

TABLE DES MATIERES

TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	4
LISTE DES ABRÉVIATIONS	5
INTRODUCTION	7
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	9
1 TECHNIQUES DE PRÉLÈVEMENT CHEZ LES PETITS MAMMIFÈRES	9
1.1 CONTENTION ET ANESTHÉSIE.....	9
1.1.1 <i>Contention</i>	9
1.1.2 <i>Tranquillisation et anesthésie</i>	11
1.2 PRÉLÈVEMENTS DE SANG	12
1.2.1 <i>Matériel et indications</i>	12
1.2.1.1 Aiguilles et seringues.....	12
1.2.1.2 Tubes	12
1.2.2 <i>Techniques de prises de sang</i>	13
1.2.2.1 Chez le furet	13
1.2.2.2 Chez le lapin	15
1.2.2.3 Chez le cochon d'Inde	17
1.2.2.4 Chez les petits rongeurs	18
1.3 PRÉLÈVEMENTS D'URINES.....	20
1.3.1 <i>Miction spontanée</i>	20
1.3.2 <i>Pression vésicale</i>	20
1.3.3 <i>Sondage urinaire</i>	20
1.3.3.1 Chez le furet	21
1.3.3.2 Chez le lapin	22
1.3.3.3 Chez le cochon d'Inde	22
1.3.4 <i>Cystocentèse</i>	22
1.4 PRÉLÈVEMENTS DE FÈCES	22
1.5 PRÉLÈVEMENTS EN DERMATOLOGIE	23
1.5.1 <i>Les calques</i>	23
1.5.1.1 Calque par impression.....	23
1.5.1.2 Test à la cellophane adhésive (« Scotch test »)	23
1.5.1.3 Écouvillonnage	23
1.5.2 <i>Prélèvement de cérumen</i>	23
1.5.3 <i>Raclage cutané</i>	24
1.5.4 <i>Observation à la lampe de Wood</i>	24
1.5.5 <i>Trichogramme</i>	24
1.5.6 <i>Prélèvements pour culture mycologique</i>	24
1.5.7 <i>Prélèvements pour analyse bactériologique</i>	25
1.5.8 <i>Cytoponction de masses cutanées ou sous-cutanées</i>	25
1.5.9 <i>Biopsies cutanées</i>	25

2	TECHNIQUES DE PRÉLÈVEMENT CHEZ LES OISEAUX.....	27
2.1	CONTENTION ET ANESTHÉSIE.....	27
2.1.1	<i>Contention</i>	27
2.1.2	<i>Anesthésie</i>	28
2.2	PRÉLÈVEMENT DE SANG	28
2.2.1	<i>Matériel et indications</i>	28
2.2.1.1	Aiguilles et seringues.....	28
2.2.1.2	Tubes	28
2.2.2	<i>Techniques de prises de sang</i>	29
2.3	PRÉLÈVEMENTS DE FIENTES.....	33
2.3.1	<i>Prélèvement d'urine</i>	33
2.3.2	<i>Prélèvement de fèces</i>	33
2.4	PRÉLÈVEMENTS CUTANÉS	33
2.4.1	<i>Observation directe</i>	33
2.4.2	<i>Calques</i>	34
2.4.3	<i>Raclage cutané</i>	34
2.4.4	<i>Cytologie de pulpe</i>	34
2.4.5	<i>Digestion de plume</i>	34
2.4.6	<i>Prélèvements de lésions pour analyse bactériologique</i>	34
2.4.7	<i>Biopsie cutanée</i>	35
3	TECHNIQUES DE PRÉLÈVEMENT CHEZ LES REPTILES.....	36
3.1	CONTENTION ET ANESTHÉSIE.....	36
3.1.1	<i>Contention</i>	36
3.1.1.1	Chéloniens	36
3.1.1.2	Ophidiens	36
3.1.1.3	Sauriens	37
3.1.2	<i>Sédation et anesthésie</i>	38
3.2	PRÉLÈVEMENT DE SANG	38
3.2.1	<i>Matériel</i>	38
3.2.1.1	Aiguilles et seringues.....	38
3.2.1.2	Tubes	38
3.2.2	<i>Techniques de prises de sang</i>	39
3.2.2.1	Chéloniens	39
3.2.2.2	Ophidiens	41
3.2.2.3	Sauriens	42
3.3	PRÉLÈVEMENTS D'URINES.....	43
3.3.1	<i>Urines émises spontanément</i>	43
3.3.2	<i>Cystocentèse</i>	43
3.3.3	<i>Cathétérisme de l'urètre</i>	44
3.4	PRÉLÈVEMENTS DE FÈCES	44
3.5	PRÉLÈVEMENTS CUTANÉS	44
3.5.1	<i>Ectoparasites</i>	44
3.5.2	<i>Calques et raclages cutanés</i>	44
3.5.3	<i>Prélèvements pour culture mycologique et analyse bactériologique</i>	45
3.5.4	<i>Cytoponction de masses</i>	45
3.5.5	<i>Biopsies</i>	45

DEUXIEME PARTIE : CRÉATION DU SUPPORT PEDAGOGIQUE MULTIMÉDIA	47
1 MOYENS PÉDAGOGIQUES DISPONIBLES POUR L'ENSEIGNEMENT NAC	47
1.1 PLACE DE L'ENSEIGNEMENT NAC DANS LE CURSUS VÉTÉRINAIRE À L'ENVA.....	47
1.2 MOYENS PÉDAGOGIQUES À DISPOSITION DES ÉTUDIANTS	47
2 OBJECTIFS DU PROJET PÉDAGOGIQUE	48
2.1 OBJECTIFS PÉDAGOGIQUES	48
2.2 UN OUTIL SIMPLE ET UTILE	48
3 CHOIX D'UN SUPPORT MULTIMÉDIA.....	49
3.1 UTILISATION DE LA VIDÉO	49
3.2 CHOIX DU SUPPORT MULTIMÉDIA.....	49
4 CRÉATION DU SUPPORT MULTIMÉDIA.....	49
4.1 RÉALISATION DES PLANS ET DES SÉQUENCES VIDÉOS.....	49
4.2 MONTAGE	50
4.3 EXPORTATION DES SÉQUENCES VIDÉOS.....	50
4.4 CRÉATION D'UN DOCUMENT COMPLÉMENTAIRE AUX TECHNIQUES DE PRISE DE SANG.....	51
4.5 CRÉATION D'UN QUESTIONNAIRE D'AUTO-ÉVALUATION	51
4.6 INTÉGRATION À EVE	51
5 DISCUSSION	52
CONCLUSION	53
BIBLIOGRAPHIE.....	55
ANNEXE 1 : DIAPORAMA D'ACCOMPAGNEMENT DES VIDÉOS	61
ANNEXE 2 : QUESTIONNAIRE D'AUTO-ÉVALUATION	65

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figures :

Figure 1. Technique de contention d'un furet (<i>Mustela putorius furo</i>).....	9
Figure 2 : Technique de contention d'une souris (<i>Mus musculus</i>)	11
Figure 3. Coupe transversale de la queue d'un furet (<i>Mustela putorius furo</i>) montrant la localisation de l'artère ventrale de la queue.....	15
Figure 4. Localisation des veines caves crânielles chez le rat (<i>Rattus norvegicus</i>)	19
Figure 5 : Sondage urinaire d'un furet mâle (<i>Mustela putorius furo</i>), vue latérale droite	21
Figure 6. Voies d'accès veineux chez les oiseaux.....	30
Figure 7. Localisation de la veine brachiale et de la veine ulnaire chez une poule domestique (<i>Gallus gallus domesticus</i>). Dissection superficielle d'une aile gauche étendue latéralement, face ventrale.....	32

Photographies :

Photographie 1. Technique de contention d'un lapin nain (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (1)	10
Photographie 2. Technique de contention d'un lapin nain (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (2)	10
Photographie 3. Technique de contention d'un lapin nain (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (3)	10
Photographie 4 : Technique de contention d'un rat domestique (<i>Rattus norvegicus</i>).....	11
Photographie 5. Prise de sang à la veine cave crâniale chez un furet (<i>Mustela putorius furo</i>) sous anesthésie gazeuse	13
Photographie 6. Prise de sang à la veine saphène latérale chez un lapin domestique (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	16
Photographie 7. Prise de sang à la veine marginale de l'oreille chez un lapin domestique (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	17
Photographie 8 : Technique de maintien d'un oiseau sociabilisé Gris du Gabon (<i>Psittacus erithacus</i>).....	27
Photographie 9 : Technique de contention d'un oiseau de petit format Rouge Gorge familier (<i>Erithacus rubecula</i>).....	27
Photographie 10. Prise de sang à la veine jugulaire chez un Gris du Gabon (<i>Psittacus erithacus</i>) sous anesthésie gazeuse	31
Photographie 11. Technique de contention d'une tortue d'Hermann (<i>Testudo hermanni hermanni</i>)(1).....	36
Photographie 12. Technique de contention d'une tortue de Floride (<i>Trachemys scripta elegans</i>) (2).....	36
Photographie 13. Technique de contention d'un serpent de petite taille. Serpent des blés juvénile (<i>Pantherophis guttatus</i> sp <i>creamsicle</i>)	37
Photographie 14. Technique de contention d'un serpent de grande taille. Python moulure (<i>Python molurus</i>)	37
Photographie 15. Technique de contention d'un Iguane vert (<i>Iguana iguana</i>)	37
Photographie 16 : Prise de sang à la veine jugulaire gauche d'une tortue d'Hermann (<i>Testudo hermanni hermanni</i>).....	40
Photographie 17. Prise de sang au sinus cervical chez une tortue d'Hermann (<i>Testudo hermanni boettgeri</i>)	41

LISTE DES ABRÉVIATIONS

CEDAF : Centre d'accueil de la Faune sauvage

CHUVA : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort

EDTA : Acide éthylène-diamine-tétra-acétique

ENVA : École Nationale Vétérinaire d'Alfort

EVE : Enseignement et Vie Étudiante

NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie

PCR: *Polymerase Chain Reaction* (Réaction de Polymérisation en Chaîne)

INTRODUCTION

Le terme Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC) est une expression définie en 1984 par le Docteur Michel Bellangeon pour désigner tous les animaux de compagnie autres que des chiens et des chats, détenus par des particuliers. Ainsi, cette expression regroupe aussi bien les poissons d'aquarium que des rongeurs et lagomorphes, des oiseaux de cage et de volière, des reptiles, des amphibiens ou toutes sortes d'invertébrés, qu'il s'agisse par ailleurs d'espèces domestiques comme non domestiques. De ce fait, ce groupe représente plus de la moitié des animaux possédés par les Français en 2012 (Enquête FACCO / TNS-Sofres, 2012).

A l'instar de ce qui se pratique chez les carnivores domestiques habituels, les vétérinaires accueillant ces nouvelles espèces sont régulièrement amenés à proposer des examens complémentaires pour étayer leur diagnostic clinique. En outre, la symptomatologie des NAC est généralement plus fruste que chez les chiens et les chats et donc impose plus fréquemment la réalisation d'examens complémentaires. Pourtant, ces animaux ont une anatomie et un comportement sensiblement différents de ceux du chien et du chat. Ainsi est-il nécessaire de connaître les spécificités des techniques de prélèvement pour assurer la sécurité de l'animal, de l'opérateur et garantir la qualité de l'échantillon.

L'enseignement des NAC à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort (ENVA) est composé de cours magistraux dispensés en troisième année, de deux journées d'observation en quatrième année et d'une semaine d'enseignement clinique obligatoire en cinquième année. Les techniques de prélèvement sont présentées lors des cours théoriques et mises en œuvre lors de la semaine pratique.

Ce travail a pour but de compléter l'enseignement actuel en élaborant un support multimédia pédagogique traitant des techniques de prélèvement chez les NAC. Ce support sera utilisé en auto-apprentissage par les étudiants vétérinaires, et devrait leur permettre de gagner en autonomie lors des semaines de pratique.

La première partie de cette thèse est une synthèse bibliographique présentant les principaux prélèvements réalisés chez des groupes particuliers de NAC : les petits mammifères, les oiseaux et les reptiles. La seconde partie précise les objectifs et présente les différentes étapes de conception du support pédagogique. Cette thèse est accompagnée du support pédagogique élaboré pour le site de l'Enseignement et de la Vie Étudiante (EVE) de l'ENVA.

PREMIERE PARTIE :

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1 Techniques de prélèvement chez les petits mammifères

Les petits mammifères évoqués ici sont les espèces les plus fréquemment rencontrées au service NAC du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort (CHUVA). Il s'agit des furets (*Mustela putorius furo*), lapins domestiques (*Oryctolagus cuniculus*), cochons d'Inde (*Cavia porcellus*), chinchillas (*Chinchilla laniger* et *Chinchilla brevicaudata*) et petits rongeurs tels que le rat domestique (*Rattus norvegicus*), la souris domestique (*Mus musculus*), la gerbille de Sibérie (*Meriones unguiculatus*), et les hamsters (sous famille des *Cricetinae*).

1.1 Contention et anesthésie

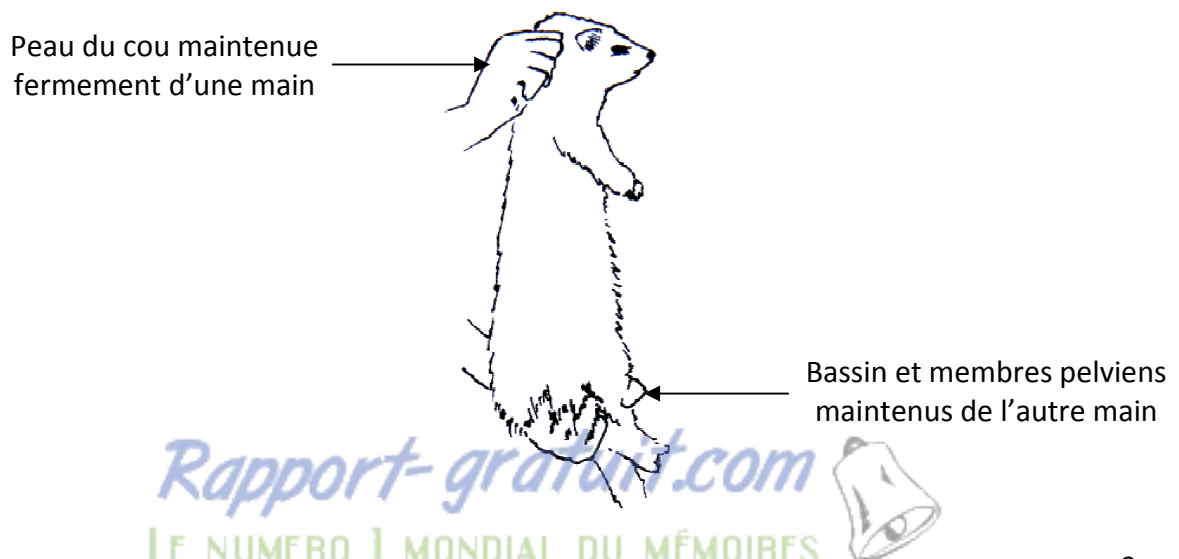
1.1.1 Contention

La contention constitue un moment particulièrement stressant pour la plupart des petits mammifères. C'est pourquoi, lorsqu'elle est pratiquée, elle doit être nécessaire, de courte durée et réalisée dans le calme (Tessier, 2009a).

La plupart des furets sont dociles et se laissent manipuler facilement. Pour maintenir cet animal pendant un examen complémentaire, il est nécessaire de le tenir fermement par la peau du cou d'une main et autour des hanches de l'autre main sans tirer les membres pelviens en arrière (**figure 1**). Certains individus peuvent être distraits pendant la procédure par de la nourriture (Quesenberry et Orcutt, 2012).

Figure 1. Technique de contention d'un furet (*Mustela putorius furo*)

D'après Pignon (2014a)



Les lapins ont un squelette fin et une musculature puissante au niveau des membres postérieurs. Ils sont susceptibles de se fracturer la colonne vertébrale au niveau des lombaires si la contention est mal adaptée. Ainsi faut-il toujours maintenir les lombaires et membres pelviens d'une main, le thorax ou le cou de l'autre main. De plus, les lapins sont rassurés lorsqu'ils ont les yeux couverts (**photographie 1**). On peut les couvrir avec une serviette, la main ou placer la tête du lapin sous son coude en vérifiant cependant que les narines ne sont pas obstruées (**photographie 2**). Une serviette peut être utilisée pour faciliter la contention en enveloppant l'animal (**photographie 3**), il faut toutefois faire attention au risque d'hyperthermie consécutive (Graham et Mader, 2012).

Photographie 1. Technique de contention d'un lapin nain (*Oryctolagus cuniculus*) (1)

D'après Pignon (2014a)



Les lombaires sont maintenues d'une part, le thorax d'autre part.

Photographie 2. Technique de contention d'un lapin nain (*Oryctolagus cuniculus*) (2)

D'après Pignon (2014a)



La tête du lapin est cachée sous le bras de l'opérateur de manière à le rassurer

Photographie 3. Technique de contention d'un lapin nain (*Oryctolagus cuniculus*) (3)

D'après Pignon (2014a)



Les cochons d'Inde sont des animaux dociles dont la contention est relativement aisée. Ils peuvent être maintenus avec une main placée sous le corps et l'autre main sur le dos, ou être enroulés dans une serviette (Quesenberry *et al.*, 2012).

Un chinchilla peut être sorti de sa cage en attrapant la base de la queue d'une main et le reste du corps de l'autre main. Il doit ensuite généralement être contenu dans une serviette. Il ne faut pas le saisir par la peau du cou car il risquerait de perdre les poils de cette région. Les femelles gestantes ne doivent pas être saisies par la queue et ne devraient pas être manipulées (Quesenberry *et al.*, 2012).

Les petits rongeurs peuvent être tenus par la peau du cou à l'exception du rat qui ne supporte pas cette méthode (**figure 2**). Les rats sont maintenus en plaçant l'index et le majeur autour du cou et le pouce et l'annulaire autour des épaules (**photographie 4**). Une serviette de taille adaptée peut également être utilisée (Lennox et Bauck, 2012).

Figure 2 : Technique de contention d'une souris

(*Mus musculus*)

D'après Pignon (2014a)



Photographie 4 : Technique de contention d'un rat domestique

(*Rattus norvegicus*)

D'après Pignon (2014a)



1.1.2 Tranquillisation et anesthésie

Pour les animaux anxieux ou très agressifs ou dans le cadre de procédures de longue durée, une légère tranquillisation ou une anesthésie sont indiquées (Quesenberry et Orcutt, 2012).

Une tranquillisation peut être obtenue en associant une benzodiazépine à un opioïde tel que du butorphanol ou de la morphine. Le midazolam est préféré au diazépam car son action est rapide et il peut être injecté par voie intramusculaire. Le diazépam s'administre par voie orale ou intraveineuse mais il y a des risques d'hypotension lors d'injection intravasculaire à cause du propylène glycol contenu dans de nombreuses préparations (Hawkins et Pascoe, 2012).

L'anesthésie flash avec un gaz anesthésique est la plus couramment utilisée du fait de la rapidité de l'induction comme du réveil et de la possibilité de modifier rapidement la profondeur de l'anesthésie. Toutefois, les gaz anesthésiques induisent une dépression cardio-respiratoire. L'isoflurane et le sévoflurane sont les deux gaz les plus utilisés. L'animal est placé dans une boîte à induction. L'induction peut aussi être réalisée directement à l'aide d'un masque de taille adaptée. On préférera cette seconde méthode chez le lapin pour qui les risques de blessures sont importants lorsqu'il est placé dans une boîte à induction

(Pignon, communication personnelle, 2014c). Le débit de dioxygène est réglé à 2 litres par minute (L/min) et la concentration en isoflurane par exemple est réglée entre 3 et 5 % (Carpenter *et al.*, 2012). Une fois l'induction réalisée, l'animal est sorti de la boîte à induction et un masque de taille adaptée est utilisé pour le maintien de l'anesthésie. Le débit du gaz anesthésique est diminué jusqu'à la dose minimale nécessaire (Hawkins et Pascoe, 2012 ; Lennox et Bauck 2012).

1.2 Prélèvements de sang

1.2.1 Matériel et indications

1.2.1.1 Aiguilles et seringues

Le matériel utilisé est à adapter en considérant la taille des animaux prélevés et celle de leurs vaisseaux sanguins afin d'éviter le *collapsus* de la veine.

