

ANNEXES

Annexe 1

A N N E X E 6

CERTIFICAT SANITAIRE POUR L'IMPORTATION ET LE TRANSIT SUR LE TERRITOIRE METROPOLITAIN ET DANS LES DEPARTEMENTS D'OUTRE-MER DE CARNIVORES NON DOMESTIQUES DESTINES A L'ELEVAGE, A DES ETABLISSEMENTS D'EXPERIMENTATION ANIMALE, DES ETABLISSEMENTS D'ELEVAGE SPECIALISES, DES ETABLISSEMENTS FOURNISSEURS (AU SENS DU DECRET No 87-848 DU 19 OCTOBRE 1987 MODIFIE), DES ETABLISSEMENTS DE PRESENTATION AU PUBLIC A CARACTERE FIXE, DES ETABLISSEMENTS DE PRESENTATION AU PUBLIC A CARACTERE MOBILE, DES ETABLISSEMENTS DE VENTE, DES ANIMAUX DE COMPAGNIE ACCOMPAGNES PAR LEUR PROPRIETAIRE EN PROVENANCE DES PAYS TIERS

Numéro du certificat (1) :

Pays tiers d'expédition :

Autorité d'émission compétente :

No de permis CITES Export (si nécessaire) :

1. Identification des animaux

*Vous pouvez consulter le tableau dans le JO
n° 179 du 02/08/2002 page 13171 à 13197*

2. Origine et destination

Les animaux visés ci-dessus sont expédiés de (établissement d'origine, adresse, pays) :
par le moyen de transport suivant (nature, numéro d'immatriculation, numéro du vol ou le nom selon le cas) :

Nom et adresse de l'exportateur :

Nom et adresse de l'importateur :

Nom et adresse des locaux de première destination :

3. Renseignements sanitaires

Je soussigné, vétérinaire officiel, certifie que les animaux décrits ci-dessus répondent aux conditions suivantes :

- a) Sont originaires d'un établissement placé sous surveillance vétérinaire dans lequel ils ont résidé sans discontinuer pendant une durée d'au moins 120 jours (4) avant l'expédition et dans lequel :
- tous les animaux ont été inspectés quotidiennement pour rechercher tout signe éventuel de maladie et être soumis, si nécessaire, à un examen clinique ;
 - tous les animaux trouvés morts pour quelque raison que ce soit ont fait l'objet d'une autopsie complète dans un laboratoire habilité à cette fin par l'autorité compétente ;
 - la cause de toute morbidité ou mortalité a été déterminée avant que le groupe auquel appartiennent les animaux soit libéré de la quarantaine ;
- b) Ont été soumis, à J 0 à une épreuve de recherche, avec résultats négatifs, des anticorps neutralisant le virus rabique par un laboratoire officiel (nom et adresse du laboratoire)
réalisée le :,

puis vaccinés à J 0 par injection d'un vaccin inactivé d'au moins une unité antigénique internationale (norme OMS, Organisation mondiale de la santé) le

avec le vaccin suivant :

(nom du vaccin et numéro du lot) et soumis à nouveau J 30 à une épreuve de titrage des anticorps neutralisant le virus rabique par un laboratoire officiel (nom et adresse du laboratoire) , relevant un titre sérique au moins égal à 0,5 unité internationale par millilitre 30 jours après la

vaccination le

et expédiés à J 120 (4) (3).

Dans le cas d'animaux qui ont fait l'objet d'une revaccination sans rupture du protocole vaccinal prescrit par le fabricant, les animaux ont été soumis à une épreuve de titrage des anticorps neutralisant le virus rabique par un laboratoire officiel (nom et adresse du laboratoire) , relevant un titre sérique au moins égal à 0,5 unité internationale par millilitre, 30 jours après ce rappel

(2) (3) ;

c) N'ont pas subi de contacts avérés avec des animaux enrégés au cours des 6 derniers mois et n'ont pas été soumis à ce titre à une restriction par les autorités sanitaires de (pays d'exportation)

..... ;

d) Ont été soumis à au moins 2 traitements contre les parasites internes et externes le et le

au cours des 40 jours précédant l'exportation avec le(s) produit(s) suivant(s) :

Préciser les molécules actives et les doses de produit utilisées :

..... ;

e) Ont été examinés ce jour et ne présentent aucun signe clinique de maladie,

que j'ai reçu du propriétaire ou de son représentant une déclaration attestant :

- que jusqu'à leur arrivée sur le territoire français les animaux décrits dans le présent certificat ne seront pas en contact avec des animaux ne présentant pas un statut sanitaire équivalent ;

- que tous les véhicules de transport et conteneurs dans lesquels les animaux seront embarqués conformément aux normes internationales applicables au transport d'animaux vivants seront

préalablement nettoyés et désinfectés avec le produit suivant :

.....

et ils sont conçus de telle sorte que les déjections, la litière ou les aliments ne puissent pas s'écouler pendant le transport.

