

CONTRIBUTION A L'IMAGERIE MEDICALE DU WALLABY DE BENNETT « *Macropus rufogriseus* »

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2007
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Anaïs COMBES

Née le 29 janvier 1983 à SENS (Yonne)

Directeur de thèse : **M. le Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE**

JURY

PRESIDENT :

M. Alexis VALENTIN

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESSEUR :

M. Jacques DUCOS de LAHITTE

M. Yves LIGNEREUX

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE



MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PECHE
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Directeur	: M.	A. MILON
Directeurs honoraires	M.	G. VAN HAVERBEKE
	M.	J. FERNEY
	M.	P. DESNOYERS
Professeurs honoraires	M.	L. FALIU
	M.	C. LABIE
	M.	C. PAVAU
	M.	F. LESCURE
	M.	A. RICO
	M.	D. GRIESS
	M.	A. CAZIEUX
	Mme	V. BURGAT
	M.	J. CHANTAL
	M.	J.-F. GUELF
	M.	M. ECKHOUTTE

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **CABANIE Paul**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **DARRE Roland**, *Productions animales*
M. **DORCHIES Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BODIN ROZAT DE MANDRES NEGRE Guy**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les industries agro-alimentaires*
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **HENROTEAUX Marc**, *Médecine des carnivores*
M. **MARTINEAU Guy-Pierre**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

PROFESSEURS 2^e CLASSE

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
M. **DUCOS de LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **KOLF-CLAUW Martine**, *Pharmacie - Toxicologie*
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
Mlle. **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores domestiques*

INGENIEUR DE RECHERCHES

- M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique équine*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRE DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

MAÎTRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
Mme **BENNIS-BRET, Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
Mme **BOUCLAINVILLE –CAMUS, Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mme **BOUCRAUT-BARALON Corine**, *Pathologie infectieuse*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du bétail*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé Avicoles et Cunicoles*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologie, Histologie*
Mme **LETRON –RAYMOND, Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminant*
M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
Mme **TROEGELER –MEYNADIER, Annabelle**, *Alimentation*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAÎTRES DE CONFERENCES CONTRACTUELS

- M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*
M. **NOUVEL Laurent-Xavier**, *Pathologie de la reproduction*
M. **PADHILA MATHIAS Goncalo**, *Maladies contagieuses*
M. **REYNOLDS Brice**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. **VOLMER Romain**, *Infectiologie*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mlle **BIBBAL Delphine**, *H.I.D.A.O.A Sciences de l'Alimentation*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*

A Monsieur le Professeur Alexis VALENTIN

Professeur des Universités
Praticien hospitalier
Zoologie et Parasitologie

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

Hommage respectueux.

A Monsieur le Professeur Jacques DUCOS DE LAHITTE

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Parasitologie et Maladies Parasitaires

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la direction de cette thèse.

Qu'il trouve ici le témoignage de notre reconnaissance et de notre profonde considération.

A Monsieur le Professeur Yves LIGNEREUX

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Anatomie

Qui nous a fait l'honneur de prendre part à notre jury de thèse.

Sincères remerciements.

A Monsieur Richard REY

Technicien de radiologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Qu'il soit remercié pour son aide, sa disponibilité et ses nombreux conseils prodigués lors de la réalisation des clichés radiographiques.

Au personnel de la Clinique de la Faune Sauvage de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Qu'il soit remercié pour son aide et sa participation.

Au Docteur Yannick ROMAN

Vétérinaire du Parc de Clères

Qu'il soit sincèrement remercié pour sa disponibilité et son aide lors de la réalisation des clichés radiographiques.

Au personnel du Parc de Clères

Qu'il soit remercié de son accueil et de son aide.

Au personnel du service d'Imagerie Médicale et du service des Urgences de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

Qu'il soit remercié de ses conseils avisés et de sa participation.

A mes parents,

*Voilà Papa, aujourd'hui je peux enfin répondre : ma thèse c'est aujourd'hui !
Maman, tout simplement, quel bonheur que tu sois là aujourd'hui, toute étincelante.
Encore une étape de franchie... Jamais je n'aurais été si loin sans vous, toujours à mes côtés,
à me supporter, à m'aider, à me guider vers les meilleurs choix. Vous ne pouvez imaginer à
quel point je vous adore et à quel point je voudrais vous remercier. Vous êtes merveilleux.*

A Michaël,

*Merci pour ton soutien permanent, tous ces moments uniques passés ensemble (ou pas) que
personne ne comprend. La thèse marque la fin d'une vie d'école mais aussi le début d'une
autre, je souhaite une vie encore plus heureuse et toujours un peu insolite mais surtout tous
les deux, encore plus proches.*

A mes grands-parents,

Merci pour votre générosité affective débordante. Vous me gâtez trop ! Et j'en profite trop !

A ma grand-mère,

Merci pour ton amour et tes encouragements depuis toujours.

A Cédric, Corsu, Flunchy, Philou, Dumè, JY, Mat Gat, Matthieu, Mimi et Alex,

*Je me demande encore comment le mélange a pu prendre avec autant de sacrés caractères !
Vivement la prochaine omelette à cinq heures du mat'.*

A Guillemette, Manon, Marie, Mélanie et Charline,

Que le monde tourne encore autour des chevaux, du shopping et des hommes!

A Flo et Julien,

Surtout restez toujours aussi adorables.

A Baya, LN, Sami, Tipou, Mappy, Franck, Anne-Charlotte,

Merci pour cette amitié toujours présente même de si loin.

A Flavie, Fanny et Marie-Nouache,

*Malheureusement, je n'ai pas réussi à me faire sponsoriser par l'encyclopédie Larousse.
Jamais je n'aurais cru dire ça mais : vive les bonnes sœurs !*

A toute la famille Assié,

Sans qui je n'aurais jamais eu l'idée de faire vétérinaire.

A Jenny, Laurent et Flora,

*Merci pour tous vos conseils et vos encouragements, voilà des vétérinaires qui donnent envie
de faire ce métier.*

*Enfin, les plus importants : Unic, Basilic, Altesse, Betty, Mickette, Popo, Harry, Galy,
Ben-Moka-Joy etc.*

TABLE DES MATIERES

Introduction.....	23
<u>PREMIERE PARTIE : ETUDE ZOOLOGIQUE DE <i>MACROPUS RUFOGRISEUS</i></u>	25
<u>1. SYSTEMATIQUE</u>	25
1.1.Taxonomie.....	25
1.2.Place dans la classification animale.....	26
<u>2. MORPHOLOGIE, ANATOMIE, PHYSIOLOGIE</u>	30
2.1.Description morphologique.....	30
2.2.Peau, phanères et glandes annexes de la peau.....	32
2.2.1. La peau.....	32
2.2.2. Le pelage.....	32
2.2.3. Les griffes.....	33
2.2.4. Les glandes tégumentaires.....	33
2.3.Organisation du squelette.....	34
2.3.1. Le squelette axial.....	35
2.3.1.1.La tête	35
2.3.1.1.1. <i>Le crâne</i>	35
2.3.1.1.2. <i>Particularités de l'orbite</i>	36
2.3.1.1.3. <i>La mandibule</i>	36
2.3.1.2.La colonne vertébrale	36
2.3.1.3.Le tronc	37
2.3.1.4.La queue	38
2.3.2. Le squelette appendiculaire.....	40
2.3.2.1.Le membre thoracique	40
2.3.2.1.1. <i>L'épaule</i>	40
2.3.2.1.2. <i>Le bras</i>	40
2.3.2.1.3. <i>L'avant-bras</i>	41
2.3.2.1.4. <i>La main</i>	41
2.3.2.2.Le membre pelvien	42
2.3.2.2.1. <i>Le bassin</i>	43
2.3.2.2.2. <i>La cuisse</i>	43
2.3.2.2.3. <i>La jambe</i>	44
2.3.2.2.4. <i>Le pied</i>	45
2.3.3. Particularités de l'anatomie fonctionnelle du squelette de wallaby.....	47

2.3.3.1. <i>La bipédie</i>	47
2.3.3.2. <i>La locomotion</i>	48
2.3.4. Les dents.....	51
2.3.4.1. <i>Formule dentaire</i>	51
2.3.4.2. <i>Denture</i>	51
2.3.4.2.1. <i>Les incisives</i>	51
2.3.4.2.2. <i>Les canines</i>	52
2.3.4.2.3. <i>Les prémolaires</i>	52
2.3.4.2.4. <i>Les molaires</i>	52
2.3.4.3. <i>Dentition</i>	53
2.3.4.4. <i>Détermination de l'âge</i>	54
2.4. Les organes des sens.....	55
2.4.1. L'œil	55
2.4.2. L'oreille	55
2.4.3. Les organes olfactifs	55
2.4.4. Les organes tactiles	56
2.4.5. Les organes gustatifs	56
2.5. Le système nerveux central.....	57
2.6. Les glandes endocrines.....	58
2.6.1. La glande pinéale et l'axe hypothalamo-hypophysaire	58
2.6.2. Les glandes surrénales	58
2.6.3. Les glandes thyroïdes et parathyroïdes	58
2.7. Le système circulatoire.....	59
2.7.1. L'appareil circulatoire sanguin	59
2.7.1.1. <i>Le cœur</i>	59
2.7.1.2. <i>Le système artériel</i>	59
2.7.1.3. <i>Le système veineux</i>	59
2.7.1.4. <i>Le système capillaire</i>	60
2.7.2. Les organes hémato-lymphopoïétiques et l'appareil circulatoire lymphatique.....	60
2.7.2.1. <i>Le thymus</i>	60
2.7.2.2. <i>La rate</i>	60
2.7.2.3. <i>Les vaisseaux lymphatiques</i>	61
2.8. L'appareil respiratoire.....	63
2.8.1. Les fosses nasales.....	63
2.8.2. Le larynx.....	63
2.8.3. La trachée et les bronches.....	63
2.8.4. Les poumons.....	63
2.8.5. La respiration.....	63
2.9. L'appareil digestif et les glandes annexes.....	64

2.9.1. La cavité buccale	63
2.9.2. Le pharynx.....	63
2.9.3. L'œsophage	63
2.9.4. L'estomac.....	65
2.9.5. L'intestin.....	66
2.9.6. Les glandes annexes du tube digestif.....	66
2.9.6.1. Le foie	66
2.9.6.2. Le pancréas	67
2.9.7. La digestion.....	67
2.9.7.1. La digestion gastrique	67
2.9.7.1.1. Effets mécaniques.....	67
2.9.7.1.2. Digestion microbienne.....	67
2.9.7.1.3. Digestion chimique.....	68
2.9.7.2. La digestion intestinale	68
2.10. L'appareil uro-génital.....	69
2.10.1. L'appareil urinaire.....	69
2.10.2. L'appareil génital.....	69
2.10.2.1. L'appareil génital femelle.....	69
2.10.2.2. L'appareil génital mâle.....	71
2.10.2.3. La stratégie de reproduction de <u>Macropus rufogriseus</u>.....	73
2.10.2.3.1. La reproduction chez la femelle.....	73
2.10.2.3.2. La reproduction chez le mâle.....	75
2.10.2.3.3. Fécondation et développement embryonnaire.....	75
2.10.2.3.4. Diapause embryonnaire.....	76
2.10.2.3.5. Naissance et arrivée dans la poche marsupiale	77
2.11. Les mamelles et la poche marsupiale.....	79
2.11.1. Les glandes mammaires	79
2.11.2. La poche marsupiale	79
2.11.3. Le séjour du jeune dans la poche marsupiale.....	79
2.11.4. Les particularités de la lactation	80
2.12. Données physiologiques générales.....	82
2.12.1. Longévité.....	82
2.12.2. Métabolisme basal.....	82
2.12.3. Température corporelle.....	82
2.12.4. Hématologie et biochimie.....	83
3. APPROCHE ETHOLOGIQUE.....	85
3.1. Le Wallaby de Bennett en liberté.....	85
3.1.1. Milieu naturel et répartition.....	85
3.1.2. Alimentation et abreuvement.....	86
3.1.3. Comportement.....	87

3.2.	Le Wallaby de Bennett, un nouvel animal de compagnie.....	87
3.2.1.	Réglementation.....	87
3.2.2.	Vie en captivité.....	88
3.2.2.1.	<i>Logement.....</i>	<i>88</i>
3.2.2.2.	<i>Alimentation et abreuvement.....</i>	<i>89</i>
3.2.2.3.	<i>Reproduction.....</i>	<i>90</i>
3.2.2.4.	<i>Comportement</i>	<i>90</i>
4.	<u>DOMINANTES PATHOLOGIQUES.....</u>	<u>92</u>
4.1.	En liberté	92
4.2.	En captivité.....	92
4.2.1.	Lumpy jaw	92
4.2.2.	Myopathie	93
4.2.3.	Infestations parasitaires.....	94
4.2.4.	Infections bactériennes	95
4.2.5.	Infections virales.....	96
4.2.6.	Infections fongiques.....	96
4.2.7.	Traumatologie	97
4.2.8.	Obstruction digestive.....	97
	<u>DEUXIEME PARTIE : MATERIELS ET METHODES.....</u>	<u>99</u>
1.	<u>LES ANIMAUX.....</u>	<u>99</u>
1.1.	Provenance.....	99
1.2.	Contention et anesthésie.....	99
1.2.1.	Contention physique.....	99
1.2.2.	Contention chimique.....	101
1.2.2.1.	<i>Envisager une anesthésie</i>	<i>101</i>
1.2.2.2.	<i>Préparer l'anesthésie.....</i>	<i>101</i>
1.2.2.3.	<i>Surveiller l'anesthésie.....</i>	<i>102</i>
1.2.2.4.	<i>Les molécules utilisables</i>	<i>103</i>
1.2.2.5.	<i>Protocoles utilisés lors des manipulations radiographiques de cette étude.....</i>	<i>104</i>
2.	<u>LA RADIOLOGIE MEDICALE.....</u>	<u>106</u>
2.1.	Technique radiographique	106
2.2.	Positionnements et mesures.....	108

2.3.Radioprotection.....	117
---------------------------------	------------

TROISIEME PARTIE : ATLAS RADIOGRAPHIQUE DE *MACROPUS RUFOGRISEUS*...119

1. <u>RADIOGRAPHIES DU SQUELETTE.....</u>	119
--	------------

1.1.Squelette axial.....	119
---------------------------------	------------

1.1.1. Squelette de la tête.....	119
1.1.1.1.Crâne.....	120
1.1.2. Colonne vertébrale	127
1.1.2.1.Vertèbres cervicales.....	128
1.1.2.2.Vertèbres thoraciques et grill costal.....	130
1.1.2.3.Vertèbres lombaires.....	132
1.1.2.4.Vertèbres caudales	135

1.2.Squelette appendiculaire.....	136
--	------------

1.2.1. Membre thoracique.....	136
1.2.1.1.Epaule.....	136
1.2.1.2.Bras.....	139
1.2.1.3.Coude.....	140
1.2.1.4.Avant-bras.....	142
1.2.1.5.Main.....	144
1.2.2. Membre pelvien.....	146
1.2.2.1.Bassin.....	146
1.2.2.2.Cuisse.....	150
1.2.2.3.Genou.....	155
1.2.2.4.Jambe.....	157
1.2.2.5.Tarse.....	159
1.2.2.6.Pied.....	161

2. <u>RADIOGRAPHIES DU THORAX.....</u>	163
---	------------

2.1. Considérations générales.....	163
---	------------

2.2. Incidence ventrodorsale.....	164
--	------------

2.3. Incidence latérale.....	166
-------------------------------------	------------

3. <u>RADIOGRAPHIES DE L'ABDOMEN.....</u>	168
--	------------

3.1. Considérations générales.....	168
---	------------

3.2. Incidence ventrodorsale.....	169
--	------------

3.3. Incidence latérale.....	171
4. <u>RADIOGRAPHIES AVEC PREPARATION.....</u>	173
4.1. Transit baryté.....	173
4.1.1. Indications	173
4.1.2. Protocole	173
4.1.3. Résultats.....	175
4.1.4. Commentaires.....	183
4.2. Urographie intra-veineuse.....	184
4.2.1. Indications	184
4.2.2. Protocole	184
4.2.3. Résultats.....	186
4.2.4. Commentaires.....	190
Conclusion.....	191
Bibliographie.....	195
Annexes.....	205

TABLE DES FIGURES

Photographie 1 : Individu de l'espèce *Macropus rufogriseus* (BLTC research Internet 06/03/05)

Photographie 2 : Illustration de la couleur du pelage de *Macropus rufogriseus* (Yahoo !

Photographie 3 : Geocities, Internet le 06/03/05)

Photographie 4 : Un Wallaby de Bennett albinos (photographie personnelle, Marwell Zoological Park, UK)

Photographie 5 : Technique de contention physique d'un Wallaby de petite taille (Fowler, 1995, p204)

Photographie 6 : Déplacement de wallabies en les guidant par la queue (Fowler, 1995, p204)

Photographie 7 : Visualisation de la veine saphène médiale sur un Wallaby de Bennett (photographie personnelle)

Photographie 8 : Cuve à isoflurane et anesthésie au masque d'un wallaby de Bennett au Parc de Clères (photographies personnelles)

Photographie 9 : Description du matériel nécessaire à la prise de cliché radiographique chez le Wallaby de Bennett (photographie personnelle)

Photographies 10 : Description des positionnements recommandés pour un wallaby de Bennett (photographies personnelles)

Photographie 11 : Produit de contraste baryté utilisée au Parc de Clères (photographie personnelle)

Photographie 12 : Produit de contraste iodé utilisé au Parc de Clères (photographie personnelle)

Tableau 1 : Mensurations des adultes des espèces appartenant au genre *Macropus* (Julier-Berthet, 1993, p14)

Tableau 2 : Représentations schématiques de certaines espèces de kangourous (Julier-Berthet, 1993, p17)

Tableau 3 : Données relatives au déroulement du cycle reproducteur chez la femelle *Macropus rufogriseus* (Wallach et Boever, 1983, Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993)

Tableau 4 : Données hématologiques et biochimiques du Wallaby de Bennett et du Mouton (Hawkey et al., 1982 ; Julier-Berthet, 1993 ; Kaneko, 1997 ; Braun, 2000)

Tableau 5 : Conditions légales de détention d'un wallaby de Bennett en France

Tableau 6 : Ordre de grandeur des besoins en azote et en fibres du wallaby à l'entretien (Olivet-Courtois et Lecu, 2003)

Tableau 7 : Parasitoses de *Macropus rufogriseus* et intérêt diagnostique de la radiographie (Spratt et Presidente, 1981 ; Richardson et al., 1987 ; Beveridge, 1993 ; Suedmeyer, 2000)

Tableau 8 : Synthèse des protocoles anesthésiques utilisés pour *Macropus rufogriseus* rapportés dans la littérature

Tableau 9 : Evaluation technique d'un cliché radiographique et conduite à tenir (Stambouli, 2004)

Tableau 10 : Cinétique du transit baryté chez le mouton et chez le poulain (Wallack, 2003)

Schéma 1 : Forces s'exerçant sur le squelette pelvien pendant le saut bipède (Grand, 1990)

Schéma 2 : Représentation schématique de la dentition de la mâchoire supérieure pour des individus d'âges croissants (en vue latérale) (Julier-Berthet, 1993, p53)

Schéma 3 : Estomac de *Macropus sp.* (Hume et Barboza, 1993, p283)

Schéma 4 : Répartition des différents types de muqueuses dans l'estomac de *Macropus sp.* (Grassé, 1973, p405)

Schéma 5 : Tube digestif de *Macropus giganteus* (Hume, 1988, p 536)

Schéma 6 : Voies urogénitales mâles de *Macropus sp.* en vue latérale (Grassé, 1955, p129)

Schéma 7 : Technique de contention physique d'un Wallaby de grande taille (Wallach et Boever, 1983, p 582)

Schéma 8 : Règle utilisée pour mesurer l'épaisseur de la région à radiographier

Schéma 9 : Vue dorso-ventrale des os du crâne et des dents

Schéma 10 : Vue dorso-ventrale oblique des os du crâne et des dents

Schéma 11 : Vue latérale des os du crâne

Schéma 12 : Vue latérale des os du crâne, bouche ouverte

Schéma 13 : Vue latérale des os de la face

Schéma 14 : Vue ventro-dorsale des vertèbres cervicales

Schéma 15 : Vue latérale des vertèbres cervicales

Schéma 16 : Vue ventro-dorsale du grill costal crânial

Schéma 17 : Vue ventro-dorsale du grill costal caudal

Schéma 18 : Vue ventro-dorsale des vertèbres lombaires

Schéma 19 : Vue latérale des vertèbres lombaires

Schéma 20 : Vue latérale des vertèbres caudales

Schéma 21 : Vue dorso-ventrale de l'articulation scapulo-humérale droite

Schéma 22 : Vue médio-latérale de l'articulation scapulo-humérale droite

Schéma 23 : Vue médio-latérale de l'humérus droit

Schéma 24 : Vue ventro-dorsale de l'articulation du coude droit

Schéma 25 : Vue médio-latérale de l'articulation du coude droit

Schéma 26 : Vue ventro-dorsale du radius et de l'ulna droits, le coude en extension

Schéma 27 : Vue médio-latérale du radius et de l'ulna droits, le coude fléchi

Schéma 28 : Vue dorso-palmaire du carpe, des métacarpes et des phalanges droits

Schéma 29 : Vue latérale des os du bassin

Schéma 30 : Vue latérale des os épipubiens et de l'articulation avec le pubis

Schéma 31 : Vue ventro-dorsale des os du bassin et épipubiens

Schéma 32 : Vue médio-latérale du fémur droit

Schéma 33 : Vue médio-latérale de la tête du fémur droit

Schéma 34 : Vue dorso-ventrale du fémur droit

Schéma 35 : Vue dorso-ventrale du genou droit en extension

Schéma 36 : Vue médio-latérale du genou droit en flexion

Schéma 37 : Vue dorso-ventrale des os tibia et fibula droits

Schéma 38 : Vue médio-latérale des os tibia et fibula droits

Schéma 39 : Vue dorso-ventrale des os du tarse gauche

Schéma 40 : Vue médio-latérale des os du tarse gauche

Schéma 41 : Vue dorso-plantaire des phalanges et de l'extrémité distale des métatarses droites

Schéma 42 : Vue ventrodorsale du thorax

Schéma 43 : Vue latérale du thorax

Schéma 44 : Vue ventrodorsale de l'abdomen

Schéma 45 : Vue latérale droite de l'abdomen

Diagramme 1 : Cycle saisonnier de la reproduction de *Macropus rufogriseus* (Renfree, 1988)

Diagramme 2 : Facteurs contrôlant la diapause embryonnaire (Renfree, 1988, p 552)

Diagramme 3 : Changements dans la composition du lait durant la lactation (exemple de *Macropus eugenii*) (Renfree, 1988, p558)

- Figure 1 : Représentation schématique d'un adulte de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p171)
- Figure 2 : Représentation schématique d'une main et d'un pied droit en vue plantaire de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p. 95)
- Figure 3 : Représentation schématique d'un squelette de Macropodidé (exemple de *Wallabia bicolor*) (Julier-Berthet, 1993, p36)
- Figure 4 : Représentation schématique du crâne de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p 171)
- Figure 5 : Vue latérale gauche de la colonne vertébrale et du squelette thoracique de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p666)
- Figure 6 : Vue dorsale et légèrement oblique du sacrum de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p625)
- Figure 7 : Représentation schématique de l'articulation des côtes sur les vertèbres thoraciques (d'après Grassé, 1967)
- Figure 8 : Représentation schématique des vertèbres caudales antérieures de *Macropus sp.* (vue latérale droite et vue crâniale) (Grassé, 1967, p631)
- Figure 9 : Représentation schématique des vertèbres caudales postérieures de *Macropus sp.* (vue dorsale et vue ventrale) (Grassé, 1967, p631)
- Figure 10 : Vue crâniale de l'humérus droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p772)
- Figure 11 : Vue crânio-latérale du squelette de l'avant-bras droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p781)
- Figure 12 : Vue dorsale du squelette de la main droite de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p809)
- Figure 13 : Représentation schématique de la musculature du pied et de la jambe de *Macropus sp.* en vue latérale (Grassé, 1971)
- Figure 14 : Vue latérale droite des os coxaux de *Macropus sp.* (Grassé, 1967)
- Figure 15 : Vue caudale de l'épiphyse proximale du fémur droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967)
- Figure 16 : Vue plantaire du squelette du pied droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1955)
- Figure 17 : Vue dorsale du squelette de la jambe droite de *Macropus sp.* (Grassé, 1967)
- Figure 18 : Vue dorsale du squelette du pied droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1971)
- Figure 19 : Illustration de la position couchée chez *Macropus sp.* (Grassé, 1967)
- Figure 20 : Représentation schématique du squelette et du contour général de *Macropus sp.* montrant l'angulation des membres (Grassé, 1967)
- Figure 21 : Représentation schématique de la flexibilité maximale de la colonne vertébrale chez *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p668)
- Figure 22 : Description de la locomotion d'un wallaby (Boszczyk, 2001)
- Figure 23 : Représentation schématique en vue ventrale des incisives inférieures de *Macropus rufogriseus* par rapport aux incisives supérieures (Julier-Berthet, 1993, p 51)
- Figure 24 : Représentation schématique du système nerveux central de *Macropus sp.* (Julier-Berthet, 1993 p70)
- Figure 25 : Représentation schématique de la rate des *Macropodidae* (Grassé, 1973, p82)
- Figure 26 : Représentation schématique du drainage lymphatique superficiel chez le kangourou gris (Hopwood, 1988, p183 & 193)
- Figure 27 : Configuration de l'appareil génital femelle de *Macropus rufogriseus* (Julier-Berthet, 1993, p67)
- Figure 28 : Configuration de l'appareil génital mâle de *Macropus rufogriseus* en vue dorsale (Julier-Berthet, 1993, p63)
- Figure 29 : Répartition géographique de *Macropus rufogriseus* (Yahoo Geocities !, 2005)

Radiographie 1 : Vue dorso-ventrale des os du crâne et des dents (Clères : 15 mA ; 0,13 s ; 50 kV)

Radiographie 2 : Vue dorso-ventrale oblique des os du crâne et des dents (ENVT : 15 mAs ; 42 kV)

Radiographie 3 : Vue latérale des os du crâne (ENVT : 12,5 mAs ; 43 kV)

Radiographie 4 : Vue latérale des os du crâne, bouche ouverte (Clères : 15 mA ; 0,13 s ; 50 kV)

Radiographie 5 : Vue latérale des os de la face (ENVT : 8 mAs ; 40 kV)

Radiographie 6 : Vue ventro-dorsale des vertèbres cervicales (ENVT : 40 mAs ; 44 kV)

Radiographie 7 : Vue latérale des vertèbres cervicales (ENVT : 50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 8 : Vue ventro-dorsale du gril costal crânial (ENVT : 11 mAs ; 57 kV)

Radiographie 9 : Vue ventro-dorsale du gril costal caudal (ENVT : 11 mAs ; 57 kV)

Radiographie 10 : Vue ventro-dorsale des vertèbres lombaires (ENVT : 56 mAs ; 54 kV)

Radiographie 11 : Vue latérale des vertèbres lombaires (ENVT : 45 mAs ; 46 kV)
kV à 45 mAs ; 46 kV)

Radiographie 12 : Vue latérale des vertèbres caudales (ENVT : dégradé de 40 mAs ; 40 kV)

Radiographie 13 : Vue dorso-ventrale de l'articulation scapulo-humérale droite (ENVT : 25 mAs ; 55 kV)

Radiographie 14 : Vue médio-latérale de l'articulation scapulo-humérale droite (ENVT : 12,5mAs ; 52kV)

Radiographie 15 : Vue médio-latérale de l'humérus droite (ENVT : 12,5 mAs ; 52 kV)

Radiographie 16 : Vue ventro-dorsale de l'articulation du coude droite (ENVT : 22 mAs ; 42 kV)

Radiographie 17 : Vue médio-latérale de l'articulation du coude droite (ENVT : 22 mAs ; 42 kV)

Radiographie 18 : Vue ventro-dorsale du radius et de l'ulna droits, le coude en extension (ENVT : 10 mAs ; 41 kV)

Radiographie 19 : Vue médio-latérale du radius et de l'ulna droits, le coude fléchi (ENVT : 10 mAs ; 41 kV)

Radiographie 20 : Vue dorso-palmaire du carpe, des métacarpes et des phalanges droits (ENVT : 9 mAs ; 41 kV)

Radiographie 21 : Vue latérale des os du bassin (ENVT : 60 mAs ; 60 kV)

Radiographie 22 : Vue latérale des os épipubiens et de l'articulation avec le pubis ENVT : 60 mAs ; 60 kV)

Radiographie 23 : Vue ventro-dorsale des os du bassin et épipubiens (ENVT : 56 mAs ; 58 kV)

Radiographie 24 : Vue médio-latérale du fémur droit (ENVT : 40 mAs ; 46 kV)

Radiographie 25 : Vue médio-latérale de la tête du fémur droit (ENVT : 44 à 51 mAs ; 50 à 63 kV)

Radiographie 26 : Vue dorso-ventrale du fémur droit (63 mAs ; 63 kV)

Radiographie 27 : Vue dorso-ventrale du genou droit en extension (56 mAs ; 52 kV)

Radiographie 28 : Vue médio-latérale du genou droit en flexion (50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 29 : Vue dorso-ventrale des os tibia et fibula droits (50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 30 : Vue médio-latérale des os tibia et fibula droits (50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 31 : Vue dorso-ventrale des os du tarse gauche (50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 32 : Vue médio-latérale des os du tarse gauche (50 mAs ; 46 kV)

Radiographie 33 : Vue dorso-plantaire des phalanges et de l'extrémité distale des métatarses droites (11 mAs ; 41 kV)

Radiographie 34 : Vue ventrodorsale du thorax (4 mAs ; 66 kV)

Radiographie 35 : Vue latérale du thorax (4 mAs ; 60 kV)

Radiographie 36 : Vue ventrodorsale de l'abdomen (6 mAs ; 60 kV)

Radiographie 37 : Vue latérale droite de l'abdomen (6 mAs ; 60 kV)

Radiographies 38 et 39 : Transit baryté à T0 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)

Abdomen, incidence latérale T0

Abdomen, incidence ventrodorsale T0
Radiographies 40 et 41 : Transit baryté à T+1/4 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+1/4
Abdomen, incidence ventrodorsale T+1/4
Radiographies 42 et 43 : Transit baryté à T+1/2 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+1/2
Abdomen, incidence ventrodorsale T+1/2
Radiographies 44 et 45 : Transit baryté à T+2 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+2
Abdomen, incidence ventrodorsale T+2
Radiographies 46 et 47 : Transit baryté à T+3 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+3
Abdomen, incidence ventrodorsale T+3
Radiographies 48 et 49 : Transit baryté à T+5 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+5
Abdomen, incidence ventrodorsale T+5
Radiographies 50 et 51 : Transit baryté à T+7 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+7
Abdomen, incidence ventrodorsale T+7
Radiographies 52 et 53 : Transit baryté à T+24 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+24
Abdomen, incidence ventrodorsale T+24
Radiographie 54 et 55 : Urographie intraveineuse à T0 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T0
Abdomen, incidence ventro-dorsale T0
Radiographies 56 et 57 : Urographie intraveineuse à T+10 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+10
Abdomen, incidence ventro-dorsale T+10
Radiographies 58 et 59 : Urographie intraveineuse à T+20 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+20
Abdomen, incidence ventro-dorsale T+20
Radiographies 60 et 61 : Urographie intraveineuse à T+90 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+90
Abdomen, incidence ventro-dorsale T+90

INTRODUCTION

Les vétérinaires praticiens sont confrontés dans leur clinique à une population d'animaux de compagnie qui se diversifie. Au-delà des chiens et chats habituels, des animaux « exotiques » deviennent fréquents, ces animaux sont soit à l'origine des animaux d'élevage (la chèvre naine par exemple) soit des animaux sauvages plutôt retrouvés dans nos zoos sous nos latitudes. Ainsi, le wallaby de Bennett devient une espèce que l'on pourrait qualifier de « Nouvel Animal de Compagnie ».