Ainsi avec un animal pesant plus d'un kilogramme et pour ponctionner une veine de grand calibre telle que la veine jugulaire ou la veine cave crâniale, on utilisera une aiguille 23 Gauge (G) (0,6 mm de diamètre, bleue) montée sur une seringue de 2 à 5 millilitres (mL), alors que pour ponctionner une veine de petit calibre telle que les veines céphalique antérieure et saphène, on optera pour une aiguille 25 G (0,5 mm de diamètre, orange) montée sur une seringue de 1 mL.

Avec un animal pesant moins d'un kilogramme, on utilisera une aiguille 25 G montée sur une seringue 1 mL pour ponctionner une veine de grand calibre, et une aiguille de 26 G (0,45 mm de diamètre, marron) voire de 27 à 29 G (0,4 à 0,3 mm de diamètre, aiguille grise ou aiguille à insuline) montée sur une seringue à insuline de 0,3 mL pour les veines de petit calibre (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a).

Le débit sanguin est également inférieur à celui des carnivores domestiques et le sang peut parfois coaguler dans la seringue. Une héparinisation préalable de la seringue permet d'éviter ce désagrément. Pour cela, il suffit d'aspirer dans la seringue quelques gouttes d'héparine, puis de rejeter ce contenu en aspirant et rejetant de l'air. Le reliquat d'héparine présent sur les parois de la seringue et de l'aiguille est suffisant pour éviter la coagulation du sang durant le prélèvement (Doumerc, 2009a).

1.2.1.2 Tubes

La taille des animaux impose également le prélèvement de faibles volumes de sang. La règle communément admise est de prélever un volume maximum en millilitre correspondant à 1 % du poids vif de l'animal en gramme chez un animal en bonne santé (Campbell et Ellis, 2007c ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin 2009). Le volume de sang initial de l'animal sera restauré dans les vingt-quatre heures suivant la prise de sang chez la plupart des animaux en bonne santé. Cependant, il pourra s'écouler jusqu'à deux semaines avant que tous les constituants sanguins reviennent à la normale. Ainsi prélèvera-t-on un volume de sang inférieur (comme par exemple 0,5 % du poids vif de l'animal) si plusieurs prises de sang doivent être réalisées en l'espace de quinze jours (Campbell et Ellis, 2007c).

Les tubes habituellement utilisés pour les carnivores domestiques contiennent un volume d'anticoagulant trop important par rapport au volume de sang prélevé chez les

petits mammifères. Le prélèvement s'en retrouve dilué. Ainsi, on utilisera des tubes pédiatriques qui sont adaptés aux volumes prélevés (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a).

Les tubes héparinés sont employés pour les analyses biochimiques, les dosages hormonaux et les ionogrammes. Les tubes contenant de l'acide éthylène-diamine-tétracétique (EDTA) sont recommandés pour les analyses hématologiques et pour la réalisation de réactions de polymérisation en chaîne (PCR). Les tubes secs peuvent être utilisés pour la sérologie ou la biochimie (Doumerc, 2009a).

1.2.2 Techniques de prises de sang

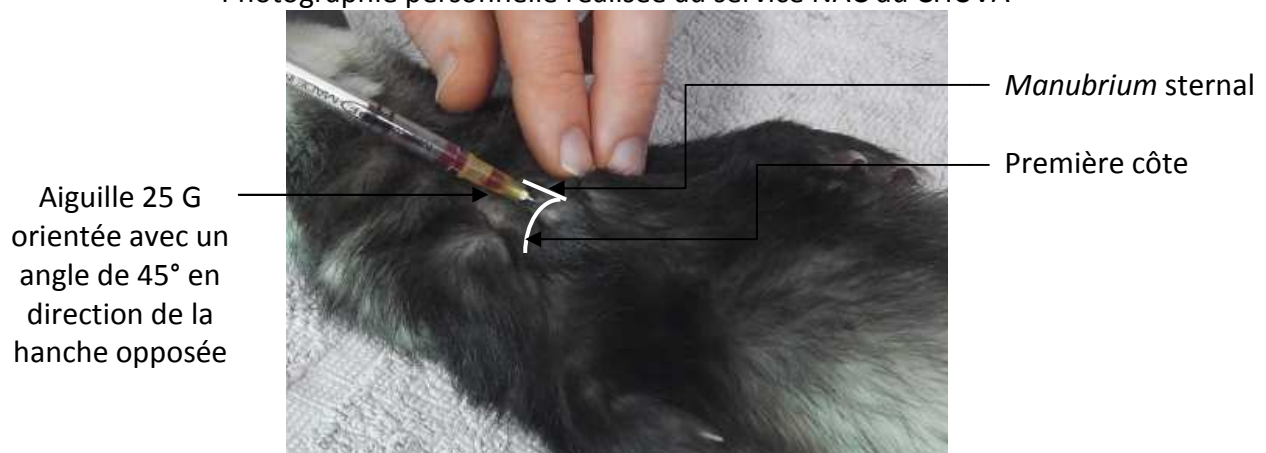
1.2.2.1 Chez le furet

- Veine cave crâniale

Il s'agit du site le plus couramment utilisé. En effet, il permet le recueil de plus de 0,5 mL de sang. Le risque de ponction cardiaque est minimisé chez cette espèce grâce à la longueur du thorax et à la position très caudale du cœur dans celui-ci. L'animal peut être vigile ou anesthésié. Il est tout d'abord placé en décubitus dorsal de manière parfaitement symétrique. Si le furet est vigile, une aide le tient d'une main par la peau du cou et de l'autre main étire ses membres antérieurs le long du corps. Une seconde aide peut maintenir le bassin, ou, s'il n'y a pas d'autre opérateur disponible, le furet est enroulé dans une serviette. L'opérateur repère la jonction entre le *manubrium* sternal et la première côte et y applique de l'alcool à 70°. L'aiguille est introduite dans la dépression jouxtant cette jonction en longeant le *manubrium* (**photographie 5**). La seringue montée forme un angle avec le corps de 45 degrés pour les petits spécimens, à 30 degrés pour les plus grands, et est orientée en direction de la hanche controlatérale. Il faut ensuite aspirer pour créer une dépression dans la seringue et faire varier la position de l'aiguille jusqu'à l'apparition de sang (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry et Orcutt, 2012).

Photographie 5. Prise de sang à la veine cave crâniale chez un furet (*Mustela putorius furo*) sous anesthésie gazeuse

Photographie personnelle réalisée au service NAC du CHUVA



- Veine jugulaire

Ce site est également fréquemment utilisé car il permet la récolte de volumes sanguins importants (supérieurs à 0,5 mL). Otto *et al.* (1993) qui ont décrit cette technique pour la première fois, rapportent des prélèvements pouvant atteindre 8 mL obtenus sur des furets mâles de grand format. Le furet peut être vigile ou anesthésié. Dans le premier cas, la technique est semblable à celle utilisée pour les chats. Le furet est maintenu en décubitus sternal, la tête placée en semi-extension et les membres antérieurs étendus vers le bas. Une compression est réalisée à la base du cou pour localiser la veine ; elle est plus latérale chez le furet que chez le chat. De plus, la veine jugulaire est moins visible chez les furets en raison de l'épaisseur de leur fourrure et de leur peau. Il est possible de tondre la zone pour faciliter la visualisation de la veine. De l'alcool à 70° est ensuite appliqué. Si le furet est anesthésié, il peut être placé en décubitus latéral ou dorsal et un seul opérateur est nécessaire. (Otto *et al.*, 1993 ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry et Orcutt, 2012)

- Veines céphalique, saphène latérale et fémorale

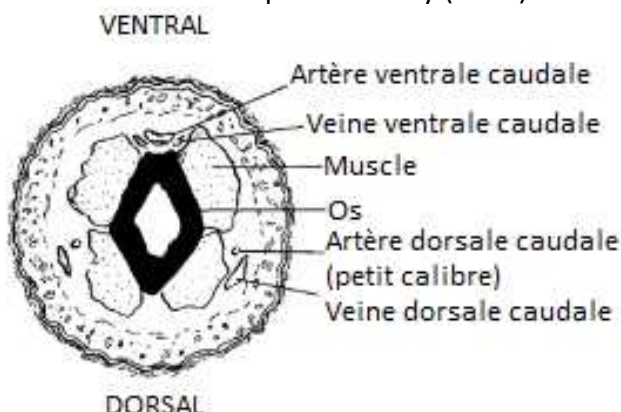
Ces veines peuvent être également ponctionnées de la même manière que chez les carnivores domestiques mais ne fournissent que de petits volumes de sang (moins de 0,5 mL) et sont à réserver pour la pose de cathéters intraveineux (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Quesenberry et Orcutt, 2012). Otto *et al.* (1993) proposent de maintenir le furet dans une position verticale pour réaliser la prise de sang à la veine céphalique antérieure. Le mammifère est tenu avec une main par la peau du cou, la seconde main maintenant les membres pelviens. Un garrot est placé au-dessus du coude. Comme la peau des furets est épaisse, il est conseillé de scarifier la peau recouvrant la veine avec une aiguille avant la ponction.

- Artère ventrale de la queue

Cette technique décrite par Bleakley (1980) permet, selon l'auteur, d'obtenir jusqu'à 5 mL de sang artériel sur un animal non anesthésié. La face ventrale de queue doit être tondu. Une anesthésie générale (Quesenberry et Orcutt, 2012) ou une application d'anesthésique local sous forme de pommade 30 minutes avant l'intervention est recommandée étant donné que l'opération apparaît douloureuse. Par exemple, on peut utiliser de la crème EMLA® composée de lidocaïne à 2,5 % et de prilocaïne à 2,5 % (Ott Joslin, 2009). Afin de faciliter la vasodilatation, le sujet est placé dans une couveuse réglée à une température de 40°C pendant 2 à 3 minutes, ou bien une compresse imbibée d'eau chaude est appliquée sur la queue. Le furet est ensuite placé en décubitus dorsal. La ponction se fait sur la face ventrale de la queue à l'aide d'une aiguille de 21 G (0,8 mm de diamètre, verte) ou 20 G (0,9 mm de diamètre, jaune). L'artère est située 2 à 3 millimètres sous la peau dans le plan médian de la queue (**figure 3**). Le sang monte facilement une fois l'aiguille dans l'artère. Il faut alors maintenir fermement la seringue et tirer doucement le piston. Une fois le prélèvement réalisé, il est nécessaire de comprimer le site de ponction pendant 2 à 3 minutes. Bien que cette technique apparaisse avantageuse, certains auteurs n'obtiennent pas systématiquement les volumes de sang décrits par Bleakley (Otto *et al.*, 1993). Par ailleurs, cette technique n'est pas réalisée couramment du fait de la douleur engendrée lors du prélèvement.

Figure 3. Coupe transversale de la queue d'un furet (*Mustela putorius furo*) montrant la localisation de l'artère ventrale de la queue

Modifié d'après Bleakley (1980)



D'autres techniques sont décrites dans la littérature à des fins expérimentales, telles que la cardiocentèse ou la ponction du *sinus* orbital, mais leur emploi n'est pas acceptable en clientèle (Ott Joslin, 2009).

1.2.2.2 Chez le lapin

- Veine jugulaire

Ce site permet la récolte de volumes de sang supérieurs à 0,5 mL. Le lapin peut être vigile s'il est calme. Il est placé au bord de la table d'examen en décubitus sternal avec la tête en semi-extension. Les antérieurs peuvent être maintenus tendus vers le sol en dehors de la table. La compression est réalisée à l'entrée du thorax. Le trajet des veines jugulaires est habituellement facilement visualisable une fois la zone tondue et imprégnée d'un peu d'alcool. Cependant ce prélèvement peut être compliqué chez les femelles en raison de leur fanon et chez les mâles obèses. Sous anesthésie, le prélèvement peut être fait en décubitus dorsal (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Graham et Mader, 2012).

- Veine saphène externe

La prise de sang à la veine saphène présente les avantages d'être facilement réalisable, de limiter le stress de l'animal et de permettre de prélever jusqu'à 1 mL de sang chez les lapins nains. L'animal est maintenu en décubitus latéral, le dos placé contre le corps de l'aide, la tête coincée derrière son coude. La patte arrière est étendue et la compression est réalisée au-dessus du jarret. La veine est visualisable facilement ; elle est très superficielle (**photographie 6**). La formation d'hématome à ce niveau est fréquente : il faut donc veiller à bien comprimer le site de ponction après la prise de sang (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Graham et Mader, 2012).

Photographie 6. Prise de sang à la veine saphène latérale chez un lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus*)

Photographie personnelle réalisée au service NAC du CHUVA



1 : Veine saphène latérale

2 : Compression réalisée au-dessus du jarret

3 : Aiguille 25 G montée sur une seringue de 1 mL

- Veine céphalique

Ce site est le plus souvent réservé à la pose de cathéter mais peut également être utilisé pour prélever du sang. La veine est accessible mais peut être difficile à localiser et à mettre en évidence chez les petites races qui ont des avant-bras courts. La technique est similaire à celle utilisée chez le chat (Ott Joslin, 2009 ; Graham et Mader, 2012).

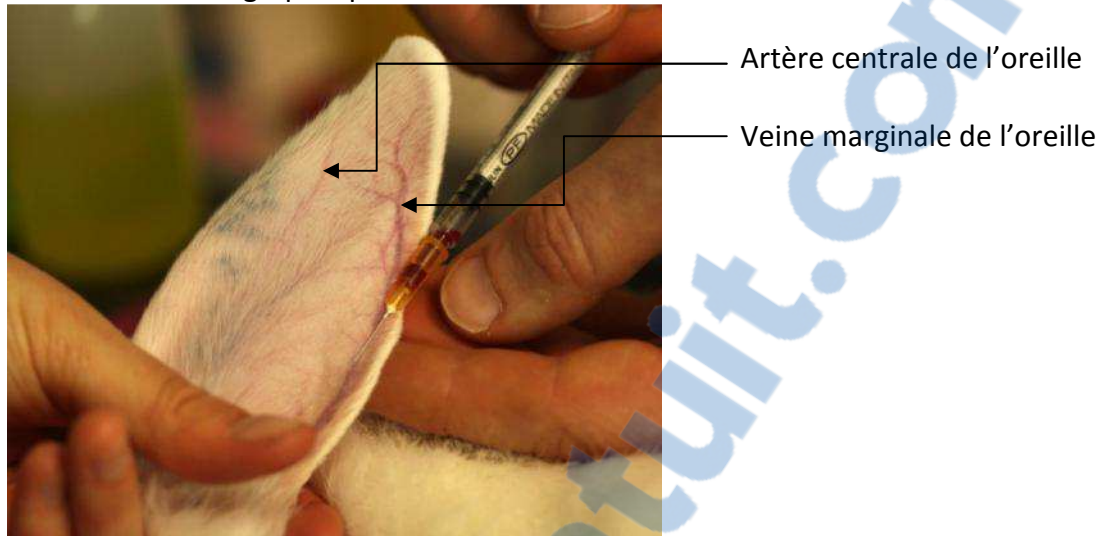
- Veines marginales et artère centrale de l'oreille

Les veines marginales courent sur le pourtour de l'oreille des lapins (**photographie 7**). Les poils situés en regard de la veine sont tondus et la zone est nettoyée à l'aide d'alcool. Pour faciliter la vasodilatation des veines, soit une compression est réalisée à la base de l'oreille, soit l'oreille est enroulée dans un tissu chaud pendant quelques minutes. Le vaisseau est ponctionné à l'aide d'une aiguille fine de 25 ou 27 G. Il est recommandé de ne pas utiliser de seringue pour limiter le risque de collapsus, mais de récolter le sang directement dans un tube approprié. Toutefois, le risque de thrombose veineuse est important et la formation d'hématome est fréquente surtout sur les races possédant des oreilles courtes. Ce site n'est donc pas conseillé en première intention (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Graham et Mader, 2012).

L'artère centrale est située dans le plan médian et présente un trajet rectiligne (**photographie 7**). Il n'y a pas nécessité de réchauffer l'oreille. L'aiguille est insérée à l'extrémité de l'oreille, parallèlement à l'artère, en direction de la base de l'oreille. Une fois sous la peau, l'aiguille est réorientée dans le vaisseau. A l'issue du prélèvement, une compression sur le site de ponction doit être appliquée jusqu'à réalisation de l'hémostase (Ott Joslin, 2009).

Photographie 7. Prise de sang à la veine marginale de l'oreille chez un lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus*)

Photographie personnelle réalisée au service NAC du CHUVA



D'autres veines, telles que la veine fémorale et la veine cave crâniale peuvent être également prélevées sous anesthésie générale (Ott Joslin, 2009) mais ne sont pas couramment utilisées en clientèle. La cardiocentèse est, comme pour le furet, une technique non admissible pour un lapin de compagnie (Ott Joslin, 2009 ; Graham, 2012).

1.2.2.3 Chez le cochon d'Inde

- Veine cave crâniale

Contrairement au furet, l'anesthésie générale est nécessaire chez le cochon d'Inde. Le risque d'hémorragie intra-thoracique et de ponction cardiaque est majoré en raison de la proximité du cœur (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry *et al.*, 2012). L'animal est placé en décubitus dorsal. Quesenberry *et al* (2012) conseillent d'introduire l'aiguille dans la dépression jouxtant la jonction du *manubrium* sternal et de la première côte en direction du membre pelvien opposé avec un angle de 30° avec le corps. Selon Doumerc (2009a), l'aiguille doit être introduite avec un angle de 45° en direction du coude opposé. Une dépression est ensuite générée dans la seringue en tirant sur le piston et la position de l'aiguille est ajustée jusqu'à l'apparition de sang.

- Veine jugulaire

La prise de sang à la veine jugulaire chez les cochons d'Inde est controversée car bien qu'elle permette de recueillir jusqu'à 2 mL de sang (Doumerc, 2009a), le stress induit par la contention peut se révéler dangereux pour l'animal. L'observation de signes de stress tels que la dyspnée doit conduire à l'interruption du prélèvement. La tête est maintenue en semi-extension, les antérieurs étendus vers l'avant et la zone tondue pour faciliter le prélèvement. En effet, le cou est petit et la localisation de la veine est difficile. Une compression est réalisée à l'entrée du thorax. Une fois le prélèvement terminé, et la contention relâchée, l'animal doit être surveillé jusqu'à récupération complète de son habitus normal (Dyer et Cervasio, 2008 ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry *et al.*, 2012).

L'anesthésie semble être une bonne alternative ; la ponction peut alors être réalisée en décubitus sternal ou latéral (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009a ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry *et al.*, 2012).

- Veine saphène latérale et veine céphalique

Ces veines sont plus accessibles et la contention s'avère être moins stressante pour l'animal. La technique est similaire à celle utilisée pour les carnivores domestiques. La zone doit être tondue puis humidifiée avec de l'alcool. Cependant les volumes prélevés ici sont moindres et ces sites peuvent être réservés à la pose de cathéter intraveineux (Dyer et Cervasio, 2008 ; Ott Joslin, 2009 ; Quesenberry *et al.*, 2012).

- Veines de l'oreille

Une incision cutanée en regard d'une veine de l'oreille peut permettre de collecter quelques gouttes de sang avec un tube micro-hématocrite (Ott Joslin, 2009).

Il existe de nombreuses autres techniques décrites dans la littérature mais qui ne sont ni usuelles ni conseillées en clinique, telles que la prise de sang à la veine fémorale (Ott Joslin, 2009), la ponction interdigitale (Keino *et al.*, 2002), et la ponction du *sinus* orbital (Ott Joslin, 2009). Toutes les techniques de laboratoire telles que la cardiocentèse ou la ponction de la veine cave translominaire sont à proscrire (Ott Joslin, 2009).