Ce certificat est valable 10 jours à compter de sa date de signature.

Fait à , le

Cachet et signature du vétérinaire officiel (la signature et le cachet doivent être d'une couleur différente de celle du texte imprimé)

Nom en lettres capitales, titre et qualification du vétérinaire officiel :

(1) Attribué par l'autorité centrale compétente

(2) Biffer la mention inutile.

(3) Joindre les résultats des analyses.

(4) La disposition J 120 est applicable à compter du 1er décembre 2002.

ANNEXE 3

30.3.2004

FR

Journal officiel de l'Union européenne

L 91/19

COMMUNAUTÉ EUROPÉENNE

Document Vétérinaire Commun d'Entrée (DVCE Animaux)

Partie 1: Détails concernant le lot présenté	1. Expéditeur/ exportateur <input type="checkbox"/> Nom Adresse Pays + code ISO		2. N° de référence DVCE	
			Poste d'inspection frontalier	
			Numéro d'unité	
	3. Destinataire Nom Adresse Code postal Pays + code ISO		4. Intéressé au chargement Nom Adresse	
			5. Pays d'origine + code ISO	6. Région d'origine Code
	7. Importateur Nom Adresse Code postal Pays + code ISO		8. Lieu de destination Nom N° d'agrément Adresse Code postal Pays + code ISO	
	9. Arrivée au PIF (date et heures prévues) Date Heure		10. Documents vétérinaires Numéro Date de délivrance Document(s) d'accompagnement Numéro(s)	
	11. Moyens de transport Avion <input type="checkbox"/> Navire <input type="checkbox"/> Wagon <input type="checkbox"/> Véhicule routier <input type="checkbox"/> Autres <input type="checkbox"/> Identification: Référence documentaire:			
			13. Code produit (code NC)	
			14. Nombre d'animaux	
		15. Nombre de conditionnement		
16. Animaux certifiés aux fins de: Élevage/vente <input type="checkbox"/> Engraissement <input type="checkbox"/> Abattage <input type="checkbox"/> Organismes agréés <input type="checkbox"/> Animaux de compagnie <input type="checkbox"/> Autres <input type="checkbox"/> Quarantaine <input type="checkbox"/> Équides enregistrés <input type="checkbox"/> Repariage <input type="checkbox"/> Cirque/Exposition <input type="checkbox"/>				
17. N° du scellé et n° du conteneur				
18. Pour transbordement vers <input type="checkbox"/> PIF UE N° d'unité Pays tiers Code ISO pays tiers		19. Pour transit vers pays tiers <input type="checkbox"/> vers pays tiers + code ISO PIF de sortie N° d'unité		
20. Pour importation ou admission temporaire Importation définitive <input type="checkbox"/> Réadmission de chevaux <input type="checkbox"/> Admission temporaire des chevaux <input type="checkbox"/> Date de sortie Point de sortie		21. États membres de transit <input type="checkbox"/> État membre + code ISO État membre + code ISO État membre + code ISO		
22. Moyen de transport après le poste d'inspection frontalier Wagon <input type="checkbox"/> N° d'enregistrement Avion <input type="checkbox"/> N° de vol Navire <input type="checkbox"/> Nom Véhicule routier <input type="checkbox"/> Plaque minéralogique Autres <input type="checkbox"/>		23. Transporteur Nom N° d'agrément Adresse Code postal Pays		
		24. Plan de marche Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>		
25. Déclaration Je soussigné, intéressé au chargement susmentionné, certifie sur l'honneur, qu'à ma connaissance les déclarations faites dans la première partie du présent document sont complètes et authentiques et je m'engage à respecter les dispositions juridiques de la directive 91/496/CEE, y compris le paiement des contrôles vétérinaires, ainsi que celui pour la réexpédition des lots, la mise en quarantaine ou l'isolement des animaux, ou les coûts d'euthanasie et d'élimination le cas échéant.		Lieu et date de la déclaration Nom du signataire Signature:		