L'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse soigne, au sein de la Clinique de la Faune Sauvage, des wallabies provenant de parcs zoologiques mais aussi de particuliers. Dans de nombreux cas, l'examen clinique demanderait à être complété par un examen radiographique, Son interprétation reste cependant limitée en l'absence de données dans cette espèce.

La connaissance des images radiographiques normales étant un préalable obligatoire à l'interprétation de clichés potentiellement anormaux en consultation, il est alors apparu intéressant de réaliser un atlas de radiographies de référence de l'espèce *Macropus rufogriseus*.

L'objectif de cet atlas est donc de permettre au vétérinaire, qu'il soit dans un parc zoologique ou en clinique privé, de mieux appréhender l'anatomie radiographique normale du Wallaby de Bennett. Nous commencerons pour cela par une étude morphologique, anatomique et physiologique de cette espèce singulière. Nous continuerons par la présentation du matériel nécessaire et de la méthode pour réaliser des clichés radiographiques de wallaby. Nous terminerons par l'exposition de l'atlas radiographique du wallaby de Bennett.

PREMIERE PARTIE :
ETUDE ZOOLOGIQUE DE *MACROPUS RUFOGRISEUS*

1 SYSTEMATIQUE

1.1 Taxonomie (Biener, 2002 ; Julier-Berthet, 1939)

Classe des Mammifères
Infra-classe des Métathériens
Super-ordre des Marsupiaux
Ordre des Diprodontes
Sous-ordre des Phalangéridés
Famille des Macropodidés
Sous-famille des Macropodinés
Genre *Macropus*
Espèce *rufogriseus*



Photographie 1 : Individu de l'espèce *Macropus rufogriseus* (BLTC research Internet 06/03/05)

1.2 Place dans la classification animale

Les Marsupiaux sont d'abord des Mammifères. Ils présentent en effet des glandes mammaires, une peau couverte de poils, une denture hétérodonte chez l'adulte, l'homéothermie et une reproduction vivipare. Ils représentent 6% des Mammifères actuels. Ils regroupent près de 262 espèces vivantes (Finnie, 1986).

Mais ces Mammifères Métathériens se distinguent des Mammifères Euthériens ou Placentaires, que l'on rencontre le plus fréquemment en Europe, par la présence d'une poche cutanée abdominale : la marsupie ou marsupium (Julier-Berthet, 1993). Cela s'accompagne d'une organisation particulière de l'appareil génital et de modalités de reproduction propres aux Marsupiaux. L'embryogenèse se déroule brièvement dans l'utérus, sans placentation et l'essentiel du développement du jeune se fait dans la marsupie, accroché à une mamelle.

L'ordre des Diprodontes regroupe les Marsupiaux herbivores de la région australienne selon des critères (Grassé, 1955):

- dentaires : 3 incisives maximum par hémimâchoire, incisive médiane inférieure développée et horizontale, pas de canine inférieure ;
- digités : doigts des membres postérieurs syndactyles et doigts des membres antérieurs subégaux.

On trouve dans cet ordre les Opossums, les Wombats, les Koalas et les Kangourous.

La famille des Macropodidés comprend uniquement les Kangourous qui, au sens large, peuvent avoir des tailles très variées (de 20 cm pour les rats-kangourous jusqu'à plus d'un mètre pour les grands kangourous). On compte 54 espèces regroupées en 11 genres (Myers, 2001). Les Macropodidés (« grands pieds ») présentent d'abord un grand développement des membres postérieurs par rapport aux membres antérieurs. Leur queue est longue, lourde, non préhensile et sert de balancier lors de la locomotion par sauts bipèdes (Flocher, 1975). L'appartenance à cette famille est également définie par une digestion présentant des similitudes avec les Ruminants. Les kangourous possèdent une digestion d'abord bactérienne dans la partie antérieure de l'estomac puis enzymatique dans la partie postérieure glandulaire (Biener, 2002).

La sous-famille des Macropodines est représentée par des kangourous d'assez grande taille (65 à 280 cm pour 1,3 à 90 kg) présentant un dimorphisme sexuel marqué. On observe là les caractéristiques les plus connues des kangourous : membres très disproportionnés, membres postérieurs sans pouce, membres antérieurs munis de grandes griffes, petite tête longue avec le museau pointu, longue queue possédant le même pelage que le corps, grande marsupie ventrale contenant quatre mamelles (Julier-Berthet, 1993).

Enfin, le genre *Macropus* regroupe de nombreux kangourous et wallabies. Mais ce genre occupe une place assez confuse dans la classification. Sa séparation avec le genre *Wallabia* n'est pas admise par tous et Van Gelder (1977) les considère même comme synonyme (Julier-Berthet, 1993). On choisira dans cette thèse cette dernière orientation. La séparation entre kangourous et wallabies n'est donc plus représentée dans la classification, elle n'est fondée que sur des critères de taille et de poids : les wallabies pèsent moins de 24 kg et les kangourous ont des pieds de plus de 25 cm de long (Bandin, 2004). Cette thèse traitera plus particulièrement du wallaby de Bennett (*Macropus rufogriseus*), mais on peut espérer pouvoir étendre l'utilisation de l'atlas radiologique à d'autres kangourous ou wallabies du genre *Macropus* étant donné l'homogénéité anatomique de ce genre (Julier-Berthet, 1993).

Tableau 1 : Mensurations des adultes des espèces appartenant au genre *Macropus* (Julier-Berthet, 1993, p14)

Espèces	Longueur de la tête et du corps (mm) (3)		Longueur de la queue (mm) (4)		Poids (kg)	
	Mâles	Femelles	Mâles	Femelles	Mâles	Femelles
<i>Macropus parma</i> (1)	482-528	447-527	489-544	405-507	4,1-5,9	3,2-4,8 (3,5)
<i>Macropus eugenii</i> (2)	590-680 (643)	520-630 (586)	380-450 (411)	330-440 (379)	4-10 (7,5)	4-6 (5,5)
<i>Macropus greyi</i>	800-810	840	725-730	710	8	8
<i>Macropus irma</i>	775- (1200)	775-(1200)	540-970 (720)	540-970 (720)	7-9 (8)	7-9 (8)
<i>Macropus parryi</i>	≤ 924	≤ 755	861-1045 (941)	728-858 (781)	14-26 (16)	7-15 (11)
<i>Macropus dorsalis</i>	800	700	600-830 (765)	540-615 (595)	18-20 (16)	6-11 (6,5)
<i>Macropus rufogriseus banksianus</i>	770-1050 (823)	708-837 (772)	703-876 (797)	664-790 (720)	15-25 (18,6)	12-19,7 (13,8)
<i>M. rufogriseus rufogriseus</i>	712-923 (782)	659-741 (706)	691-862 (768)	623-778 (695)	15-26,8(19,7)	11-15,5 (14)
<i>Macropus agilis</i>	715-925 (800)	593-722 (650)	692-850 (770)	587-700 (640)	16-27 (19)	9-16 (11)
<i>Macropus giganteus</i>	1050-1400	850-1200	950-1090	446-842 (750)	35-95 (55)	15-40 (27,6)
<i>Macropus fuliginosus</i>	1050-1400	850-1200	950-1000	600-815 (750)	30-85 (50)	14,5-35 (25)
<i>Macropus robustus</i>	1000-1400	750-1000	800-900	600-749	25-55 (30)	16-25 (20)
<i>Macropus antilopinus</i>	965-1400 (1064)	778-1000 (805)	780-890 (815)	679-700 (692)	30-60 (37)	16-20 (17,5)
<i>Macropus bernardus</i>	595-725 (683)	646	545-640 (609)	575	19-22 (21)	13
<i>Macropus rufus</i>	1300-1600 (1150)	745-1100 (1000)	1000-1200 (880)	645-900 (820)	23-95 (66)	17-35 (26,5)
<i>Wallabia bicolor</i>	723-847 (756)	665-750 (697)	690-862 (761)	640-728 (692)	12,3-20,5(17)	10,3-17 (13)

- Entre parenthèses, sont notées les moyennes

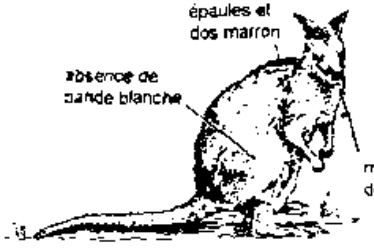
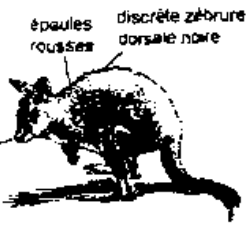
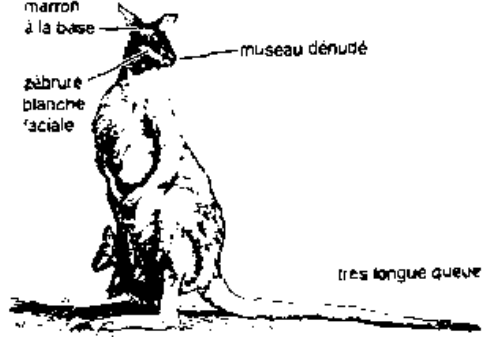
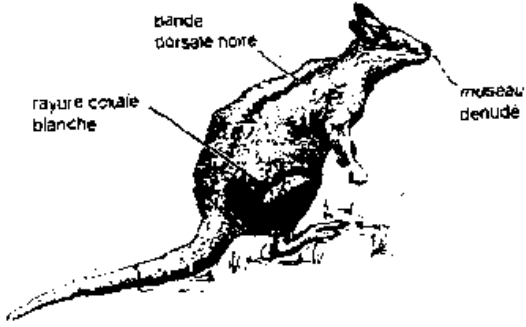
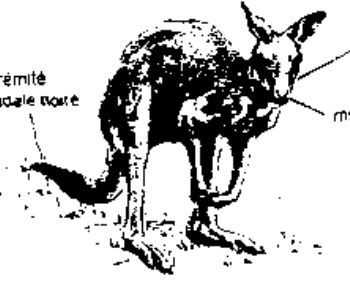
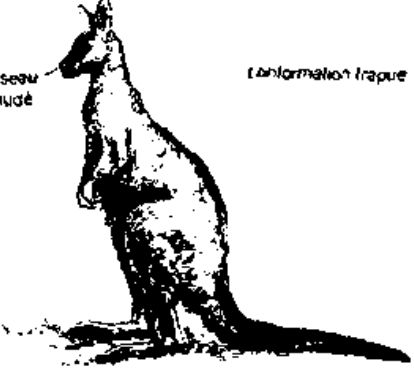
(1) = mensurations de la population australienne.

(2) = mesures des animaux de l'île kangourou; les autres populations ont des mensurations plus réduites.

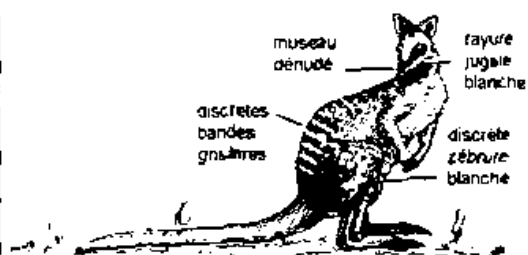
(3) = mesure prise en ligne droite depuis le bout du nez jusqu'à la naissance de la queue, l'animal étant placé sur le dos.

(4) = mesure prise depuis la naissance de la queue jusqu'au bout du dernier segment osseux de la queue.

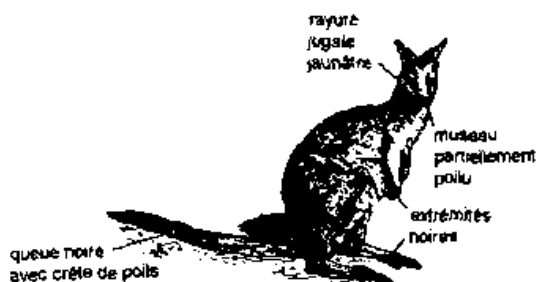
Tableau 2 : Représentations schématiques de certaines espèces de kangourous (Julier-Berthet, 1993, p17)

<p style="text-align: center;"><i>Macropus parma</i></p>  <p>discrete zébrure noire dorsale</p> <p>épaules et dos marron</p> <p>absence de bande blanche</p> <p>museau dénudé</p>	<p style="text-align: center;"><i>Macropus eugenii</i></p>  <p>épaules rousses</p> <p>discrete zébrure dorsale noire</p> <p>museau dénudé</p>
<p style="text-align: center;"><i>Macropus parryi</i></p>  <p>oreille marron à la base</p> <p>museau dénudé</p> <p>zébrure blanche faciale</p> <p>très longue queue</p>	<p style="text-align: center;"><i>Macropus dorsalis</i></p>  <p>bande dorsale noire</p> <p>rayure coxale blanche</p> <p>museau dénudé</p>
<p style="text-align: center;"><i>Macropus giganteus</i></p>  <p>extrémité caudale noire</p> <p>pas de rayure faciale blanche</p> <p>museau pointu</p>	<p style="text-align: center;"><i>Macropus robustus</i></p>  <p>museau dénudé</p> <p>l'information trapue</p>

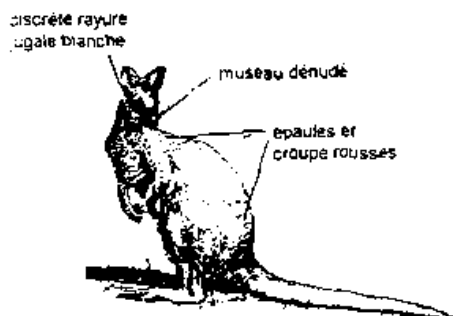
Macropus greyi



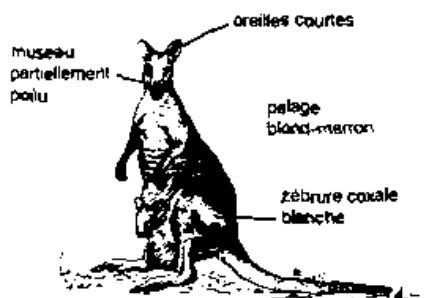
Macropus irma



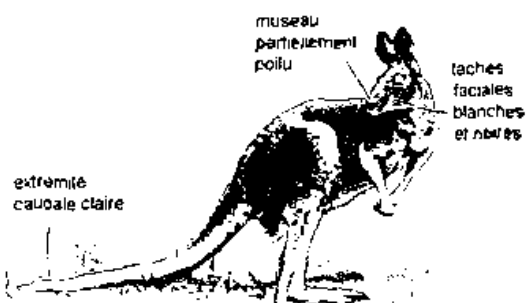
Macropus rufognseus



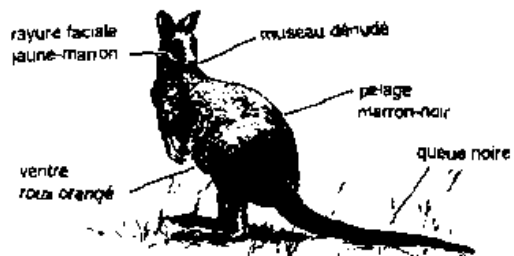
Macropus agilis



Macropus rufus



Wallabia bicolor



La présentation anatomique et physiologique du wallaby de Bennett est un pré-requis indispensable à l'étude radiographique pour une meilleure interprétation des clichés. On s'intéressera à l'anatomie générale de cette espèce et plus particulièrement aux organes radiologiquement visibles.

2. ANATOMIE, MORPHOLOGIE ET PHYSIOLOGIE

Le genre *Macropus* étant relativement homogène, cette partie s'appuie sur des études ciblées sur *Macropus rufogriseus* mais également sur des données communes aux différentes espèces de ce genre.

2.1. Description morphologique (Ballenger, 1999 ; Julier-Berthet, 1993 ; Trout, 2005)

La taille de la tête du wallaby de Bennett est plutôt petite en comparaison avec la taille du corps. Elle est fine et s'allonge en pointe jusqu'au museau. Elle porte de grandes et larges oreilles (environ 8 cm de longueur) par rapport aux autres Macropodes.

En moyenne, les adultes pèsent de 12 à 15 kg pour une femelle et de 15 à 20 kg pour un mâle. Le corps s'élargit de l'avant vers l'arrière. La ceinture lombaire est en effet plus forte que la ceinture thoracique du fait de la dimension et de la puissance des membres postérieurs. La longueur de la tête et du corps oscille entre 92,5 et 105 cm selon les individus.

Le membre antérieur est court et fluide, la main porte 5 doigts subégaux armés de griffes puissantes et crochues d'égale longueur. Ce membre très mobile est utilisé pour la préhension, l'attaque, la défense et également dans la locomotion lente.

Le membre postérieur est long, puissant et adopte la configuration en Z. Sa longueur dépasse le double de celle du membre antérieur et dépasse même la longueur du rachis, ce qui constitue une adaptation à la locomotion par sauts bipèdes. La jambe et le pied sont des segments proportionnellement plus grands que la cuisse. Ainsi le pied est allongé et étroit, justifiant le nom de la famille *Macropodidae* (« grand pied »). Il mesure 22 à 23 cm, d'où l'appellation wallaby. Le pied est muni de 4 doigts, le premier faisant défaut. Les doigts II et III sont grêles, étroitement accolés et solidaires dans une gaine de peau, les griffes étant tout de même séparées. Le doigt IV est long et fort, son coussinet ventral est allongé et très résistant, sa griffe très acérée en forme de sabot est une arme redoutable. Enfin, le doigt V est de taille moyenne, équivalente à celle des doigts II et III accolés.

Caractéristique du genre *Macropus*, la queue est très longue et bien développée, elle représente 7% du poids du corps. Très musclée et puissante à la base, elle s'effile à l'extrémité. Elle peut mesurer jusqu'à 75 cm de longueur. Elle est poilue, non préhensile et souple dans cette espèce. Elle joue un rôle fondamental dans la locomotion et la sustentation.

Les femelles présentent, comme chez tous les Marsupiaux, une poche également appelée marsupie ou marsupium. Il s'agit d'un repli cutané de l'abdomen ventral à proximité de l'orifice uro-génital. La poche constitue un élément essentiel de la reproduction de l'espèce.

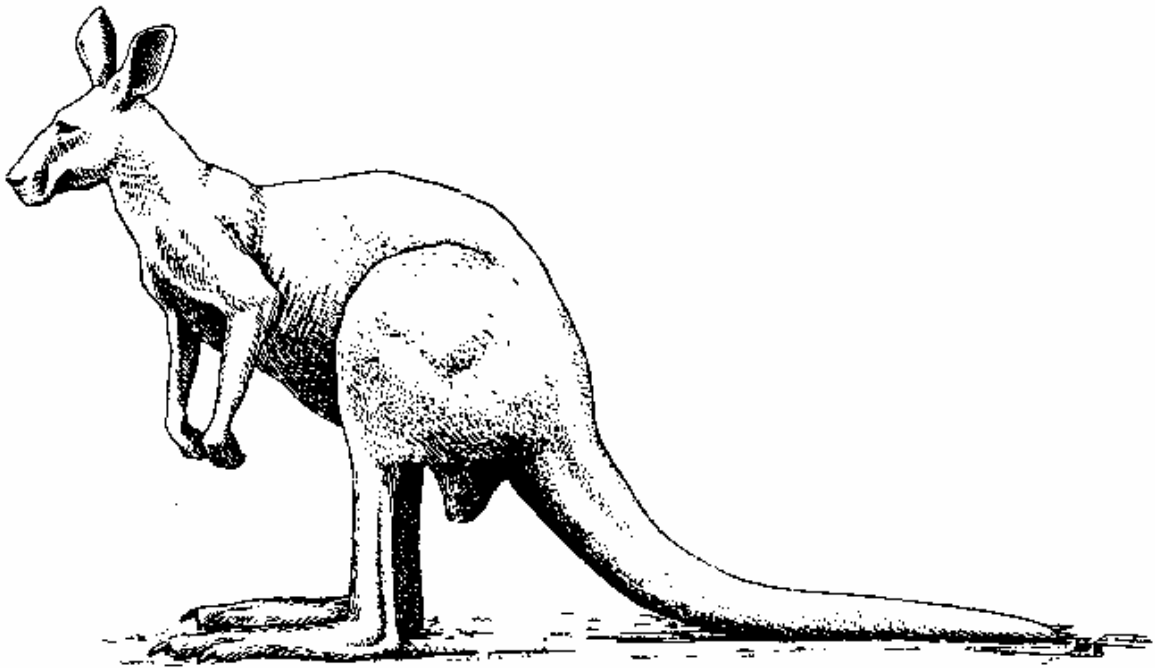


Figure 1 : Représentation schématique d'un adulte de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p171)

2.2. Peau, phanères et glandes annexes de la peau

2.2.1. La peau

La structure générale du tégument est identique chez tous les Mammifères.

Une des particularités des Marsupiaux est ce repli cutané abdominal appelé poche marsupiale, marsupie ou encore marsupium. Sa description et ses fonctions seront abordées plus loin.

La peau palmaire et plantaire présente des zones plus ou moins étendues, glabres, épaissies et granuleuse, formant par endroit des coussinets charnus et élastiques, décrits sur la figure 2.

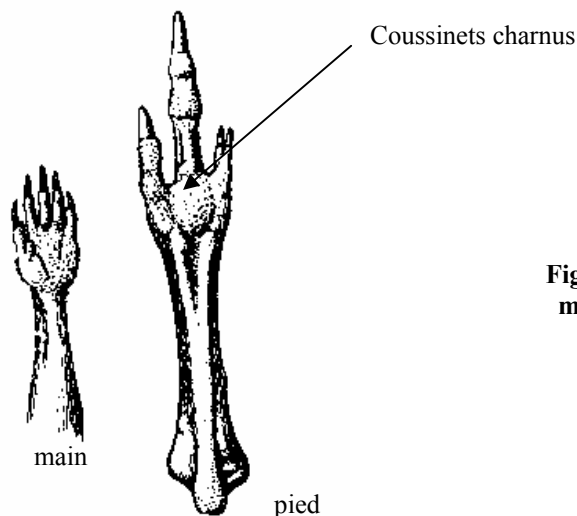


Figure 2 : Représentation schématique d'une main et d'un pied droit en vue plantaire de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p. 95)

2.2.2. Le pelage

La fourrure du wallaby de Bennett est drue et douce, épaisse, avec plus de poils de bourre que de jarres (Grassé, 1955).

La couleur du pelage est un des principaux moyens de diagnose de l'espèce, on distingue deux modèles selon leur répartition géographique (Julier-Berthet, 1993).

Le modèle australien (*Macropus rufogriseus banksianus*) est illustré par la photographie 2 : il est gris roussâtre sur le dessus du corps avec une teinte plus marron sur la nuque, les épaules et la croupe. Le ventre est gris blanchâtre. Les femelles ont des couleurs moins vives. Dans les deux sexes, le museau noir est dénudé, l'extrémité des pattes noires. On note de discrètes bandes blanches sur la lèvre supérieure et sur la hanche. La queue est grise sur le dessus et blanchâtre en dessous et son extrémité est noire et touffue.



Photographie 2 : Illustration de la couleur du pelage de *Macropus rufogriseus* (Yahoo ! Geocities, Internet le 06/03/05)



Photographie 3 : Un Wallaby de Bennett albinos (photographie personnelle, Marwell Zoological Park, UK)

Le modèle de Tasmanie et des îles du Détroit de Bass (*Macropus rufogriseus rufogriseus*) est plutôt gris foncé avec le cou brun.

Il existe également de rares wallabies de Bennett albinos, surtout en captivité (Guillery et al., 1999), comme l'illustre la photographie 3.

2.2.3. Les griffes

Les griffes des Marsupiaux sont de type onguiculé (Grassé, 1955). Les ongles subégaux des membres antérieurs sont particulièrement puissants. La griffe du doigt IV des membres postérieurs se révèle être une arme efficace quand le wallaby est attaqué par des prédateurs. Les griffes des doigts syndactyles II et III des membres postérieurs forment un outil qui est utilisé pour le nettoyage de la fourrure (François, 2000). Il enlève les parasites et les souillures qui passent entre ces deux griffes.