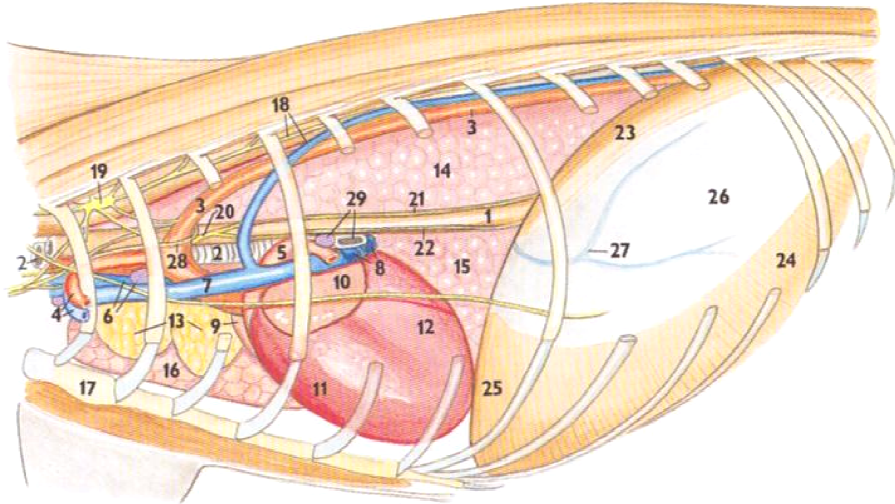
1.2.2.4 Chez les petits rongeurs

- Veine cave crâniale

L'animal est anesthésié, placé en décubitus dorsal et la zone jouxtant le *manubrium* sternal est préparée aseptiquement. La prise de sang est effectuée à l'aide d'une aiguille de 25 à 27 G montée sur une seringue de 1 mL ou une seringue à insuline selon la taille de l'animal. La ponction se fait en longeant le *manubrium* sternal du côté souhaité avec un angle très légèrement médial et dorsal par rapport à l'axe longitudinal de l'animal. Le vaisseau étant situé juste en dessous du *manubrium*, il n'est pas nécessaire de pénétrer profondément dans la cavité thoracique (**figure 4**). Une légère pression négative est appliquée dans la seringue tout en avançant l'aiguille. Le sang doit monter aisément dans la seringue une fois l'aiguille entrée dans la veine (Lennox et Bauck, 2012).

Figure 4. Localisation des veines caves crâiales chez le rat (*Rattus norvegicus*)

Modifié, d'après Popesko *et al.* (1992)



Vue latérale gauche de la cavité thoracique, le poumon gauche a été retiré.

6 : Veine cave crâniale droite ; 7 : Veine cave crâniale gauche

- Veines latérales de la queue

Ces veines peuvent être utilisées chez les rats principalement mais aussi chez les gerbilles et les souris. Elles sont localisées de chaque côté de la queue et sont assez superficielles. L'anesthésie est recommandée. Afin de promouvoir la vasodilatation, la queue est placée dans de l'eau chaude ou sous une lampe chauffante ou l'animal est placé dans une couveuse à 40°C pendant 10 à 15 minutes. Un garrot est placé à la base de la queue. La ponction se fait entre le premier et le deuxième tiers proximaux de la queue avec un angle étroit de 30° maximum par rapport à l'axe de la queue. Le prélèvement est recueilli soit directement avec un tube micro-capillaire soit avec une seringue à insuline. Le site de ponction est ensuite comprimé jusqu'à réalisation de l'hémostase (Doumerc, 2009a ; Lennox et Bauck, 2012).

- Artère ventrale de la queue

La prise de sang à l'artère ventrale de la queue est réalisable chez le rat anesthésié. L'artère est située ventralement dans le plan médian de la queue. L'animal est placé en décubitus dorsal. La ponction se fait entre le premier et le deuxième tiers proximaux de la queue avec un angle de 30° ; l'aiguille est enfoncée jusqu'à buter contre les corps vertébraux. Le sang artériel emplit la seringue sans que l'opérateur ait besoin de créer une dépression avec le piston. Une fois le prélèvement réalisé, il est nécessaire d'appliquer une compression jusqu'à ce que l'hémostase soit obtenue (Doumerc, 2009a ; Lennox et Bauck, 2012).

- Veine saphène latérale

Hem *et al.* (1998) ont décrit cette technique qui a les avantages d'être peu invasive, de pouvoir être réalisée par un seul opérateur et répétée au même site. L'anesthésie générale n'est pas nécessaire à l'exception des petites espèces difficiles à contenir telles que les gerbilles, les hamsters et les animaux stressés. L'animal est soit maintenu le ventre contre la paume de la main de l'opérateur, la tête dirigée vers le poignet, soit placé dans un tube de

contention ou encore enroulé dans une serviette. La veine saphène court dorsalement puis latéralement sur l'articulation du tarse. La zone est d'abord tondue puis humidifiée avec de l'alcool. Il est possible d'appliquer de la graisse silicone sur le site afin d'éviter la coagulation lorsque le sang entre en contact avec la peau. Une compression est réalisée au-dessus du jarret en étirant bien la peau. La veine est ponctionnée et le sang est récupéré directement à l'aide d'un tube micro-capillaire ou directement dans un tube adapté. Le fait de relâcher la compression permet à la peau jusqu'ici mise en tension de recouvrir le site de ponction et ainsi le saignement s'arrête. Une compression sur le site de ponction peut également être réalisée. Le site peut être par la suite réutilisé en retirant délicatement la croûte formée.

Les prises de sang au niveau des veines jugulaire, fémorale, saphène médiale sont réalisables mais étant donné la taille des animaux, les chances de réussite sont faibles et les volumes collectés minimes (Ott Joslin, 2009). La cardiocentèse et la ponction du *sinus* rétro-orbitaire sont deux techniques utilisées en recherche mais qui ne sont pas recommandées en clinique courante étant donné les risques de lésions pour l'œil et les structures annexes, ainsi que les risques de lacérations de lobe pulmonaire ou d'une artère coronaire (Ott Joslin, 2009 ; Lennox et Bauck, 2012).

1.3 Prélèvements d'urines

1.3.1 Miction spontanée

La plupart des animaux urinent spontanément suite au stress et à la contention lors de la consultation. Les urines émises peuvent être ainsi récupérées à l'aide d'une seringue sur la table de consultation. Il faut veiller à avoir une table aussi propre que possible pour limiter au maximum les contaminations. Malgré cette précaution, la contamination de l'échantillon est inévitable et il ne pourra pas être utilisé pour réaliser une analyse bactériologique (Ferreira, 2009a ; Quesenberry et Carpenter, 2012).

1.3.2 Pression vésicale

Lorsque l'animal n'urine pas, ou pas en quantité insuffisante, il est possible de stimuler la miction par palpation vésicale. Il faut toutefois opérer délicatement du fait de la finesse de la paroi vésicale. Cette technique n'est d'ailleurs pas recommandée pour les animaux de petite taille. L'anesthésie peut être nécessaire pour réduire le tonus du sphincter vésical. Les résultats d'analyses bactériologiques obtenus à partir d'urines récoltées selon cette technique sont à interpréter avec précaution étant donné le fort risque de contamination (Ferreira, 2009a ; Quesenberry et Carpenter, 2012).

1.3.3 Sondage urinaire

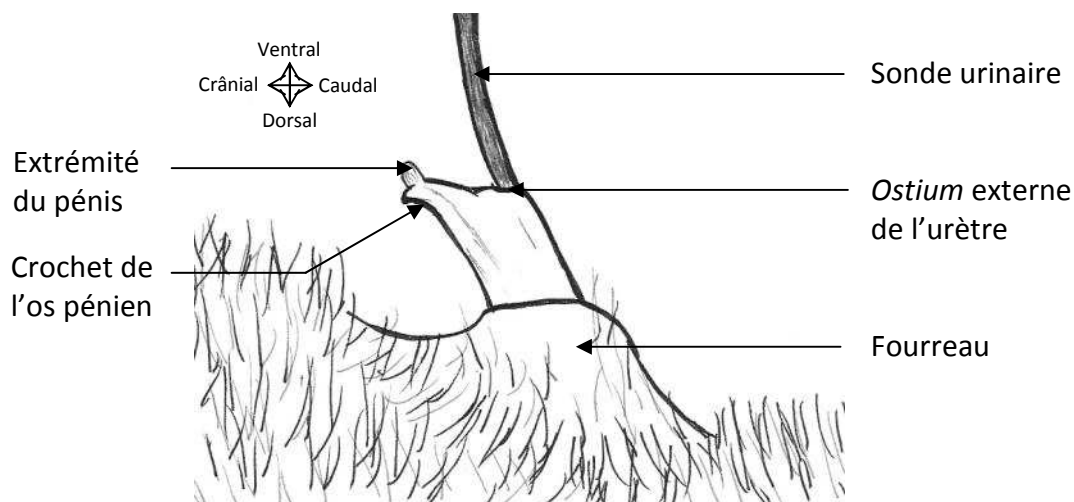
Cette technique n'est réalisable que sur les animaux de grand format (furet, lapin, cochon d'Inde...) et préférentiellement sous anesthésie générale. Une sonde souple sans mandrin, de petit diamètre est nécessaire. La procédure est sensiblement identique à celle employée chez les carnivores domestiques (Ferreira, 2009a).

1.3.3.1 Chez le furet

Le furet est tout d'abord anesthésié. L'induction peut être réalisée au masque avec de l'isoflurane ou du sévoflurane ou par administration intraveineuse de propofol associé à du diazépam. L'usage de la kétamine n'est pas recommandé étant donné son élimination rénale. Puis, le furet est intubé et maintenu sous anesthésie gazeuse. La température corporelle de l'animal doit être maintenue à l'aide d'un tapis ou d'une soufflerie chauffants par exemple. Une molécule à visée analgésique telle que de la buprénorphine, du butorphanol, ou du fentanyl doit être administrée (Quesenberry et Orcutt, 2012).

Le furet mâle est ensuite placé en décubitus dorsal et le pénis extériorisé. Il est parfois nécessaire de réaliser une légère incision sur le prépuce pour faciliter l'extériorisation du pénis. L'orifice urétral est de très petite taille et est situé sur la face ventrale du pénis en dessous de l'extrémité en crochet de l'os pénien (**figure 5**). L'emploi d'une loupe chirurgicale peut faciliter la localisation de l'orifice urétral. La zone est préparée chirurgicalement (Ferreira, 2009a ; Quesenberry et Orcutt, 2012). L'extrémité de la sonde urinaire est lubrifiée avec un lubrifiant aqueux stérile (du gel K-Y® par exemple) et l'opérateur peut débuter le sondage (Bexfield et Lee, 2010 ; Quesenberry et Orcutt, 2012). Il est préférable de recourir à une sonde urinaire adaptée aux furets de 3 French (Fr) (1 mm de diamètre). A défaut, il est possible d'utiliser un cathéter 20 ou 22 G (0,6 ou 0,7 mm de diamètre) pour veine jugulaire en ayant préalablement retiré le mandrin, ou, une sonde urinaire de 3,5 Fr (1,17 mm de diamètre) chez les furets de grand format. Le passage du cathéter urinaire est délicat à cause de la forme en J de l'os pénien et peut être difficile au niveau de la courbure pelvienne. Le fait de « flusher » et de lubrifier à nouveau le cathéter permet souvent de passer la résistance (Ferreira, 2009a ; Quesenberry et Orcutt, 2012).

Figure 5 : Sondage urinaire d'un furet mâle (*Mustela putorius furo*), vue latérale droite
Schéma personnel inspiré de Quesenberry et Orcutt (2012)



Le furet femelle est quant à elle placée en décubitus ventral, et le bassin redressé avec une serviette roulée sous le ventre. L'orifice urétral est plus facilement localisé à l'aide d'un *speculum*. Il est situé à environ un centimètre crânialement à la fosse clitoridienne. Une sonde urinaire de 3,5 Fr peut être ensuite introduite dans l'urètre (Ferreira, 2009 ; Quesenberry et Orcutt, 2012).

Une fois la sonde en place, l'urine est récoltée avec une seringue et transférée dans un tube stérile avant d'être analysée (Quesenberry et Orcutt, 2012).

1.3.3.2 Chez le lapin

Le sondage urinaire est réalisé sur des patients tranquilisés ou anesthésiés. L'emploi de midazolam est recommandé. La femelle est placée en décubitus sternal. L'orifice urétral est situé sur le plancher du vagin. Le mâle est quant à lui placé en position assise ce qui permet une meilleure extériorisation du pénis. Le sondage est réalisé à l'aide d'une sonde urinaire stérile de 3,5 à 5 Fr (1,17 à 1,67 mm de diamètre) préalablement lubrifiée (Graham, 2012 ; Klaphake et Paul-Murphy, 2012).

1.3.3.3 Chez le cochon d'Inde

Les cochons d'Inde ont un urètre de taille relativement grande : des sondes urinaires de 5 à 8 Fr (1,67 à 2,67 mm de diamètre) peuvent donc être utilisées. Chez le mâle, l'extériorisation du pénis est réalisée en faisant légèrement pression sur le *scrotum* à la base du pénis (Quensenberry *et al.*, 2012).

1.3.4 Cystocentèse

Il s'agit de la technique de choix pour les prélèvements urinaires. L'anesthésie est à envisager chez les sujets récalcitrants ou dont la contention est difficile. L'animal est placé en décubitus dorsal et la vessie est localisée par palpation abdominale. La zone surplombant est tondue et aseptisée, puis on ponctionne avec une aiguille de 25 G montée sur une seringue de 3 à 5 mL pour les animaux de grand format ou des seringues à insuline à aiguilles montées pour les sujets de petite taille. La cystocentèse réalisée sous assistance échographique limite les risques de lésions iatrogènes sur d'autres tissus abdominaux et apporte de meilleurs résultats sur des animaux de petite taille et lorsque les vessies sont partiellement pleines (Ferreira, 2009a ; Quesenberry et Carpenter, 2012).

1.4 Prélèvements de fèces

Le prélèvement de fèces est généralement aisé chez les petits mammifères. Il peut être demandé aux propriétaires de rapporter des fèces fraîches ou bien de ne pas nettoyer la cage avant la consultation. De plus, les animaux défèquent fréquemment avec le stress de la consultation ou après la prise de la température corporelle. Dans le cas où l'animal ne produit pas de fèces, il peut être gardé à la clinique quelques heures dans un environnement adapté avec de l'eau et de la nourriture jusqu'à ce que des fèces soient produites. Il est enfin possible d'effectuer un écouvillonnage en introduisant un écouvillon de taille adaptée dans le *rectum*. L'anesthésie est dans ce cas recommandée pour limiter les risques de contamination et de perforation (Klaphake, 2006 ; Graham, 2006 ; Castanheira de Matos et Morrissey, 2006).

1.5 Prélèvements en dermatologie

Les prélèvements réalisés en dermatologie des petits mammifères sont similaires à ceux utilisés chez les carnivores domestiques. Cependant, compte tenu de leur petite taille et du stress induit chez ces espèces, une anesthésie est parfois nécessaire.

La thèse multimédia de Benjamin Bayon (2008) illustre ces prélèvements chez les carnivores domestiques.

1.5.1 Les calques

Les calques sont conseillés pour les lésions humides, exsudatives et croûteuses, dans le but d'identifier un infiltrat cellulaire, des bactéries ou des levures. Ils présentent les avantages d'être peu invasifs et faiblement onéreux (Meredith, 2006).

1.5.1.1 Calque par impression

Une lame de verre est tenue entre le pouce et le majeur, l'index étant posé au milieu de la lame afin d'éviter que la lame ne se brise. La lame est directement appliquée fermement sur la lésion à plusieurs reprises. Une fois la lame sèche, elle est colorée à l'aide d'un kit de coloration rapide et observée au microscope optique (Bayon, 2008).

1.5.1.2 Test à la cellophane adhésive (« Scotch test »)

Les poils sont écartés et la face adhésive du scotch est appliquée directement sur la peau et décollée d'un mouvement sec. L'opération est répétée plusieurs fois. Le scotch est ensuite coloré. Il est déconseillé de le passer dans le fixateur. Enfin, il suffit d'appliquer la face adhésive du scotch sur une lame de verre et de l'observer au microscope (Bayon, 2008).

1.5.1.3 Écouvillonnage

Un écouvillon est introduit dans le conduit auditif et des mouvements de rotation sont effectués. Le matériel récolté sur l'écouvillon est ensuite étalé sur une lame dégraissée. La même opération est répétée pour la seconde oreille. Il est possible d'utiliser une seule lame pour les deux oreilles si les prélèvements sont correctement identifiés. La lame est ensuite colorée et observée au microscope (Bayon, 2008).

1.5.2 Prélèvement de cérumen

Cet examen permet l'observation directe d'éléments parasitaires.

Le prélèvement de cérumen se fait en introduisant une curette dans le conduit auditif. Le matériel récolté est ensuite déposé sur une lame de verre et dilacéré dans une goutte de lactophénol à l'aide d'une lame de scalpel. Une lamelle est déposée sur la préparation avant l'observation au microscope (Bayon, 2008).

1.5.3 Raclage cutané

Le raclage cutané est utilisé pour la recherche des parasites cutanés. Selon la localisation du parasite recherché le raclage doit être superficiel ou profond (Meredith, 2006).

Il se réalise préférentiellement en périphérie des lésions. Les poils sont coupés pour faciliter l'accès à la peau. Un pli de peau est pressé entre deux doigts et le raclage est réalisé à l'aide d'une lame de scalpel préalablement enduite de lactophénol, orientée à 45° par rapport au pli de peau. Le raclage est réalisé toujours dans le même sens, jusqu'à la rosée sanguine pour un raclage profond. Le prélèvement est ensuite placé sur lame dans une goutte de lactophénol, dilacéré et aplani à l'aide d'une lamelle avant d'être observé au microscope optique (Bayon, 2008).

1.5.4 Observation à la lampe de Wood

Cet examen permet la mise en évidence de poils teigneux infectés par un dermatophyte appartenant au genre *Microsporum*. Approximativement 60 % des souches de *Microsporum canis* fluorescent lorsqu'elles sont exposées à une lumière à ultraviolets. D'autres souches telles que *M. audouini*, *M. distortum* et *M. incurvata* peuvent également fluorescer. L'intérêt de cet examen est limité chez les rongeurs et les lapins car la plupart des dermatophytoses sont dues au genre *Trichophyton mentagrophytes* (Meredith, 2006).

La lampe doit être allumée une dizaine de minutes avant son utilisation. L'examen doit se dérouler dans une pièce sombre. Les sites lésionnels sont tout d'abord observés à travers la loupe, puis tout le pelage de l'animal est examiné. Une fluorescence vert pomme doit provenir des tiges pilaires pour être significative. Les poils fluorescents sont ensuite épilés à la pince pour être observés au microscope ou envoyés pour une culture mycologique (Meredith, 2006 ; Bayon, 2008).

1.5.5 Trichogramme

Cet examen microscopique du poil permet la mise en évidence d'anomalies de la tige pilaire, d'éléments parasitaires ou fongiques, et de déterminer la phase de croissance du poil (Meredith, 2006).

Les poils sont prélevés à l'aide d'une pince puis étalés dans une goutte de lactophénol entre lame et lamelle avant observation au microscope (Bayon, 2008).

1.5.6 Prélèvements pour culture mycologique

La culture mycologique est la méthode de référence pour l'identification des espèces de dermatophytes.

Le corps de l'animal est brossé entièrement avec un morceau de moquette stérile ou une brosse à dent stérile en insistant sur la périphérie des lésions cutanées à la fin du brossage. Le brossage doit être soutenu sur les zones fluorescentes lors de l'examen à la lampe de Wood. Le morceau de moquette est ensuite remplacé dans son emballage puis envoyé au laboratoire d'analyse mycologique. Les poils fluorescents prélevés lors de l'examen à la lampe de Wood peuvent être déposés sur le carré de moquette ou dans une boîte de Pétri stérile (Meredith, 2006 ; Bayon, 2008).

Il est également recommandé d'adjoindre au prélèvement le produit d'un raclage superficiel des lésions déposé dans une boîte de Pétri stérile (Bayon, 2008).

1.5.7 Prélèvements pour analyse bactériologique

Les lésions cutanées ouvertes sont habituellement contaminées par la flore commensale de la peau et ne doivent donc pas être prélevées pour une culture bactériologique (Meredith, 2006).

Le contenu de pustules peut en revanche être analysé. Les pustules intactes doivent être sélectionnées. Après une tonte et une désinfection délicate de la zone, une aiguille 25 ou 27 G est utilisée pour ouvrir la pustule. Le contenu est alors prélevé avec un écouvillon stérile en prenant soin de ne pas toucher la peau adjacente à la pustule. L'écouvillon est ensuite placé dans un milieu de culture transitoire, afin d'éviter toute dessiccation, puis envoyé au laboratoire d'analyse bactériologique pour culture et identification (Meredith, 2006).

La paroi des abcès peut être soumise à une analyse bactériologique. Les aspirations à l'aiguille fine du centre des abcès sont fréquemment stériles (Meredith, 2006).

Une analyse bactériologique est à envisager lors d'otite bactérienne chronique ou récalcitrante. La technique de prélèvement est similaire à un écouvillonnage (1.1.1.3) en utilisant un écouvillon stérile et en prenant soin d'écouvillonner le conduit auditif horizontal et de ne pas contaminer l'écouvillon. Il est recommandé d'utiliser un otoscope relativement large dans lequel insérer l'écouvillon stérile (Bayon, 2008).

1.5.8 Cytoponction de masses cutanées ou sous-cutanées

Les cytoponctions de lésions nodulaires cutanées ou sous-cutanées ont pour objectif de différencier des abcès, des lésions kystiques, tumorales ou encore pyogranulomateuses (Meredith, 2006 ; Doumerc, 2009b).

Les cytoponctions sont réalisées à l'aide d'une aiguille montée sur une seringue. L'aiguille est introduite dans la masse et plusieurs pressions négatives sont réalisées tout en réorientant l'aiguille dans la masse. Le piston est relâché avant que l'aiguille ne soit complètement retirée de la masse. L'aiguille est ensuite démontée, la seringue remplie d'air avant de remonter l'aiguille. Le contenu de l'aiguille est appliqué par projection sur des lames. Ce geste est répété plusieurs fois. Les lames sont ensuite envoyées au laboratoire pour une analyse cytologique (Bayon, 2008).

1.5.9 Biopsies cutanées

Les biopsies cutanées sont indiquées en particulier pour les lésions évoquant un processus néoplasique, une dermatose à médiation immune, une maladie endocrinienne, une infection fongique ou une infestation par des acariens.

Chez les petits mammifères, les biopsies excisionnelles sous anesthésie générale sont le plus souvent pratiquées. La pièce de biopsie doit contenir la lésion, le tissu sain adjacent et la zone de transition les séparant.

La zone doit être tondue et préparée chirurgicalement. Une incision en côte de melon est réalisée autour de la lésion. La peau est ensuite soulevée avec une pince fine et la lésion est individualisée en disséquant les tissus adjacents avec des ciseaux de Metzenbaum tout

en prenant soin de contrôler l'hémostase. La peau est ensuite refermée avec des points simples cutanés ou de la colle chirurgicale. Le prélèvement est ensuite déposé sur une cassette, l'hypoderme vers le bas, puis le tout est placé dans du formol à 10 %.

Il est également possible d'utiliser des punch à biopsies (Meredith, 2006).

2 Techniques de prélèvement chez les oiseaux

2.1 Contention et anesthésie

2.1.1 Contention

Les oiseaux sont très stressés par la contention. Un oiseau en mauvaise santé et dyspnéique ne devra pas être manipulé avant d'être stabilisé. Pendant toute la durée de l'examen, le clinicien devra surveiller que l'oiseau tolère la contention. En effet, chez un oiseau gravement malade, le stress de la contention peut conduire à une syncope voire à la mort de l'animal (Doneley *et al.*, 2006).

Avant de saisir un oiseau dans sa cage, il faut s'assurer que toutes les fenêtres et portes sont fermées. Les oiseaux non apprivoisés ou stressés doivent être attrapés directement dans la cage avec une serviette ou du papier essuie-mains d'un mouvement franc et rapide. L'usage de gants de contention n'est pas recommandé car ils limitent la sensibilité du manipulateur et sont difficilement désinfectés entre chaque animal. Les oiseaux très sociabilisés peuvent être saisis à main nue. L'opérateur approche le dos de sa main de l'oiseau, et, s'il n'y a aucun signe d'agression, il peut étendre l'index afin que l'oiseau monte dessus. Ensuite, il maintient l'oiseau par ses doigts en serrant le pouce contre l'index pour le sortir de sa cage (**photographie 8**). Il convient de parler à l'animal et de maintenir un contact visuel durant toute la procédure.

Une fois l'oiseau sorti de sa cage, le cou est maintenu avec la main libre, la serviette est retirée et les doigts sont tenus de l'autre main. La serviette peut être conservée pour limiter les mouvements des ailes ; il faut toutefois faire attention au risque d'hyperthermie consécutive. Les petits oiseaux peuvent être contenus d'une seule main en plaçant l'index et le pouce autour du cou et en gardant le reste du corps de l'oiseau dans la paume de la main (**photographie 9**). La contention doit être souple ; l'opérateur doit vérifier les mouvements respiratoires de l'oiseau. En cas de doute, il doit être immédiatement replacé dans sa cage (Doneley *et al.*, 2006 ; Lennox, 2006 ; Power, 2006 ; Tessier, 2009b).

Photographie 8 : Technique de maintien d'un oiseau sociabilisé

Gris du Gabon (*Psittacus erithacus*)

D'après Pignon (2014b)



Photographie 9 : Technique de contention d'un oiseau de petit format Rouge Gorge familier (*Erithacus rubecula*)

D'après Pignon (2014b)



2.1.2 Anesthésie

L'anesthésie est souvent nécessaire lors des prélèvements chez les oiseaux afin de réduire le stress. L'anesthésie flash gazeuse est la méthode la plus couramment utilisée car les durées d'induction et de réveil sont très rapides (Tessier, 2009b). Pour cela, les petites espèces sont placées dans une boîte à induction. Les grandes espèces sont induites au masque ; le masque doit être de taille suffisamment importante pour contenir toute la tête de l'oiseau. L'induction est réalisée avec de l'isoflurane (3 à 5 %) ou du sévoflurane (6 %) et le débit de dioxygène est réglé entre 1 et 2 L/min (Carpenter *et al.*, 2012). Une fois induit, l'oiseau est intubé avec une sonde endotrachéale ou un cathéter modifié. Si l'intubation n'est pas possible, l'anesthésie sera poursuivie avec un masque de petite taille. Le cou devra être surélevé au-dessus du niveau du jabot pour réduire les risques de régurgitation et le bec devra être abaissé pour permettre l'écoulement du chyme si une régurgitation venait à se produire (Longley, 2008). Le débit de gaz anesthésique doit être réduit au minimum nécessaire pour réaliser l'acte tout en maintenant l'oiseau anesthésié. Un dispositif chauffant doit également être installé (Edling, 2006 ; Tessier, 2009b).

2.2 Prélèvement de sang

2.2.1 Matériel et indications

2.2.1.1 Aiguilles et seringues

On utilisera des aiguilles de diamètre 22 à 27 Gauge et des seringues de 1 à 3 mL en fonction de la taille des animaux et du diamètre des vaisseaux prélevés. Après la récolte, le sang doit être transvasé rapidement dans un tube pour éviter qu'il ne coagule. On prendra soin alors de démonter l'aiguille pour limiter les risques d'hémolyse. La formation de caillot pendant la réalisation de la prise de sang est possible. On peut donc utiliser des seringues contenant un anticoagulant. Cependant, le volume d'anticoagulant contenu dans les seringues n'est pas contrôlé et peut s'avérer inadéquat par rapport au volume de sang prélevé. Une alternative consiste à recueillir directement le sang au sortir de l'aiguille dans un tube contenant un anticoagulant (Samour, 2006 ; Campbell et Ellis, 2007a).

2.2.1.2 Tubes

On estime que le volume total de sang chez les oiseaux représente 6 à 12 mL par 100 g soit environ 6 à 12 % du poids vif de l'animal. Jusqu'à 10 % du volume total de sang peut être prélevé sur un oiseau en bon état général, soit approximativement 1 % du poids vif. La taille de l'échantillon prélevé doit être adaptée en fonction de l'état clinique de l'animal et un échantillon de 0,2 à 0,3 mL de sang est considéré comme suffisant pour les analyses hématologiques de routine chez les oiseaux. Ainsi, compte tenu des faibles volumes prélevés, les tubes pédiatriques de 0,5 à 1 mL sont conseillés pour limiter le phénomène de dilution dû à l'anticoagulant. Un volume d'anticoagulant trop important par rapport au volume de sang prélevé est également responsable d'une coloration anormale des cellules et d'interférences avec certaines analyses comme le dosage de l'albumine ou du sodium (Harr, 2006 ; Samour, 2006 ; Campbell et Ellis, 2007a).

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques car il n'est pas possible d'estimer le fibrinogène ou de compter les globules blancs avec précision dans les échantillons héparinés. Cependant, chez certaines espèces d'oiseaux, l'anti-coagulation produite est incomplète ou une hémolyse partielle est engendrée. Ce problème concerne de nombreux représentants de la famille des *Corvidae* tels que les corneilles et corbeaux (genre *Corvus*), les geais (genres *Aphelocoma*, *Calocitta*, *Cyanocitta*, *Cyanocorax*, *Cyanolyca*, *Garrulus*, *Gymnorhinus*, *Platylophus*, *Platysmurus*, *Psilorhinus*), les pies (genre *Pica*), mais aussi les grues (Famille des *Gruidae*), les calaos (Famille des *Bucerotidae*) et certains canards (Famille des *Anatidae*). Il convient d'utiliser des tubes héparinés pour l'hémogramme de ces espèces (0,2 mL d'héparine à 1 % pour 5 mL de sang) (Samour, 2006 ; Campbell et Ellis, 2007a).

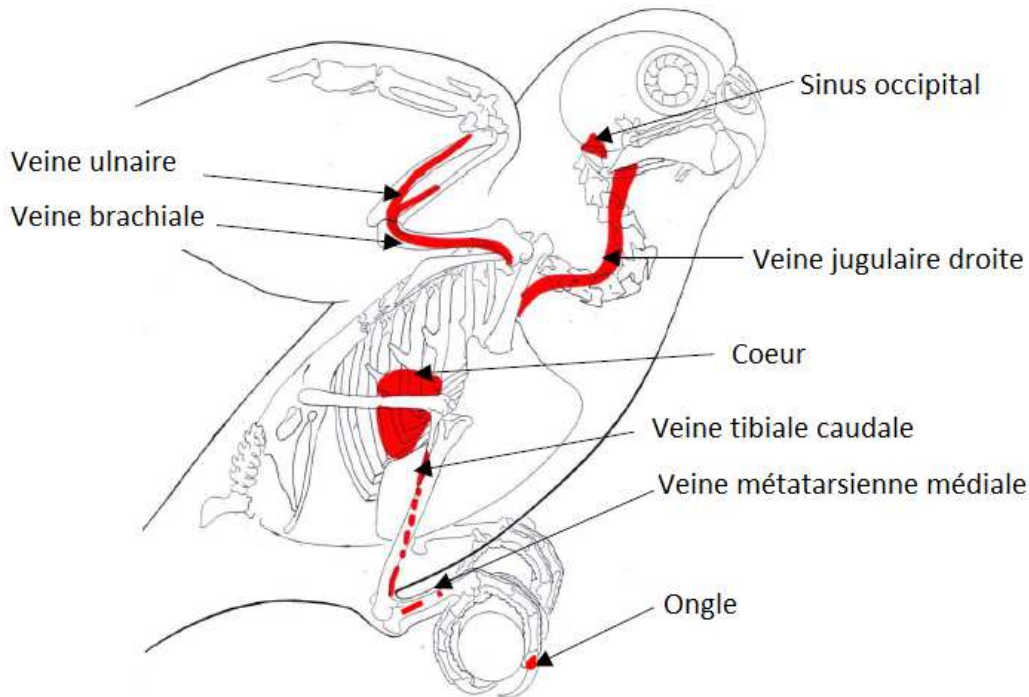
Pour les analyses biochimiques sur plasma, il est recommandé d'utiliser des tubes contenant de l'héparine de lithium, l'héparine de sodium ou de potassium pouvant biaiser les valeurs des électrolytes et du trou anionique. L'héparine d'ammonium ne doit pas être utilisée, car elle augmente de manière significative les concentrations d'ammoniac et d'acide urique sanguin. Les tubes secs ne sont pas recommandés car au moins 25 % des échantillons de sérum aviaire forment un gel protéique lorsqu'ils sont centrifugés. Le volume de l'échantillon en est considérablement diminué ce qui peut réduire la faisabilité de l'analyse biochimique (Harr, 2006).

2.2.2 Techniques de prises de sang

Avant toute prise de sang, de l'alcool à 70° est appliqué sur le site de ponction afin de dégager les plumes, désinfecter la zone et permettre une meilleure visualisation de la veine (Doumerc, 2009c). Les oiseaux sont plus sujets aux hématomes que les petits mammifères. Ainsi, les prises de sang chez les oiseaux sont réalisées avec le biseau de l'aiguille vers le bas. Ceci limite d'une part les risques de traverser la veine et donc les risques d'hématomes. D'autre part, cela permet de soulever légèrement la paroi de la veine avec l'aiguille et ainsi de réduire le risque de *collapsus* de la veine. La peau des oiseaux étant très fine, elle reste facile à traverser malgré cette technique. Il est également important de bien comprimer le site de ponction et de vérifier l'hémostase après la réalisation d'une prise de sang (Kramer et Harris, 2010).

La **figure 6** présente les différentes voies d'accès veineux chez les oiseaux.

Figure 6. Voies d'accès veineux chez les oiseaux
D'après Popelin (2009)



- Veine jugulaire droite

La veine jugulaire droite est le site de choix pour les prises de sang car il s'agit de la veine périphérique ayant le plus grand diamètre chez la plupart des oiseaux de compagnie. La veine jugulaire droite est généralement plus développée que la veine jugulaire gauche (Campbell et Ellis, 2007a).

L'oiseau peut être vigile ou anesthésié et doit être placé en décubitus latéral gauche, le cou en extension. Différentes techniques de contention sont réalisables selon la taille et le niveau de coopération de l'animal. La prise de sang sur un oiseau de petite taille peut être réalisée par un opérateur seul. L'oiseau est maintenu dans la main non directrice avec la tête étendue grâce à l'index et au majeur placés de part et d'autre du cou. La compression est réalisée à la base du cou avec le pouce. Pour les oiseaux coopératifs de plus grand format, le corps de l'animal est contenu à l'aide d'une serviette et la tête est maintenue de la même manière. La présence d'une aide permet de libérer les deux mains de l'opérateur si l'animal est coopératif ; ou, de maintenir le corps, en particulier les ailes et les doigts, pendant que l'opérateur contrôle la tête de l'oiseau avec sa main non directrice en plaçant le pouce sous le bec et le reste des doigts autour du cou (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009c ; Kramer et Harris, 2010).

Une fois l'animal positionné, les plumes sont légèrement humidifiées avec de l'alcool afin de dégager la zone sans plume surplombant la gouttière jugulaire dénommée *apterium* cervical. La veine est généralement visible à travers la peau, sauf chez certaines espèces qui ne possèdent pas d'*apterium* cervical comme par exemple les *anatidae*. La compression se fait à la base du cou et la ponction est réalisée (**photographie 10**). La pression négative appliquée dans la seringue doit être juste suffisante afin de ne pas collaber la veine et limiter les risques d'hématome et d'hémolyse (Campbell et Ellis, 2007a).

Photographie 10. Prise de sang à la veine jugulaire chez un Gris du Gabon (*Psittacus erithacus*) sous anesthésie gazeuse

Photographie personnelle réalisée au service NAC du CHUVA



1 : Jugulaire droite visualisée au niveau de l'aptérium cervical

2 : Compression réalisée à la base du cou

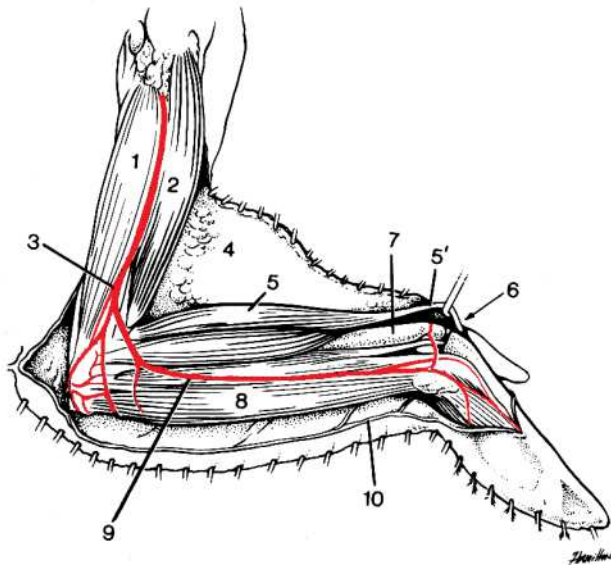
- Veine basilaire et veine ulnaire

La veine basilaire, encore appelée veine alaire ou brachiale, suit le trajet huméral et est en continuité avec la veine ulnaire au niveau du coude (**figure 7**). Ces veines sont facilement visualisables sous la peau au-dessus du coude et peuvent être utilisées chez les oiseaux de moyen à grand format. La présence d'une aide est nécessaire pour assurer la contention si l'oiseau n'est pas anesthésié. Le volatile doit être placé en décubitus dorsal, une des ailes en extension. Les plumes surplombant le coude sont écartées avec un peu d'alcool. L'aide comprime le vaisseau à la base de l'humérus. La ponction est réalisée avec un angle d'environ 45° et le sang peut être récolté dans une seringue ou directement dans le tube adapté. La zone étant sujette aux hématomes, la contention doit être optimale. L'opérateur peut stabiliser l'aiguille avec l'index et le pouce de sa main non dominante afin d'éviter toute lacération de la veine au moment de l'aspiration du sang dans la seringue (Campbell et Ellis, 2007a). Une bonne compression doit être réalisée après la ponction. Une compresse peut être placée sur le site de ponction et l'aile repliée afin d'assurer une pression suffisante pendant quelques secondes. On veillera à vérifier l'état du site de ponction avant de libérer l'animal (Samour, 2006).

Figure 7. Localisation de la veine brachiale et de la veine ulnaire chez une poule domestique (*Gallus gallus domesticus*).

Dissection superficielle d'une aile gauche étendue latéralement, face ventrale.

Modifié d'après Dyce *et al* (1987)



- 1 : Triceps
- 2 : Biceps
- 3 : Veine brachiale
- 4 : Peau rabattue
- 5 : Extenseur radial du carpe
- 5' : Tendon de l'extenseur radial du carpe
- 6 : Articulation du carpe
- 7 : Radius
- 8 : Fléchisseur ulnaire du carpe
- 9 : Veine ulnaire
- 10 : Peau rabattue

- Veine métatarsienne médiale

Il s'agit d'un autre site courant de ponction veineuse chez les oiseaux de moyen à grand format. La veine est localisée sur la face caudo-médiale du tibiotarse juste au-dessus de l'articulation tibiotarso-tarsométatarsienne et est souvent cachée sous le tendon calcanéen. L'oiseau est placé en décubitus dorsal ou latéral, la patte est étendue et stabilisée. La zone est préparée et l'aiguille est introduite superficiellement. Le sang peut être récolté avec une seringue ou dans un tube adapté directement au sortir de l'aiguille. La formation d'hématome est à cet endroit peu fréquente mais une compression de longue durée peut être nécessaire afin d'obtenir l'hémostase (Campbell et Ellis, 2007a ; Dyer et Cervasio, 2008).

- Lacération à l'aiguille fine

Il est possible de lacérer la veine basilaire, la veine métatarsienne médiale ou la veine thoracique externe directement à l'aide d'une aiguille fine après désinfection avec de l'alcool. Le sang est récolté avec un tube micro-capillaire. Cette technique est à réserver pour les très petits oiseaux et lorsque les essais de prise de sang ont été infructueux (Campbell et Ellis, 2007a).

- Prise de sang après la coupe d'un ongle

Cette technique consiste à couper un ongle après l'avoir nettoyé avec de l'alcool et laissé sécher. Le sang est aussitôt récolté dans un tube micro-capillaire. L'application d'un agent hémostatique permet l'arrêt du saignement. Cette technique est controversée du fait de la douleur induite et de la contamination possible du prélèvement par des débris cellulaires et des cellules. En effet, le sang capillaire contient des cellules, tels que des macrophages, qui ne sont pas habituellement rencontrées dans le sang veineux. De plus, des ostéoblastes et des ostéoclastes peuvent être retrouvés sur les frottis sanguins réalisés à partir de sang prélevé avec cette méthode du fait d'une biopsie de la troisième phalange

faite par inadvertance. Ce site est donc à réserver aux oiseaux de très petite taille chez lesquels aucune autre méthode n'a pu être réalisée (Campbell et Ellis, 2007a).