2.2.4. Les glandes tégumentaires (Grassé, 1955)

Les glandes sébacées de type alvéolaire et les glandes sudoripares de type tubulaire sont bien développées et sont communes à tous les Mammifères. Chez les Marsupiaux, elles sont particulièrement actives dans la paroi interne de la marsupie pendant l'oestrus, la gestation et l'allaitement. L'intérieur de la poche est alors oint d'une sécrétion abondante et colorée.

Deux paires de glandes anales ou paraproctiques s'ouvrent aux marges de l'anus. Elles s'apparentent à de grosses glandes sébacées et produisent un caséum gras et odorant. Elles sont plus grosses et plus actives chez les mâles que chez les femelles.

2.3. Organisation du squelette

Le squelette prend une part importante dans l'étude radiographique, on s'attachera donc particulièrement à l'étude des os et des articulations.

L'organisation du squelette de *Macropus rufogriseus* ressemble globalement à celle de tout Métathérien, tel qu'il est représenté dans la figure 3, et même plus généralement à celle des Mammifères malgré quelques caractères archaïques. Les particularités de ce squelette reflètent les adaptations de l'espèce et même du genre à son milieu.

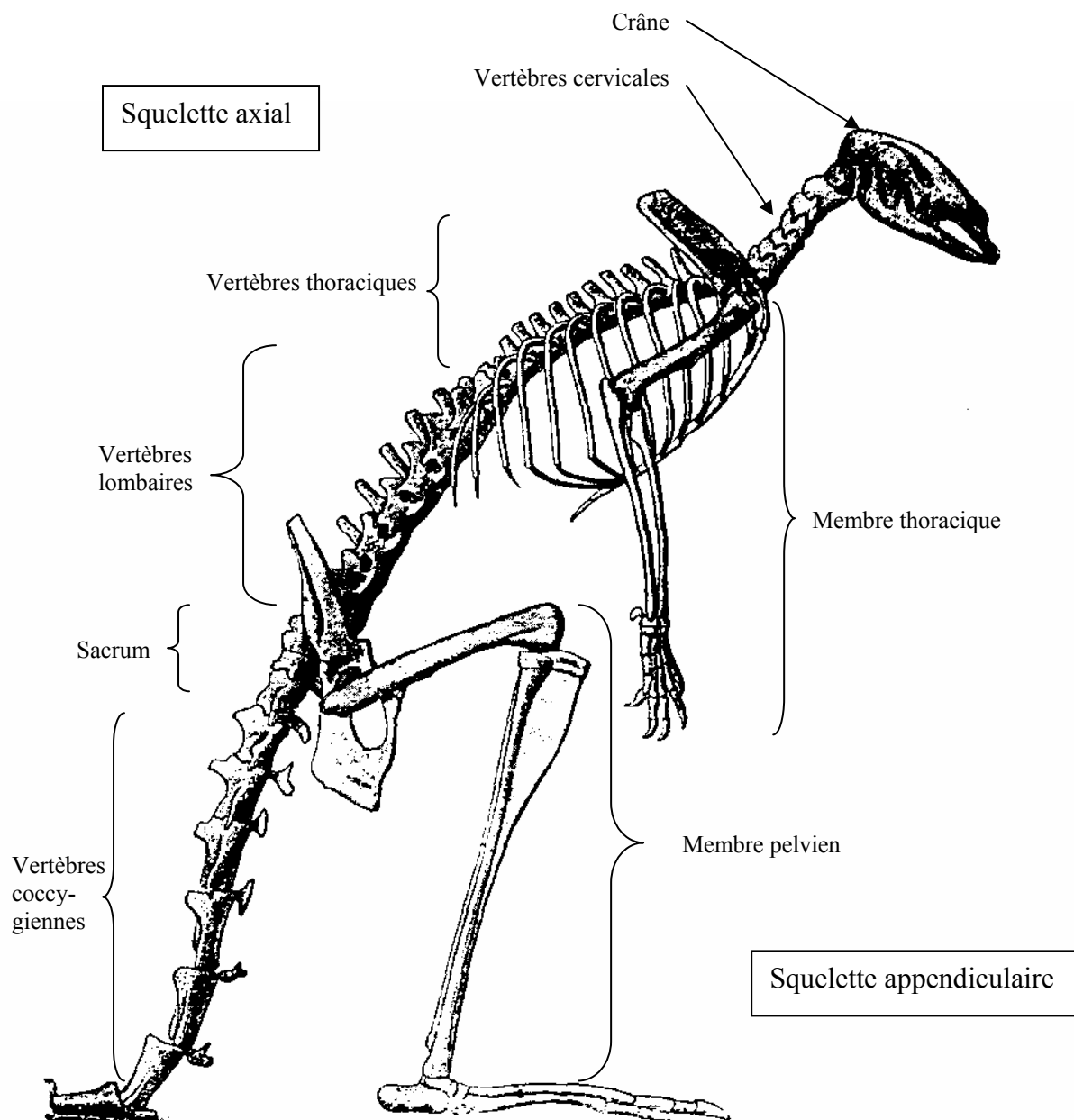


Figure 3 : Représentation schématique d'un squelette de Macropodidé (exemple de *Wallabia bicolor*) (Julier-Berthet, 1993, p36)

2.3.1. Le squelette axial

2.7.1.1. La tête

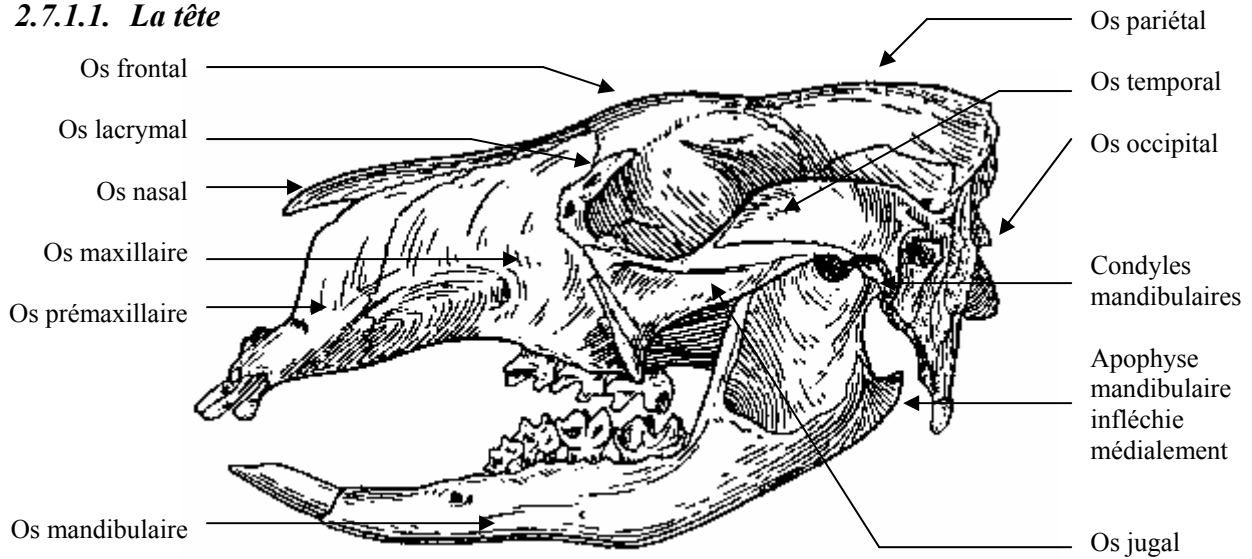


Figure 4 : Représentation schématique du crâne de *Macropus sp.* (Grassé, 1955, p 171)

La figure 4 présente le squelette de la tête de *Macropus sp.*

2.3.1.1.1. Le crâne (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993 ; Monnereau, 2002 ; Couturier, 2003)

Le crâne est allongé en forme de cône. La partie faciale du crâne est pointue vers l'avant et assez fine. Le neurocrâne est relativement étroit par rapport à la largeur du crâne complet (mesurée entre les arcs jugaux). Cette différence de largeur est due à la présence des muscles masticateurs. Signalons que les dimensions du crâne et de l'arc jugal des mâles adultes excèdent celles des femelles adultes : il est ainsi possible d'identifier des animaux pubères (de plus de deux ans).

L'anatomie du crâne présente en majorité des caractères typiquement mammaliens :

- présence d'un palais osseux s'étendant vers l'arrière,
- disparition des os préfrontaux, post-frontaux et septomaxillaires,
- réduction des os ptérygoïdes,
- présence de l'os alisphénoïde à côté de l'os basisphénoïde,
- formation de l'os temporal par fusion des os pétreux et squamosal.

Cependant, des caractères considérés comme primitifs apparaissent dans l'anatomie céphalique des Marsupiaux :

- le palais osseux est fenêtré au niveau des molaires et son bord postérieur est épaissi ;
- les artères carotides internes perforent l'os basisphénoïde comme chez les Monotrèmes ;
- la région tympanique est en grande partie constituée de l'os alisphénoïde qui forme les deux tiers de la bulle tympanique, l'os pétromastoïde donne la région située en arrière du méat auditif, l'os occipital ferme la bulle par l'arrière et l'os temporal forme le plancher de la cavité ;
- l'os tympanique présente une configuration annulaire ;
- le conduit auditif est osseux et tubulaire (caractéristique des *Phalangeroides*) ;
- les os nasaux s'élargissent en partie postérieure ;
- l'os intermaxillaire n'atteint jamais l'os frontal ;
- le canal optique et le trou déchiré fusionnent.

2.3.1.1.2. Particularités de l'orbite

L'os lacrymal bien développé contient le foramen lacrymal et fait partie de la paroi orbitaire antérieure. Toutefois il n'y a pas d'arcade post-orbitaire (Grassé, 1955).

La portion jugale de l'arc zygomatique est complète et s'étend loin en arrière (François, 2000). L'os jugal s'articule en avant avec l'os lacrymal et l'os maxillaire et en arrière avec l'os temporal en participant à la formation de l'articulation temporo-mandibulaire (Grassé, 1955).

2.3.1.1.3. La mandibule (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993)

L'angle mandibulaire est très fermé par rapport aux autres Mammifères. De plus, il possède un processus angulaire très accusé et nettement recourbé en dedans.

La face latérale de l'os mandibulaire porte un canal massétéren où s'insèrent les muscles masséters provenant de l'arc jugal. Les muscles ptérygoïdiens médiaux, naissant sur les os ptérygoïdes, s'insèrent quant à eux sur la face médiale de la courbure mandibulaire. Leurs contractions alternées permettent à la mâchoire de bouger latéralement. L'action commune des masséters et des ptérygoïdiens permet la bascule de la mandibule suivant son grand axe.

La tête mandibulaire est plutôt cylindrique et l'articulation temporo-mandibulaire fonctionne comme une simple charnière. Le disque articulaire est présent (caractéristique des Diprodontes). A proximité de l'articulation s'insère le muscle ptérygoïdien latéral qui fusionne avec le muscle temporal.

La symphyse mandibulaire ne fusionne pas, permettant ainsi des mouvements d'une hémimandibule par rapport à l'autre.

2.7.1.2. La colonne vertébrale

La formule vertébrale de *Macropus rufogriseus* se compose de (Grassé, 1955) :

- 7 vertèbres cervicales
- 13 vertèbres thoraciques
- 6 vertèbres lombaires
- 2 vertèbres sacrées
- de 21 à 25 vertèbres caudales.

cervicales	thoraciques	lombaires	sacrées	caudales
------------	-------------	-----------	---------	----------

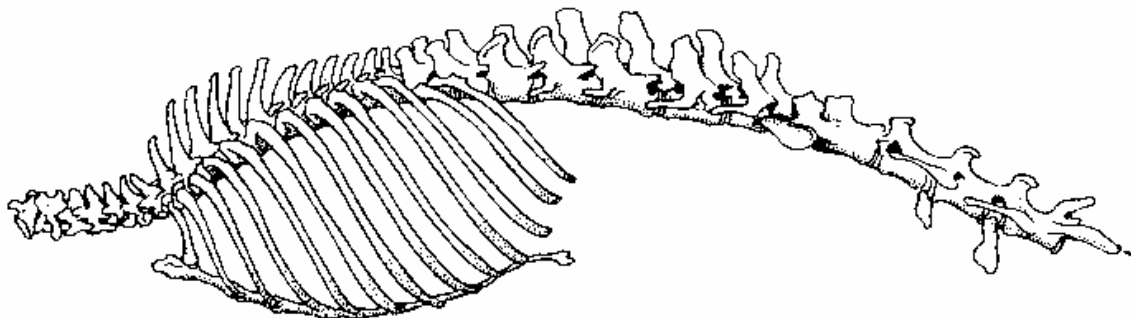


Figure 5 : Vue latérale gauche de la colonne vertébrale et du squelette thoracique de *Macropus* sp. (Grassé, 1967, p666)

Le rachis, représenté sur la figure 5, est fortement arqué et ramassé sur la région pelvienne, ceci favorisant le saut (Grassé, 1967). On note la présence de muscles rotateurs des vertèbres (Julier-Berthet, 1993).

L'atlas a un arc ventral incomplètement ossifié, formant ainsi un anneau non fermé. Par ailleurs, la non fusion de l'apophyse odontoïde (dent de l'axis) avec l'axis représente un caractère archaïque par comparaison avec l'anatomie d'un Placentaire. Les vertèbres cervicales sont opisthocèles (à concavité postérieure) tout en montrant une tendance vers la platycélie (deux faces planes) (Grassé, 1967).

Les processus épineux des vertèbres post-diaphragmatiques sont fortement inclinés cranialement, c'est l'anticlinie, caractéristique des sauteurs bipèdes et quadrupèdes (Grassé, 1967).

Le nombre total de vertèbres soudées en un sacrum est au nombre de deux (cf. figure 6). Le diamètre de leurs corps vertébraux est identique et leurs processus épineux conservent leur individualité (Julier-Berthet, 1993).

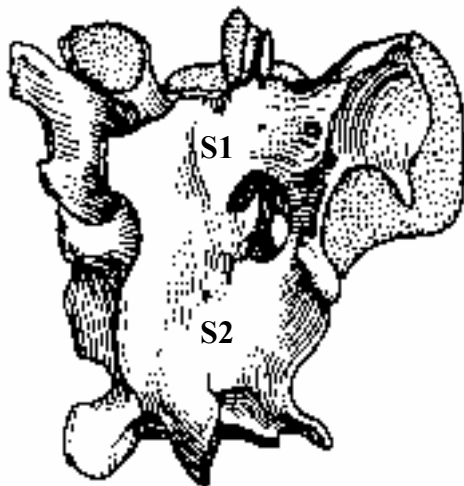


Figure 6 : Vue dorsale et légèrement oblique du sacrum de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p625)

2.7.1.3. Le tronc

Le segment thoracique porte 13 paires de côtes mobiles. Bicipitales, elles s'articulent avec les corps et les apophyses transverses des vertèbres thoraciques, comme l'illustre la figure 7 (Julier-Berthet, 1993).

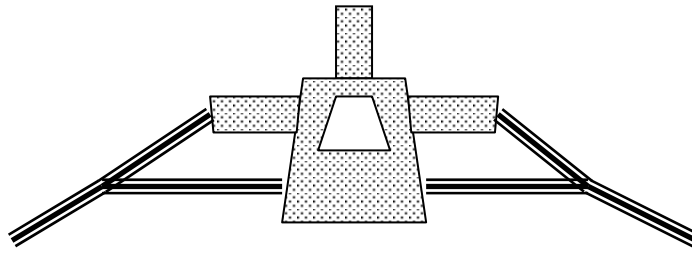


Figure 7 : Représentation schématique de l'articulation des côtes sur les vertèbres thoraciques (d'après Grassé, 1967)

Le sternum a une configuration en baguette. Il est aussi épais que large. Il se compose de 6 sternèbres. Le manubrium dépasse largement le niveau de l'échancrure costale, constituant un rostre allongé. L'extrémité libre de l'appendice xyphoïde possède une forme spatulée.

2.7.1.4. La queue

La queue, longue et forte, contribue à l'équilibration du tronc. Les vertèbres caudales ne présentent ni la rapide décroissance des corps vertébraux ni l'effacement des structures, manifeste chez la plupart des quadrupèdes. Les processus hémaux sont très aplatis (Grassé, 1967).

Les vertèbres caudales antérieures sont peu nombreuses (environ 6 à 7) et gardent une morphologie voisine de celle des vertèbres lombaires (cf. figure 8). Elles possèdent encore un arc neural terminé par un processus épineux, des processus transverses développés, des processus articulaires fonctionnels et des processus mamillaires. Mais les processus transverses sont orientés obliquement vers l'arrière. Les processus hémaux sont en rapport avec les disques intervertébraux et les corps de deux vertèbres successives ; ils forment un arc hémal complet, prolongé par un processus épineux ventral (Grassé, 1967).

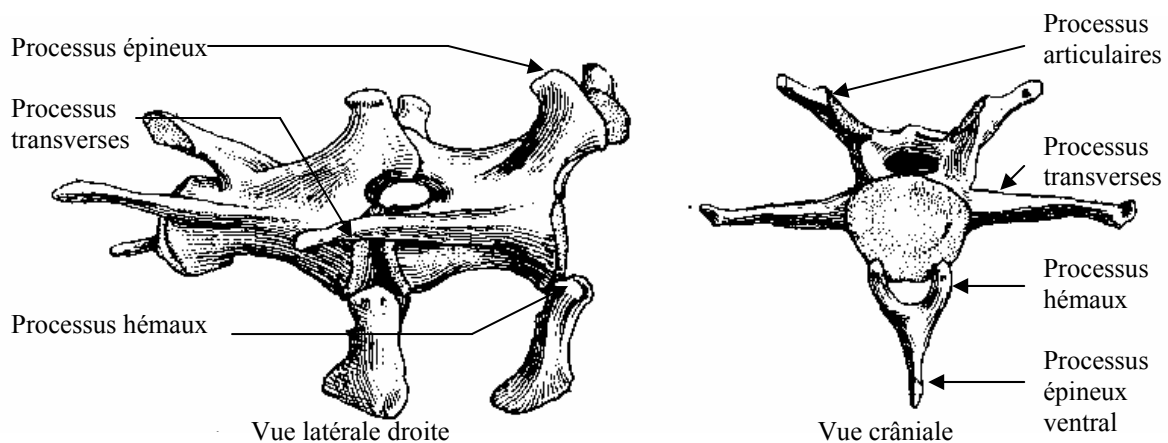


Figure 8 : Représentation schématique des vertèbres caudales antérieures de *Macropus sp.* (vue latérale droite et vue crâniale) (Grassé, 1967, p631)

Les vertèbres caudales postérieures, représentées sur la figure 9, sont grossièrement cylindriques et élargies à leurs deux extrémités qui portent des processus convexes. Leur longueur est en général le double de leur diamètre. Il n'y a pas d'arc neural, il est réduit à des lames vertébrales non jointives. Leur face dorsale se reconnaît par la présence aux extrémités des reliquats de processus articulaires. Les processus hémaux sont réduits à des osselets hémaux. Petit à petit, tous les caractères disparaissent vers l'extrémité, les dernières vertèbres étant réduites à une simple baguette osseuse.

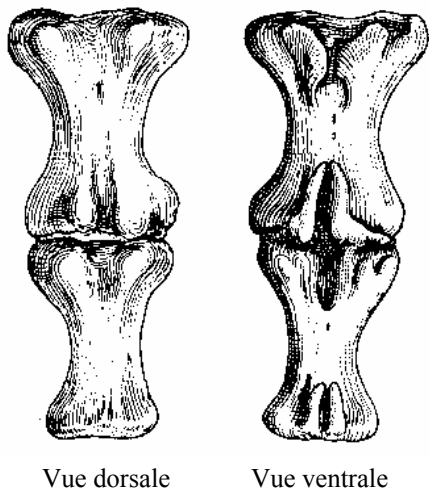


Figure 9 : Représentation schématique des vertèbres caudales postérieures de *Macropus sp.* (vue dorsale et vue ventrale) (Grassé, 1967, p631)

Les muscles caudaux sont extrêmement développés et diversifiés. Ceci s'explique par l'importance fonctionnelle de la queue : elle sert de point d'appui vers l'arrière lorsque le wallaby prend l'attitude bipède (Grassé, 1968).

2.3.2. Le squelette appendiculaire

2.3.2.1. Le membre thoracique (Julier-Berthet, 1993)

Des comparaisons de longueurs osseuses ont montré que le membre thoracique est deux fois moins long que le membre pelvien. De même, les longueurs du radius et de l'ulna excèdent celle de l'humérus.

2.3.2.1.1. L'épaule

La ceinture scapulaire a la même conformation générale que celle des Mammifères Euthériens. L'os coracoïde est réduit à un processus dépendant de la scapula et il ne s'articule pas avec le sternum chez l'adulte. La clavicule est bien développée. Une suprascapula ossifiée prolonge la scapula sur sa face dorsale. Le tubercule supra-glénoïdien se confond avec le processus coracoïde. Enfin, l'épine scapulaire est peu proéminente.

2.3.2.1.2. Le bras

L'humérus est représenté sur la figure 10. La palette humérale est large. La tubérosité deltoïdienne se situe vers le milieu de la diaphyse. Le relief d'insertion du muscle grand rond est fortement marqué. Le sillon brachial est très profond. Enfin, l'épicondyle médial porte un foramen.

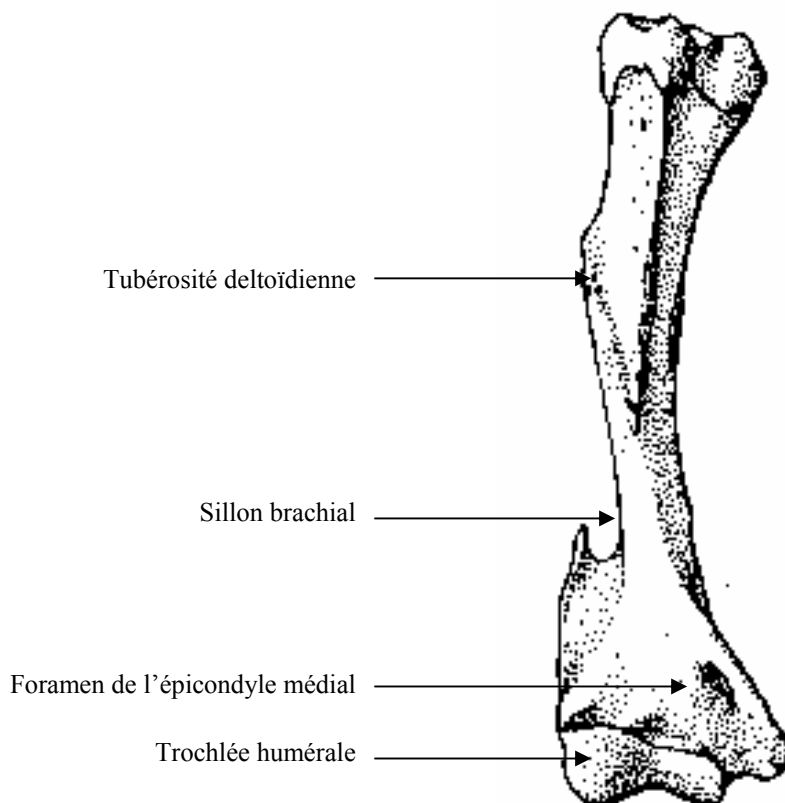


Figure 10 : Vue crâniale de l'humérus droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p772)

2.3.2.1.3. L'avant-bras

La figure 11 décrit les os de l'avant-bras. Le radius s'articule avec l'humérus et l'ulna. Comme chez les primates, le radius peut tourner autour de l'ulna fixe. Radius et ulna sont de taille comparable.

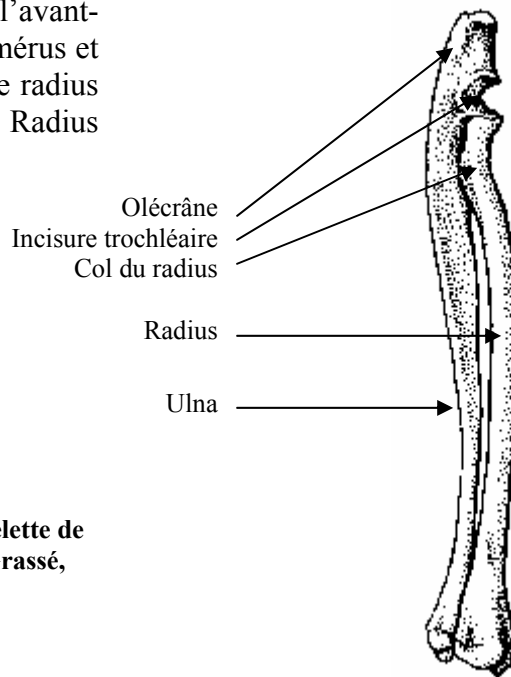


Figure 11 : Vue crânio-latérale du squelette de l'avant-bras droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p781)

2.3.2.1.4. La main

La figure 12 représente les os du carpe et des doigts. Le carpe possède 7 os. Il n'y a pas d'os central. L'os semi-lunaire ou intermédiaire du carpe et l'os scaphoïde ou radial du carpe fusionnent en un os scapholunaire ou intermédiaire radial du carpe (Julier-Berthet, 1993).

La main est pentadactyle avec un pouce bien séparé. Les 5 métacarpiens sont présent et plus ou moins équivalents. Le troisième rayon est typiquement axial, son métacarpien est le plus long. La formule phalangienne est classique : 2/3/3/3/3.

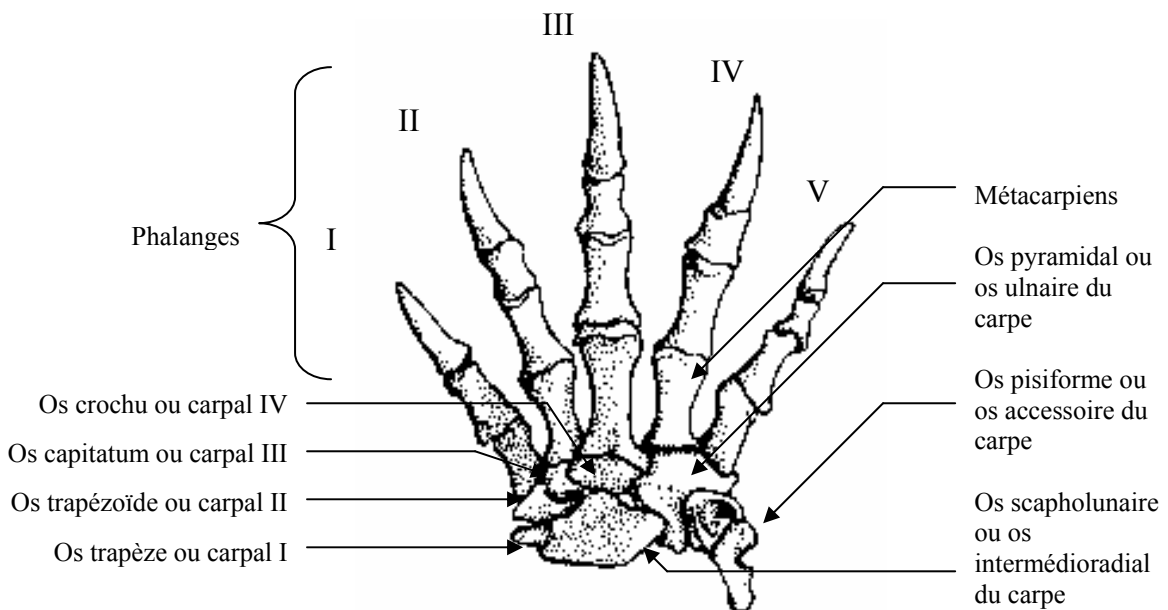


Figure 12 : Vue dorsale du squelette de la main droite de *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p809)

2.3.2.2. *Le membre pelvien*

L'allongement du membre pelvien chez les wallabies et les kangourous se fait surtout par l'allongement des deux segments distaux : la jambe et le pied. Le fémur ne représente plus que 25 % de la longueur totale du membre pelvien. Ceci correspond au raccourcissement et au renforcement de la partie charnue des muscles de la base du membre, tandis que les bras de levier distaux et les tendons qui les meuvent s'allongent et s'allègent. Toutefois, les muscles du membre pelvien, schématisés sur la figure 13, représentent tout de même environ 10 % du poids corporel total (Julier-Berthet, 1993).