La cardiocentèse et la ponction du *sinus* occipital sont des techniques risquées et non recommandées pour la récolte de sang veineux (Campbell et Ellis, 2007a).

2.3 Prélèvements de fientes

2.3.1 Prélèvement d'urine

Les urines sont excrétées par les reins et déversées *via* les uretères au niveau du cloaque où elles sont mélangées aux fèces. De plus, les urines sont refluées dans le côlon jusqu'aux *caeca* chez de nombreuses espèces où une réabsorption d'eau et d'électrolytes a lieu. Ainsi, les fientes excrétées par les oiseaux contiennent de l'urine de composition différente de celles produites par les reins, mélangée à de l'acide urique et des fèces. Les autruches (*Struthio camelus*) semblent être la seule exception puisqu'elles excrètent leurs urines séparément des fèces (Echols, 2006).

La collecte d'urine pure provenant directement des uretères est difficile chez les oiseaux. Une première méthode consiste à sonder les uretères sous anesthésie générale après avoir vider les fèces du cloaque. Une seconde méthode consiste à oblitérer temporairement le rectum à l'aide d'une sonde de Foley et de récolter l'urine ainsi produite (Echols, 2006 ; Ferreira, 2009b). Ces techniques semblent difficilement réalisables en pratique courante. Alternativement, les urines produites par les oiseaux lors de la consultation peuvent être collectées. Il suffit de placer un plastique ou une surface propre dans le fond de la cage de l'oiseau. En effet, le stress induirait une polyurie, et les urines produites seraient émises avant qu'elles ne soient remontées dans le côlon. La composition de ces urines serait donc proche de celle produite par les reins. L'analyse de ces urines doit toutefois être interprétée avec précaution (Ferreira, 2009b).

2.3.2 Prélèvement de fèces

Les oiseaux expulsent leurs fientes généralement lors de la consultation. L'analyse doit être réalisée sur des fientes fraîches pour limiter le risque de faux négatifs (Mentré, 2009). On veillera à placer un réceptacle propre dans le fond de la cage. Seule la partie fécale doit être prélevée et placée dans un récipient stérile. Le prélèvement sera ensuite utilisé pour la recherche d'éléments parasitaires, une coproculture ou une analyse cytologique (Lennox, 2006).

2.4 Prélèvements cutanés

2.4.1 Observation directe

De nombreux ectoparasites peuvent être observés directement dans les plumes ou à la surface de la peau des oiseaux. Ils peuvent être prélevés à l'aide d'une pince ou d'un morceau de ruban adhésif (Mentré, 2009).

2.4.2 Calques

Les calques sont conseillés pour les lésions humides et exsudatives afin d'identifier des bactéries, des levures ou un infiltrat cellulaire. Il faut veiller à bien différencier les éléments pathogènes de la flore commensale lors de l'interprétation. Les techniques de calque par impression ou de test à la cellophane adhésive sont similaires à celles employées chez les carnivores domestiques. Toutefois, la peau des oiseaux étant beaucoup plus fine, il est possible de la léser si une pression trop forte est appliquée (Fraser, 2006).

2.4.3 Raclage cutané

Les raclages cutanés sont utilisés pour mettre en évidence des parasites. Ils sont réalisés comme chez les carnivores domestiques. Il faut toutefois tenir compte de la finesse et de la fragilité de la peau des oiseaux (Mentré, 2009).

2.4.4 Cytologie de pulpe

La cytologie de pulpe permet de détecter une éventuelle infection de la tige creuse de la plume, ou *calamus*. Le *calamus* correspond à l'axe de la tige sans barbe implanté dans la peau de l'oiseau. Cet examen permet de mettre en évidence des bactéries, des cellules inflammatoires, des corps d'inclusion, des levures ou encore des dermatophytes. La peau autour de la plume choisie est préparée aseptiquement avec de la chlorhexidine et la plume est retirée. Le *calamus* est ensuite coupé du reste de la plume et écrasé entre deux lames. Une fois l'étalement réalisé et séché, la lame est colorée avec une coloration de Gram ou une coloration rapide pour une analyse cytologique (Fraser, 2006).

2.4.5 Digestion de plume

Les acariens des plumes sont parfois difficiles à mettre en évidence par une analyse cytologique de pulpe. Pour augmenter la sensibilité de cet examen, il est conseillé de placer le *calamus* dans une solution d'hydroxyde de potassium à 10 % et de chauffer légèrement. Après centrifugation, le sédiment est placé sur une lame et observé au microscope (Fraser, 2006).

2.4.6 Prélèvements de lésions pour analyse bactériologique

Les lésions cutanées ouvertes sont couramment contaminées. Il est préférable de prélever directement des plumes ou de réaliser des biopsies plutôt que d'écouvillonner la lésion (Fraser, 2006).

2.4.7 Biopsie cutanée

Les biopsies sont réalisées sous anesthésie générale. Il est conseillé d'utiliser un scalpel plutôt qu'un punch à biopsie du fait de la finesse de la peau des oiseaux et de l'insuffisance fréquente de graisse sous-cutanée (Fraser, 2006). En effet, la peau a tendance à s'enrouler et à former des cylindres pendant la collecte ou la fixation de l'échantillon, ce qui rend l'interprétation histologique impossible. Nett *et al.* (2003) ont décrit une technique permettant toutefois d'utiliser les punch à biopsie. Un morceau de ruban adhésif non transparent de 3 cm de long est placé à la surface de la peau. Le punch à biopsie est placé directement sur l'adhésif, la peau est tendue et une légère pression est appliquée jusqu'à ce que le punch ait traversé à la fois l'adhésif et la peau. L'échantillon est ensuite recueilli à l'aide de pince, la peau étant toujours collée à l'adhésif. Nett *et al.* (2003) ne rapportent aucune déformation ou enroulement de la pièce de biopsie que ce soit pendant la collecte ou pendant la fixation de l'échantillon.

3 Techniques de prélèvement chez les reptiles

3.1 Contention et anesthésie

3.1.1 Contention

3.1.1.1 Chéloniens

La contention de la tortue terrestre est simple : il suffit de la saisir de part et d'autre de la carapace à mi-distance entre les membres antérieurs et postérieurs et de la maintenir à distance de soi et de tout support matériel (**photographie 11**). Pour les tortues aquatiques, les mains seront positionnées plus caudalement afin d'éviter les morsures. Une alternative consiste à placer la tortue sur un support de manière à ce que ses pattes ne puissent atteindre le sol (**photographie 12**). Il faut cependant se méfier de leurs griffes et de la possibilité de morsures en particulier avec les tortues aquatiques. De plus, les tortues ont des membres puissants et peuvent facilement coincer les doigts de l'opérateur entre leurs pattes et la carapace (de la Navarre, 2006 ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Tessier, 2009c).

Photographie 11. Technique de contention d'une tortue d'Hermann (*Testudo hermanni hermanni*)(1)
D'après Bulliot (2012)



Photographie 12. Technique de contention d'une tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*) (2)
D'après Bulliot (2012)



3.1.1.2 Ophidiens

La tête du serpent doit être tout d'abord maîtrisée pour contrôler ses mouvements et prévenir les risques de morsure. L'index et le pouce sont placés de part et d'autre de la tête juste en arrière des mandibules (**photographie 13**). Pour les plus gros serpents, il est également possible de maintenir la tête entre le pouce et le majeur et de placer l'index au sommet de la tête (**photographie 14**). La seconde main est utilisée pour maintenir le corps. Selon la taille du serpent, des personnes supplémentaires peuvent être nécessaires pour porter le corps du serpent. Une personne par mètre de serpent est recommandée (de la Navarre, 2006 ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Tessier, 2009c).

Photographie 13. Technique de contention d'un serpent de petite taille.

**Serpent des blés juvénile
(*Pantherophis guttatus sp. creamsicle*)**

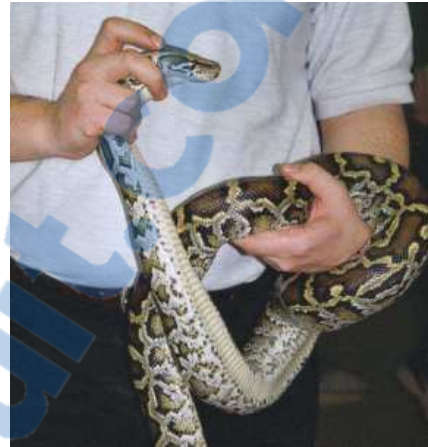
D'après Bulliot (2012)



Photographie 14. Technique de contention d'un serpent de grande taille.

**Python molure
(*Python molurus*)**

D'après Bulliot (2012)



3.1.1.3 Sauriens

Les principaux risques lors de la contention d'un lézard sont les griffures, les morsures et les coups de queue. L'emploi d'une serviette ou de gants est conseillé pour se protéger. Les grands spécimens sont maintenus les quatre membres plaqués caudalement contre le corps. Les mains sont placées sous le corps et la queue est coincée sous le bras de l'opérateur (**photographie 15**). Les plus petits spécimens peuvent être facilement maintenus enroulés dans une serviette. De nombreuses espèces sont capables d'autotomie de la queue, un lézard ne doit donc jamais être tenu par la queue (de la Navarre, 2006 ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Tessier, 2009c). Certains lézards peuvent être tranquilisés *via* un réflexe vagal en appliquant des boules de coton sur les yeux avec une bande cohésive non adhérente à la peau de type Vetrap® (Barten, 2006 ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Tessier, 2009c).

Photographie 15. Technique de contention d'un Iguane vert (*Iguana iguana*)

D'après Bulliot (2012)



3.1.2 Sédation et anesthésie

La sédation est intéressante chez les tortues afin d'extérioriser plus facilement la tête ou les membres de la carapace. Les alpha-2 agonistes ne sont pas utilisables dans le cas d'une tranquillisation car leur durée d'induction est lente et les réveils sont très longs malgré l'usage d'un antidote. On utilise alors des benzodiazépines telles que le midazolam ou le diazépam.

L'anesthésie est nécessaire pour les actes invasifs tels que les biopsies. L'anesthésie flash à l'isoflurane ou au sévoflurane est possible sur les individus de petite taille mais est assez inefficace chez de nombreuses espèces. En effet, beaucoup de reptiles, en particulier des espèces aquatiques, sont capables de faire de longues apnées pendant lesquels ils métabolisent en anaérobiose (Schumacher et Yelen, 2006 ; Tessier, 2009c). Les tortues aquatiques peuvent ainsi arrêter de ventiler lors de l'induction avec des anesthésiques volatils. D'autres reptiles non aquatiques en sont aussi capables comme quelques squamates dont l'Iguane vert (*Iguana iguana*) et de nombreuses tortues terrestres (Michel, 2003). Il est alors conseillé d'induire l'anesthésie avec des molécules injectables avant d'utiliser un relai gazeux. Les molécules de choix pour des anesthésies de courte durée sont le propofol, lorsqu'un accès veineux est possible, et l'alfaxolone, qui peut être administrée en intramusculaire (Schumacher et Yelen, 2006 ; Tessier, 2009c).

3.2 Prélèvement de sang

3.2.1 Matériel

3.2.1.1 Aiguilles et seringues

Le matériel utilisé est adapté en fonction de la taille de l'animal et du site de prélèvement. Par exemple, lors d'une cardiocentèse sur un serpent de plus de 300 grammes, on utilisera une aiguille 22 G montée sur une seringue de 1 à 3 mL, alors que sur un ophidien de moins de 300 g, on préférera une aiguille 25 G montée sur une seringue de 1 mL. Lors d'un prélèvement à la veine ventrale caudale, on utilisera une aiguille 25 G et une seringue de 1 à 2 mL pour les animaux de plus de 250 g ; on prendra une aiguille 27 G et une seringue de 1 mL voire une seringue à insuline avec une aiguille sertie pour les animaux de moins de 250 g. On veillera à toujours utiliser l'aiguille du plus grand calibre possible, car le risque d'hémolyse augmente lorsque le calibre de l'aiguille diminue ; de plus les aiguilles de petit diamètre s'émoussent facilement au passage de la peau des reptiles et peuvent se révéler trop courtes (Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009c).

3.2.1.2 Tubes

Le volume sanguin des reptiles est estimé entre 5 et 8 % de leur poids vif en gramme, soit 50 à 80 mL par kilogramme de poids vif. La plupart des reptiles en bonne santé peuvent supporter une perte sanguine de 10 % du volume sanguin total. Chez les tortues, il est recommandé de ne pas prélever plus de 3 mL par kilogramme de poids vif. Toutefois, des volumes plus faibles suffisent généralement pour réaliser des analyses biochimiques et hématologiques complètes. On collectera donc le volume suffisant le plus faible possible, soit environ 1,5 à 2 mL par kilogramme de poids vif (Campbell et Ellis, 2007b ; Nardini *et al.*, 2013). Le volume du tube sera adapté en fonction du volume sanguin prélevé pour limiter l'effet de dilution par l'anticoagulant (Dyer et Cervasio, 2008).

L'emploi d'un anticoagulant est nécessaire pour les analyses hématologiques. Alors que l'EDTA est l'anticoagulant de choix pour de telles analyses chez les petits mammifères, il est responsable d'hémolyse chez la plupart des reptiles et en particulier chez les tortues. Cette hémolyse limite la numération globulaire. De plus, des substances initialement contenues dans les cellules sanguines sont déversées dans le plasma, leur concentration sanguine est ainsi augmentée artificiellement. L'emploi d'EDTA est cependant possible et recommandé chez la plupart des lézards, tels que l'Iguane vert (*Iguana iguana*) et le Dragon d'eau chinois (*Physignathus cocincinus*). On préférera pour les autres reptiles l'usage de l'héparine de lithium. Cependant, l'héparine de lithium cause une agglutination des leucocytes et des thrombocytes et confère une teinte bleutée au frottis sanguin. Ceci rend difficile l'analyse morphologique des cellules. L'analyse hématologique doit être réalisée le plus tôt possible après le prélèvement afin de limiter ces artéfacts (Campbell et Ellis, 2007b ; Doumerc, 2009d ; Nardini *et al.*, 2013).

Les tubes héparinés sont également utilisés pour les analyses biochimiques. On veillera à centrifuger le tube le plus tôt possible et à transférer le plasma ainsi obtenu dans un tube sec pour limiter les effets de l'anticoagulant (Doumerc, 2009d).

3.2.2 Techniques de prises de sang

Chez les reptiles, les vaisseaux sanguins périphériques sont fréquemment accompagnés de vaisseaux lymphatiques. Le risque de contamination lymphatique et donc d'hémodilution varie en fonction du site de prélèvement (Campbell et Ellis, 2007b).

3.2.2.1 Chéloniens

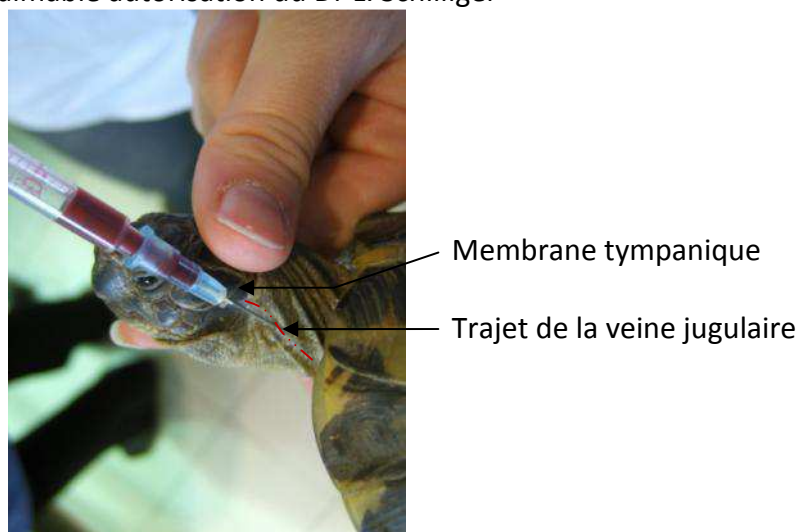
- Veine jugulaire

La localisation des veines jugulaires varie selon les espèces de chéloniens, mais elles sont généralement plus latérales que chez les petits mammifères. Elles partent caudalement aux membranes tympaniques au niveau de l'angle de la mandibule jusqu'à l'entrée de la carapace. Elles sont relativement superficielles, mais rarement visibles. On peut parfois les mettre en évidence en comprimant la base du cou. Chez certaines espèces, la veine jugulaire droite est plus développée que la veine jugulaire gauche.

La tortue est maintenue et sa tête est étendue, une sédation pouvant s'avérer nécessaire. La zone est préparée puis l'aiguille est insérée caudalement au tympan en direction caudale (**photographie 16**). Une compression est nécessaire pour limiter la formation d'hématome. Cette technique permet la récolte de grands volumes de sang et les risques de contamination par de la lymphe sont faibles, mais l'extériorisation de la tête est difficile chez la plupart des chéloniens (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Dyer et Cervasio, 2008).

**Photographie 16 : Prise de sang à la veine jugulaire gauche d'une tortue d'Hermann
(*Testudo hermanni hermanni*)**

Avec l'aimable autorisation du Dr L. Schilliger



- Veine dorsale caudale

La ponction est réalisée dans le plan sagittal de la queue, aussi crânialement que possible, avec un angle de 45 à 90 degrés. Une dépression est appliquée dans la seringue au fur et à mesure que l'aiguille est avancée. Si l'aiguille rencontre une vertèbre, la retirer légèrement et la réorienter. Ce site est facilement accessible mais ne permet de récolter que peu de sang et le risque de contamination lymphatique est important (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Dyer et Cervasio, 2008).

- Sinus veineux cervical

Le sinus cervical est situé sous l'écaille nucale de la dossière, dans le plan sagittal de la tortue. Durant le prélèvement, la tête de la tortue est maintenue en flexion à l'intérieur de la carapace. La ponction est réalisée dans le repli cutané situé crânialement à la première vertèbre cervicale en insérant l'aiguille avec un angle de 45 à 60 degrés (**photographie 17**). Il est souvent nécessaire de couder l'aiguille avant de réaliser le prélèvement. Si l'aiguille rencontre la première vertèbre, il faut la retirer légèrement et la réorienter plus crânialement. Ce site est plus accessible que la prise de sang à la veine jugulaire avec des tortues non coopératives mais la contamination par de la lymphe est également possible (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Dyer et Cervasio, 2008 ; Doumerc, 2009d).

Photographie 17. Prise de sang au *sinus* cervical chez une tortue d'Hermann (*Testudo hermanni boettgeri*)

Photographie personnelle réalisée au service NAC du CHUVA



- Cardiocentèse

La cardiocentèse est réalisable chez toutes les tortues, en particulier chez les tortues à carapace molle et les nouveau-nés. Le cœur est généralement situé dans le plan sagittal de la tortue, à la jonction entre les écailles pectorales et les écailles abdominales. L'aiguille est insérée au travers du plastron directement dans le cœur (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Doumerc, 2009d). Chez les individus à carapace dure, il est possible de réaliser une ostéotomie temporaire de la partie de plastron située sous le cœur (Hernandez-Divers, 2005). Le trou créé doit ensuite être obturé avec de la résine (Campbell et Ellis, 2007b).

D'autres techniques de prélèvement sanguin ont été décrites dans la littérature, telles que les ponctions des veines brachiales, fémorales, du *sinus* orbital et la coupe de griffe. Cependant, elles ne sont pas conseillées en raison du faible volume de sang récolté et de la forte contamination lymphatique, ou bien pour des considérations éthiques (Hernandez-Divers, 2005).

3.2.2.2 Ophidiens

- Cardiocentèse

Le serpent peut être vigile ou sous sédation. Il est maintenu en décubitus dorsal. Le cœur est situé entre le premier quart et le premier tiers du corps du serpent. Il est localisé grâce à la visualisation du choc précordial ou par palpation digitée ou encore à l'aide d'une sonde doppler. Le cœur peut se déplacer crânialement et caudalement et doit donc être stabilisé par l'opérateur avec sa main non directrice. L'aiguille est introduite sous une écaille ventrale située une ou deux écailles caudalement au cœur. Elle est ensuite avancée crânialement dans le cœur avec un angle de 45°. Une fois en place, une dépression est appliquée dans la seringue. Une compression de 30 à 60 secondes doit être appliquée. Cette technique est relativement sûre et la contamination lymphatique du prélèvement est limitée (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Doumerc, 2009d).