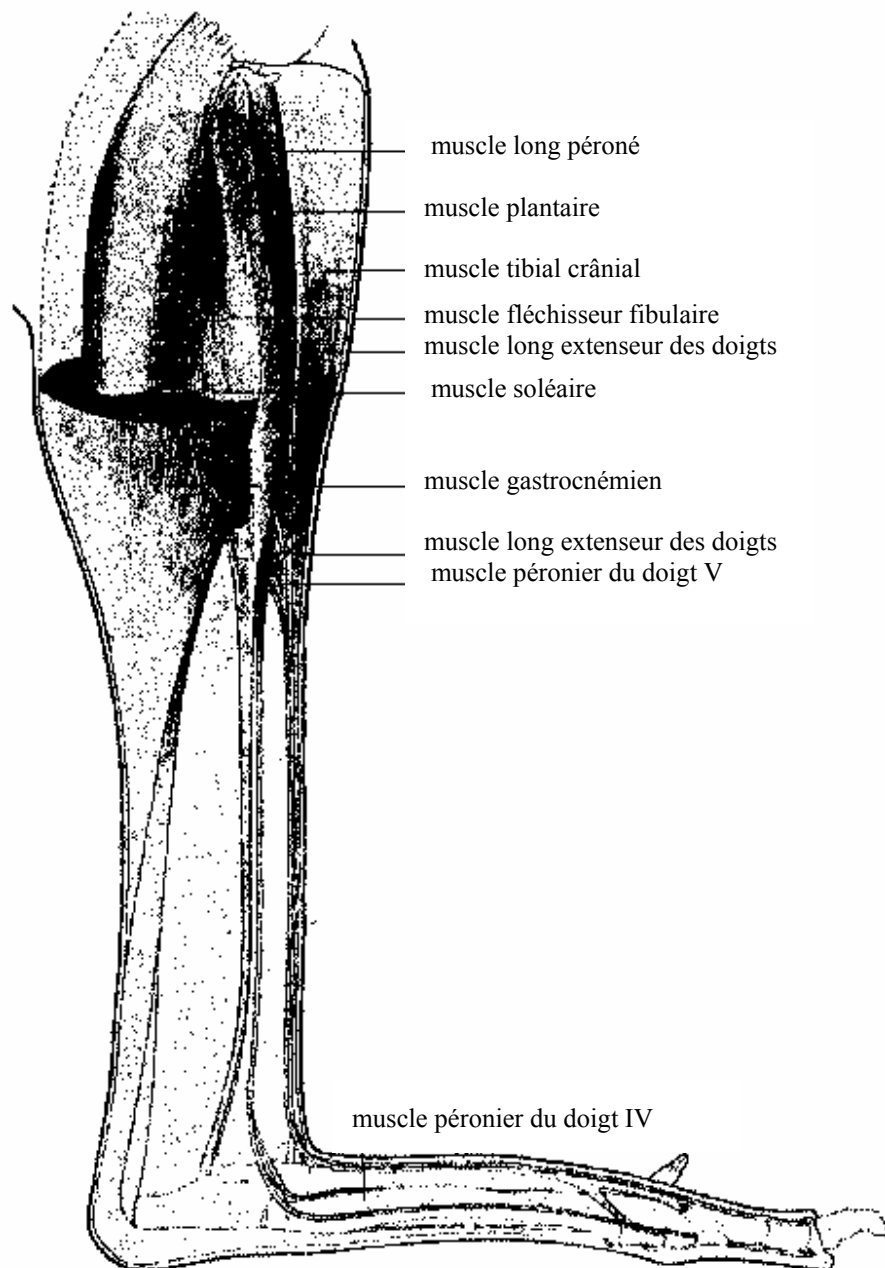


Figure 13 : Représentation schématique de la musculature du pied et de la jambe de *Macropus sp.* en vue latérale (Grassé, 1971)

2.3.2.2.1. Le bassin

Le bassin, dont la partie droite est représentée sur la figure 14, est en position verticale. La symphyse pelvienne très longue est constituée principalement de l'os pubis. L'éminence ilio-pubienne connaît un très grand développement. L'acétabulum est très profond et ovale, caractère plutôt archaïque chez un Mammifère (Grassé, 1955).

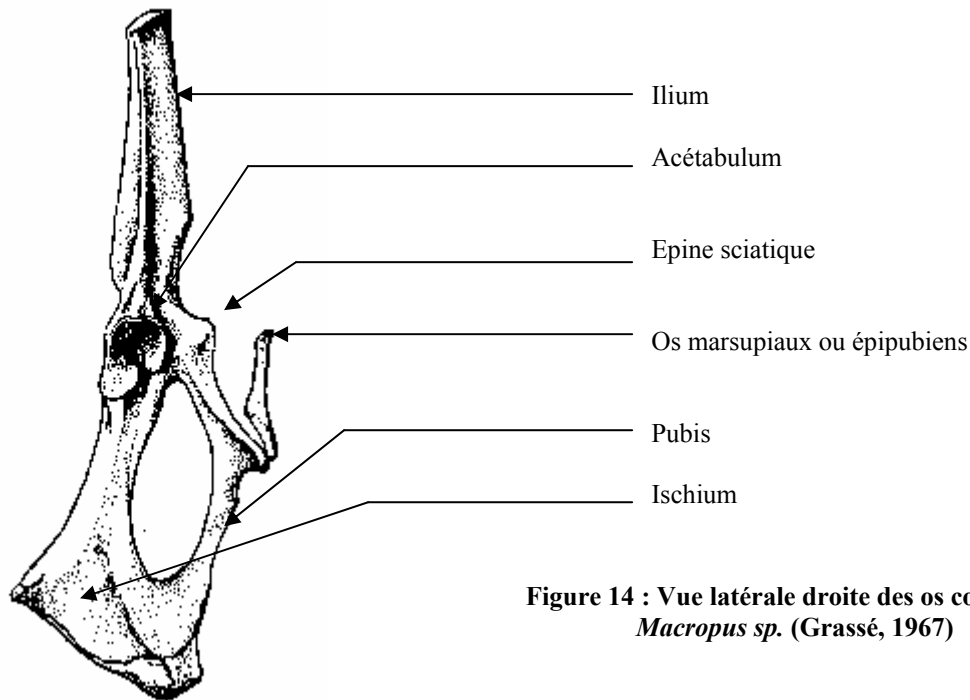


Figure 14 : Vue latérale droite des os coxaux de *Macropus* sp. (Grassé, 1967)

Sur le pubis s'articulent deux os marsupiaux, également nommés os épipubiens ou épipubis. Ils sont situés superficiellement dans la paroi abdominale entre le muscle droit de l'abdomen et le muscle oblique externe. Leur articulation, de type synoviale, se fait au bord antérieur du pubis dont ils divergent cranialement (Reilly et White, 2003). Ils ont la forme d'une robuste baguette aplatie, triangulaire et élargie à sa base. Les deux os forment entre eux un « V ». Notons la présence d'un muscle protracteur de l'os marsupial.

Les os épipubiens servent certainement de soutien de la paroi abdominale mais leur développement n'est pas lié à celui de la poche marsupiale. Signalons, à ce propos, que les mâles, qui n'ont pas de poche marsupiale, possèdent tout de même les os épipubiens. Outre les deux rôles de plancher abdominal et d'attache des muscles de l'abdomen, Barker leur attribue une troisième fonction : l'association muscles et os épipubiens assisterait le diaphragme lors de périodes d'hyperventilation, par le biais d'un brusque changement de volume de la cavité abdominale (Julier-Berthet, 1993).

2.3.2.2.2. La cuisse

La figure 15 montre l'épiphyse proximale du fémur. La tête fémorale est aplatie. La fosse trochantérienne est très marquée. Le petit trochanter forme une saillie lamelliforme et conique, arrondie à son extrémité libre. Le troisième trochanter fait défaut (Grassé, 1967).

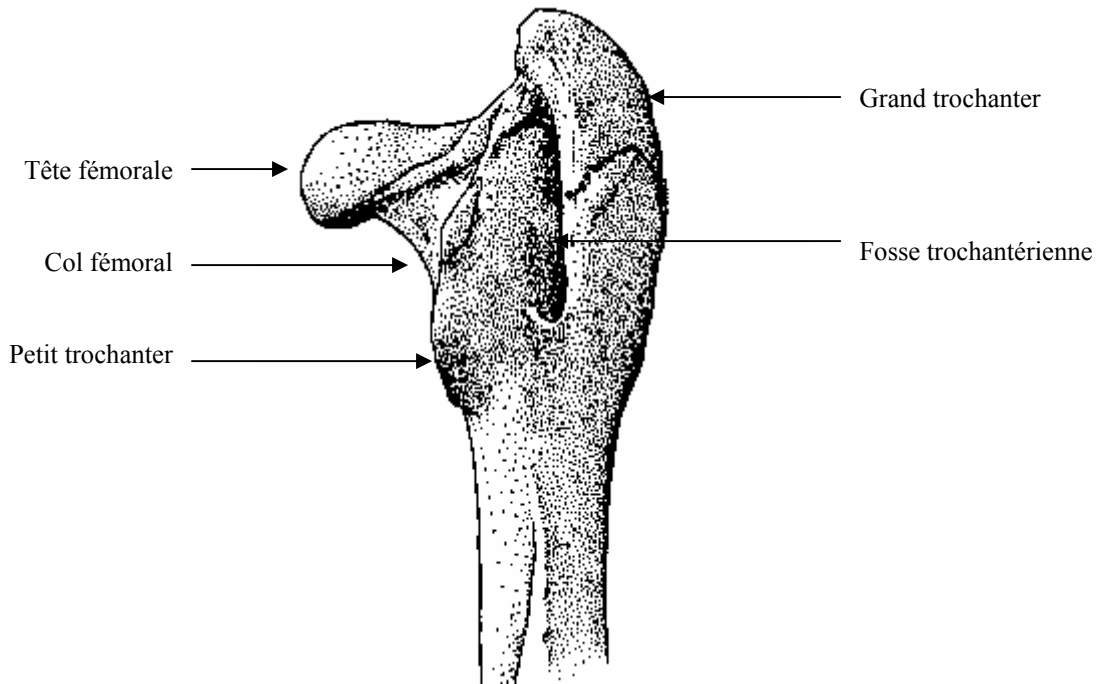


Figure 15 : Vue caudale de l'épiphyse proximale du fémur droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1967)

La rotule est fibrocartilagineuse mais reste présente dans le tendon distal du muscle quadriceps fémoral. L'os sésamoïde latéral du muscle gastrocnémien est particulièrement gros tandis que l'os sésamoïde médial est plutôt petit. Aucun os sésamoïde poplité n'est noté (Holladay et al., 1990).

2.3.2.2.3. La jambe

Le tibia et la fibula (cf. figure 16) sont séparés par un espace interosseux réduit à sa moitié supérieure, les deux fusionnant distalement. La crête tibiale est très tranchante. Un petit processus ou « fabelle » prolonge la tête de la fibula en direction caudo-latérale (Grassé, 1967).

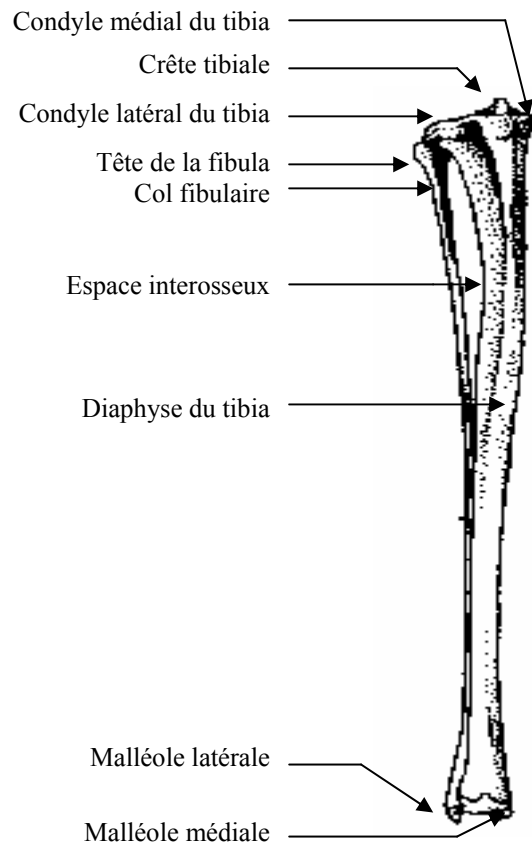


Figure 16 : Vue crâniale du squelette de la jambe droite de *Macropus sp.* (Grassé, 1967)

2.3.2.2.4. *Le pied* (Grassé, 1955 ; Grassé, 1967)

Les figures 17 et 18 schématisent les vues dorsale et plantaire des os du tarse et des doigts. Au niveau du tarse, le calcaneus est très développé, il est uni à la fibula et au talus par un ligament très puissant. Trois os cunéiformes sont situés entre l'os scaphoïde, l'os cuboïde et les trois premiers os métatarsiens.

Le premier os métatarsien est absent, ceci étant corrélé avec la disparition du doigt I. Les deuxième et troisième os métatarsiens sont très grêles et courbés vers l'intérieur du pied, passant sous la face plantaire du quatrième os métatarsien. Ils forment un angle d'une soixantaine de degré avec l'axe longitudinal du membre, comme le montre la figure 17. Le quatrième os métatarsien est le plus important, il atteint les $\frac{3}{4}$ de la longueur du fémur. Enfin, le cinquième os métatarsien est médiocrement développé, il s'arque légèrement vers l'extérieur du pied.

Le pied présente un mode ectaxonique, c'est-à-dire une prédominance du quatrième rayon sur le troisième, caractéristique des Phalangéridés. La prédominance du doigt IV est telle que l'on peut parler ici d'une monodactylie fonctionnelle.

Chaque doigt comprend trois phalanges et des os sésamoïdes. Par ailleurs, les doigts II et III, atrophiés et syndactyles, sont terminés par deux griffes qui constituent deux sortes de coquilles appliquées l'une contre l'autre par leur bord médial, plus ou moins denté. Ce sont ces deux griffes qui réalisent une « fourche pectinée » servant d'appareil de toilette.

A la face antérieure de la jambe, tous les muscles sont présents mais leurs insertions distales sont déplacées encore plus distalement et les tendons digitaux réduits. En revanche, à la face postérieure, divers muscles ne s'individualisent pas comme chez les Euthériens, le même muscle jouant plusieurs rôles sur plusieurs doigts. Ainsi les divers éléments du pied restent solidaires les uns des autres lorsqu'ils sont soumis à l'action du fléchisseur (le muscle planto-perforé).

Au niveau du pied, on note la disparition des tendons mobilisant les orteils syndactyles, qui sont alors mis fonctionnellement hors jeu (Grassé, 1971).

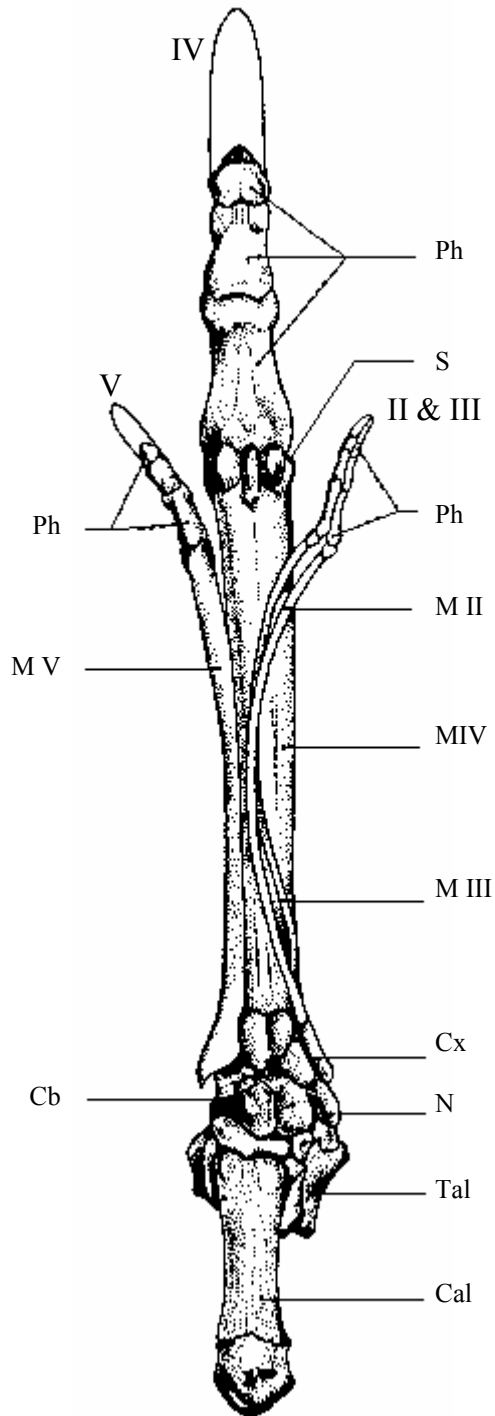


Figure 17 : Vue plantaire du squelette du pied droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1955)

Cal : Calcaneus
 Tal : Talus
 Cb : Os cuboïde
 N : Naviculaire ou os central du tarse
 Cx : Os cunéiforme ou os tarsal
 M x : Métatarsiens
 Ph : Phalanges

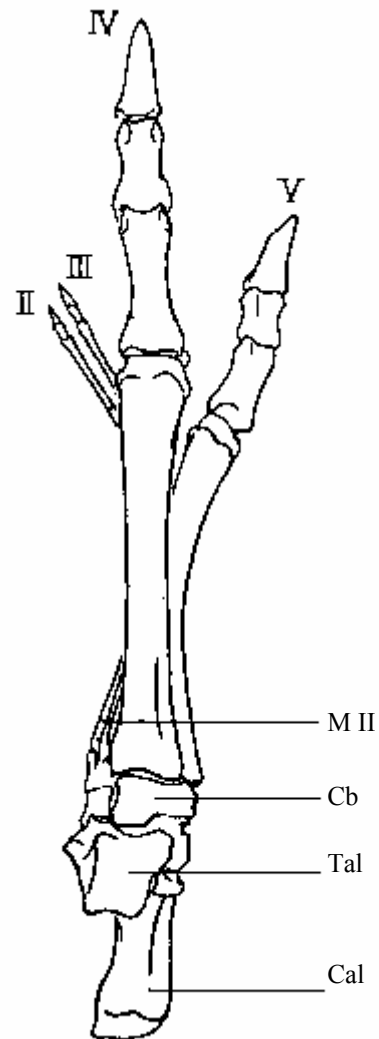


Figure 18 : Vue dorsale du squelette du pied droit de *Macropus sp.* (Grassé, 1971)

2.3.3. Particularités de l'anatomie fonctionnelle du squelette de wallaby

L'ostéologie de *Macropus rufogriseus* présentent de nombreux caractères archaïques, communs à la plupart des Marsupiaux. Cependant, l'étude de l'appendice caudal et du membre pelvien montre des spécialisations anatomiques locomotrices intéressantes.

2.3.3.1. La bipédie (Grassé, 1967).

Le wallaby de Bennett est principalement un bipède, même si parfois, à faible allure, il peut marcher à l'aide de ses quatre membres.

Comme chez tous les bipèdes, on peut remarquer la prédominance du train postérieur sur le train antérieur. Au niveau vertébral, l'augmentation de crânio-caudale de l'effort de pression due à la position bipède se traduit par l'accroissement de la résistance des vertèbres, de l'axis vers le sacrum, comme le montre bien la figure 3 (p 24 squelette). Le sacrum est basculé vers l'arrière (spondylolisthèse). Tout le poids du corps se reporte donc sur les membres pelviens, de la même manière que chez l'Homme, mais également sur la queue, particularité des Marsupiaux du type wallaby ou kangourou. De même, l'allongement des processus transverses et épineux des vertèbres lombaires est en rapport avec le renforcement des muscles de la ceinture lombaire et de la base de la queue.

La queue joue un rôle de soutien mais également un rôle d'équilibration du tronc. Ainsi, le tronc garde une certaine obliquité, même en position bipède. L'équilibre est assuré par le balancement de la partie supérieure du corps au-dessus de la base pelvienne élargie et de la queue. Au niveau musculaire, l'essentiel demeure l'antagonisme épissime-hyposome. La musculature doit s'adapter, non seulement à l'extension et à la flexion comme chez les quadrupèdes mais aussi, dans une certaine mesure, au balancement latéral. Les muscles abdominaux deviennent également un élément important de l'équilibre du tronc, d'autant qu'ils sont aidés par les os épipubiens. Ils reculent globalement leurs insertions costales (libérant ainsi la région thoracique supérieure pour la respiration) et renforcent leurs attaches pelviennes.

Ces muscles abdominaux associés aux os épipubiens n'ont, en revanche, plus autant un rôle de soutien de la cavité abdominale que chez les quadrupèdes. A ce sujet Grassé dit que « la paroi se comporte surtout comme une digue vis-à-vis des viscères ». Ce caractère est encore plus poussé chez l'Homme en station bipède permanente.

La station bipède en étant appuyé sur la queue pourrait s'apparenter à la position assise fréquente chez les autres bipèdes. Pour un repos plus parfait, le wallaby pourra se mettre en position couchée, sur le flanc, les postérieurs étendus de côté et la tête relevée, comme sur la figure 19.



Figure 19 : Illustration de la position couchée chez *Macropus sp.* (Grassé, 1967)

2.3.3.2. La locomotion

Les Mammifères bipèdes peuvent se diviser en deux catégories : les marcheurs (l'Homme par exemple) et les sauteurs. En tant que *Macropodidae*, le wallaby de Bennett appartient à cette dernière catégorie. De nombreuses particularités de son squelette révèlent un processus d'adaptation au saut bipède.

Le saut bipède dérive du saut quadrupède. L'exigence d'accroissement de vitesse a pu abréger puis supprimer la phase d'appui sur les antérieurs, surtout au cours de la course, la marche demeurant normale. Les modifications anatomiques corrélatives consistent pour l'essentiel en une exagération de l'hétéropodie postérieure, le membre pelvien est plié en « Z », les segments sont fortement angulés et limités à des mouvements de flexion-extension. Cette angulation du squelette est schématisée sur la figure 20.

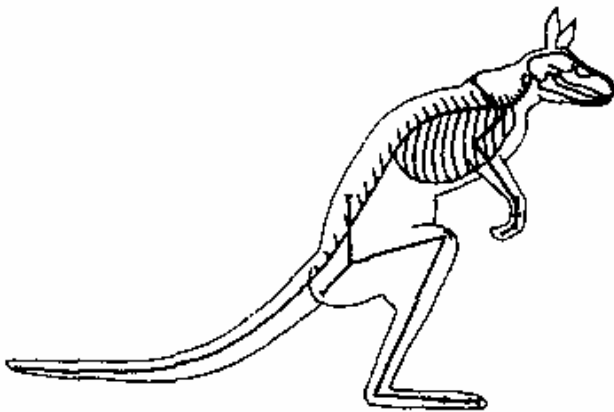


Figure 20 : Représentation schématique du squelette et du contour général de *Macropus sp.* montrant l'angulation des membres (Grassé, 1967)

L'adaptation au saut bipède est notable au niveau de l'anatomie du rachis et surtout du membre pelvien (Grassé, 1955 ; Grassé, 1967) :

- Le rachis est très arqué et flexible. Illustrée sur la figure 21, la flexibilité maximale du tronc, dans le plan sagittal, se situe dans la région thoracique. Cette flexibilité est importante pour permettre à ce sauteur de prendre de l'élan et de se rejeter en arrière lorsqu'il reprend contact avec le sol pour ne pas « capoter ».

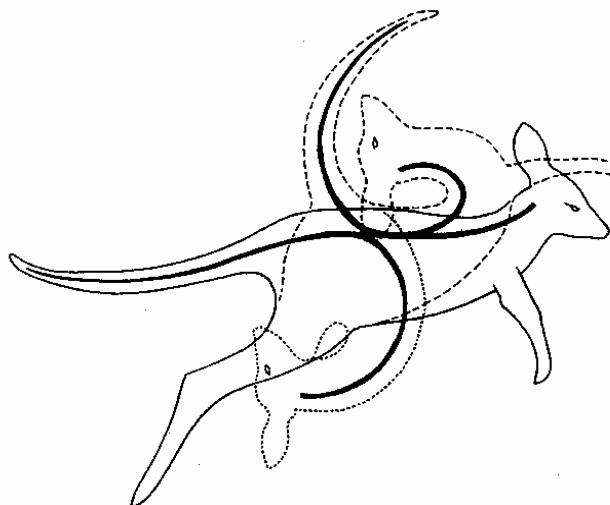


Figure 21 : Représentation schématique de la flexibilité maximale de la colonne vertébrale chez *Macropus sp.* (Grassé, 1967, p668)

- Les corps vertébraux sont courts, profonds et larges, ceci apportant un soutien notable à un animal assez lourd en station bipède (Chen et al., 2005).
- Le squelette et les muscles de la queue sont massifs surtout à la base, créant une certaine solidité nécessaire pour le soutien tout comme pour la prise d'appui dans le saut.
- Le bassin présente un ilium allongé, un acétabulum creusé et des épines iliaques développées.
- Le fémur s'allonge relativement moins que les autres segments et s'intègre à la masse du tronc.
- Le tibia est allongé et aplati, la fibula est réduite et soudée distalement au tibia.
- L'allongement de l'ensemble fémur-tibia-calcaneus-métatarse IV crée un bras de levier puissant qui propulse l'animal lors de la détente.
- La grande longueur du calcaneus permet une excellente utilisation de la force musculaire s'exerçant caudalement par rapport à l'articulation avec le talus.
- Du genou à l'extrémité distale du membre pelvien, il n'y a pratiquement plus de mouvements latéraux des os les uns par rapport aux autres.
- Les muscles extenseurs de la jambe sont proportionnellement plus volumineux et plus lourds que les muscles fléchisseurs (Lodder, 1991)
- On note un allongement corrélatif des tendons aux dépens des parties charnues des muscles.
- Les os du tarse, unis par des ligaments fibreux, forment avec le métatarsien IV un ensemble élastique.
- L'appui se concentre sur le doigt IV et les rayons latéraux disparaissent.

En définitive, *Macropus rufogriseus* avance plutôt sur un mode quadrupède à petite vitesse et sur un mode bipède à grande vitesse.



Locomotion lente



Locomotion rapide

Figure 22 : Description de la locomotion d'un wallaby (Boszczyk, 2001)

Lorsqu'il broute par exemple, il se déplace lentement (moins de 6 km/h), le dos incliné avec une curieuse démarche sur « cinq membre » : il prend appui sur sa queue placée

verticalement ainsi que sur ses membres antérieurs posés à plat puis il ramène, simultanément ou alternativement, ses membres postérieurs pour les placer au même niveau que les membres antérieurs, enfin il prend appui sur ses membres postérieurs pour relever et avancer ses membres antérieurs (Julier-Berthet, 1993). Le coût énergétique de cette marche « pentapédale » est identique à celle des Mammifères quadrupèdes de même poids corporel (Baudinette et al., 1992).

Lorsqu'il veut accélérer l'allure, il procède par bonds, en se servant uniquement de ses membres postérieurs séparés l'un de l'autre de 1 ou 2 cm et de sa queue rigidifiée et horizontale (cf. Schéma 1). La queue fait office de contrepoids et de gouvernail. En général, il garde son corps en position horizontale ou oblique, en rabattant les oreilles et en ramenant les membres antérieurs contre son corps. Le pied droit précède un peu le pied gauche. La queue s'élève et s'abaisse successivement alors que les jambes bougent d'avant en arrière. Lors de la retombée sur le sol, le dos se cambre vers l'arrière. Au cours du dernier saut, il se tient debout et écarte plus ses membres postérieurs. L'accélération se fait par élargissement des bonds et non par augmentation de leur fréquence. Enfin, sur un sol incliné, il se déplace difficilement sans culbuter.