- Veine ventrale caudale

Le serpent est soit maintenu en décubitus dorsal, soit en décubitus ventral et la queue est relevée verticalement. La veine ventrale caudale est située ventralement aux vertèbres caudales. La ponction est réalisée caudalement au cloaque, entre 25 et 50 % de la distance entre le cloaque et l'extrémité de la queue. Si la ponction est réalisée plus proche du cloaque, l'opérateur risque de perforer les glandes cloacales des femelles ou les héli-pénis des mâles. L'aiguille est insérée sous une écaille et avancée crânio-dorsalement tout en maintenant une légère dépression dans la seringue. Si l'aiguille entre en contact avec une vertèbre avant que du sang ait été récolté, elle doit être retirée doucement et réorientée crânialement ou caudalement tout en restant dans le plan médian. Cette technique est plus facilement réalisable sur les serpents de grande taille. La contamination lymphatique est possible (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b).

- Veine ptérygoïde-palatine

La veine ptérygoïde-palatine est située dorsalement dans la cavité buccale. Elle est facilement visualisable chez les serpents de moyenne à grande taille. La prise de sang à la veine ptérygoïde-palatine est possible mais le sujet doit être sous anesthésie générale ou très coopératif, il y a un fort risque d'hématome et l'accès à la veine est relativement difficile. Cette technique n'est donc pas recommandée (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b).

La ponction du *plexus* orbital est également une technique décrite dans la littérature mais qui est difficile à mettre en œuvre et non recommandée en clientèle (de la Navarre, 2006).

3.2.2.3 Sauriens

- Veine ventrale caudale

La veine ventrale caudale court ventralement aux vertèbres caudales. La ponction est réalisée sur la face ventrale de la queue, caudalement au cloaque, entre 20 et 80 % de la distance entre le cloaque et l'extrémité de la queue. Les lézards supportent mal le décubitus dorsal. On peut en revanche les contenir en position verticale, les membres antérieurs maintenus le long du thorax d'une main et les membres postérieurs maintenus le long de la queue de l'autre main. Il est également possible de maintenir les lézards de plus grand format en décubitus sternal et de relever la queue pour réaliser la ponction comme chez une vache (Campbell et Ellis, 2007b ; Doumerc, 2009d).

L'aiguille est insérée avec un angle de 45 à 90 degrés sous une écaille ventrale et avancée crânio-dorsalement tout en maintenant une légère dépression dans la seringue. Si l'aiguille entre en contact avec une vertèbre avant que du sang ait été récolté, elle doit être retirée doucement et réorientée légèrement.

Une approche latérale est également possible chez les sujets de plus grande taille. L'aiguille est insérée au niveau de la ligne médiale latérale formée par les muscles de la queue. L'aiguille est ensuite avancée crânio-médialement avec un angle de 45 à 90 degrés jusqu'à être juste ventrale au processus latéral d'une vertèbre coccygienne. La contamination lymphatique est plus fréquente avec l'approche latérale (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b).

- Veine abdominale

Les lézards possèdent une large veine abdominale ventrale. Elle court juste en dessous de la ligne blanche dans un ligament suspenseur. Cette technique comporte les risques de perforation de la vessie ou d'une partie du tractus digestif. De plus, il est difficile de comprimer la veine après la ponction sanguine, et ainsi le risque d'hémorragie est important. Cette technique ne sera donc à utiliser qu'en seconde intention ou avec les individus dépourvus de queue (Hernandez-Divers, 2005 ; Campbell et Ellis, 2007b ; Doumerc, 2009d).

- Veine jugulaire

La prise de sang à la veine jugulaire peut également être réalisée sur les grandes espèces de lézard telles que les grands iguanidés et les varans. La veine jugulaire est latérale et profonde si bien qu'elle est rarement visible. Le lézard est maintenu en décubitus latéral et l'aiguille est insérée derrière le tympan en direction caudale (Hernandez-Divers, 2005).

D'autres sites de ponction tels que le *plexus* brachial, le *sinus* orbital et les griffes sont décrits dans la littérature mais ne sont pas recommandés. La cardiocentèse n'est pas réalisable chez les lézards car le cœur ne peut pas être stabilisé (Hernandez-Divers, 2005).

3.3 Prélèvements d'urines

Les urines sont produites par les reins et passent par l'urodéeum du cloaque avant de rejoindre la vessie chez les espèces en possédant une, ou dans le côlon postérieur chez les autres espèces. De plus, les appareils urinaire, génital et intestinal s'abouchent ensemble au niveau du cloaque. Les urines récoltées sont donc la plupart du temps non stériles. Les prélèvements d'urines sont toutefois utiles pour l'analyse cytologique (Hernandez-Divers, 2005).

3.3.1 Urines émises spontanément

La plupart des animaux vont émettre des urines spontanément avec le stress induit par la manipulation. Les urines et urates peuvent être récoltés directement après leur émission sur une surface propre. Une légère stimulation du cloaque peut aider à l'émission d'urines (Hernandez-Divers, 2005 ; Ferreira, 2009c).

3.3.2 Cystocentèse

La cystocentèse peut être réalisée chez tous les chéloniens et chez les lézards possédant une vessie (familles des *Iguanidae*, des *Lacertidae*, des *Chamaeleonidae*, des *Gekkonidae*, des *Scincidae*, et certains *Varanidae*). Elle permet l'obtention d'un prélèvement plus représentatif et moins contaminé. La paroi vésicale des reptiles est fine et fragile. La ponction doit être réalisée avec précaution afin d'éviter tout épanchement d'urines souvent contaminées dans la cavité coelomique.

Chez les lézards, la ponction est réalisée avec un abord latéral ou ventral crânialement au pelvis. Chez les tortues, la ponction est faite au niveau de la fosse pré-fémorale gauche. Le guidage échographique est recommandé (Hernandez-Divers, 2005 ; Ferreira, 2009c).

3.3.3 Cathétérisme de l'urètre

Il est possible de cathétériser l'urètre des animaux pourvus de vessie avec une sonde urinaire avec ou sans contrôle endoscopique. Cette technique permet de recueillir de l'urine sans avoir à ponctionner la paroi vésicale mais le sondage doit être très précautionneux afin de ne pas perforer cette paroi (Hernandez-Divers, 2005 ; Ferreira, 2009c).

3.4 Prélèvements de fèces

Chez les reptiles, les fèces sont mélangées aux urines et urates dans le cloaque. Il est donc important de différencier des fèces liquides dues à une polyurie d'une diarrhée véritable. Il ne faut prélever que le matériel d'origine fécale pour éviter tout mélange et contamination par les urines et les urates lors du transport et l'analyse (Hernandez-Divers, 2005).

Lorsqu'un prélèvement de fèces est envisagé, il est intéressant de demander aux propriétaires d'apporter des fèces fraîches ou de ne pas nettoyer la cage avant la consultation. Toutefois, de nombreux individus défèqueront spontanément lors de la manipulation. La défécation est stimulée après un bain d'eau tiède ou après un toucher cloacal sur les patients de grand format. Un lavage cloacal avec un liquide isotonique peut être réalisé chez les individus les plus récalcitrants (Hernandez-Divers, 2005 ; de la Navarre, 2006 ; Ferreira, 2009c). Pour cela, une sonde préalablement lubrifiée est introduite dans le côlon *via* le cloaque et 10 mL/kg de fluide isotonique sont injectés. La cavité coelomique est ensuite massée avant l'aspiration du prélèvement. Il faut veiller à bien rentrer dans le côlon chez les serpents ; en effet, il est situé sur la face ventrale du cloaque, alors qu'un cul-de-sac se trouve dorsalement (de la Navarre, 2006).

3.5 Prélèvements cutanés

3.5.1 Ectoparasites

De nombreux ectoparasites peuvent être visibles sur la surface de la peau, tels que des acariens, des tiques, des poux, ou encore des myiases. Ils peuvent être directement retirés à l'aide d'une petite pince, d'un crochet ou d'un morceau de ruban adhésif pour une meilleure observation et une identification. La mue doit être également soigneusement observée car elle peut contenir des éléments parasitaires (Hernandez-Divers, 2005 ; Péricard, 2009 ; Palmeiro et Roberts, 2013).

3.5.2 Calques et raclages cutanés

Comme chez les petits mammifères, il est possible de réaliser des calques par impression, des « scotch tests » et des écouvillonnages des lésions cutanées pour effectuer une analyse cytologique. Les techniques utilisées chez les reptiles sont similaires à celles employées chez les petits mammifères. Les raclages cutanés sont réalisés avec une lame de scalpel n° 15 et sont

indiqués pour les lésions prolifératives et sèches (Hernandez-Divers, 2005 ; Palmeiro et Roberts, 2013).

3.5.3 Prélèvements pour culture mycologique et analyse bactériologique

Les lésions cutanées sont fréquemment contaminées et l'analyse d'un prélèvement superficiel ne permettra pas d'identifier l'agent causal dans la plupart des cas. C'est pourquoi il est nécessaire de nettoyer et de débrider partiellement les lésions avant d'effectuer un prélèvement. Les écouvillons pour les analyses bactériologiques sont à réaliser dans la périphérie des lésions et en profondeur. Les résultats de ces analyses sont à interpréter avec précaution étant donné le risque de contamination. La culture et l'analyse du contenu de pustules intactes, de paroi d'abcès ou de pièces de biopsie apporteront de meilleurs résultats (Hernandez-Divers, 2005 ; Goodman, 2006 ; Palmeiro et Roberts, 2013).

3.5.4 Cytoponction de masses

Les cytoponctions à l'aiguille fine de masses cutanées ou sous-cutanées peuvent être réalisées et soumises à une analyse cytologique (Goodman, 2006).

3.5.5 Biopsies

Le retrait d'une seule écaille peut être suffisant car les écailles contiennent à la fois les éléments de l'épiderme et du derme. Un faible volume d'anesthésique local doit être injecté par voie sous-cutanée (0,02 à 0,1 mL de lidocaïne 2 % par exemple). La zone est préparée aseptiquement et l'écaille est soulevée et coupée au niveau de son insertion avec une lame de scalpel.

Lorsqu'il est nécessaire d'effectuer une biopsie plus large, l'anesthésie locale doit être complétée d'une anesthésie régionale ou générale. La biopsie est réalisée avec du matériel à biopsie classique ou du matériel à biopsie punch. La pièce de biopsie doit contenir des marges saines. La plaie de biopsie est ensuite refermée avec des points cutanés en U. Les biopsies de carapace des tortues nécessitent une anesthésie générale et des outils adaptés tels qu'un trépan de Michèle ou des instruments de biopsie d'os cortical. La carapace est ensuite refermée avec de la résine (Hernandez-Divers, 2005 ; Goodman, 2006).

DEUXIEME PARTIE :

CRÉATION DU SUPPORT PEDAGOGIQUE MULTIMÉDIA

1 Moyens pédagogiques disponibles pour l'enseignement NAC

1.1 Place de l'enseignement NAC dans le cursus vétérinaire à l'ENVA

L'enseignement théorique NAC est dispensé en troisième année à l'ENVA. Il comprend 20 heures de cours magistraux pendant lesquelles sont abordées les bases d'anatomie, d'élevage, de médecine et de chirurgie des NAC. D'après les objectifs d'apprentissage décrits dans le programme d'enseignement de l'unité, à l'issue de cet enseignement, les étudiants doivent être capable de :

- recueillir un historique et une anamnèse ;
- conseiller les propriétaires sur les conditions d'entretien et la nutrition de son animal ;
- réaliser un examen clinique ;
- reconnaître les situations pathologiques les plus fréquentes.

Cette formation théorique est complétée par un enseignement pratique en quatrième et cinquième années. Les étudiants de cinquième année ont une semaine de formation obligatoire dans le service des hospitalisations NAC. Au cours de cette semaine, ils mettent en pratique les gestes techniques de base tels que la contention, les injections et les prélèvements. Il leur est également possible de compléter cette formation obligatoire avec une ou plusieurs rotations de deux semaines optionnelles pendant lesquelles les étudiants participent aux chirurgies et aux consultations. Un *journal club* est organisé chaque semaine par le service NAC ; les étudiants de cinquième année y présentent un article scientifique en binôme. L'article étudié est soit une revue scientifique sur la pathologie d'un système d'une espèce donnée, soit une monographie récemment publiée. Les étudiants de quatrième année assistent quant à eux durant une journée aux chirurgies de convenance et participent aux consultations en recueillant l'anamnèse au cours d'une seconde journée.

1.2 Moyens pédagogiques à disposition des étudiants

Chaque cours magistral est accompagné d'un diaporama numérique de type PowerPoint® projeté pendant l'enseignement et disponible par la suite sur la page de l'unité d'enseignement NAC sur la plateforme EVE. Les étudiants ont également accès à des documents complémentaires

tels que les diaporamas de conférences dispensées à l'ENVA et les thèses en ligne à visée pédagogique.

2 Objectifs du projet pédagogique

2.1 Objectifs pédagogiques

Les techniques de prélèvement chez les NAC sont brièvement abordées lors de l'enseignement théorique NAC et sont mises en œuvre un à deux ans après cet enseignement. De plus, les étudiants doivent avoir vu la technique de prélèvement au moins une fois avant de pouvoir la pratiquer eux-mêmes.

Ce projet a pour but de compléter l'enseignement théorique en créant un outil permettant aux étudiants d'appréhender les techniques de contention et de prélèvement chez un NAC avant les semaines de pratique. A l'issue de la consultation de cet outil, les étudiants devront être capables de :

- décrire la technique de contention adaptée à chaque prélèvement ;
- citer les sites de prélèvement les plus couramment utilisés en fonction de l'espèce concernée ;
- connaître le matériel nécessaire à chaque prélèvement ;
- décrire la technique du prélèvement.

2.2 Un outil simple et utile

Cet outil étant un complément à l'enseignement, il sera utilisé en autonomie. Les étudiants ont déjà accès à de nombreuses sources d'auto-enseignement tels que les supports écrits (ouvrages de référence, photocopiés, journaux scientifiques...) que ce soit à la bibliothèque de l'école ou *via* internet. Mais, devant le nombre et la diversité des ressources possibles ils se retrouvent facilement submergés. De la même manière, les supports écrits peu ou pas illustrés peuvent sembler peu attractifs pour l'explication d'un geste technique.

C'est pourquoi, pour assurer l'utilisation de cet outil, il doit être facilement accessible et consultable par les étudiants. Il doit être différent de ce qui est actuellement proposé aux étudiants en étant plus pertinent en ce qui concerne d'une part sa forme et d'autre part son contenu. Il doit en effet être centré sur les techniques utiles aux étudiants en retirant tout contenu superflu.

L'auto-apprentissage a cependant certaines limites. L'étudiant doit faire preuve de concentration ; et, étant seul, des incompréhensions ou un mauvais apprentissage sont possibles. Ainsi, une évaluation des acquis après consultation de l'outil doit également être envisagée afin d'améliorer la compréhension et l'apprentissage.

3 Choix d'un support multimédia

3.1 Utilisation de la vidéo

La vidéo est rapidement apparue comme le support de choix afin de présenter les techniques de prélèvement. En effet, elle permet de présenter les variations anatomiques des NAC, la technique de contention, le site de ponction, le matériel utilisé et l'acte en lui-même. Tous les objectifs d'apprentissage sont ainsi exposés de manière plus synthétique et plus ludique qu'avec un paragraphe manuscrit. De plus, l'usage de la vidéo limite la nécessité d'abstraction et les recherches complémentaires d'illustrations des propos décrits pour les étudiants. Les vidéos ont volontairement été limitées aux actes réalisés couramment au CHUVA afin de faciliter leur apprentissage. Les prélèvements réalisés moins fréquemment sont décrits de manière manuscrite dans la première partie de cette thèse et cette dernière pourra être consultée en ligne ou à la bibliothèque.

3.2 Choix du support multimédia

De ce fait, nous avons choisi de créer un support multimédia permettant d'associer à la fois des vidéos, des images fixes, des textes explicatifs et éventuellement des sons. Comme il a été évoqué précédemment, l'outil pédagogique devait être facilement disponible à tout moment pour le plus grand nombre d'étudiants. Les étudiants ayant accès à la plateforme pédagogique EVE sur internet et devant la consulter régulièrement, nous avons décidé d'y intégrer notre support pédagogique.

Des vidéos à visées pédagogiques existent pour illustrer les prélèvements chez les carnivores domestiques. Ces vidéos sont disponibles sur la page EVE dédiée à l'enseignement de la biochimie clinique (enseignement de troisième année). En effet, les méthodes de prélèvements sont décrites lors de cet enseignement. Les vidéos réalisées au cours de ma thèse viendront également compléter les vidéos déjà disponibles sur cette page EVE.

4 Création du support multimédia

4.1 Réalisation des plans et des séquences vidéos

L'intégralité des vidéos a été tournée à l'aide de la caméra PANASONIC® FullHD HX-WA20 du service NAC entre février et octobre 2014. Les vidéos concernant les petits mammifères ont été tournées dans le service NAC du CHUVA ; celles concernant les oiseaux ont été réalisées au service NAC et au centre d'accueil de la faune sauvage (CEDAF) ; enfin, les vidéos concernant les reptiles ont été réalisées dans la structure d'acclimatation de la Ferme Tropicale et au CHUVA.

Les gestes techniques filmés au cours des sessions d'enregistrement ont été réalisés soit par les assistants hospitaliers ou les chargés de consultation du service NAC et du CEDAF soit par des étudiants de cinquième année préalablement formés. Pour des raisons de droit à l'image, aucune personne n'est identifiable sur les vidéos.

Pour des raisons éthiques, les prélèvements filmés n'ont pas été réalisés dans le seul but de cette thèse mais étaient nécessaires à des fins médicales ou expérimentales. Le temps consacré à l'enregistrement des vidéos a donc été long car il fallait que les animaux hospitalisés nécessitent les prélèvements souhaités, être disponible au moment où les prélèvements allaient être réalisés, et cela sans empiéter sur le temps nécessaire aux soins des animaux hospitalisés.

Chaque prélèvement devait représenter une séquence vidéo. Il a été décidé de diviser chaque séquence en deux plans. Le premier plan devait présenter la technique de contention ou la position de l'animal. Le second plan devait montrer la technique de prélèvement en elle-même. Ainsi, au minimum trois opérateurs étaient nécessaires : un premier pour faire la contention, un second pour réaliser le prélèvement et moi-même pour filmer la séquence. Il est parfois arrivé que seul un opérateur fût disponible, j'ai donc fait la contention et le cadrage. Le premier plan présentant la contention n'a pas pu être réalisé dans ces conditions.

4.2 Montage

L'ensemble du montage des vidéos a été réalisé sous le logiciel Adobe Premier Pro®, les textes et les retouches d'images ont été effectués avec le logiciel Adobe Photoshop®.

Les plans vidéo ont été enregistrés sur une carte mémoire et transférés sur un ordinateur de la Direction des Systèmes d'Information de l'ENVA. Après importation dans le logiciel de montage Adobe Premier Pro®, les plans vidéo intéressants ont été sélectionnés, coupés et assemblés afin de former une séquence.

Chaque vidéo débute par un plan rappelant le type de prélèvement, le site du prélèvement et l'espèce visée. Puis, la technique de contention et le prélèvement sont montrés. Tout au long de la séquence, des bandeaux avec un texte explicatif apparaissent au fur et à mesure des gestes présentés. Un bilan de la technique de prélèvement est exposé en fin de séquence. Enfin, la vidéo se conclut par un plan présentant les différents intervenants. Le logo CHUVA a été incorporé à toutes les images.

Des transitions entre chaque plan ont été ajoutées et il a été parfois nécessaire d'accélérer ou de ralentir certains passages. Les séquences ont été ajustées de manière à durer entre une et deux minutes afin d'avoir un rythme dynamique tout en laissant le temps à l'utilisateur de voir le geste technique et de lire les textes descriptifs qui l'accompagnent.

Nous avons préféré les commentaires écrits aux commentaires audio pour des raisons pratiques. D'une part, les ordinateurs disponibles en libre service à l'école ne disposent pas d'enceinte. D'autre part, il aurait été nécessaire d'écrire le texte explicatif avant de filmer les séquences pour savoir quel temps affecter à chaque geste. Cela aurait augmenté le temps de manipulation et d'anesthésie des animaux. De plus, cela aurait nécessité un travail de doublage car les lieux de réalisation des plans ne sont pas adaptés à la prise de son.