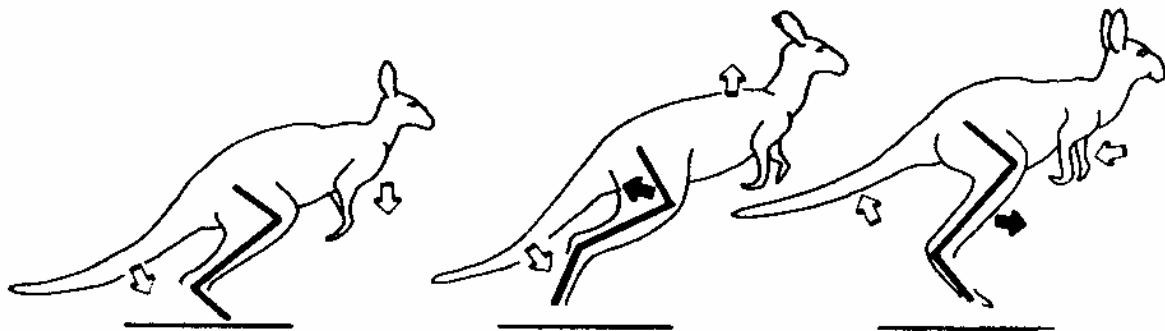


Schéma 1 : Forces s'exerçant sur le squelette pelvien pendant le saut bipède (Grand, 1990)

Le coût énergétique de ce déplacement par sauts bipèdes augmente linéairement avec la vitesse du déplacement jusqu'à un plateau (environ 28 km/h chez *Macropus eugenii*, Baudinette et al., 1992). A chaque saut, le wallaby stocke une partie de l'énergie dans les tendons, muscles et ligaments de ses membres pelviens pour limiter l'effort nécessaire au prochain saut (Cavagna et al., 1977). A plus grande vitesse, la fréquence des sauts reste la même mais les sauts s'allongent. Le coût énergétique du déplacement reste le même malgré l'accélération, il devient indépendant de la vitesse. Ce phénomène participerait à l'adaptation des Macropodidés à la recherche d'eau dans un milieu semi-aride comme l'Australie centrale, ils peuvent parcourir environ 7 km par jour pour trouver de l'eau (Baudinette et al., 1992).

Par ailleurs, les wallabies et les kangourous sont de très bons nageurs grâce à leurs membres postérieurs.

2.3.4. Les dents

2.3.4.1. Formule dentaire (Finnie, 1986 ; Julier-Berthet, 1993)

	3		0		2		4	
I	-	C	-	Pm	-	M	-	par hémimâchoire
	1		0		2		4	

$$\mathbf{I} : \text{I, II, III} / \text{I} \quad \mathbf{C} : \text{0} / \text{0} \quad \mathbf{Pm} : \text{III, (IVt), IV} / \text{III, (IVt), IV} \quad \mathbf{M} : \text{I, II, III, IV} / \text{I, II, III, IV}$$

2.3.4.2. Denture

En général, les Marsupiaux possèdent un nombre élevé de dents, mais dans le cas de *Macropus rufogriseus*, wallaby herbivore, ce nombre s'est réduit en adaptation avec ce régime alimentaire. La denture hétérodonte de *Macropus rufogriseus* est composée de 32 dents, nombre de dents équivalent à celui des Herbivores Euthériens (Monnereau, 2002). La denture est représentée sur la figure 4 (p 35 crâne).

Les dents des mâchoires supérieure et inférieure sont courbées en sens opposé dans un plan vertical, ce qui réduit leur surface de contact (Julier-Berthet, 1993). *Macropus rufogriseus* étant un wallaby plutôt de type « brouteur » que « folivore », cette occlusion permet un cisaillement efficace des plantes et tiges abrasives, plus dures, riches en fibres et en silice que les feuilles (Olivier-Courtois et Lecu, 2003).

2.3.4.2.1. Les incisives

Macropus rufogriseus fait partie de l'ordre des Diprodontes. Il possède ainsi 3 paires de grosses incisives supérieures en poinçons robustes, aptes à couper et percer les aliments. La première incisive supérieure, prédominante et proclive, paraît croître de façon continue selon Tate (1948). La deuxième incisive est relativement moins développée que les deux autres. La troisième incisive est assez grande et possède un sillon sur sa face externe (Grassé, 1955). La taille des premières et troisièmes incisives varie avec le pourcentage de fibres dans la ration (Julier-Berthet, 1993).

La diprodontie implique également la prédominance de la paire médiane d'incisives inférieures avec la disparition des autres incisives inférieures. Les incisives inférieures, de grande taille et en forme de burin, se dirigent horizontalement vers l'avant. Elles sont munies de bords internes tranchants. Lorsque la bouche est fermée, elles se situent derrière les incisives supérieures. Quand l'animal broute, les incisives inférieures se séparent, grâce à la mobilité relative des hémimandibules l'une par rapport à l'autre. Elles s'approchent des incisives supérieures pour saisir la nourriture, laquelle est arrachée. Enfin, elles se rapprochent l'une de l'autre dès que les aliments sont dans la cavité buccale (Julier-Berthet, 1993).

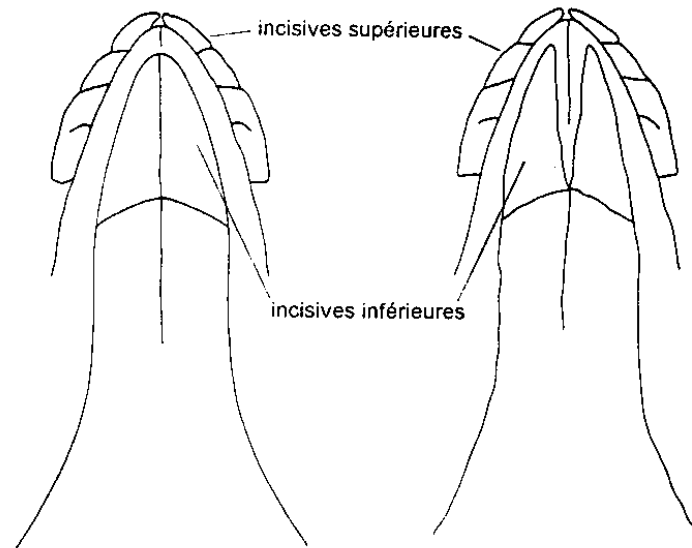


Figure 23 : Représentation schématique en vue ventrale des incisives inférieures de *Macropus rufogriseus* par rapport aux incisives supérieures (Julier-Berthet, 1993, p 51)

2.3.4.2.2. Les canines

Macropus rufogriseus est dépourvu de canine, un long diastème sépare donc les dents labiales des dents jugales.

2.3.4.2.3. Les prémolaires

Les prémolaires sont plutôt aplaties dans le sens transversal, petites et étroites, trichonodonte et coupantes. Elles sont de type sécodonte.

Flower (1867) a montré le premier que parmi les dents de Marsupiaux, une seule était soumise au renouvellement : la Pm IV. Cette Pm IVt temporaire présente une structure molariforme bilophodonte tandis que la Pm IV définitive retrouve un type prémolaire. La molarisation de la dent temporaire atteint également les racines. Aussi longtemps que Pm IVt est présente, Pm III affecte en petit l'aspect sécodonte qu'aura Pm IV définitive, de telle sorte que les deux prémolaires fonctionnelles de l'adulte sont très similaires (Grassé, 1955).

2.3.4.2.4. Les molaires

Les molaires sont hypsodontes chez les *Macropodinae*. Elles possèdent deux ou trois racines et sont quadrituberculées. Il s'agit en effet de dents de taille approximativement identique, épaisses, à quatre cuspides réunies par paires pour former des tubérosités transversales. Ces dernières sont elles-mêmes reliées par un pont longitudinal.

Ce développement est comparable à l'hypsodontie retrouvée chez les Euthériens herbivores. Il représente une adaptation à la mastication de plantes riches en fibres.

2.3.4.3. Dentition

La dentition des Marsupiaux est particulière car elle présente une monophyodontie totale à une exception près (la Pm IV, selon la notation de Grassé). De plus, le genre *Macropus* a une autre adaptation à un régime fibreux, le phénomène de progression molaire, phénomène comparable à celui des éléphants (Hume et Barboza, 1993).

L'étude de la dentition de *Macropus rufogriseus* s'appuiera sur les caractères généraux de la dentition des *Macropodidae* étudiés par Julier-Berthet (1993).

Les premières dents jugales apparaissant à chaque mâchoire sont au nombre de trois. Il s'agit de la prémolaire Pm III de grande taille (servant à la dilacération des aliments), de la prémolaire Pm IVt et de la première molaire M I. Par la suite, les molaires émergent successivement durant plusieurs années. Après un certain temps, les prémolaires Pm III et IVt tombent et ne sont remplacées que par une unique prémolaire de dilacération Pm IV.

Durant l'éruption séquentielle des molaires et même au-delà de l'apparition de la dernière molaire M IV, la rangée dentaire avance progressivement vers l'avant de la mâchoire. Ainsi, chaque dent fait éruption à l'arrière de la mâchoire, puis prend la place de celle qui la précède, au fur et à mesure de l'usure et enfin arrivée à l'avant de la mâchoire, elle tombe. Cette série de stades progressifs est illustrée par le schéma 2.

En définitive, le wallaby adulte, comme le kangourou ou l'éléphant, est doté de molaires dont certaines sont usées et d'autres font juste leur apparition, ceci même avant l'apparition de la dernière molaire. Un animal âgé ne possède parfois pas plus qu'une ou deux molaires usées par mâchoire.

Alors que les grandes espèces perdent leur prémolaire PmIV, cette dernière subsisterait selon Ride, tout au long de la vie des *Macropodinae* de petite taille, comme par exemple pour *Macropus rufogriseus*. Ceci indiquerait que leur régime alimentaire serait plus varié et pas seulement limité à de l'herbe (Julier-Berthet, 1993).

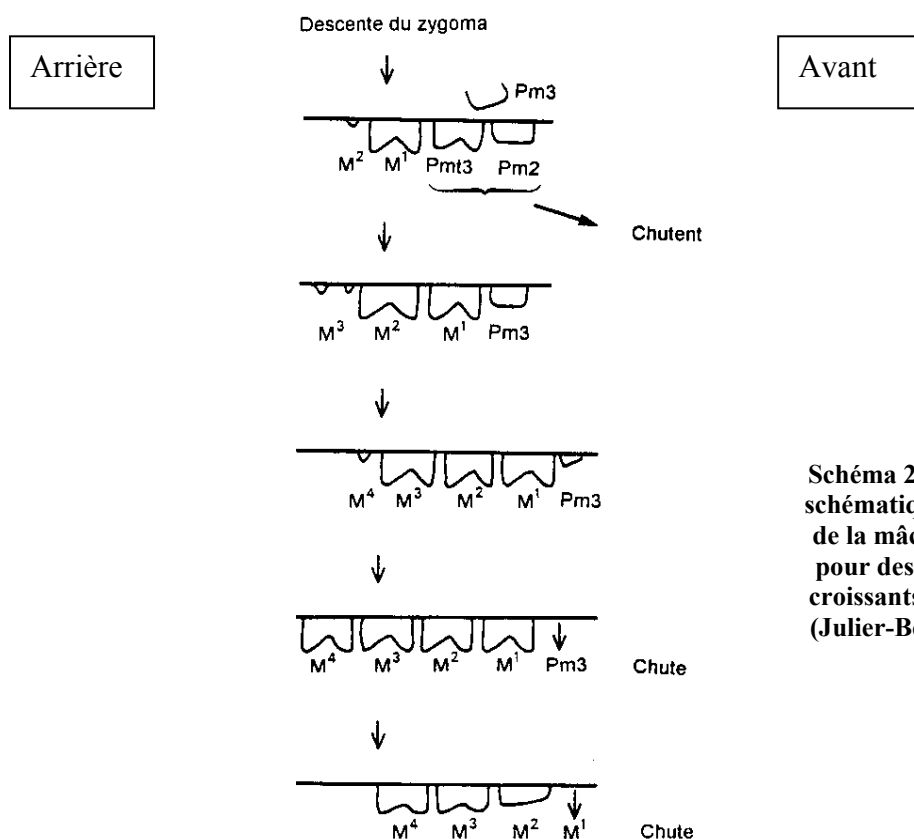


Schéma 2 : Représentation schématique de la dentition de la mâchoire supérieure pour des individus d'âges croissants (en vue latérale) (Julier-Berthet, 1993, p53)

L'interprétation de la denture et de la dentition des Marsupiaux est confuse : la prémolaire temporaire est généralement assimilée à une dent lactéale mais on ne sait pas exactement à quelle génération appartiennent les autres dents. Pour préciser cette interprétation, il faudrait établir une chronologie exacte des poussées successives de germes dentaires (Grassé, 1955).

L'étude des dents de *Macropus rufogriseus* nous conduit à la conclusion suivante : la constitution et le remplacement successif des dents représentent une adaptation à un régime alimentaire fibreux (à base de plante siliceuses) mais également à la consommation d'autres éléments de nature variée.

2.3.4.4. Détermination de l'âge

L'examen de la dentition permet une détermination de l'âge. Deux méthodes sont proposées selon l'âge approximatif de l'individu.

D'une part, l'éruption dentaire est utilisable pour de jeunes individus. Chez *Macropus rufogriseus*, on obtient (Julier-Berthet, 1993):

Apparition de l'incisive inférieure : 161-171 jours

Apparition de l'incisive I supérieure : 198 jours

Apparition de l'incisive II supérieure : 213-219 jours

Apparition de l'incisive III supérieure : 250-254 jours

Toutefois, l'apparition des molaires n'est pas caractéristique, elle se réalise à des dates variables au sein de l'espèce. On relève cependant chez d'autres espèces du genre *Macropus*, des repères comme : l'émergence totale de la molaire M I avant la fin de la première année et l'apparition de la molaire M IV entre 3 et 6 ans.

D'autre part, la progression molaire peut être un bon indicateur de l'âge chez l'adulte. Cette progression est déterminée dans la mâchoire, par rapport à un point fixe, à savoir le processus descendant de l'arc zygomatique. L'âge de l'animal est évalué selon la partie de la dent qui en face de ce point de repère. La progression des molaires est directement rapportée au logarithme de l'âge des individus ; elle s'effectue plus lentement chez un animal vieillissant (Julier-Berthet, 1993).

2.4. Les organes des sens

Les organes sensoriels des Marsupiaux sont comparables à ceux des Mammifères Euthériens et interviennent notamment dans des interactions sociales complexes.

2.4.1. L'œil (Julier-Berthet, 1993)

La membrane nictitante est peu développée. La glande de Harder est présente.

L'organe de la vision des Marsupiaux est d'un type mammalien indiscutable. La cornée est grande. La sclère est fibreuse et ne présente pas de cartilage. La pupille est ronde. Dans la zone recouverte par le tapis se trouvent des bâtonnets à segment externe très longs, il s'agirait d'une zone très sensible à la lumière sans augmentation du pouvoir séparateur (pas de fovéa).

Mais la rétine de *Macropus sp.* posséderait des caractères retrouvés chez les Sauropsidés, comme la présence dans certains cônes de boules huileuses colorées.

L'œil des espèces du genre *Macropus* est bien adapté à la vision diurne selon Walls. Les wallabies visualisent bien les mouvements mais ils ne distinguent pas clairement les détails d'un champ de vision lointain. Enfin, leur angle de vision est relativement étroit.

2.4.2. L'oreille (Grassé, 1955)

La structure des oreilles moyenne et interne est également typiquement mammalienne.

Dans l'oreille moyenne, la portion pétro-tympanique forme la paroi interne et le toit de la caisse tympanique. L'aile sphénoïdale constitue la majeure partie de la bulle tympanique et longe la caisse tympanique dans toute sa portion ventrale. La trompe d'Eustache est membraneuse. Dès la naissance, le marteau se soude souvent à l'enclume, l'étrier conservant rarement son aspect de columelle. Enfin comme chez les Euthériens, la cochlée s'enroule en spires.

L'ouïe est le sens le plus développé à distance. Les oreilles, en constant mouvement, peuvent effectuer une rotation sur elle-même de 180°, chacune pouvant s'orienter différemment. *Macropus rufogriseus* perçoit les ultrasons (Julier-Berthet, 1993).

2.4.3. Les organes olfactifs (Grassé, 1955 ; Grassé, 1968)

Macropus rufogriseus est un animal macrosmatique comme tous les Marsupiaux. L'olfaction est puissamment développée. La cavité nasale est ample, sa forme est en rapport avec celle du museau. Ses parois latérales portent six cornets (un nasoturbinale, 4 ethmoturbinaires et un maxilloturbinale). L'organe de Jacobson est développé, caractère relativement primitif.

Comme chez tous les animaux macrosmatiques, l'épiglotte est considérée comme un auxiliaire de l'odorat. Elle canalise en effet le courant d'air nasal dans la gorge vers la membrane pituitaire.

2.4.4. **Les organes tactiles** (Grassé, 1955)

Des vibrisses sont présentes de part et d'autre des narines sur la lèvre supérieure, à la mâchoire inférieure et au-dessus des yeux.

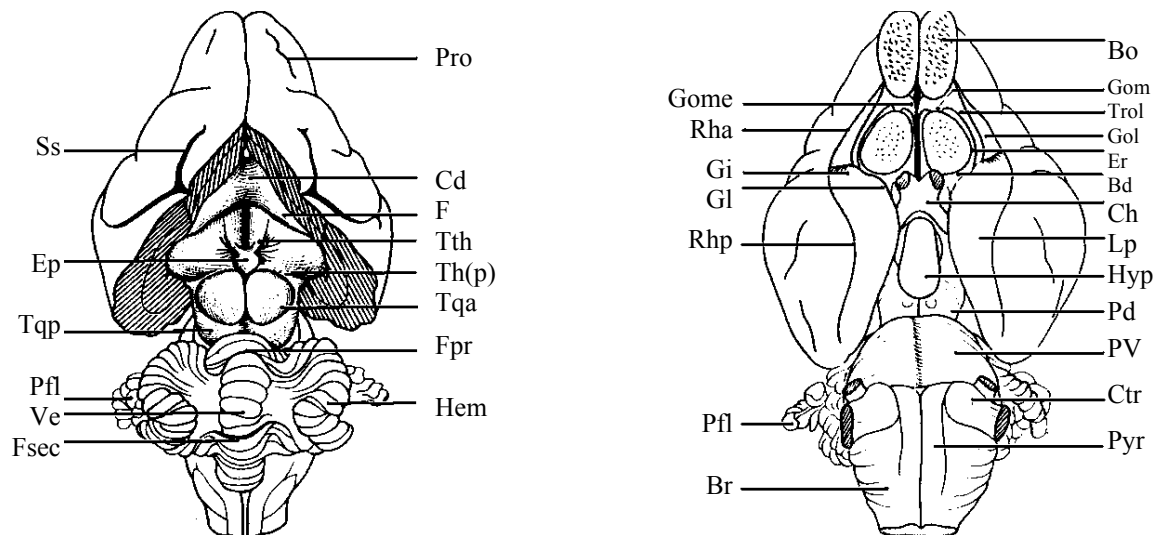
2.4.5. **Les organes gustatifs** (Grassé, 1973)

La langue présente de nombreuses papilles filiformes regroupées par trois sur une base commune : la *papillae coronatae*. Les papilles foliées constituent les organes gustatifs latéraux.

2.5. Le système nerveux central (Grassé, 1955)

Le cerveau d'un Métathérien en général est proportionnellement plus petit que celui d'un Euthérien. Il s'accroît tout au long de la vie du wallaby. Sa forme externe ressemble beaucoup à celle d'un Euthérien primitif à l'exception de la structure commissurale. Il présente de nombreux caractères archaïques permettant de le comparer au cerveau antérieur des Reptiles :

- Le télencéphale est relativement petit
- Les hémisphères cérébraux sont modestement développés, une forte commissure ventrale les unit et ils ne sont parcourus que de quelques circonvolutions peu marquées
- Il n'y a pas de corps calleux mais une structure fonctionnellement similaire, le *fasciculus aberrans*
- Le rhinencéphale est très étendu mais de structure simple : les bulbes olfactifs et les centres supérieurs sont très développés
- Le néopallium est relativement petit
- Le cervelet présente également une structure archaïque
- La moelle épinière s'étend habituellement jusqu'au sacrum



Bd :	bandelette diagonale	Gol :	gyrus olfactif latéral	Rh :	rhinale postérieure
Bo :	bulbe olfactif	Gom :	gyrus olfactif moyen	Ss :	suprasylvia
Br :	bulbe rachidien	Gome :	gyrus olfactif médial	Trol :	tractus olfactif latéral
Cd :	commissure dorsale	Hem :	hémisphère	Tth :	<i>toenia thalami (stria medullaris)</i>
Ch :	chiasma optique	cérébelleux		Th(p) :	pulvinar
Ctr :	corps trapézoïde	Hyp :	hypophyse	Tqa :	tubercule
Ep :	épiphyse	Lp :	lobe piriforme	quadrijumeau antérieur	
Er :	scissure entorhinale	Pd :	pédoncule cérébral	Tqp :	tubercule
F :	fornix	Pfl :	parafloculus	quadrijumeau postérieur	
Fpr :	<i>fissura prima</i>	Pro :	sulcus proreus	Ve :	vermis
Fsec :	<i>fissura secunda</i>	PV :	pont de Varole		
Gi :	<i>gyrus intermedius</i>	Pyr :	pyramide bulbaire		
Gl :	<i>gyrus lunaris</i>	Rha :	rhinale antérieure		

Figure 24 : Représentation schématique du système nerveux central de *Macropus sp.* (Julier-Berthet, 1993 p70)

L'activité corticale sensori-motrice est moins développée que celle des Euthériens. Par ailleurs, les régions de la face et des membres antérieurs sont bien représentées controlatéralement, la perception des mouvements fins par exemple est précise.

2.6. Les glandes endocrines

Les glandes endocrines faisant partie d'un appareil spécialisé seront traitées dans le paragraphe correspondant à cet appareil.

2.6.1. La glande pinéale et l'axe hypothalamo-hypophysaire (Julier-Berthet, 1993)

La glande pinéale est en forme de carotte plate et bilobée distalement. Elle se situe entre les hémisphères cérébraux et loin en avant du cervelet.

L'hypophyse est enfermée dans une selle turcique. Le lobe antérieur est très développé, le lobe postérieur est relativement moins développé et le lobe intermédiaire n'est constitué que d'une couche cellulaire. La neurohypophyse est très primitive.

2.6.2. Les glandes surrénales

Le rapport poids des glandes surrénales sur poids corporel est relativement similaire à celui des Euthériens. Il existe un dimorphisme sexuel pondéral très important et ce rapport est approximativement deux fois plus important chez les femelles (Finnie, 1986).

Les glandes surrénales sont sphériques à ovales. Elles sont situées médialement au pôle antérieur des reins, ventro-latéralement à l'aorte. La glande surrénale gauche acquiert des rapports avec la veine rénale et la droite avec la veine rénale et la paroi dorso-latérale de la veine cave (Walker et Gemmel, 1983).

Leur structure interne est typiquement mammalienne malgré quelques différences. Elle présente un septum cortico-médullaire. La zone corticale est proéminente et la zone fasciculée occupe la majeure partie du cortex. La zone médullaire est relativement compacte (Julier-Berthet, 1993).

Le fonctionnement des glandes surrénales est similaire à celui des Euthériens, elles sont nécessaires à la survie de l'animal. Le cortisol est le corticostéroïde le plus abondant dans le sang. Le contrôle de l'équilibre hydrosodé est également effectué par l'aldostérone, principal minéralocorticoïde sécrété par les glandes surrénales. La sécrétion de corticostéroïdes est stimulée par l'ACTH mais la sensibilité des glandes surrénales à l'ACTH est nettement inférieure à celle des Euthériens.

2.6.3. Les glandes thyroïdes et parathyroïdes (Julier-Berthet, 1993)

La thyroïde se compose de deux lobes ventro-latéraux situés immédiatement en arrière du larynx, à l'entrée de la trachée. L'existence de thyroïdes accessoires semble fréquente.

La concentration moyenne totale en thyroxine plasmatique est de 1,6 µg/dL, valeur bien inférieure à celle des Euthériens. Mais cette différence s'explique par le niveau métabolique inférieur des Métathériens. La glande thyroïdienne joue un rôle important dans la thermorégulation. Enfin, la sécrétion de thyroxine est influencée par la prise alimentaire.

Comme l'ensemble des Marsupiaux, le wallaby de Bennett possède deux paires de glandes parathyroïdes.

2.7. Le système circulatoire

2.7.1. L'appareil circulatoire sanguin (Julier-Berthet, 1993 ; Samuel, 1988)

2.7.1.1. Le coeur

Le cœur des Marsupiaux est relativement gros, il présente plusieurs caractères originaux :

- Le péricarde est adhérent au sternum et au diaphragme
- L'atrium droit possède une auricule bilobée qui entoure la base de l'aorte
- Le septum inter-auriculaire ne porte pas de fosse ovale, le trou de Botal se fermant probablement de la même manière que chez les Oiseaux
- La lumière du ventricule droit a une forme en croissant bien marquée
- La valvule atrio-ventriculaire droite ne possède pas de muscle papillaire, elle n'est constituée que d'une cuspside unique et présente trois festons.

La fréquence cardiaque est en moyenne de 40 battements par minute, mais elle augmente énormément avec le stress, elle serait de 125 à 150 d'après Burton. Cette fréquence est largement inférieure à celle d'un Euthérien de même poids et de même taille. Cela reflète le faible niveau métabolique des Métathériens.

Le volume de sang éjecté à chaque contraction est 1,5 fois plus important chez les Métathériens que chez les Euthériens. Il reste relativement constant lors d'un effort modéré mais peut doubler sa valeur de repos lors d'une course à vitesse maximale.

2.7.1.2. Le système artériel

Le trajet de l'artère carotide interne est très sinueux, elle pénètre dans le crâne à travers la partie latérale de l'os basisphénoïde : il s'agit d'un caractère très primitif. Aucun dispositif ne permet un éventuel refroidissement cérébral. Par ailleurs, la vascularisation du système nerveux central et du nerf ophtalmique est de type terminale, ce caractère ne concernant pas le système nerveux périphérique.

La bifurcation de la crosse aortique est très variable dans le genre *Macropus*. Généralement elle se divise en deux branches, l'artère sous-clavière gauche étant indépendante.

L'aorte thoracique suit un trajet identique à celui des Euthériens. Postérieurement au diaphragme, l'aorte abdominale donne naissance aux artères coeliaques, rénales et à l'unique artère mésentérique qui se divise ensuite en une branche antérieure et une postérieure. Au niveau de la 6^{ème} vertèbre lombaire, l'aorte se ramifie en deux artères iliaques externe et une artère caudale laquelle se divise à son tour en deux artères iliaques internes. Selon Pearson (1940), de chaque côté, deux artères gonadiques s'unissent avant de rejoindre chaque testicule ou chaque ovaire.

Au niveau du membre pelvien, il n'y a pas d'artère fémorale profonde. L'artère saphène fournit la majeure partie de la circulation artérielle de la jambe. Le réseau plantaire se réduit à une arcade superficielle alimentée par l'artère saphène.

2.7.1.3. Le système veineux

Comme chez les Oiseaux, la grande veine coronaire tourne à droite, derrière le tronc pulmonaire et l'aorte avant de s'aboucher au niveau de l'atrium droit. Deux veines pulmonaires s'abouchent distinctement dans l'oreillette gauche. La veine cave crâniale se

divise en deux branches droite et gauche, chacune dérivant du canal de Cuvier permanent correspondant. La veine cave caudale se situe ventralement à l'aorte abdominale. Signalons que les Marsupiaux possèdent une ou deux veines azygos.

La veine jugulaire externe volumineuse draine les zones superficielles de la tête et du cou tandis que la veine jugulaire interne plus petite draine les zones profondes du cou. Le sang provenant du cerveau se jette dans le plexus vertébral interne.

Comme pour les artères, les veines génitales sont doubles de chaque côté, ceci étant relativement primitif.

2.7.1.4. Le système capillaire

L'architecture vasculaire des Marsupiaux présente une bifurcation simultanée artérioveineuse au niveau du cerveau, du cœur et des épiphyses, formant des « boucles » capillaires, différentes du réseau capillaire anastomosé des Euthériens. Leur rôle n'est pas élucidé.

Les membres postérieurs, la moitié distale des antérieurs et l'appendice caudal sont drainés par un réseau veineux sous-cutané dense qui participe à la régulation thermique de l'animal.

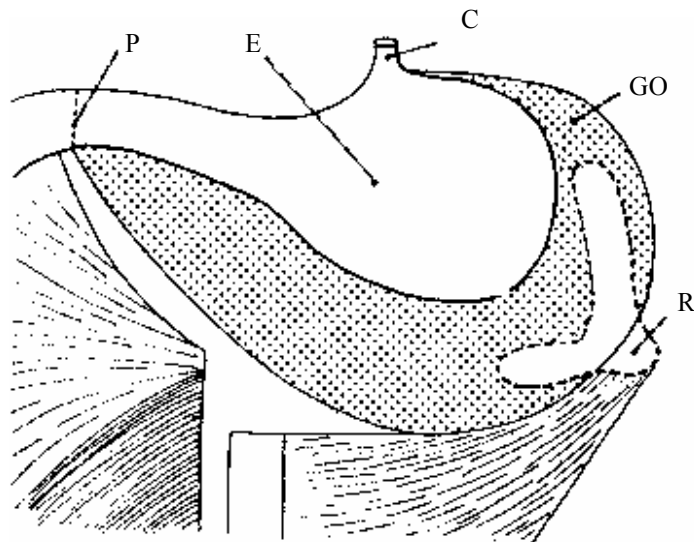
2.7.2. Les organes hémato-lymphopoïétiques et l'appareil circulatoire lymphatique

2.7.2.1. Le thymus (Julier-Berthet, 1993)

Le thymus thoracique se compose de 2 ou 4 lobes chez les Diprotodontes. Il existe également une paire de thymus cervicaux superficiels associés aux glandes salivaires. Ces deux thymus n'ont pas la même origine embryologique : le thymus thoracique provient de l'endoderme alors que le thymus cervical provient de l'ectoderme.

2.7.2.2. La rate (Grassé, 1973)

La rate, représentée sur la figure 25, est trilobée, en Y renversé. Elle mesure environ de 11 à 15 cm de longueur et maximum 4,5 cm de largeur.



C : Cardia
 E : Estomac
 GO : Grand omentum
 P : Pylore
 R : Rate

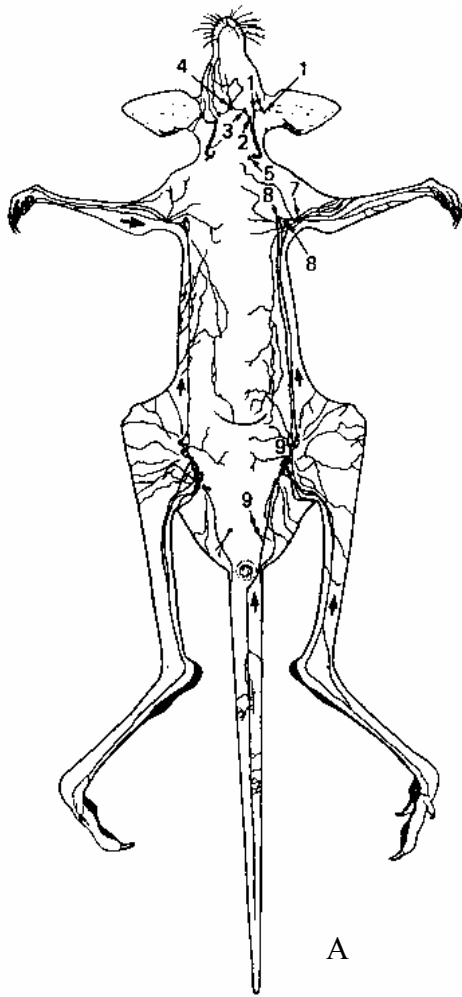
Figure 25 : Représentation schématique de la rate des Macropodidae (Grassé, 1973, p82)

2.7.2.3. Les vaisseaux lymphatiques

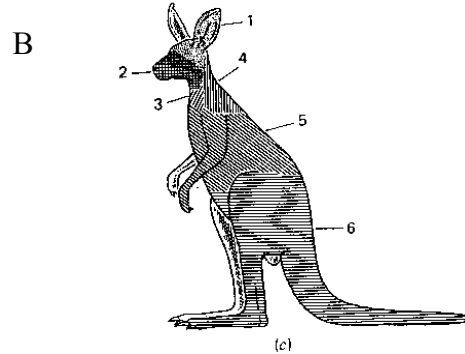
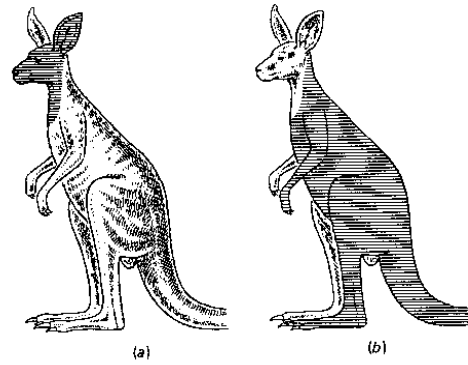
La citerne de Pecquet et le canal thoracique se dédoublent partiellement (Julier-Berthet, 1993).

L'organisation des nœuds lymphatiques est quelque peu différente de celle des Euthériens. Certains nœuds lymphatiques manquent : par exemple, les nœuds lymphatiques cervicaux moyens superficiels et profonds, le lymphocentre ischiatique, les nœuds lymphatiques hypogastriques. Une partie de la lymphe abdominale et diaphragmatique passe à travers un nœud lymphatique médiastinal non retrouvé chez les autres Mammifères (Julier-Berthet, 1993).

Le principe du drainage superficiel de la lymphe varie : elle passe par les lymphocentres axillaire et cervical superficiel avant de se jeter dans la circulation veineuse. Les nœuds lymphatiques cervicaux superficiels draine les régions de la tête et la portion ventrale du cou. Le lymphocentre axillaire draine directement le membre thoracique, le thorax et l'abdomen. Il reçoit également le tronc inguino-axillaire du lymphocentre inguinal superficiel, qui draine le membre pelvien, la poche, la région périnéale et la queue. La queue du wallaby présente un drainage important grâce à des troncs lymphatiques superficiels ventral et latéraux ainsi qu'un réseau dorsal de vaisseaux lymphatiques (Hopwood, 1988).



A Principaux nœuds lymphatiques (nl)
 1 nl parotidiens superficiels 2 nl mandibulaire dorso-latéral
 3 nl mandibulaire ventre-médial
 4 nl mandibulaire accessoire
 5 nl cervical superficiel
 6 nl infraspinal
 7 nl axillaire superficiel
 8 nl axillaires profonds
 9 nl inguinaux
 nl cervicaux profond et superficiels non représentés sur la figure



B Territoires de drainage superficiel

(a) drainage direct ou indirect par les nl cervicaux superficiels

(b) drainage direct ou indirect par les nl axillaires

(c) drainage par :

1 les nl parotidiens

2 les nl mandibulaires

3 les nl cervicaux superficiels

4 le nl infraspinal

5 les nl axillaires

6 les nl inguinaux

Figure 26 : Représentation schématique du drainage lymphatique superficiel chez le kangourou gris (Hopwood, 1988, p183 & 193)

2.8. L'appareil respiratoire

2.8.1. Les fosses nasales

Les Marsupiaux présentent quatre endoturbinaux en général. Les cornets nasaux sont bien développés (Grassé, 1968).

2.8.2. Le larynx

Le larynx possède des sacs laryngiens dont le rôle est inconnu.

Le cartilage cricoïde fusionné avec le thyroïde forment un arc complet. Les deux cartilages thyroïdes ne s'articulent pas entre eux, une synchondrose s'y développe, les cartilages ont même tendance à s'ossifier. Un cartilage inter-aryténoïdien réunit les aryténoïdes au niveau de leurs apophyses dorsales, leurs apophyses médianes très développées se soudent. Les cartilages aryténoïdiens sont longs et ne possèdent ni processus vocaux ni cordes vocales, ce qui reste très primitif.

2.8.3. La trachée et les bronches

Trachée et bronches se composent d'anneaux cartilagineux complets (Grassé, 1973).

2.8.4. Les poumons

La lobation du poumon de *Macropus rufogriseus* est relativement évoluée par rapport aux autres Macropodidés. Le poumon droit comporte trois lobes : un lobe crânial mineur, un lobe caudal majeur et un lobe médian en position ventro-caudale par rapport à la trachée. La lobation du poumon gauche est moins marquée et ne met en évidence que deux lobes : un crânial et un caudal (Walker et Gemmel, 1983).

Les poumons sont constitués de grandes cellules alvéolaires typiquement mammaliennes. On retrouve les pneumocytes I et II ainsi que la synthèse de surfactant. Notons que des fibres circulaires entourent les ramifications de l'artère pulmonaire et, fonctionnant ainsi comme des sphincters, contrôlent le débit sanguin (Julier-Berthet, 1993).

2.8.5. La respiration

La fréquence respiratoire est d'environ 10 à 20 mouvements par minutes. Elle augmente bien-sûr avec l'effort physique. Le volume d'air expiré à chaque mouvement est comparativement plus important chez les Métathériens que chez les Euthériens. Notons qu'une participation non négligeable à l'hyperventilation est assurée par le complexe « muscles et os épipubiens ».

Un wallaby ou un kangourou en cours de saut consomme 20 fois plus d'oxygène qu'au repos, cet accroissement n'est réalisable que grâce à l'adaptabilité des appareils cardiaque et respiratoire.

2.9. L'appareil digestif et les glandes annexes

2.9.1. La cavité buccale (Julier-Berthet, 1993)

Dans des paragraphes précédents, nous avons vu que le palais osseux était fenestré.

La cavité buccale présente des papilles filiformes et des papilles foliées.

Le muscle longitudinal impair supérieur constitue un faisceau isolé sur le dos de la langue chez tous les Marsupiaux.

L'étude anatomique des dents a également fait l'objet d'un paragraphe précédemment. Nous avons vu que le wallaby de Bennett était plutôt « brouteur » que « folivore ». Il saisit d'abord les touffes d'herbe avec ses incisives sans les couper, comme les Ruminants. Les lèvres et la langue ramènent et regroupent les brins d'herbe au niveau du diastème. Les molaires inférieures, effectuant des mouvements latéraux et rotatoires par rapport aux molaires supérieures, fragmentent alors les extrémités des tiges. Cette action de cisaillement est similaire à celle des Lapins.

La mastication est moins complète que celle des moutons bien que la mandibule effectue autant de mouvements par minute, environ 50 à 60.

Les glandes salivaires sont très développées, ce qui paraît normal au regard du régime végétarien de *Macropus rufogriseus* (Grassé, 1955). On compte trois paires de glandes salivaires :

- les glandes parotides séreuses, dont la sécrétion est le principal composant de la salive (pH = 8,5, pouvoir tampon, hautes concentrations ioniques, activité amylasique)
- les glandes sous-maxillaires séreuses et muqueuses
- les glandes sublinguales muqueuses : salive à faible pouvoir tampon

2.9.2. Le pharynx

Au repos le pharynx laisse les voies aériennes libres : voile du palais tendu vers l'arrière et vers le bas, épiglotte rabattue vers l'avant sur la face postérieure du voile du palais (Grassé, 1973). Lors de la déglutition, l'épiglotte ferme les voies respiratoires (Grassé, 1968).

2.9.3. L'œsophage (Julier-Berthet, 1993)

Son segment abdominal est particulièrement allongé. En entrant dans l'estomac au niveau de la petite courbure, il est contigu avec la gouttière oesophagienne.

Sa paroi musculaire est composée de fibres striées. La muqueuse peut présenter des papilles rassemblant à celles qui tapissent la surface interne du rumen des moutons.

Des régurgitations peuvent apparaître mais contrairement à la rumination, pas de façon répétée et régulière. Leur fréquence s'accroît avec l'ingestion de grains et de médicaments. Elles semblent le plus souvent interrompre les processus digestifs normaux. En revanche, les mâchoires peuvent effectuer des mouvements rythmiques sans qu'il y ait de bol alimentaire dans la bouche, pendant une durée maximale de 30 minutes, ceci même plusieurs heures après avoir mangé. Leur rôle principal serait de stimuler la sécrétion salivaire pendant la digestion proprement dite.

2.9.4. L'estomac

Macropus rufogriseus est un *Macropodidae* herbivore. Son estomac est un long sac plissé recourbé sur lui-même. Il est volumineux et peut occuper toute la partie ventrale de l'abdomen lorsqu'il est plein. Sa grande courbure est peu musclée et présente de nombreuses et profondes saccules tandis que sa petite courbure, très musclée, est intégralement lisse (Julier-Berthet, 1993).

Il est divisé en deux régions, antérieure et postérieure. L'estomac antérieur se divise en deux parties distinctes, de part et d'autre du cardia : une partie en cul-de-sac dite « sacculiforme » et une partie « tubuliforme » annelée, qui va jusqu'à l'estomac postérieur puis au pylore.

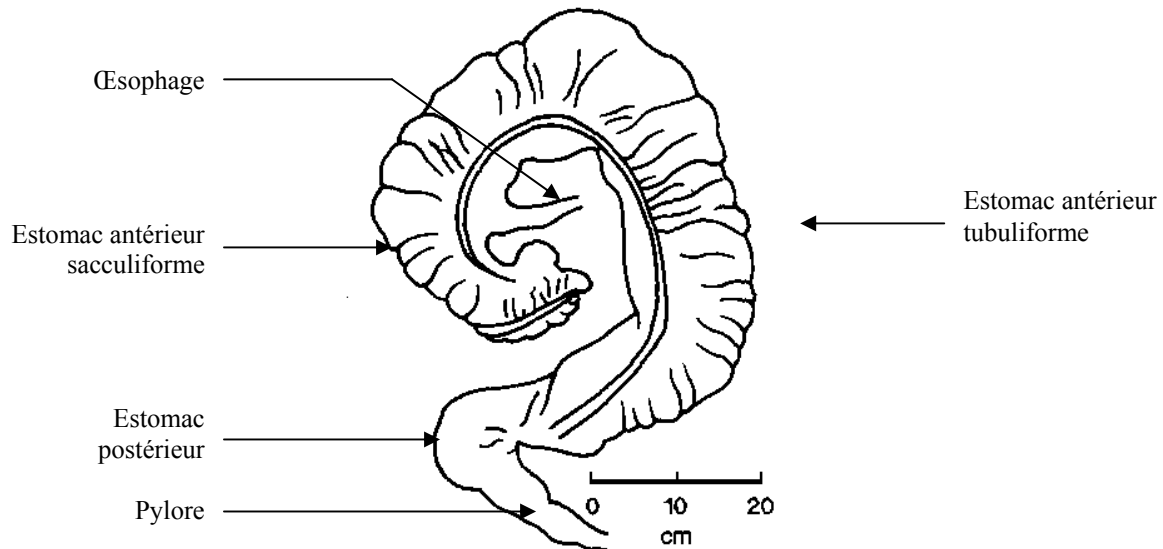


Schéma 3 : Estomac de *Macropus sp.* (Hume et Barboza, 1993, p283)

Le cardia est constitué d'un épithélium malpighien kératinisé. L'estomac antérieur sacculiforme présente un épithélium malpighien stratifié, kératinisé et non glandulaire. L'estomac antérieur tubuliforme possède un épithélium prismatique muqueux se composant de glandes à mucus cardiales tubulaires. Le pH de l'estomac antérieur varie de 4,6 avant le repas à 8 en période post-prandiale. L'estomac postérieur est doté d'un épithélium fundique, constitué de cellules pariétales (sécrétion d'HCl) et de cellules principales (sécrétion de pepsine). Le pH est ici très acide (de 1,8 à 3). L'estomac postérieur est comparable à l'abomasum des Ruminants. Enfin l'épithélium de la région pylorique est composé de glandes pyloriques allongées (Julier-Berthet, 1993).

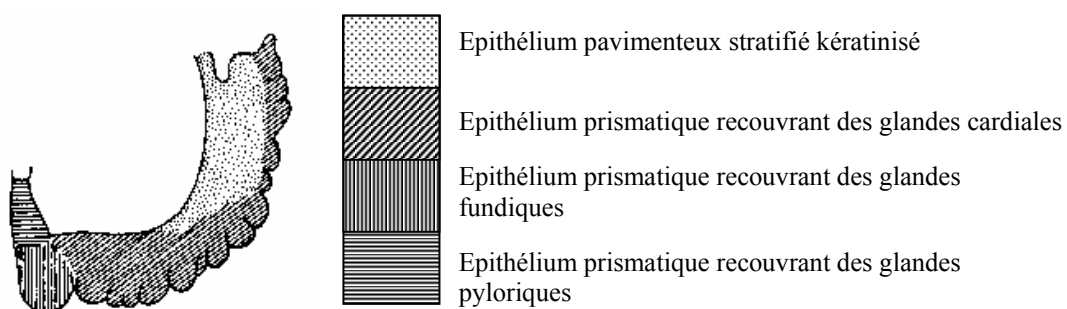


Schéma 4 : Répartition des différents types de muqueuses dans l'estomac de *Macropus sp.* (Grassé, 1973, p405)

2.9.5. L'intestin

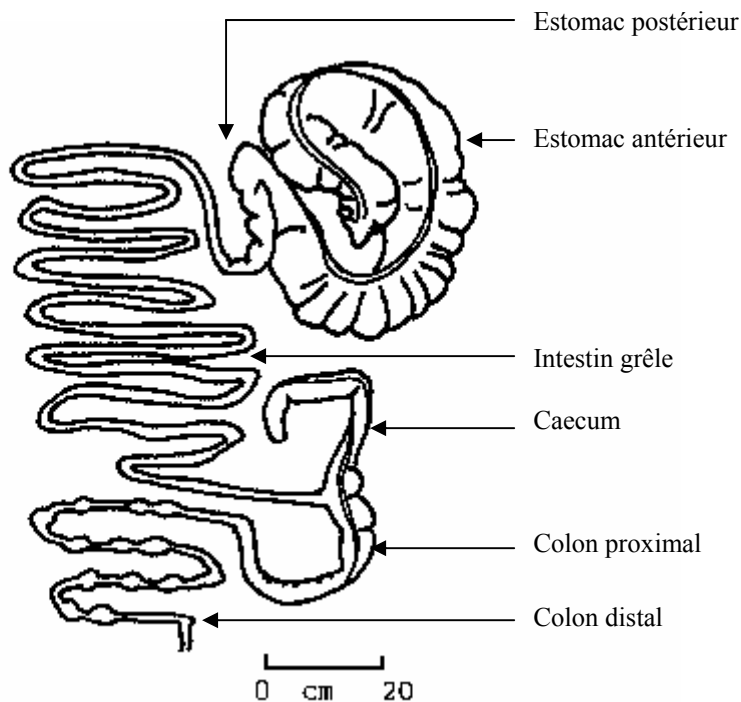


Schéma 5 : Tube digestif de *Macropus giganteus* (Hume, 1988, p 536)

L'intestin grêle adopte une position caudale par rapport à l'estomac antérieur sacculiforme.

Le caecum est de taille importante, comme chez tous les herbivores. Il se présente comme un sac allongé, tubulaire, conique à son extrémité. La paroi est bosselée et parcourue par deux bandes musculaires longitudinales, qui s'atténuent et disparaissent vers l'extrémité du caecum. Ces bandes jouent un rôle de résistance à la pression et permettent de plisser le caecum, ceci augmentant la surface intérieure du caecum tout en conservant à celui-ci une longueur raisonnable.

Le côlon proximal présente également deux bandes musculaires longitudinales. Sa structure et sa taille sont comparables à celles des Ovins. Un ligament gastro-colique relie le côlon ascendant à l'estomac tubuliforme. Le côlon distal est relativement court et de faible diamètre.

Le gros intestin, comme les canaux urinaires et génitaux, se jettent dans un cloaque commun, proéminent et entouré d'un sphincter cloacal. Cette particularité anatomique est primitive (Julier-Berthet, 1993).

2.9.6. Les glandes annexes du tube digestif

2.9.6.1. Le foie (Julier-Berthet, 1993)

Le foie des Marsupiaux se compose d'au moins 5 lobes (dont un lobe caudé). Des scissures divisent parfois les lobes primaires en lobules secondaires. La vésicule biliaire, toujours présente, est lâchement attachée au foie.

Le foie assure la régulation des taux sanguins en acides gras volatils. Il peut métaboliser l'acide propionique en glucose comme chez les Lapins. Il joue plus un rôle dans la

néoglucogénèse que dans la glycogénogénèse. Il est le siège de la désamination des acides aminés en excès, aboutissant à la production d'ammoniac et d'urée.

2.9.6.2. Le pancréas (Julier-Berthet, 1993)

Le pancréas est diffus et se loge dans le mésoduodénum.

Les canaux cholédoque et pancréatique restent indépendants jusqu'à leur abouchement dans le duodénum au niveau de la papille duodénale.

2.9.7. La digestion

2.9.7.1. La digestion gastrique

2.9.7.1.1. Effets mécaniques

La rétention et le transit des aliments dans l'estomac sont plus longs qu'au niveau des autres parties du tube digestif. Le bol alimentaire est mélangé le long de l'estomac antérieur grâce aux contractions. Une séparation des phases solides et liquides permet un transit plus rapide des liquides vers l'estomac postérieur (Julier-Berthet, 1993).

2.9.7.1.2. Digestion microbienne

La digestion des aliments se déroule en deux phases principales séparant la digestion des glucides d'une part et celle des protéines d'autre part. Cette séparation se reflète anatomiquement par la séparation de l'estomac en une partie antérieure et une partie postérieure (Grassé, 1973).

L'estomac antérieur constitue un réservoir où s'accomplit la fermentation des glucides sous l'effet des bactéries. La faune de l'estomac antérieur est quasi semblable à celle du rumen des Moutons en densité et en espèces microbienne : bacilles Gram -, Coques, bacilles Gram +, Ciliés, spores fongiques (Julier-Berthet, 1993). La fermentation microbienne se déroule dans les deux parties de l'estomac antérieur, mais on constate que les Wallabies de type « brouteur » comme *Macropus rufogriseus*, ont une région tubuliforme plus développée que les wallabies de type « folivore », ce qui tendrait à situer les bactéries cellulolytiques plutôt dans cette région tubulaire (Olivet-Courtois et Lecu, 2003).

Les glucides solubles subissent une fermentation produisant des acides gras volatils. Ces derniers sont absorbés au niveau de la muqueuse cardiaque de l'estomac. Ils se retrouvent dans des proportions similaires à celles du milieu ruminal (65 % acide acétique, 21 % acide propionique, 9 % acide butyrique, 5 % acide valérique pour un Wallaby de Bennett nourri au foin de luzerne à volonté). Globalement, les concentrations d'acides gras volatils décroissent tout au long de l'estomac antérieur indiquant la disparition des composés les plus fermentescibles. La majorité des glucides solubles sont digérés dans l'estomac antérieur sacculiforme et tubuliforme crânial. La production d'acides gras volatils représente 42 % de l'apport en énergie digestible chez *Macropus rufogriseus* (Julier-Berthet, 1993).

Notons une plus faible efficacité de la digestion des aliments fibreux que chez les Ruminants résultant d'un séjour plus court dans l'estomac antérieur. Pour la même raison, la glycémie des Macropodidés peut varier en fonction des repas beaucoup plus que celle des Ruminants (Julier-Berthet, 1993).

Les bactéries produisent également de l'ammoniac et de l'urée à partir des acides aminés alimentaires et bactériens. L'urée peut être recyclée comme chez les Ruminants lors de régime à faible taux protéique et retourne dans l'estomac par le biais de la salive ou de la circulation générale. Cet azote est incorporé dans les protéines microbiennes (65 à 85 % de l'azote chez *Macropus eugenii*).

Les bactéries synthétisent enfin des vitamines et des acides aminés essentiels avant l'intestin donc ces nutriments sont aussi disponibles pour l'animal (Julier-Berthet, 1993).

2.9.7.1.3. Digestion chimique

L'estomac antérieur est le siège d'une fermentation moindre mais notable des glucides grâce à l'amylase salivaire.

Au niveau de l'estomac postérieur, les aliments sont exposés à l'action de l'acide chlorhydrique et de la pepsine, comme chez les autres Mammifères. C'est le siège majeur de la digestion des protéines.

2.9.7.2. La digestion intestinale

Le suc intestinal possède une activité amylasique intrinsèque ainsi qu'une lipase et une protéase. L'activité de la lactase est très faible (Julier-Berthet, 1993).

Les Macropodidés présente une fermentation microbienne secondaire dans le caecum et le colon proximal, qui reste quantitativement mineure par rapport à celle de l'estomac antérieur (Hume, 1988). La concentration en acides gras volatils produits est plus faible. Les substrats arrivant dans le gros intestin sont proportionnellement plus riches en glucides structuraux et plus pauvres en glucides solubles facilement fermentescibles que les aliments ingérés.

Enfin, les Macropodidés défèquent plus souvent qu'un Mouton. Une enveloppe externe résistante se forme autour des fèces qui sèchent à même le sol (Julier-Berthet, 1993).

Finalement, l'appareil digestif et le processus de digestion des Macropodidés présentent de nombreuses particularités communes avec ceux des Ruminants : estomac pluriloculaire, fermentations microbiennes, production d'acides gras volatils, recyclage de l'urée, etc. Mais globalement la digestion des Macropodidés est un peu moins efficace et ils peuvent être plus sensibles à un déséquilibre énergétique ou azoté de la ration. En revanche ils sont moins sensibles que les Ruminants aux carences en oligo-éléments. Du point de vue de la physiologie digestive, ils peuvent être placés dans une situation intermédiaire entre les herbivores ruminants et non-ruminants.

2.10. L'appareil uro-génital

Les particularités anatomiques de l'appareil uro-génital des Marsupiaux s'expliquent grâce à son embryogenèse. En effet, les uretères se développent médialement par rapport aux conduits génitaux, alors que chez tous les Euthériens, ils passent latéralement. Nous examinerons dans les paragraphes suivants les conséquences anatomiques d'une telle particularité de développement.

2.10.1. L'appareil urinaire

Les reins sont de forme simple, à surface lisse, unipapillaires, avec un bassinot rénal simple. Ils sont en région lombaire habituelle, le rein droit légèrement plus crânial que le gauche (Grassé, 1955). La médulla est d'autant plus épaisse que l'espèce vit en milieu aride, ceci en relation avec la capacité croissante de concentrer l'urine et de réabsorber l'urée.

Les capacités fonctionnelles du rein sont comparables à celles des Euthériens. Lors de conditions climatiques arides, l'urine produite est très concentrée. Chez les Macropodidés comme chez le Mouton ou le Chameau, le taux d'excrétion de l'urée est proportionnel aux quantités d'eau et d'azote de la ration. La perte urinaire d'eau est donc bien contrôlée et dépend de facteurs environnementaux (Julier-Berthet, 1993).

Macropus rufogriseus présente une synthèse d'acide ascorbique au niveau du rein, production toutefois inférieure à celle du foie.

Le rein est également associé comme chez les Euthériens au système rénine-angiotensine, dont les fonctions sont identiques.

Les uretères sont placés médialement aux conduits génitaux et s'ouvrent dans la vessie. La vessie est globalement similaire à celle des Euthériens.

Les Marsupiaux urinent fréquemment. L'urine brunit hors de l'organisme. Elle est réductrice et contient de la vitamine B1. Les glandes paraproctiques libèrent des cellules dégénérées et grasses dans l'urine, qui répand de ce fait une odeur très forte. La spermatorrhée est physiologique chez les Marsupiaux. Enfin, le pH moyen de l'urine chez l'adulte est de 8,1 (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993).

2.10.2. L'appareil génital

2.10.2.1. L'appareil génital femelle

Sa taille est proportionnellement plus petite que celle d'un Euthérien. Mais cette particularité peut être reliée à la gestation nettement plus courte et la placentation quasi-absente (Wallach et Boever, 1983).