4.3 Exportation des séquences vidéos

Les séquences de montage ainsi montées ont été extraites du logiciel de montage Adobe Premier Pro® et converties en vidéos de format mp4 grâce au logiciel Adobe Media Encoder®. Ce logiciel permet de créer des vidéos ayant un format compatible avec une interface web.

4.4 Création d'un document complémentaire aux techniques de prise de sang

Un diaporama de type PowerPoint® détaillant le matériel nécessaire aux prises de sang (types d'aiguille, de seringue, de tube) ainsi que les bonnes méthodes d'acheminement et de stockage du prélèvement a été conçu pour accompagner les vidéos (**annexe 1**). En effet, comme il a été évoqué dans la première partie de ce manuscrit, la petite taille de ces animaux nécessite l'emploi de matériel adapté. Ainsi, les volumes de sang récoltés chez les NAC sont relativement faibles et nécessitent d'être transférés dans des tubes pédiatriques afin d'éviter l'hémodilution dû à l'anticoagulant. De même, le type d'anticoagulant utilisé est important pour l'interprétation de l'hémogramme ; l'EDTA est responsable d'hémolyse chez certains oiseaux et la plupart des reptiles.

4.5 Création d'un questionnaire d'auto-évaluation

Afin de faciliter l'apprentissage et d'assurer la bonne utilisation du support pédagogique, nous avons rédigé une banque de questions à choix multiples relatives aux prélèvements visualisables sur EVE et concordant avec les objectifs d'apprentissage. Cette banque de questions sera intégrée au support multimédia sous forme d'un questionnaire d'auto-évaluation (**annexe 2**).

4.6 Intégration à EVE

La page correspondant à la thèse a été créée sur la plateforme EVE dans la section : « Formation Initiale » > « Support pédagogiques variées » > « Les thèses Multimédias » > « Support pédagogique multimédia : les techniques de prélèvement chez les NAC ». Un texte explicatif sur les objectifs de cette page informe tout d'abord l'utilisateur.

Puis les vidéos ont été intégrées en trois catégories : petits mammifères, oiseaux et reptiles. Le document sur le matériel nécessaire pour les prélèvements sanguins a ensuite été ajouté.

La banque de questions a été subdivisée en trois catégories pour former trois questionnaires d'auto-évaluation. Le premier questionnaire porte sur les sites les plus fréquemment employés ; le second porte sur les techniques de contention, d'anesthésie et le positionnement de l'animal durant l'acte ; enfin le dernier questionnaire s'intéresse au matériel utilisé. Il s'agit de questions à choix multiples. Une ou plusieurs réponses correctes sont possibles selon les questions. Les questions et leurs réponses apparaissent dans un ordre aléatoire. A la fin de chaque questionnaire, l'utilisateur reçoit une note sur 10 et le résultat de chaque question est détaillé.

Enfin, le manuscrit de cette thèse est disponible à la fin de cette page EVE.

Un lien hypertexte sera inséré sur les pages EVE dédiées à l'enseignement des NAC, de la Faune Sauvage et de la biochimie clinique pour permettre d'accéder directement au support multimédia.

5 Discussion

L'objectif initial de ce support multimédia était d'illustrer les techniques de prélèvement utilisées chez les NAC que ce soit des prélèvements de sang, d'urines, de fèces ou des prélèvements dermatologiques. Finalement, seules des vidéos de prises de sang ont été intégrées au support multimédia. En effet, l'intérêt de vidéos présentant le recueil de fèces ou le recueil d'urines par miction spontanée ou par vidange par *taxis* externe paraît très limité. La technique de recueil d'urine par cystocentèse est simple et similaire à celle pratiquée chez les carnivores domestiques. Seule la collecte d'urine par sondage urinaire aurait été intéressante mais il n'y a pas eu d'animal nécessitant cette technique. Les prélèvements dermatologiques sont réalisés de la même manière que chez le chien ou le chat et une thèse pédagogique multimédia illustre déjà ces techniques (Bayon, 2008).

Toutes les techniques de prise de sang n'ont toutefois pas été filmées. La synthèse bibliographique décrit par exemple six sites de ponction différents chez le furet alors que seule la prise de sang à la veine cave crâniale est présente sur le site internet. Nous avons fait le choix de présenter la technique la plus fréquemment réalisée au CHUVA pour des raisons pédagogiques et éthiques. En effet, l'équipe étant familière avec la technique, le prélèvement est réalisé convenablement dès la première tentative et le temps de manipulation de l'animal est réduit. De plus, cela permet aux étudiants de se focaliser sur des techniques qu'ils auront l'occasion d'appliquer par la suite et évite la confusion entre plusieurs méthodes. Enfin, la partie bibliographique de cette thèse est disponible directement sur la page EVE pour les étudiants désireux d'approfondir leurs connaissances.

Les questionnaires d'auto-évaluation permettent de vérifier les connaissances acquises après le visionnage des vidéos et du diaporama. Il a été décidé de commenter les réponses aux questions afin d'améliorer la compréhension et l'apprentissage.

CONCLUSION

Les examens complémentaires représentent souvent une étape essentielle pour mener à bien un diagnostic. La technique de recueil des prélèvements nécessaires à ces examens complémentaires varie selon l'espèce concernée. Néanmoins, elle doit toujours être maîtrisée par le vétérinaire afin de garantir la sécurité de l'animal, la conformité du prélèvement et l'interprétation de son analyse.

Le support pédagogique multimédia décrit les techniques usuelles de prélèvement chez les NAC. Il a pour but d'améliorer l'apprentissage des étudiants en complétant les cours théoriques et ainsi faciliter la formation pratique. Cet outil répond à ces objectifs premiers en étant facile d'accès et d'utilisation mais aussi plus attrayant qu'un support pédagogique classique (diaporama, photocopié). Seules les techniques qui diffèrent sensiblement des techniques utilisées chez le chien et le chat et indispensables à un futur praticien sont décrites sous forme de vidéo afin d'améliorer la compréhension et cibler l'apprentissage de ces techniques essentielles. Si l'étudiant cherche un complément de formation, il pourra avoir recours à la première partie de ce manuscrit qui est plus complète sans se vouloir exhaustive. Enfin, la bonne utilisation de cet outil et l'acquisition des connaissances peuvent être évaluées grâce aux questionnaires d'auto-évaluation.

Toutefois, l'objectif pédagogique ne pourra être totalement rempli qu'une fois la page EVE ouverte aux étudiants et intégrée dans les outils pédagogiques des services concernés. Et, malgré tous les avantages pédagogiques que représente un support multimédia, seule la mise en pratique de ces techniques de prélèvement permettra d'acquérir leur parfaite maîtrise.

BIBLIOGRAPHIE

- BARTEN SL. (2006). Lizards. *In: Mader DR (editor), Reptile medicine and surgery*. 2nd Ed. St. Louis, Saunders Publishing. 59–77.
- BAYON B. (2008). Création d'un outil pédagogique en ligne pour optimiser le déroulement des consultations de dermatologie et de parasitologie à l'ENVA. Thèse Méd. Vet., École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort. 42 p.
- BEXFIELD N, LEE K. (2010). Urethral catheterization. *In : BSAVA Guide to Procedures in Small Animal Practice*. Gloucester, British Small Animal Veterinary Association. 214-222.
- BLEAKLEY SP. (1980). Simple technique for bleeding ferrets (*Mustela putorius furo*). *Lab. Anim.* **14**, 59–60.
- BULLIOT C. (2012). *Reptiles : élevage, reproduction et nutrition*. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité d'enseignement élevage et pathologie des NAC, 47 p.
- CAMPBELL TW, ELLIS CK. (2007a). Hematology of birds. *In: Avian and exotic animal hematology and cytology*. Ames, Blackwell Publishing, 3-7.
- CAMPBELL TW, ELLIS CK. (2007b). Hematology of reptiles. *In: Avian and exotic animal hematology and cytology*. Ames, Blackwell Publishing, 51-81.
- CAMPBELL TW, ELLIS CK. (2007c). Hematology of small mammals. *In: Avian and exotic animal hematology and cytology*. Ames, Blackwell Publishing, 113-138.
- CARPENTER *et al.* (2012). Birds. *In : Exotic Animal Formulary*. 4th Et. St. Louis, Saunders-Elsevier, 744 p.
- CASTANHEIRA DE MATOS RE, MORRISEY JK. (2006). Common Procedures in the Pet Ferret. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 347–365.
- DE LA NAVARRE BJS. (2006). Common Procedures in Reptiles and Amphibians. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 237–267.
- DONELEY B, HARRISON GJ, LIGHTFOOT T. (2006). Maximizing information from the physical examination. *In : Harrison GJ, Lightfoot T (editors). Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 153-211.
- DOUMERC G (2009a). Analyses sanguines des petits mammifères. *In: Bulliot C (éditeur), Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 31-37.

- DOUMERC G (2009b). Examen cytologique chez les petits mammifères. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 79-97.
- DOUMERC G (2009c). Analyses sanguines chez les oiseaux. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 172-179.
- DOUMERC G. (2009d). Analyses sanguines chez les reptiles. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 240-253.
- DYCE KM, SACK WO, WENSING CJG. (1987). Avian anatomy. *In* : *Textbook of veterinary anatomy*. Philadelphia, WB Saunders, 772-797.
- DYER SM, CERVASIO EL. (2008). An Overview of Restraint and Blood Collection Techniques in Exotic Pet Practice. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **11**, 423–443.
- ECHOLS MS. (2006). Evaluating and treating the kidneys. *In*: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 451-491.
- EDLING TM. (2006). Updates in anesthesia and monitoring. *In*: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 747-760.
- Enquête FACCO / TNS SOFRES - Parc des Animaux Familiers en France - PAFF 2012. *In* : *Facco.fr, Chambre Syndicale des Fabricants d'Aliments Préparés pou Chiens, Chats, Oiseaux et autres Animaux Familiers*, [<http://www.facco.fr/-Population-animale->] (Consulté le 13/10/2014)
- FERREIRA X. (2009a). Analyses d'urine des petits mammifères. *In*: Bulliot C (éditeur). *Les examens complémentaires chez les NAC*. Maisons-Alfort, Les éditions du Point Vétérinaire, 53-55.
- FERREIRA X. (2009b). Analyses d'urine des oiseaux. *In*: Bulliot C (éditeur). *Les examens complémentaires chez les NAC*. Maisons-Alfort, Les éditions du Point Vétérinaire, 179-183.
- FERREIRA X. (2009c). Analyses d'urine chez les reptiles. *In*: Bulliot C (éditeur). *Les examens complémentaires chez les NAC*. Maisons-Alfort, Les éditions du Point Vétérinaire, 253-255.
- FRASER M. (2006). Dermatology of birds. *In*: Paterson S. (editor). *Skin diseases of exotic pets*. Oxford, Blackwell Science, 3-14
- GOODMAN G. (2006). Dermatology of reptiles. *In*: Paterson S. (editor). *Skin diseases of exotic pets*. Oxford, Blackwell Science, 73-118
- GRAHAM J, MADER DR. (2012). Basic approach to veterinary care. *In*: Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). *Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery*. 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 174-182.
- GRAHAM J. (2006). Common Procedures in Rabbits. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 367–388.

- HARR KE. (2006). Diagnostic value of biochemistry. *In: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). Clinical avian medicine.* Palm Beach, Spix Publishing, 611-629.
- HAWKINS MG, PASCOE PJ. (2012). Anesthesia, analgesia and sedation of small mammals. *In: Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery.* 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 429-451.
- HEM A, SMITH AJ, SOLBERG P. (1998). Saphenous vein puncture for blood sampling of the mouse, rat, hamster, gerbil, guineapig, ferret and mink. *Lab. Anim.*, **32**, 364–368.
- HERNANDEZ-DIVERS SJ. (2005). Diagnostic techniques. *In: Mader DR (editor). Reptile Medicine and Surgery,* 2nd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 490-532.
- KLAPHAKE E, PAUL-MURPHY J. (2012). Disorders of the Reproductive and Urinary Systems. *In: Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery.* 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 217-231.
- KLAPHAKE E. (2006). Common Rodent Procedures. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 389–413.
- KRAMER MH, HARRIS DJ. (2010). Avian Blood Collection. *J. of Exotic Pet Med.* **19**, 82–86.
- LENNOX AM. (2006). Common Procedures in Other Avian Species. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 303–319
- LENNOX AM, BAUCK L. (2012). Basic anatomy, physiology, husbandry, and clinical techniques. *In: Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery.* 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 339-253.
- LONGLEY L. (2008). Passerine, psittacine and columbiforme anaesthesia. *In : Anesthesia of exotic pets.* Edinburgh, New York, Saunders-Elsevier, 171-176.
- MENTRÉ V. (2009). Examens complémentaires en parasitologie chez les oiseaux. *In : Bulliot C (éditeur). Les examens complémentaires chez les NAC.* Maisons-Alfort, Les éditions du Point Vétérinaire, 183-189.
- MEREDITH A. (2006). Examination of Mammalian Skin and Diagnostic Tests. *In: Paterson S (editor). Skin diseases of exotic pets.* Oxford, Blackwell Science, 184-194.
- MICHEL S. (2003). L'anesthésie générale des reptiles. Thèse Méd. Vet., École Nationale Vétérinaire de Toulouse, Toulouse. 99 p.
- NARDINI G, LEOPARDI S, BIELLI M. (2013). Clinical Hematology in Reptilian Species. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.* **16**, 1–30.

- NETT CS, HODGIN EC, FOIL CS, MERCHANT SR, TULLY TN. (2003). A modified biopsy technique to improve histopathological evaluation of avian skin. *Vet. Dermatol.*, **14**, 147–151.
- OTT JOSLIN J. (2009). Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals. *J. Exotic Pet Med.* **18**, 117–139.
- OTTO G, ROSENBLAD WD, FOX JG. (1993). Practical venipuncture techniques for the ferret. *Lab Anim.* **27**, 26–29.
- PALMEIRO BS, ROBERTS H. (2013). Clinical Approach to Dermatologic Disease in Exotic Animals. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.*, **16**, 523–577.
- PÉRICARD JM. (2009). Examens complémentaires en parasitologie chez les reptiles. In: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 29-31.
- PIGNON CP. (2014a). *Contention et manipulation des petits mammifères*. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité d'enseignement élevage et pathologie des NAC, 42 p.
- PIGNON CP. (2014b). *Contention et manipulation des oiseaux*. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité d'enseignement élevage et pathologie des NAC, 36 p.
- PIGNON CP. (2014c). *Communication personnelle*.
- POPELIN F. (2009). *Gestes techniques chez les oiseaux*. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité d'enseignement libre clinique faune sauvage, 13 p.
- POPESKO P, RAJTOVA V, HORAK J, (1992). Rat, *Ratus norvegicus* f. domestica. In : *A Colour Atlas of Anatomy of Small Laboratory Animals*, Volume II. London, CRC Press. 12-104.
- POWERS LV. (2006). Common Procedures in Psittacines. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.* **9**, 287–302.
- QUESENBERRY KE, DONNELLY TM, HILLYER EV. (2012). Biology, husbandry, and clinical techniques of guinea pigs and chinchillas. In: Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). *Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery*. 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 279-294.
- QUESENBERRY KE, ORCUTT C. (2012). Basic approach to veterinary care. In : Quesenberry KE, Carpenter JW (editors). *Ferrets, rabbits, and rodents clinical medicine and surgery*. 3rd ed. St. Louis, Elsevier-Saunders, 13-26
- SAMOUR J. (2006). Diagnostic value of hematology. In: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 587-609.
- SCHUMACHER J, YELEN T. (2006). Anesthesia and analgesia. In: Mader DR (editor), *Reptile medicine and surgery*. 2nd Ed. St. Louis, Saunders Publishing. 442–452.

TESSIER E. (2009a). Techniques de contention et d'anesthésie en vue de la réalisation des examens complémentaires chez les petits mammifères. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 29-31.

TESSIER E. (2009b). Techniques de contention et d'anesthésie en vue de la réalisation des examens complémentaires chez les oiseaux. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 171-172.

TESSIER E. (2009c). Techniques de contention et d'anesthésie en vue de la réalisation des examens complémentaires chez les reptiles. *In*: Bulliot C (éditeur), *Les examens complémentaires chez les NAC*, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 237-240.

ANNEXE 1 : Diaporama d'accompagnement des vidéos




Quel matériel utiliser pour les prises de sang chez les NAC ?



1
Esther Lecornille (2014)

Choisir l'aiguille adaptée

- ▶ Adapter le calibre de l'aiguille
 - ▶ à la taille de l'animal
 - ▶ à la taille de ses veines
- ▶ Plus le calibre de l'aiguille est faible, plus le risque d'hémolyse augmente
 - ▶ Choisir une aiguille du plus grand calibre possible
- ▶ Animaux généralement de petite taille
 - ▶ Aiguilles de 23 à 29 G

2


Choisir l'aiguille adaptée

▶ Quelques exemples chez les petits mammifères

Veine de grand calibre (ex: veine jugulaire, veine cave crâniale)	Poids > 1 kg	Orange (25 G) à Bleue (23 G)	
	Poids < 1kg	Orange (25 G)	
Veine de petit calibre (ex: veine saphène)	Poids > 1 kg	Orange (25 G)	
	Poids < 1kg	Aiguille à insuline (26 à 29 G)	

3


Choisir l'aiguille adaptée

▶ Quelques exemples chez les serpents

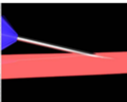
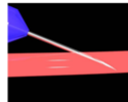
Cardiocentèse	Poids > 300 g	Bleue (23 G)	
	Poids < 300 g	Orange (25 G)	
Veine ventrale caudale	Poids > 250 g	Orange (25 G)	
	Poids < 250 g	Aiguille à insuline (26 à 29 G)	

4


Choisir l'aiguille adaptée

▶ Remarque chez les oiseaux

- ▶ Le diamètre des veines est faible
- ▶ Les parois des veines sont fragiles
 - ▶ Orienter le biseau de l'aiguille vers le bas pour
 - Éviter de traverser la veine de part et d'autre
 - Soulever légèrement la veine pour éviter qu'elle ne se collapse
 - ▶ Aiguille la plus tangentielle possible à la veine

Prise de sang chez un oiseau :
 Biseau de l'aiguille orienté vers le bas (à gauche)
 Biseau orienté vers le haut (à droite)

5


Choisir la seringue adaptée

- ▶ Savoir quel est le volume de sang minimal nécessaire pour l'analyse souhaitée
 - ▶ 0,3 mL sont généralement suffisants pour une analyse hématologique de routine chez les NAC
- ▶ Ne pas dépasser :
 - ▶ 1 % du poids vif en gramme = volume en mL
 - ▶ Pour les tortues, moins de 3 mL par kg de poids vif
- ▶ Choisir la seringue du volume le plus faible possible pour limiter les risques de collapsus de la veine

6


Choisir le tube adapté

En fonction du volume prélevé

- ▶ Volume souvent faible
- ▶ Risques d'hémodilution par l'anticoagulant
 - ▶ Utiliser des tubes pédiatriques de 0,5 à 1 mL



▶ 7

Chuva

Choisir le tube adapté

En fonction de l'analyse souhaitée

- ▶ Chez les petits mammifères

	Tube	Analyse
	EDTA	Hématologique PCR
	Hépariné*	Biochimique Ionogramme
	Sec	Biochimique Sérologique

* On préfère l'héparinate de lithium pour les analyses biochimiques car l'héparinate de sodium et de potassium peuvent biaiser les valeurs des électrolytes et du trou anionique et l'héparinate d'ammonium augmente les concentrations d'ammoniac et d'acide urémique sanguin

▶ 8

Chuva

Choisir le tube adapté

En fonction de l'analyse souhaitée

- ▶ Chez les oiseaux

	Tube	Analyse
	EDTA	Hématologique
	Hépariné	Hématologique* Biochimique

* L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques. Cependant, chez certaines espèces d'oiseaux (corneilles, corbeaux, geais, pies, certains canards, grue et calaos) l'anti-coagulation produite est incomplète et une hémolyse est engendrée. Il convient d'utiliser des tubes héparinés pour l'hémogramme de ces espèces.

▶ 9

Chuva

Choisir le tube adapté

En fonction de l'analyse souhaitée

- ▶ Chez les reptiles

	Tube	Analyse
	EDTA	Hématologique pour la plupart des lézards
	Héparinate de lithium	Hématologique* Biochimique

* L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques. Cependant, il est responsable d'hémolyse chez la plupart des reptiles et en particuliers chez les tortues. C'est pourquoi on utilisera l'héparinate de lithium chez ces espèces.

▶ 10

Chuva

Une fois le prélèvement réalisé

- ▶ Retirer l'aiguille avant de transvaser le sang dans le tube
- ▶ Jeter l'aiguille et la seringue dans les containers DASRI adaptés

▶ 11

Chuva

Acheminement et stockage

- ▶ Analyse hématologique
 - ▶ Sang prélevé sur tube EDTA
 - ▶ Analyser dans l'heure qui suit
 - ▶ Sinon, préparer un frottis sanguin et réfrigérer uniquement le tube
 - ▶ Ne jamais congeler
 - ▶ Sang prélevé sur héparinate de lithium
 - ▶ Créer une agglutination des leucocytes et des thrombocytes
 - ▶ Analyser rapidement l'hémogramme
 - ▶ Ne pas stocker

▶ 12

Chuva

Acheminement et stockage

- ▶ Analyse biochimique
 - ▶ Sang prélevé sur tube sec
 - ▶ Faire analyser le plus rapidement possible
 - ▶ Laisser coaguler pendant 15-30 minutes, centrifuger et transférer le sérum dans un second tube sec avant l'envoi
 - ▶ Sang prélevé sur tube hépariné
 - ▶ Faire analyser le plus rapidement possible
 - ▶ Centrifuger et transférer le plasma dans un tube sec avant l'envoi
- ▶ Conservation
 - ▶ 24-48h au réfrigérateur
 - ▶ Congeler pour une conservation de plus longue durée

▶ 13

ChuvA

Bibliographie

- ▶ BULLIOT C. (2009). Les examens complémentaires chez les NAC, Maisons-Alfort, Les éditions du point vétérinaire, 343 p.
- ▶ CAMPBELL TW, ELLIS CK. (2007). *Avian and exotic animal hematology and cytology*. Ames, Blackwell Publishing, 286 p.
- ▶ DYER SM, CERVASIO EL. (2008). An Overview of Restraint and Blood Collection Techniques in Exotic Pet Practice. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **11**, 423-443.
- ▶ HARR KE. (2006). Diagnostic value of biochemistry. In: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 611-629.
- ▶ KRAMER MH, HARRIS DJ. (2010). Avian Blood Collection. *J. of Exotic Pet Med.* **19**, 82-86.
- ▶ NARDINI G, LEOPARDI S, BIELLI M. (2013). Clinical Hematology in Reptilian Species. *Vet. Clin. of North Am. Exot. Anim. Pract.* **16**, 1-30.
- ▶ OTT JOSLIN J. (2009). Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals. *J. Exotic Pet Med.* **18**, 117-139.
- ▶ SAMOUR J. (2006). Diagnostic value of hematology. In: Harrison GJ, Lightfoot T (editors). *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Spix Publishing, 587-609.
- ▶ THRALL MA, WEISER G, ALLISON R, et al. (2012). *Veterinary Hematology and Clinical Chemistry*. 2nd ed. Ames, Wiley-Blackwell, 776 p.

▶ 14

ChuvA



- ▶ Réalisation : Esther Lecomte
- ▶ Directeur de thèse : Dr Sylvain Bellier, Maître de conférences
- ▶ Assesseur de thèse : Dr Pascal Arné, Maître de conférences
- ▶ Coordination technique : Bruno Allouche
- ▶ Remerciements particuliers au Dr Charles-Pierre Pignon, au Dr Gaël Berthévas et à l'équipe du SNACA

▶ 15

ANNEXE 2 : Questionnaire d'auto-évaluation

I. Sites les plus fréquemment employés

1. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez le furet ?

- ☐ La veine jugulaire
- ☒ La veine cave crâniale
- ☐ La veine céphalique
- ☐ La veine saphène externe

Commentaire :

La veine cave crâniale est le site le plus fréquemment utilisé car il permet la récolte de volumes importants de sang (supérieurs à 0,5 mL) et la technique est peu risquée chez le furet. La prise de sang à la veine jugulaire présente les mêmes avantages mais est moins souvent utilisée.

Les autres sites sont utilisables mais ils ne permettent la récolte que de faibles volumes sanguins et sont à réserver pour la pose de cathéter intra-veineux.

2. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez le lapin ?

- ☐ La veine jugulaire
- ☐ La veine marginale de l'oreille
- ☐ L'artère centrale de l'oreille
- ☒ La veine saphène externe

Commentaire :

La prise de sang à la veine saphène est la plus souvent réalisée car le stress de l'animal est limité et les volumes de sang prélevés sont importants.

La prise de sang à la veine jugulaire permet la récolte de volumes de sang importants mais le prélèvement peut être compliqué chez les femelles en raison de leur fanon et chez les mâles obèses. De plus, le stress de l'animal est augmenté.

Les prises de sang aux veines marginales de l'oreille et à l'artère centrale de l'oreille sont rarement réalisées.

3. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez le rat ?

- ☒ La veine cave crâniale
- ☐ Les veines latérales de la queue
- ☐ Le sinus orbitaire
- ☐ La veine saphène externe

Commentaire :

La veine cave crâniale est la veine de gros calibre la plus facilement accessible. Elle permet la récolte des plus gros volumes sanguins, c'est pourquoi elle est la plus utilisée.

La veine saphène externe et les veines latérales de la queue peuvent être ponctionnées mais les volumes récoltés sont plus faibles.

La prise de sang au sinus orbitaire n'est pas une technique recommandée en clientèle.

4. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez les oiseaux de petit format ?

- ☐ La veine jugulaire gauche
- ☒ La veine jugulaire droite
- ☐ La veine basilaire
- ☐ La veine métatarsienne médiale

Commentaire :

Chez la plupart des oiseaux, la veine périphérique ayant le plus gros calibre et qui est la plus facilement accessible est la veine jugulaire droite. C'est pourquoi il s'agit du site le plus utilisé chez les oiseaux de petit format.

La veine jugulaire droite est généralement plus développée que la veine jugulaire gauche.

5. Quels sont les sites les plus fréquemment employés pour la réalisation de prises de sang chez les oiseaux de grand et moyen format ?

- ☐ La veine jugulaire gauche
- ☒ La veine jugulaire droite
- ☒ La veine basilaire
- ☒ La veine métatarsienne médiale

Commentaire :

Chez les oiseaux de grand format plusieurs veines présentent un calibre suffisant pour les prises de sang : la veine jugulaire droite, la veine basilaire et la veine métatarsienne médiale.

La veine jugulaire gauche est généralement moins développée que la veine jugulaire droite.

6. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez la tortue ?

- ☐ La veine jugulaire
- ☐ La veine dorsale caudale
- ☒ Le sinus veineux cervical

Commentaire :

Tous ces sites peuvent être utilisés chez les tortues.

La prise de sang au sinus veineux cervical est la plus réalisée car le site est accessible facilement même chez les tortues non coopératives.

Toutefois, la prise de sang à la veine jugulaire est celle qui présente le risque de contamination lymphatique le plus faible.

7. Quels sont les sites les plus fréquemment employés pour la réalisation de prises de sang chez les serpents ?

- ☐ La veine ptérygoïde-palatine
- ☒ Le cœur
- ☒ La veine ventrale caudale
- ☐ La veine jugulaire

Commentaire :

La prise de sang à la veine ventrale caudale et la cardiocentèse sont réalisées en routine chez les serpents.

La prise de sang à la veine ptérygoïde-palatine n'est pas recommandée car l'accès à la veine est relativement difficile et il y a un fort risque d'hématome.

8. Quel est le site le plus fréquemment employé pour la réalisation de prises de sang chez les lézards ?

- ☐ La veine abdominale
- ☐ Le cœur
- ☒ La veine ventrale caudale
- ☐ La veine jugulaire

Commentaire :

La veine ventrale caudale est le site de choix pour les prises de sang chez les sauriens.

On pourra toutefois utiliser la veine jugulaire chez les grandes espèces telles que les varans.

La prise de sang à la veine abdominale est risquée et n'est à réaliser qu'en seconde intention ou sur les individus dépourvus de queue.

Enfin, la cardiocentèse n'est pas réalisable car il n'est pas possible de stabiliser le cœur chez les sauriens.

II. Contention, anesthésie et positionnement

1. Lors d'une prise de sang à la veine cave crâniale chez un furet, l'animal est :

- ☐ Vigile
- ☐ Sous anesthésie générale
- ✓ ☐ Vigile ou sous anesthésie générale selon son état clinique et sa coopération

Commentaire :

Un furet peut être vigile ou sous anesthésie générale pendant cette prise de sang. Le risque de ponction cardiaque chez les furets est minime car leur thorax est profond et le cœur est situé très caudalement dans celui-ci.

Le furet doit toutefois être totalement immobile et positionné en décubitus dorsal de manière parfaitement symétrique.

S'il est vigile, une première aide maintient le furet par la peau du cou d'une main et étire ses antérieurs le long du corps avec l'autre main. Le bassin est enroulé dans une serviette ou maintenu par une seconde aide.

2. Lors d'une prise de sang à la veine cave crâniale chez un rat, l'animal est :

- ☐ Vigile
- ✓ ☐ Sous anesthésie générale
- ☐ Vigile ou sous anesthésie générale selon son état clinique et sa coopération

Commentaire :

Les rats comme les autres petits rongeurs tolèrent difficilement la contention. La prise de sang à la veine cave crâniale chez ces espèces est risquée en raison de la proximité du cœur. Ainsi, le rat doit toujours être anesthésié lors de cet acte.

3. Lors d'une prise de sang à la veine saphène chez un lapin, l'animal est :

- ☐ Vigile
- ☐ Sous anesthésie générale
- ✓ ☐ Vigile ou sous anesthésie générale selon son état clinique et sa coopération

4. Lors d'une prise de sang à la veine jugulaire chez un oiseau, l'animal est :

- ☐ Vigile
- ☐ Sous anesthésie générale
- ✓ ☐ Vigile ou sous anesthésie générale selon son état clinique et sa coopération

5. Lors d'une prise de sang à la veine cave crâniale chez un furet, l'animal est placé :

- ☐ En décubitus latéral
- ✓ ☐ En décubitus dorsal
- ☐ Maintenu debout

6. Lors d'une prise de sang à la veine saphène chez un lapin, l'animal est placé :

- ☐ En décubitus sternal
- ☒ En décubitus latéral
- ☐ En décubitus dorsal

7. Lors d'une prise de sang à la veine jugulaire chez un oiseau, l'animal est placé :

- ☐ En décubitus latéral droit
- ☒ En décubitus latéral gauche
- ☐ En décubitus dorsal

Commentaire :

La veine jugulaire droite est en général plus développée que la veine jugulaire gauche. Ainsi, on placera l'oiseau en décubitus latéral gauche pour avoir accès à la veine jugulaire droite.

8. Lors d'une cardiocentèse chez un serpent, l'animal est :

- ☒ Placé en décubitus dorsal
- ☐ Placé en décubitus latéral
- ☐ Placé en décubitus sternal, la partie crâniale du corps relevée verticalement

9. Lors d'une prise de sang à la veine ventrale caudale chez un serpent, l'animal est :

- ☒ Placé en décubitus dorsal
- ☒ Placé en décubitus sternal, la queue relevée verticalement
- ☐ Tenu en position verticale

10. Lors d'une prise de sang à la veine ventrale caudale chez un lézard, l'animal est :

- ☐ Placé en décubitus dorsal
- ☒ Placé en décubitus sternal, la queue relevée verticalement
- ☒ Tenu en position verticale, les membres antérieurs et les membres postérieurs maintenus le long du thorax et de la queue respectivement

Commentaire :

Les lézards supportent mal le décubitus dorsal. C'est pourquoi il est préférable de les maintenir en position verticale ou en décubitus sternal et de relever la queue pour faire une prise de sang à la veine ventrale caudale.

III. Matériel utilisé

1. Comment est orienté le biseau de l'aiguille lors d'une prise de sang chez un reptile ?

- ☐ Vers le haut
- ☒ Vers le bas

Commentaire :

La peau des reptiles est dure et épaisse. Pour mieux la traverser, on oriente le biseau de l'aiguille vers le haut.

2. Comment est orienté le biseau de l'aiguille lors d'une prise de sang chez un oiseau ?

- ☐ Vers le haut
- ☒ Vers le bas

Commentaire :

Chez les oiseaux, le calibre des veines est faible et leur paroi est fine. On oriente donc le biseau de l'aiguille vers le bas afin d'éviter de traverser la veine de part et d'autre, cela permet également de soulever légèrement la paroi de la veine pour éviter qu'elle ne se effondre. La peau des oiseaux étant fine, l'aiguille traverse tout de même facilement la peau.

3. Combien de millilitres de sang peut-on prélever au maximum chez un petit mammifère?

- ☐ 10 % du poids vif en gramme
- ☒ 1 % du poids vif en gramme
- ☐ 1 mL par kilogramme de poids vif
- ☐ 3 mL par kilogramme de poids vif

Commentaire :

Le volume total de sang chez les petits mammifères représente en mL environ 10 % du poids vif de l'animal en gramme. Jusqu'à 10 % du volume total de sang peut être prélevé chez un animal en bon état général ; soit approximativement un volume en mL équivalent à 1 % du poids vif de l'animal en gramme.

4. Combien de millilitres de sang peut-on prélever au maximum chez un oiseau ?

- ☐ 10 % du poids vif en gramme
- ☐ 5 % du poids vif en gramme
- ☒ 10 mL par kilogramme de poids vif
- ☐ 3 mL par kilogramme de poids vif

Commentaire :

Le volume total de sang chez les oiseaux représente environ 10 % du poids vif de l'animal. Jusqu'à 10 % du volume total de sang peut être prélevé chez un oiseau en bon état général ; soit approximativement 1 % du poids vif de l'animal. Pour un oiseau pesant 1 kg, cela représente 10 mL.

5. Combien de millilitres de sang peut-on prélever au maximum chez un serpent?

- ☐ 10 % du poids vif en gramme
- ☒ 1 % du poids vif en gramme
- ☐ 1 mL par kilogramme de poids vif
- ☐ 3 mL par kilogramme de poids vif

Commentaire :

Le volume total de sang chez les serpents représente en mL environ 10 % du poids vif de l'animal en gramme. Jusqu'à 10 % du volume total de sang peut être prélevé chez un animal en bon état général ; soit approximativement un volume en mL équivalent à 1 % du poids vif de l'animal en gramme.

6. Combien de millilitres de sang peut-on prélever au maximum chez une tortue ?

- ☐ 10 % du poids vif en gramme
- ☐ 1 % du poids vif en gramme
- ☐ 1 mL par kilogramme de poids vif
- ☒ 3 mL par kilogramme de poids vif

Commentaire :

Chez les tortues, le poids vif est surestimé en raison de la carapace. Ainsi, on estime que le volume total de sang représente en mL environ 3 % du poids vif de la tortue en gramme. Une tortue peut supporter une perte de 10 % maximum de ce volume sanguin ; soit un volume en mL équivalent à 0,3 % du poids vif de la tortue en gramme ; soit 3 mL par kilogramme de poids vif.

7. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez les petits mammifères ?

- ☒ EDTA
- ☐ Héparine

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques chez les petits mammifères.

8. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez les psittacidés ?

- ☒ EDTA
- ☐ Héparine

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques chez la plupart des oiseaux dont les Psittacidés.

9. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez un corbeau ?

- ☐ EDTA
- ☒ Héparine

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques. Cependant, chez certaines espèces d'oiseaux (corneilles, corbeaux, geais, pies, certains canards, grue et calaos) la coagulation produite est incomplète et engendre une hémolyse. Il convient d'utiliser des tubes héparinés pour l'hémogramme de ces espèces.

10. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez la plupart lézards ?

- ☒ EDTA
- ☐ Héparinate de lithium

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques chez la plupart des lézards.

11. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez les tortues ?

- ☐ EDTA
- ☒ Héparinate de lithium

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques. Cependant, il est responsable d'hémolyse chez la plupart des reptiles et en particulier chez les tortues. C'est pourquoi on utilisera l'héparinate de lithium chez ces espèces.

12. Quel est l'anticoagulant de choix pour la réalisation d'un hémogramme chez la plupart des serpents ?

- ☐ EDTA
- ☒ Héparinate de lithium

Commentaire :

L'EDTA est l'anticoagulant de choix pour les analyses hématologiques. Cependant, il est responsable d'hémolyse chez la plupart des reptiles et en particulier chez les tortues et les serpents. C'est pourquoi on utilisera l'héparinate de lithium chez ces espèces.

ÉLABORATION D'UN SUPPORT PÉDAGOGIQUE MULTIMÉDIA SUR LES PRINCIPALES TECHNIQUES DE PRÉLÈVEMENT CHEZ CERTAINES ESPÈCES DE NOUVEAUX ANIMAUX DE COMPAGNIE

NOM et Prénom : LECOMTE Esther

Résumé

Les Nouveaux Animaux de Compagnie sont de plus en plus présents dans la clientèle des vétérinaires. Pourtant leur enseignement conserve une place discrète dans le cursus vétérinaire français. La mise en place de nouveaux supports pédagogiques permettant l'auto-apprentissage est nécessaire pour améliorer les connaissances des futurs vétérinaires.

Ce travail a pour objectif la création d'un support pédagogique multimédia complémentaire aux cours magistraux et aux enseignements cliniques sur les techniques de prélèvement chez les NAC. Les principales techniques de prélèvement sont décrites sous forme de vidéos didactiques intégrées à une page WEB dédiée sur le site internet de l'Enseignement et de la Vie Étudiante de l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Des questionnaires d'auto-évaluation accompagnent ces vidéos pour assurer un bon apprentissage. Les étudiants souhaitant approfondir leurs connaissances peuvent se référer à la première partie de cette thèse manuscrite qui recense les techniques de prélèvements chez les NAC. Le support devra être utilisé en complément des enseignements théoriques et être consulté avant les périodes de formation en clinique afin de pouvoir mettre en pratique ces techniques.

Mots clés : OUTIL PEDAGOGIQUE / MULTIMEDIA / VIDEO / ENSEIGNEMENT VETERINAIRE / TECHNIQUE DE PRELEVEMENT / EXAMEN COMPLEMENTAIRE / NAC / FURET / LAPIN / COCHON D'INDE / CHINCHILLA / RAT / SOURIS / OISEAU / REPTILE / TORTUE / SERPENT / LEZARD

Jury :

Président : Pr.
Directeur : Dr. S. Bellier
Assesseur : Dr. P. Arné
Invité : Dr. CP. Pignon

DEVELOPMENT OF A MULTIMEDIA EDUCATIONAL SUPPORT ON THE MAIN SAMPLING TECHNIQUES IN SOME SPECIES OF EXOTIC PETS

SURNAME and given name: LECOMTE Esther

Summary

Exotic pets are more and more seen in the waiting rooms of general practitioners. However, exotics medicine represents a small part of the French veterinary curriculum. This is why promoting new self-learning educational supports is necessary to improve veterinarians' knowledge.

The aim of this thesis is to create an educational support about sampling techniques in exotic pets, to supplement lectures and clinical teaching. Main sampling techniques are described in instructional videos on the website of the Alfort Veterinary School. Self-assessment questionnaires are added to these videos for proper learning. Students who want to expend their knowledge could refer to the first part of this document which details sampling techniques in exotics.

The educational support should be used in addition to lectures and be consulted prior clinical rotations in order to use these techniques.

Keywords: EDUCATIONAL SUPPORT / MULTIMEDIA / VIDEO / VETERINARY TEACHING / SAMPLE COLLECTION TECHNIQUE / EXOTIC PET / FERRET / RABBIT / GUINEA PIG / CHINCHILLA / RAT / MOUSE / BIRD / REPTILE / SNAKE / TURTLE / TURTOISE / LIZARD

Jury:

President: Pr.
Director: Dr. S. Bellier
Assessor: Dr. P. Arné
Guess: Dr. CP. Pignon