Les ovaires sont pourvus d'un réseau sanguin complexe dont les artères et les veines s'enchevêtrent. Les ovaires sont histologiquement semblables à ceux des Euthériens (Julier-Berthet, 1993).

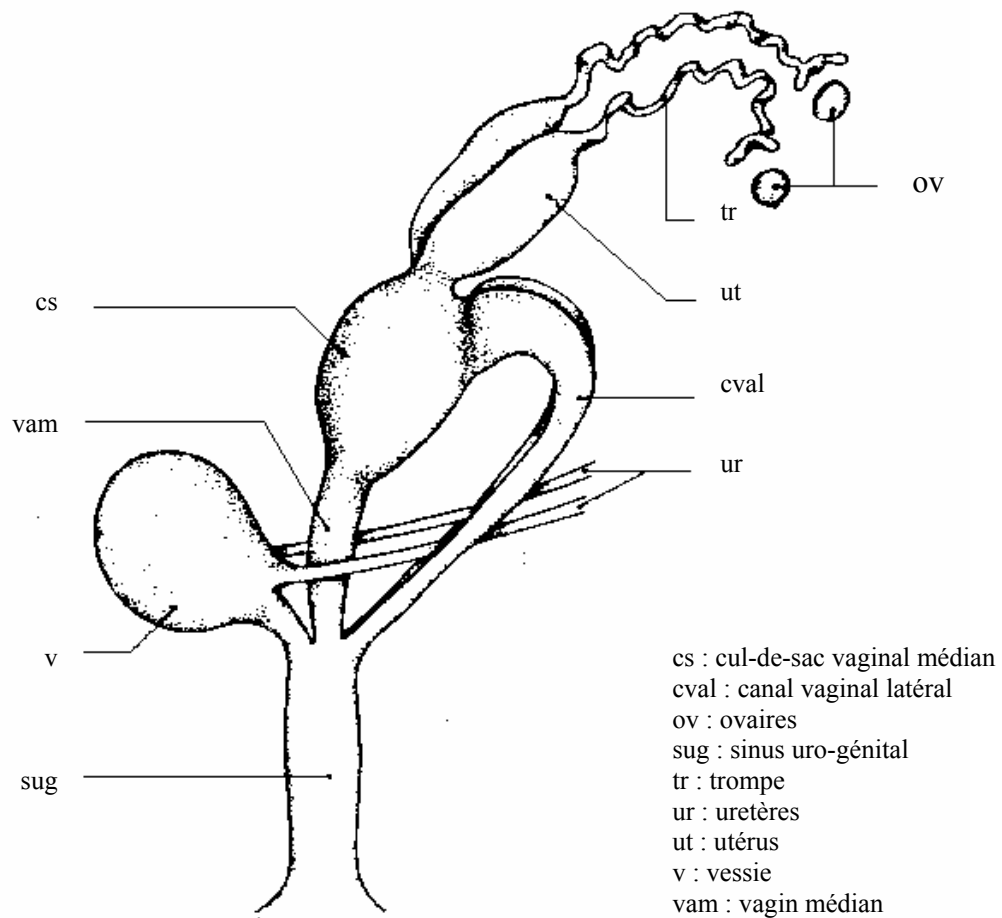


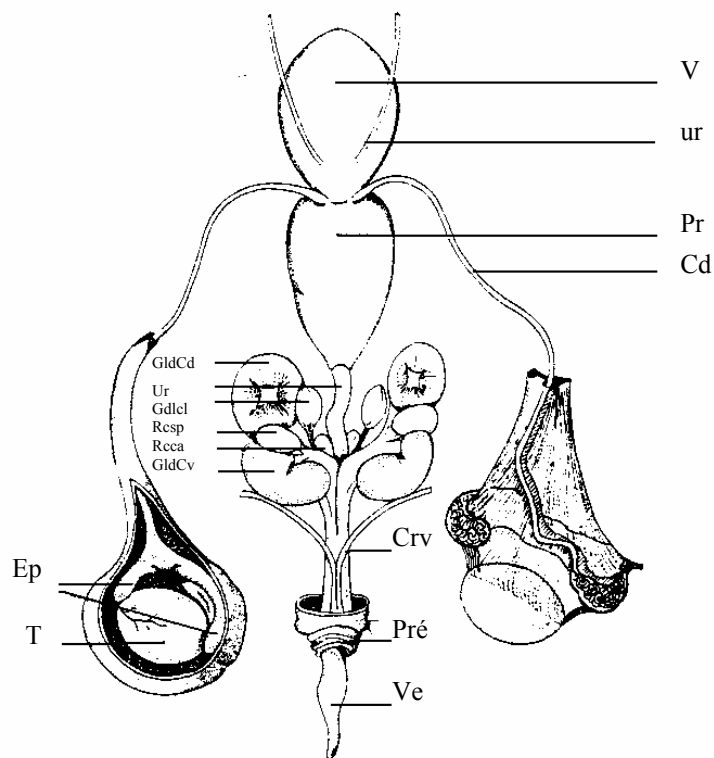
Figure 27 : Configuration de l'appareil génital femelle de *Macropus rufogriseus* (Julier-Berthet, 1993, p67)

La caractéristique embryologique de l'appareil uro-génital que l'on a vu précédemment implique une duplicature permanente des voies génitales femelles, puisque les uretères passent médialement aux canaux de Müller. Il est vraisemblable que les ancêtres des Marsupiaux actuels avaient leurs voies génitales doubles sur toute leur longueur. La femelle Wallaby a deux ovaires, deux oviductes, deux utérus mais un seul appareil vaginal qui s'ouvre dans un sinus urogénital ou cloaque (Grassé, 1955 ; Renfree, 1988).

Les canaux de Müller se différencient en structures complexes. Les oviductes sont longs et sinueux, le transport des œufs nécessite des contractions musculaires. Les deux trompes de Fallope se poursuivent par deux petits utérus dont les parties postérieures sont reliées par du tissu conjonctif richement vascularisé. Chaque utérus s'ouvre par des cols séparés dans le vagin médian, déjà présent chez les femelles impubères chez *Macropus rufogriseus*. Cette chambre impaire se situe entre les deux uretères. Du cul-de-sac vaginal médian partent les deux canaux vaginaux latéraux, conduits dérivant des canaux de Müller et décrivant une boucle autour et latéralement aux uretères, et également le vagin médian, qui reste entre les deux uretères. Le vagin médian et les vagins latéraux s'abouchent dans le sinus uro-génital. Toutefois, chez certaines femelles, un étroit septum sépare le vagin médian du sinus uro-génital, il ne s'ouvre qu'à l'époque de la maturité sexuelle (Renfree, 1988 ; Julier-Berthet, 1993).

Le sinus uro-génital contient un clitoris, homologue du pénis. Jusqu'à la vulve, ce sinus est entouré de muscles et de tissus de soutien qui englobent également l'urètre et le tiers distal des vagins latéraux, le tout formant le cordon uro-génital (Julier-Berthet, 1993).

2.10.2.2. L'appareil génital mâle



Cd :	canal déférent	Rcca :	racine des corps caverneux
Crv :	cordons rétracteurs de la verge	Rcsp :	racine des corps spongieux
Ep :	épididyme	T :	testicule
GldCd :	glandes de Cowper dorsale	Ur :	urètre membraneux
GldCv :	glandes de Cowper ventrale	ur :	uretère
Gldcl :	glande « cloacale »	V :	vessie
Pr :	prostate	Ve :	extrémité de la verge
Pré :	prépuce interne		

Figure 28 : Configuration de l'appareil génital mâle de *Macropus rufogriseus* en vue dorsale (Julier-Berthet, 1993, p63)

Les testicules sont ellipsoïdes, en position extra-abdominale, contenus dans un scrotum prépénien, flasque et en situation supra-pubienne. La peau scrotale est fine, recouverte de poils minces et clairsemés. Le scrotum ne montre pas de raphé médian comme chez les Euthériens. Il possède quelques muscles lisses dans le tissu sous-cutané. La vaginale est pigmentée par de la mélanine dans certaines espèces comme *Macropus rufogriseus* (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993).

Le col du scrotum est étroit, il contient les deux cordons spermatiques, chacun se composant de multiples artères, veines et vaisseaux lymphatiques ainsi que du canal déférent. L'ensemble est enveloppé par le muscle crémaster bien développé, qui se contracte par temps froid ou lorsque le wallaby saute. Le réseau vasculaire des cordons spermatiques ou *rete*

mirabile a pour principale fonction de maintenir les testicules à une température uniforme, de 4 à 5 degrés inférieure à celle du corps (Renfree, 1988).

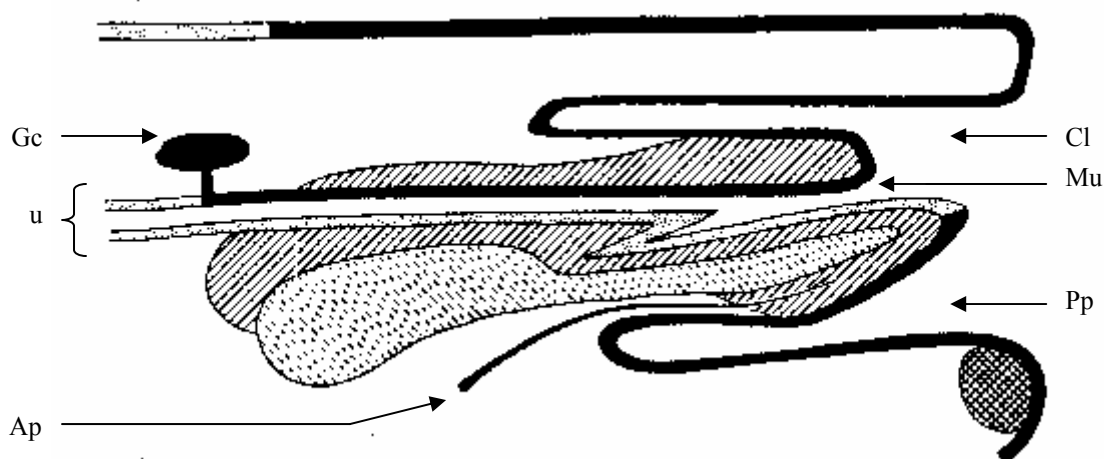
L'organisation histologique du testicule est similaire à celle des Euthériens. Notons l'importante circonvolution des tubes séminifères (Julier-Berthet, 1993).

Les conduits déférents passent latéralement par rapport aux uretères. Ils ne forment donc pas une boucle comme chez les Euthériens pour relier les testicules à l'urètre (Finnie, 1986). Ils s'abouchent dans la paroi urétrale dorsale, caudalement au col vésical. Il n'y a pas de dilatation ampullaire à cet endroit (Julier-Berthet, 1993).

La prostate entoure complètement l'urètre proximal, elle est proportionnellement plus grande que celle d'un Euthérien, surtout lors de périodes de reproduction intensive. Elle présente une forme de carotte et peut se diviser en trois segments. Elle est enveloppée par deux couches de fibres musculaires lisses. A la sortie de la prostate, l'urètre membraneux reste libre sur un court trajet. A la jonction entre l'urètre membraneux et l'urètre caverneux ou pénien se trouvent les glandes bulbo-urétrales très volumineuses. Au nombre de trois paires, leur fonction serait de lubrifier l'urètre avant l'éjaculation. Les glandes bulbo-urétrales et la prostate sont les seules glandes accessoires de l'appareil génital mâle, il n'y a en effet, ni vésicules séminales, ni glandes ampullaires, ni glandes coagulantes (Renfree, 1988 ; Julier-Berthet, 1993).

Les corps spongieux et caverneux de l'urètre ne fusionnent pas dans leur partie proximale et se terminent par des extrémités dilatées en bulbe recouvertes par les muscles ischio-caverneux et bulbo-caverneux. Enfin, l'extrémité du pénis, conique et allongée, présente deux sillons urétraux situés en position médiane. Au repos, le pénis reste dans le sac préputial, replié en S. Chez les Macropodidés, l'urine et le sperme sont évacuées par les mêmes voies jusqu'au méat urinaire comme chez les Euthériens (Julier-Berthet, 1993).

La cavité cloacale (cf. schéma 6) est plus ou moins cloisonnée par un périnée, mais le sphincter cloacal commun persiste. Le pénis peut dépasser de l'orifice cloacal même au repos (Grassé, 1955).



- Ap : artère pénienne
- Cl : ouverture cloacale
- Gc : glandes bulbo-urétrales
- Mu : méat urinaire
- Pp : poche pénienne
- u : sinus uro-génital

Schéma 6 : Voies urogénitales mâles de *Macropus sp.* en vue latérale (Grassé, 1955, p129)

2.10.2.3. La stratégie de reproduction de *Macropus rufogriseus*

2.10.2.3.1. La reproduction chez la femelle

La puberté est atteinte à 50 % du poids adulte, ce qui correspond en moyenne à un âge d'un an et demi (de 11 à 21 mois) pour une longévité moyenne (en liberté) de 9 ans. L'âge de la puberté varie beaucoup surtout chez les femelles en fonction des conditions climatiques et environnementales. La maturité sexuelle peut apparaître en toute saison. La puberté se traduit par un accroissement de la taille de la poche marsupiale, une éversion des télines en 7 à 21 jours et la perte des poils situés sur les mamelles. Les femelles peuvent reproduire jusqu'à leur mort.

Tableau 3 : Données relatives au déroulement du cycle reproducteur chez la femelle *Macropus rufogriseus* (Wallach et Boever, 1983, Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993)

Durées en jours	Moyenne	<i>Macropus rufogriseus banksianus</i>	<i>Macropus rufogriseus rufogriseus</i>
Cycle oestral	32,9	29-40	29-35
Gestation	29,4	29-30	29-30
Vie dans la poche		269-288	269-283
Intervalle sortie de la poche / naissance suivante	26,7	16-29	27,5-29,5
Intervalle naissance / premier oestrus	< 2		
Intervalle sortie de la poche / premier oestrus	28,1	26-32	27,5-29,5

Les changements histologiques des organes génitaux ainsi que le contrôle endocrinien des cours des phases folliculaire et lutéale du cycle ovarien sont similaires à ceux des autres Mammifères. L'oestrus peut durer de quelques heures à une demi-journée. L'ovulation a lieu spontanément en moyenne deux jours après le début de l'oestrus. Notons que l'ovulation est unique chez *Macropus rufogriseus*, certainement en alternance droite et gauche (Renfree, 1988 ; Julier-Berthet, 1993).

Du point de vue morphologique, au cours du pro-oestrus, les organes génitaux internes sont œdématiés, très vascularisés et hypertrophiés, ceci particulièrement du côté ovulatoire. Après l'ovulation, la taille des vagins régresse qu'il y ait gestation ou non. Pendant l'oestrus, la poche devient épaisse et congestionnée, puis elle devient plus vascularisée et les glandes sébacées gonflent le long de la paroi. L'orifice uro-génital est rose et tuméfié. Les mamelles sont bourgeonnantes et laissent écouler un liquide clair une semaine avant et après l'oestrus. Une femelle en période lutéinique gestante ou non peut allaiter un jeune placé dans la poche car les mamelles gardent le même aspect (Wallach et Boever, 1983 ; Julier-Berthet, 1993).

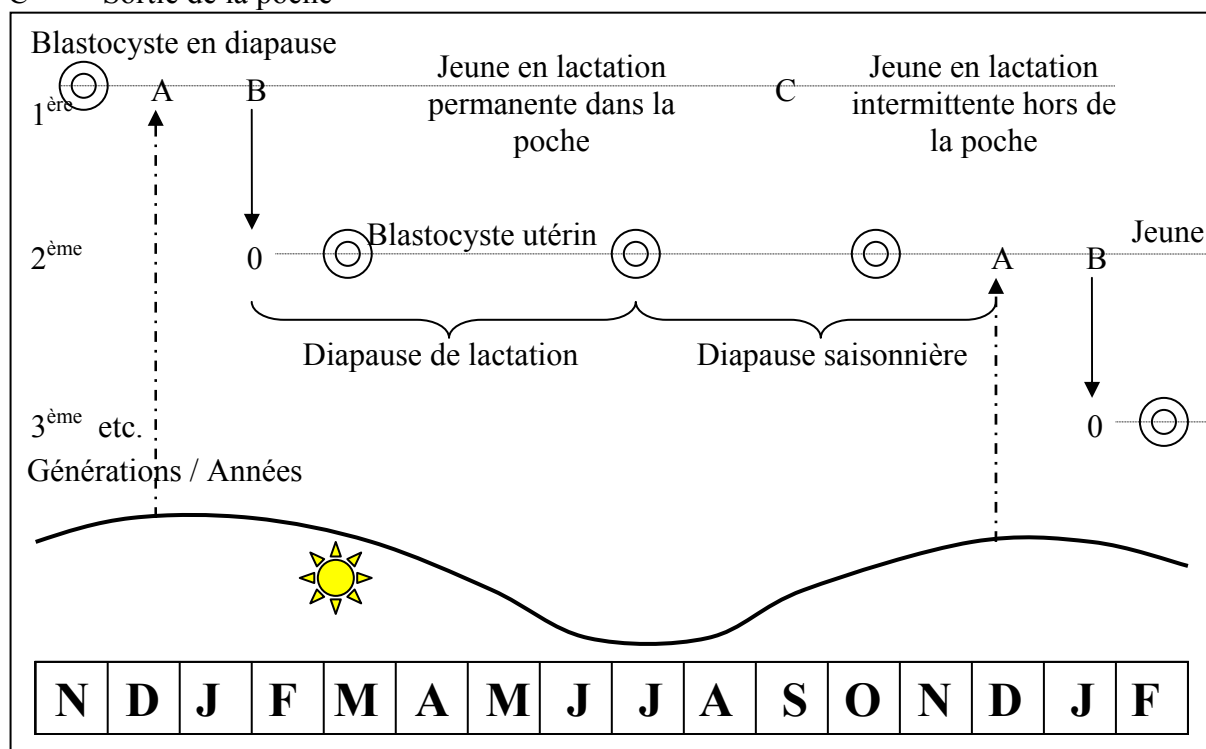
La durée de la gestation étant inférieure à celle du cycle oestral, la gestation n'entrave pas en général l'accomplissement du cycle et même en raccourcit légèrement la durée. En effet, les femelles *Macropus rufogriseus* présente un oestrus post-natal dans les deux jours qui suivent la mise-bas (Finnie, 1986). La survenue précoce d'un oestrus post-natal est favorisée par la dégénérescence du corps jaune, elle-même induite par un pic de prolactine déclenché par le fœtus en fin de gestation. Suite à la mise-bas, l'ovulation post-natale peut donc être

fécondante s'il y a accouplement. Mais la lactation va inhiber le développement embryonnaire comme celui du corps jaune, on parle de diapause embryonnaire (Renfree, 1988 ; Julier-Berthet, 1993).

Macropus rufogriseus fait partie des Macropodidés à reproduction saisonnière. L'étude de cette saisonnalité dans la littérature a surtout porté sur la sous-espèce *Macropus rufogriseus rufogriseus* (cf. Diagramme 1). La plupart des naissances sont regroupées de 2 à 6 mois après le solstice d'été (21 décembre dans l'hémisphère sud). Cela permet de situer les sevrages et les sorties de poche à un moment propice et clément pour le jeune (vers la fin de l'année). La saison de reproduction d'une femelle qui n'allait pas se termine quand les animaux entrent en état de quiescence saisonnière, soit environ 6 à 8 semaines après le solstice d'hiver (21 juin) avec l'allongement de la photopériode. Si la sortie de la poche peut s'effectuer avant cette date, ce qui n'est réalisable qu'expérimentalement dans cette espèce, il y aura une nouvelle gestation et une nouvelle naissance 27 jours après. Si le jeune sort de la poche après la fin de la saison de reproduction, l'œuf en diapause restera en quiescence jusqu'à la saison prochaine. Il faudra une longue exposition à des photopériodes croissantes suivie d'un raccourcissement de celles-ci (ou d'une injection de mélatonine exogène) pour relancer le développement embryonnaire. S'il est prouvé que le caractère réfractaire du Wallaby envers les jours longs joue un rôle dans le redémarrage de la saison de reproduction, le caractère réfractaire envers les jours courts a été écarté dans le mécanisme de passage en quiescence. L'allongement de la photopériode et la fin de la lactation sont les principaux mécanismes de contrôle de la fin de la saison de reproduction. La transition en quiescence saisonnière dépendrait également de nombreux facteurs comme l'espèce, la température extérieure, les conditions climatiques, le milieu, les latitudes (Curlewis et al., 1987 ; Renfree, 1988 ; Loudon et Curlewis, 1989).

Diagramme 1 : Cycle saisonnier de la reproduction de *Macropus rufogriseus* (Renfree, 1988)

- A Reprise du développement embryonnaire
- B Naissance et oestrus post-natal
- C Sortie de la poche



L'oestrus peut être détecté grâce à la réalisation de frottis vaginaux, colorés au Bleu de méthylène. Des cellules épithéliales kératinisées apparaissent pendant les 3 à 5 jours d'oestrus vaginal (Wallach et Boever, 1983).

2.10.2.3.2. *La reproduction chez le mâle*

Les Wallabies atteignent l'âge de la puberté environ un an avant l'obtention de la taille adulte. Les mâles sont moins précoces que les femelles du fait d'une croissance prolongée et d'une taille finale plus grande. L'âge de maturité sexuelle varie de 13 à 22 mois. Ces chiffres varient selon le climat et les conditions environnementales (liberté ou captivité par exemple).

La formation d'un spermatozoïde dure 71,4 jours. La spermatogenèse est assez comparable à celle des autres Mammifères. Elle est cyclique et dure 17 jours chez *Macropus rufogriseus*. La spermiogenèse est très complexe et assez différente de celle des Euthériens. Notons la conformation insolite des spermatozoïdes récemment libéré : la tête forme un angle droit avec la queue puis subit secondairement une rotation lors de la maturation dans l'épididyme. Les spermatozoïdes ne subissent pas de conjugaison (Julier-Berthet, 1993).

Le volume de sperme éjaculé avoisine celui d'un Taureau mais la densité de spermatozoïdes est nettement inférieure à celle d'un Euthérien. Elle ne subit pas de variations saisonnières mais diminue encore avec l'âge. Le sperme des Macropodidés coagule rapidement et forme un véritable bouchon à l'entrée des voies génitales femelles. La sécrétion prostatique est riche en N-acétyl-glucosamine mais pauvre en glucose et en fructose.

Des spermatozoïdes mobiles sont retrouvés dans l'urine assez fréquemment. Le sperme est produit tout au long de l'année. Mais une mauvaise alimentation peut accroître la sensibilité des testicules à la chaleur et donc altérer la production des spermatozoïdes. Le mâle n'est pas influencé par la photopériode, il est en revanche influencé par des signaux comportementaux et olfactifs provenant des femelles (Renfree, 1988).

Le contrôle endocrinien de la reproduction chez le mâle est vraiment similaire à celui des autres Mammifères. Leurs taux sanguins de testostérone et de 5-DHT sont comparables (Renfree, 1988).

2.10.2.3.3. *Fécondation et développement embryonnaire* (Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993)

L'accouplement peut avoir lieu quelques heures seulement après la mise-bas et les femelles nullipares peuvent encore être en cours de sevrage. En revanche, les jeunes mâles sont souvent évincés par les plus vieux et donc se reproduisent plus tardivement. La période d'acceptation de la femelle ne dure souvent que quelques heures, au plus 24 heures avant l'ovulation. La durée de l'accouplement est approximativement de 5 minutes chez *Macropus rufogriseus*. Il peut durer plus longtemps chez des animaux en captivité. Les éjaculations sont répétées et surviennent peu de temps après l'intromission. Le sperme coagule rapidement. Les accouplements peuvent être détectés grâce à l'examen de frottis vaginaux ou à la visualisation du marquage coloré des femelles par les mâles porteurs de cartouches de peinture.

L'accouplement doit se produire peu de temps avant l'ovulation car les spermatozoïdes ne survivent que 24 heures dans les voies génitales de la femelle. Le vagin médian pourrait servir de réceptacle séminale en attendant l'ovulation, le sperme s'y mélange avec les sécrétions de la muqueuse vaginale et coagule.

Les gamètes mâles rejoignent les utérus et les oviductes, la fécondation a lieu, comme chez les Euthériens, dans la partie supérieure des trompes de Fallope. Un seul spermatozoïde

pénètre la zone pellucide de l'ovule. L'œuf obtenu est de taille bien supérieure à celle des Euthériens. Il est entouré d'une membrane tertiaire kératinisée, la « membrane coquillière ».

Caractère certainement primitif ou autre stratégie mammalienne de reproduction, l'embryogenèse se déroule brièvement dans l'utérus mais l'essentiel de la croissance s'effectue dans la poche marsupiale.

En 24 à 48 heures, l'œuf est conduit dans l'utérus avant la fin de la première division, grâce aux contractions péristaltiques et aux cils vibratiles des trompes. La formation du blastocyste, plus lente, se déroule dans l'utérus en 4 à 9 jours. Le blastocyste est unilaminaire, creux en son centre, composé de 60 à 80 cellules, d'un diamètre de 300 micromètres. Chez une femelle en lactation, le développement embryonnaire s'arrête à ce stade. Le phénomène de diapause embryonnaire sera étudié dans le paragraphe suivant.

Le blastocyste garde une partie des réserves vitellines. Il est entouré de sa membrane coquillière est protégé de l'immunité de sa mère mais il ne peut s'implanter dans la muqueuse utérine (pas de trophoblaste réellement différencié). Les divisions se poursuivent, avec la différenciation des cellules endodermiques et ectodermiques, la formation de la plaque neurale. Ces phénomènes sont comparables à ceux des Poussins. Enfin le mésoderme se différencie et la neurulation s'effectue peu après comme chez tous les Amniotes. Cette phase du développement est relativement lente, elle peut durer jusqu'à deux tiers de la gestation, le blastocyste est libre dans la lumière utérine et se nourrit grâce à des échanges avec le liquide utérin.

La phase suivante de pseudo-nidation est donc réduite, moins d'une dizaine de jours, elle coïncide avec la rupture de la membrane coquillière et le développement des glandes endométriales. Chez *Macropus rufogriseus*, la nidation ne s'effectue jamais réellement, il y a juste accolement, l'épithélium utérin et les parois du sac vitellin restent complets. Notons la présence d'une allantoïde développée et fonctionnelle dans cette espèce.

C'est pendant cette phase que l'organogenèse se déroule. Le développement fœtal est ensuite très rapide voire exponentiel. Cette cinétique de développement embryonnaire est l'inverse de celle que l'on retrouve chez les Euthériens.

La gestation dure finalement 29 ou 30 jours. Comme nous l'avons vu, elle est juste plus courte que le cycle oestral, autorisant ainsi un oestrus post-natal précoce. Signalons que les femelles gravides et non gravides sont physiologiquement indifférenciables, les modifications de l'appareil génital sont similaires à celles du cycle oestral : hypertrophie de l'utérus gravide, de la marsupie et des mamelles. Si un embryon est transféré à une femelle non gravide, il poursuivra son développement. L'investissement énergétique de la femelle dans la gestation est relativement faible, voire plus faible que lors d'un cycle oestral.

2.10.2.3.4. *Diapause embryonnaire*

La diapause embryonnaire est une période de latence blastocytaire. Au stade de blastocyste unilaminaire de 60 à 80 cellules et d'un diamètre stable de 300 microns, le développement embryonnaire s'arrête totalement, il n'y a plus aucune mitose. Le blastocyste reste libre dans la lumière utérine. Le corps jaune est également quiescent (Smith, 1981 ; Renfree, 1988).

La diapause embryonnaire se met en place systématiquement chez une femelle en lactation. Elle ne concerne donc pas les femelles primipares. Elle apparaît environ 8 jours après un coït fécondant qui s'est déroulé pendant un oestrus post-natal. Le blastocyste est

maintenu en diapause par le stimulus de succion mammaire du jeune, selon un mécanisme hormonal décrit sur le diagramme 2 (Renfree, 1988).

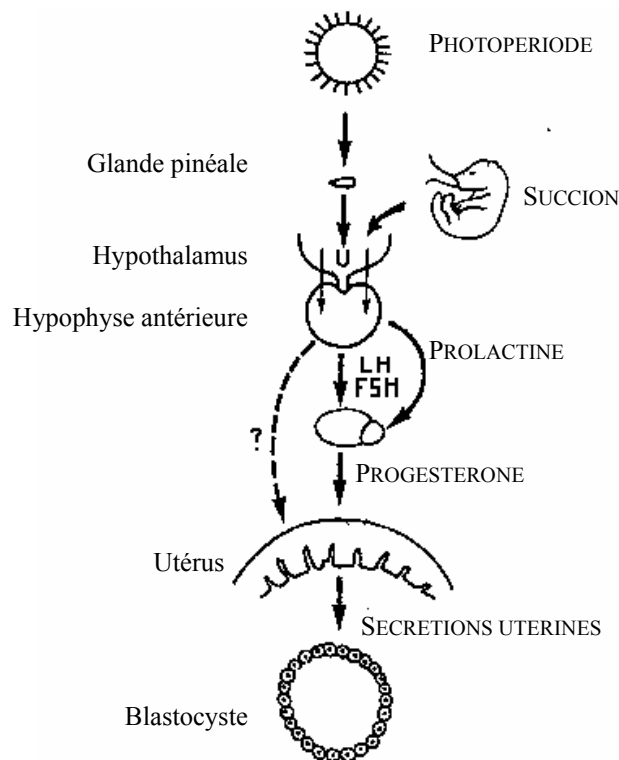


Diagramme 2 : Facteurs contrôlant la diapause embryonnaire (Renfree, 1988, p 552)

De plus, chez des espèces saisonnières comme *Macropus rufogriseus*, la diapause se poursuit aussi sous la forme d'une quiescence saisonnière. La saison de reproduction est plus brève que le temps de séjour dans la poche du jeune en lactation, donc la fin de la lactation ne permet pas la réactivation du développement embryonnaire et celui-ci reste en latence pendant la quiescence saisonnière (Julier-Berthet, 1993).

La diapause se termine normalement au solstice d'été, c'est-à-dire au début de la saison de reproduction suivante. Elle dure donc près de 11 mois. La diapause peut être interrompue précocement par la mort du jeune en lactation ou par sa sortie de la poche si le wallaby est encore en saison de reproduction. Cela permet de ne pas perdre trop de temps et de se reproduire efficacement malgré les pertes (Renfree, 1988).

D'après le diagramme 1, il est compréhensible qu'une femelle peut avoir en même temps, un jeune au pied en lactation intermittente, un jeune dans la poche et un blastocyste en latence dans l'utérus (Myers, 2001 ; Doneley, 2002).

2.10.2.3.5. Naissance et arrivée dans la poche marsupiale

La gestation est nettement plus courte que chez des Euthériens de même taille. Mais à la naissance, le développement du jeune est comparable à celui d'un fœtus d'un Euthérien de même taille après un mois de gestation. Mais par rapport aux autres Marsupiaux, elle est relativement longue chez les Macropodidés, permettant ainsi au jeune d'être plus apte à survivre à la naissance. Les Marsupiaux ont d'autre part développé une lactation très élaborée qui leur permet de poursuivre le développement « embryonnaire » dans la poche marsupiale (Doneley, 2002).

Comme nous l'avons vu précédemment, *Macropus rufogriseus rufogriseus* met bas de fin janvier à début août, avec des pics en février et en mars (Curlewis et al., 1987).

Les facteurs endocriniens intervenant dans les mise-bas sont globalement similaires à ceux des Euthériens. Plusieurs pics de progestéronémie sont décelables pendant la gestation, dont celui qui relance le développement embryonnaire. Une brusque chute du taux de progestérone est noté juste avant la mise-bas. Les taux d'ocytocine et de prostaglandine s'élèvent alors brutalement et le taux d'oestradiol augmente peu à peu après la mise-bas. Un pic de prolactine est observé chez les femelles gravides au moment du part contrairement aux femelles non gravides (Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993).

La mise-bas est précédée de plusieurs manifestations comportementales : dans les 12 heures précédant le part, la femelle nettoie la poche marsupiale, elle s'assoie, la queue allongée sur le sol entre les membres pelviens. La femelle est inquiète et présente un surcroît d'activité. Environ 20 à 40 minutes avant, elle lèche son orifice uro-génital, sa poche, la base de sa queue et même sa poitrine. Le sinus uro-génital est tuméfié et fait fortement saillie. La femelle adopte la position de mise-bas plusieurs fois dans les heures précédant le part. Elle s'assoit, le dos contre une surface verticale comme un arbre ou un mur, se penche en avant, l'orifice uro-génital est orienté vers le haut, les membres postérieurs légèrement repliés. Lorsque le part est imminent, la femelle devient indifférente au milieu extérieur (Wallach et Boever, 1983 ; Julier-Berthet, 1993).

Le déroulement du part est rapide et ne demande pas trop d'attention de la part de la femelle. Le fœtus emprunte le vagin médian, les vagins latéraux sont trop grêles. Chez une femelle impubère, la membrane entre le vagin médian et le sinus uro-génital se rompt définitivement. La sortie du nouveau-né est précédée de l'écoulement d'un liquide jaune visqueux d'origine vitelline et des enveloppes fœtales. Le nouveau-né se présente entouré de l'amnios dont il se libère grâce à ses membres antérieurs crochus. La femelle se lèche intensément, elle sectionne le cordon ombilical qui relie le nouveau-né à l'allantoïde. Enfin elle le libère des membranes rompues du sac vitellin (Julier-Berthet, 1993).

Alors que la femelle continue à se lécher pendant les heures qui suivent le part pour nettoyer sa fourrure, le nouveau-né escalade l'abdomen de sa mère pour atteindre la poche marsupiale en quelques minutes. Il n'est pas du tout aidé par la femelle. Il serait guidé par le sens de la fourrure, des stimuli olfactifs provenant de la poche, des stimuli tactiles mais il s'agirait probablement d'une activité locomotrice réflexe d'après certaines études. Dans la poche, il attrape une tétine qui pénètre jusqu'au pharynx, l'extrémité de la tétine enfle légèrement et se loge dans une gouttière transversale de la partie caudale de la langue et du palais dur. Le nouveau-né est ainsi suspendu à la mamelle. Il présente un développement minimal, juste nécessaire à l'affrontement de la mise-bas et à la survie dans la poche. Il possède des membres antérieurs développés pour pouvoir ramper. Son système olfactif est fonctionnel contrairement à ses yeux ou ses oreilles, c'est son principal moyen d'orientation. Son appareil digestif est adapté à un régime lacté et à la tétée, il peut respirer et téter en même temps. Ses poumons sont fonctionnels mais leur développement s'étoffe rapidement après la naissance. En revanche, ses gonades sont indifférenciées et il naît avec un mésonephros qui ne donnera un métanephros que plus tardivement (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993).

2.11. Les mamelles et la poche marsupiale

2.11.1. Les glandes mammaires (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993)

La femelle présente 4 mamelles bien développées, située sur la paroi abdominale au fond de la poche marsupiale. La structure des mamelles est similaire à celle des Euthériens : chacune comporte de nombreuses glandes mammaires tubulo-acineuses et s'achève à son extrémité par un mamelon long, mince et cylindrique. A l'apex de celui-ci s'ouvrent en moyenne 20 conduits excréteurs, chacun drainant un lobule. Le tout est entouré par le muscle compresseur du mamelon, homologue du muscle crémaster chez le mâle. Il passe dans les anneaux inguinaux et s'insère sur les os épipubiens. Il participe au soutien des mamelles, à l'évagination des mamelles pendant l'oestrus, la gestation et la lactation ainsi qu'à la fixation du jeune dans la poche.

En dehors de la période de reproduction, les mamelles sont invaginées au fond d'une dépression ou « poche mamelonnaire ».

Les mamelles sont absentes chez les mâles, quel que soit leur âge.

2.11.2. La poche marsupiale (Grassé, 1955 ; Julier-Berthet, 1993)

La poche marsupiale, encore appelée marsupie ou marsupium, est l'apanage des femelles dans cette espèce. Il s'agit d'une duplication permanente de la peau abdominale pourvue d'un sphincter. Lors de l'ontogenèse, la peau se plisse autour de l'air mammaire jusqu'à ce que les plis se rejoignent vers la ligne médiane. La musculature de la poche dérive également de la musculature abdominale : le pannicule charnu. Sa partie caudo-ventrale forme plus particulièrement le sphincter marsupial.

La poche des Macropodidés est ample et profonde. Toutefois, nous avons vu que ses dimensions varient avec le cycle oestral et la gestation. Son ouverture s'effectue par une fente transversale crâniale, caractère manifestement lié à la locomotion bipède.

Sa paroi interne est tapissée de poils et contient de nombreuses glandes sudoripares et sébacées. La sécrétion de ces glandes constituerait un stimulus olfactif pour le nouveau-né au moment du part.

2.11.3. Le séjour du jeune dans la poche marsupiale

La poche marsupiale joue un rôle d'incubateur naturel. La température reste stable à environ 35 °C. L'humidité relative excède les 85 %. La concentration en CO₂ peut atteindre 6 % tandis que la concentration en O₂ fluctue à partir d'une valeur minimale de 18 %. Le séjour dans la poche dure entre 269 et 288 jours (Julier-Berthet, 1993).

A la naissance, le jeune est nu, aveugle et pèse moins d'un gramme : il est complètement dépendant de sa mère. Le séjour dans la poche va lui permettre de terminer sa morphogenèse et son organogenèse. Il va présenter une croissance importante et enfin développer tous les critères nécessaires à son homéostasie et son indépendance. La fin du développement du jeune ne demande pas beaucoup d'attention de la part de la mère, elle ne s'occupera que de nettoyer la poche et de stimuler les mictions et les défécations de son jeune. En revanche, la période post-partum lui demande un investissement énergétique important, elle doit non seulement lui fournir le lait mais aussi le porter dans la poche (Renfree, 1988).

Durant la première moitié de la vie dans la poche, le jeune reste attaché à sa mamelle et tête presque continuellement. Il commence se détacher progressivement et à sortir la tête de la

poche pour scruter son environnement. Dans la seconde moitié, il est dans mais de plus en plus souvent hors de la poche et apprend à diversifier sa nourriture, c'est un sevrage progressif. La sortie de la poche se fait en général au printemps (septembre ou octobre), lorsque les conditions sont les plus clémentes pour le jeune. Une fois sevré, il reste encore au pied de sa mère puis acquiert son indépendance à l'approche de la puberté (Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993).

Renfree (1988) propose une méthode de détermination de l'âge du jeune dans la poche en fonction de son développement. Julier-Berthet (1993) a établi plusieurs critères spécifiques de *Macropus rufogriseus* :

59-61 jours : présence de vibrisses sur le museau

85-95 jours : présence de cils

125-165 jours : yeux ouverts, apparition du sous-poil

230-237 jours : première sortie hors de la poche

270-290 jours : sortie permanente de la poche

360-527 jours : sevrage

Le poids relatif d'un jeune qui sort de la poche est équivalent à celui d'un Cheval ou d'un Mouton à la naissance. De la même manière, son poids relatif au sevrage est également équivalent à celui d'un Euthérien au sevrage (Julier-Berthet, 1993).

Le jeune peut être accidentellement expulsé de la poche, par exemple lorsque la mère est excitée ou paniquée. La première solution est de replacer le jeune au plus vite dans la poche sur sa mamelle. La deuxième solution est de trouver une femelle adoptive de la même espèce. Enfin, il est possible d'élever un jeune dans un incubateur mais le pronostic est d'autant plus faible qu'il est jeune, peu poilu et peu développé (Wallach et Boever, 1983).

2.11.4. Les particularités de la lactation (Renfree, 1988, Julier-Berthet, 1993)

La lactation est particulièrement longue, elle peut durer plus d'un an. Elle se déroule selon trois phases : la préparation de la glande mammaire, l'initiation et le maintien de la lactation pendant la phase de dépendance du jeune et enfin la maintenance d'une production croissante de lait pendant la dernière phase de croissance du jeune. La composition du lait va varier énormément au cours de ces trois phases.

La croissance des glandes mammaires et les récepteurs mammaires à la prolactine sont stimulés par le corps jaune et l'hypophyse. Le déclenchement de la lactation serait induit par la chute de la progestérone au moment de la mise-bas et par le pic de prolactine.

Chez les Macropodidés, l'unique jeune a le choix entre 4 tétines. Celles-ci sécrètent un liquide clair pendant les heures qui suivent la naissance. Le colostrum puis le lait véritable vont apparaître ultérieurement et peuvent être produit par les 4 glandes. Cependant celles qui ne sont pas tétées vont arrêter de sécréter et régresser en deux à trois semaines. Au contraire, la tétine du jeune va grossir et s'allonger sous la force exercée par la succion.

Notons d'une part que la production de lait peut être relativement indépendante d'une mamelle à l'autre chez la même femelle. Ainsi deux mamelles adjacentes peuvent produire un lait de composition différente. La femelle peut alors allaiter simultanément un jeune au pied en fin de croissance et un nouveau-né tout juste arrivé dans la poche.

D'autre part, les hormones de la lactation comme l'ocytocine sont présentes que la femelle ait été gravide ou non. Si une femelle est au même stade du cycle oestral que la mère, elle pourra adopter le jeune et se mettra à produire du lait juste grâce au stimulus de succion et son cycle sera inhibée.

L'étude de la composition du lait est particulièrement intéressante car elle s'adapte au besoin du jeune pendant toute la lactation (cf. Diagramme 3). Le lait d'un nouveau-né est dilué et produit en petite quantité tandis que le lait d'un jeune sorti de la poche est concentré, riche en gras et permet de subvenir à des besoins importants lors de la croissance. La fraction solide passe de 10 % à la naissance à 50 % du poids frais du lait en fin de lactation.

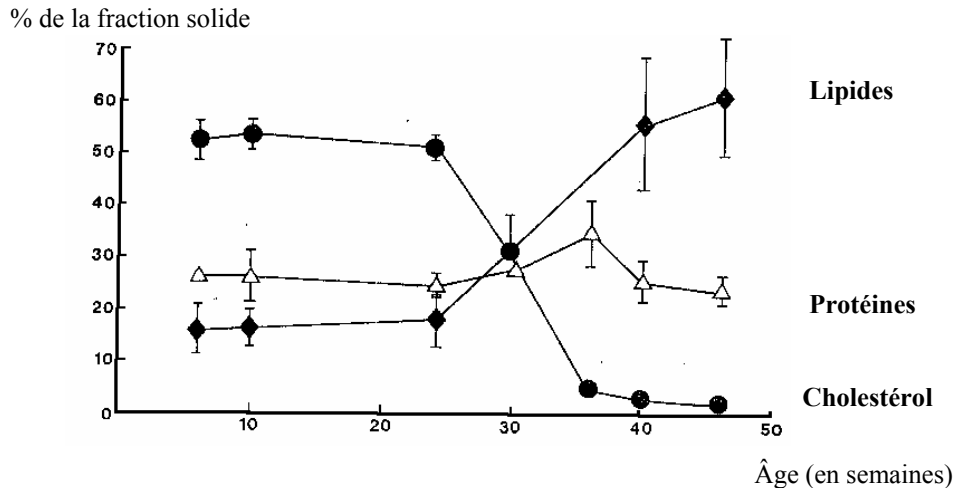


Diagramme 3 : Changements dans la composition du lait durant la lactation (exemple de *Macropus eugenii*) (Renfree, 1988, p558)

Le glucide principal du lait n'est pas le lactose. L'activité lactase, comme l'activité sucrase est faible dans l'intestin du jeune. Le lait de vache produit souvent des diarrhées osmolaires chez les orphelins nourris au biberon. Le glucose et le galactose se retrouvent en grande quantité tout au long de l'allaitement. En fin de lactation, ils font place à des oligosaccharides complexes de poids plus élevé. La chute de la concentration glucidique du lait au début du sevrage constituerait un précurseur indispensable pour la mise en place de la flore stomacale.

La concentration lipidique augmente considérablement au début du sevrage, en parallèle de la chute de glucides, une période coûteuse en énergie pour la croissance, l'activité musculaire et la thermorégulation. Les lipides du lait sont en majorité des triglycérides (acide palmitique saturé, acide oléique), des phospholipides, des acides gras libres et du cholestérol.

La teneur en protéine double du 90^{ème} au 250^{ème} jour de lactation, ceci coïncide avec l'utilisation des protéines dans la néoglucogenèse pour pallier la diminution de glucides dans le lait. Les protéines correspondent aux caséines du lait des Euthériens, on les retrouve également dans le petit lait.

La composition de la fraction minérale et vitaminique du lait varie également. Le calcium, le phosphore et le magnésium augmentent. Le sodium diminue tandis que le potassium augmente pour atteindre des valeurs plasmatiques en fin de lactation. Le fer et le cuivre sont apportés par le lait, leur concentration diminue progressivement.

La reproduction des Marsupiaux est intéressante car elle constitue une stratégie différente des Euthériens mais chez le wallaby de Bennett, elle n'en reste pas moins évoluée et adaptative. Ces différences sont principalement dues à des différences anatomiques telles que la duplication des organes génitaux, la présence de la marsupie, la bipédie. La tendance va finalement vers un accroissement des mensurations de la mère, une acquisition retardée de la puberté, une diminution de la taille de la portée mais une saisonnalité qui optimise la reproduction et l'augmentation des soins parentaux sans se fragiliser par rapport aux prédateurs.

2.12 Données physiologiques générales

2.12.1 Longévité

L'espérance de vie moyenne serait de 9 ans en liberté. Elle varie en fonction des conditions du milieu. Elle diminue en général en captivité (Bergin, 1986). Mais elle peut aussi être longue en tant qu'animal de compagnie, on rapporte environ 12 à 13 ans (Mac Pherson, 2003). Le record de l'espèce en milieu naturel est de 18,6 ans (Julier-Berthet, 1993).

En milieu naturel, les wallabies et kangourous sont abattus par l'Homme. Les relevés d'âge montrent que la majorité des individus n'atteignent pas 4 ans mais que ceux qui vivent plus longtemps peuvent vivre jusqu'à 15 ans (Julier-Berthet, 1993).

2.12.2 Métabolisme basal

Le niveau métabolique des Marsupiaux atteint approximativement 70 % de celui des Euthériens (Samuel, 1988).

Ce niveau métabolique relativement bas se reflète dans divers caractères physiologiques :

- La température corporelle est relativement basse
- La fréquence cardiaque est plus lente par rapport à celle des Euthériens de taille comparable
- L'excrétion de créatinine est minimisée
- Les échanges gazeux d'O₂ et de CO₂ sont peu importants

Il a plusieurs conséquences physiologiques qui peuvent être des avantages ou des inconvénients :

- Les besoins d'entretien, azotés et énergétique, sont moins élevés
- Les réserves métaboliques corporelles durent plus longtemps lors de conditions défavorables
- Par temps chaud, les dépenses hydriques nécessaires au refroidissement corporel sont moindres car peu de chaleur endogène est produite
- La vitesse de croissance est inférieure à celles des Euthériens et des Oiseaux
- Leurs réponses neurales sont également moins promptes

Mais finalement, le niveau métabolique subit des fluctuations énormes en fonction des circonstances. Lors d'une baisse de la température ambiante, il peut atteindre une valeur 8 à 9 fois plus élevée que son niveau basal. Lors de la locomotion par sauts, il peut être multiplié par 20. *Macropus rufogriseus* possède finalement des capacités métaboliques adaptatives (Julier-Berthet, 1993).

2.12.3 Température corporelle

Elle est inférieure de 2 à 3°C à celle d'un Euthérien. Elle avoisine les 35,5°C (Bergin, 1986). Une température corporelle supérieure à 40°C est mortelle (Julier-Berthet, 1993).

Les Marsupiaux sont d'excellents homéothermes. Ils peuvent s'adapter autant à des climats froids que chauds. Certains kangourous régulent parfaitement leur température corporelle dans le désert australien. Mc Pherson (2003) rapporte une parfaite adaptation du wallaby de Bennett dans un élevage canadien, aussi bien pendant le rude hiver que l'été étouffant.

En milieu froid, le wallaby voit sa fourrure s'épaissir, cette isolation corporelle est bien plus efficace que celles des Moutons par exemple. Comme on l'a vu précédemment, son

métabolisme basal est multiplié pour lutter contre le froid. Son comportement change dans le but de trouver de la chaleur : il dore au soleil et bouge toute la journée dans sa direction, il s'abrite des vents froids. Un temps pluvieux assez violent perturbe le groupe de wallabies, ils s'abritent et arrêtent de manger, quand la pluie se calme, ils mettent un ou deux jours à se nettoyer, se réalimenter et se comporter normalement (Julier-Berthet, 1993).

En milieu chaud, la majorité des pertes de chaleur est réalisée par l'halètement : à 45°C, la fréquence respiratoire du wallaby de Bennett atteint 350 à 450 mouvements par minute. Contrairement aux Euthériens, l'air inspiré et expiré lors de l'halètement passe par le nez, ce passage dans les cornets nasaux très irrigués augmente la dissipation de chaleur. Mais à cause de leur niveau métabolique bas, l'évaporation d'eau est identique chez le wallaby et chez les Euthériens de même poids. La thermorégulation du wallaby grâce à l'halètement est moins efficace lorsque l'hygrométrie est trop élevée et lorsque l'eau se fait rare. Le pelage du wallaby est aussi isolant par temps chaud, il protège des rayons du soleil et du vent chaud. A des températures chaudes mais pas extrêmes, le réseau capillaire de la queue se dilate, provoquant une perte hydrique et un transfert de chaleur au niveau de la surface corporelle. Enfin, la thermorégulation est également assurée par diverses réactions comportementales : aspersion d'eau, posture ou recherche d'arbustes denses pour limiter l'exposition aux rayons du soleil, alimentation et activité en fin de journée pendant les heures fraîches, augmentation de la prise de boisson, léchage de l'extrémité des membres thoraciques (Bergin, 1986 ; Julier-Berthet, 1993).

Pendant l'effort, la température corporelle est régulée de manière sensiblement différente des Euthériens. L'évaporation et la dissipation de la chaleur se fait principalement par l'appareil respiratoire. Si cette régulation ne suffit pas pendant un exercice et seulement dans ce cas, le wallaby se met à transpirer. La transpiration s'arrête dès l'exercice terminé et l'animal se remet à se lécher les membres antérieurs au repos (Julier-Berthet, 1993).

La thermorégulation des Marsupiaux est très efficace et adaptée à des animaux qui vivent en milieu aride. La déperdition d'eau est limitée à ce qui est nécessaire à l'homéothermie.

2.12.4 Hématologie et biochimie (Julier-Berthet, 1993)

Le vétérinaire a parfois recours à des examens complémentaires pour étoffer son examen clinique. Les prises de sang peuvent être effectuées au niveau des veines jugulaires, des veines saphènes et fémorales et des veines coccygiennes. Du sang artériel peut être obtenu par ponction de l'artère saphène.

Tableau 4 : Données hématologiques et biochimiques du Wallaby de Bennett et du Mouton (Hawkey et al., 1982 ; Julier-Berthet, 1993 ; Kaneko, 1997 ; Braun, 2000)

	<i>Macropus rufogriseus</i>	<i>Ovis aries</i>
Hématologie :		
Hématies (10 ⁶ / mm ³)	3,9-6,5	9-15
Hématocrite (%)	35-56	27-45
Hémoglobine (g / L)	121-206	90-150

Volume globulaire moyen (fL)	76-102	28-40
Teneur globulaire moyenne en hémoglobine (pg)	27,6-36	8-12
Concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (g / L)	333-385	310-340
Leucocytes ($10^3 / \text{mm}^3$)	2,4-8	4-12
Neutrophiles (%)	23-63	17-50
Lymphocytes (%)	31-75	50-75
Monocytes (%)	0-5	0-42
Eosinophiles (%)	0-8	0-67
Basophiles (%)	0-3	0-25
Plaquettes ($10^9 / \text{L}$)	108-308	250-750
Biochimie :		
Protéines totales (g / L)	60-63	60-79
Albumine (g / L)	24-30	24-30
PO2 artérielle (mmHg)	82,1	
PCO2 (mmHg)	36,1 (artérielle)	38-45 (veineux)
pH	7,38	7,32-7,5
Transaminase glutamique oxalo-acétique (UI / L)	135-290	60-280
Transaminase glutamique pyruvique (UI / L)	14-21	22-38
Sorbitol déshydrogénase (UI / L)	4-8	5,8-28
Créatinine (mg / L)	de l'ordre de 10-20	12-19
Urée (g / L)	de l'ordre de 0,25-0,3	0,18-0,42
Glucose (g / L)	de l'ordre de 0,45-0,75	0,5-0,80
Bilirubine (mg / L)	inférieure à 10	1-5
Cholestérol (g / L)	de l'ordre de 0,75-1	0,43-1,03

3. APPROCHE ETHOLOGIQUE

La troisième partie de l'étude zoologique de *Macropus rufogriseus* s'intéresse à la vie de ce wallaby dans son milieu naturel mais aussi en captivité. Cette dernière situation fait du wallaby de Bennett un nouvel animal de compagnie que les vétérinaires peuvent être amenés à rencontrer en France. Nous nous attacherons ici à des critères environnementaux, alimentaires et à proprement dits comportementaux.

3.1. Le Wallaby de Bennett en liberté

3.1.1. Milieu naturel et répartition (Julier-Berthet, 1993 ; Ballenger, 1999 ; Trout, 2005)

Macropus rufogriseus est une espèce stable, commune à abondante, sa population s'accroît actuellement. Elle n'est donc pas menacée mais c'est une espèce protégée. En Tasmanie, il existe cependant quelques jours où leur chasse est ouverte. Parfois considérés comme des nuisibles en Australie, ces wallabies peuvent être chassés par des personnes agréées.

Les grands kangourous et les wallabies en Australie ne sont pas en danger d'extinction et même au contraire tendraient à se multiplier. Les espèces de petite taille sont en revanche plus menacées surtout depuis la colonisation. Il existe un débat en Australie entre les agriculteurs et les écologistes sur la valeur des kangourous et des wallabies en Australie : symbole national ou nuisance pastorale et céréalière (destruction des jeunes pousses, compétition aux pâturages,...). Il existe donc en parallèle des actions de régulation de la population (modifications environnementales, chasse sportive et commerciale pour la viande) qui restreignent surtout les petites espèces et des actions de protection (chasseurs agréés, quotas de chasse, étiquetage des carcasses, chasse des prédateurs importés,..).



Figure 29 : Répartition géographique de *Macropus rufogriseus* (Yahoo Geocities !, 2005)

Macropus rufogriseus est réparti sur la côte sud-est de l'Australie, en Tasmanie et dans les îles environnantes.

Il vit sous un climat maritime, tropical à tempéré. Son milieu de vie se situe dans des régions peu vallonnées :

- au sein de forêts sclérophylles humides ou sèches (Eucalyptus et autres arbustes de grandes tailles), à proximité de prairies ouvertes, de cultures et de pâturages ;
- dans des bois avec un sous-bois dense ;
- sur de grandes landes côtières ;
- dans des brousses clairsemées.

Dans ces climats tempérés, les conditions sont plutôt favorables au printemps et au début de l'été, *Macropus rufogriseus rufogriseus* adopte là une reproduction saisonnière et le jeune sort de la marsupie en période d'abondance alimentaire. Sous des climats plus arides, la reproduction sera continue comme chez *Macropus rufogriseus banksianus* en liberté : la perte d'un petit serait moins dommageable, ce qui est adapté à un climat plus imprévisible. On note également que les mâles sont plus produits lorsque les conditions sont meilleures, ainsi 46 % de mâles naissent pendant la sécheresse et 60 % en période pluvieuse.

L'abondance nutritionnelle et la disponibilité de l'eau sont des facteurs prépondérants de fluctuation de la reproduction. Cet ajustement est permis par la présence de trois caractéristiques : gestation courte, faible investissement parental et diapause embryonnaire.

Les prédateurs animaux des wallabies sont variés mais ne jouent qu'un rôle de régulation de population à l'échelle locale. Le Python tacheté (*Morelia argus*), le Pygargue (*Aquila audax*), l'Uraète d'Australie (*Uraëtus audax*), les *Dasyuridae* de grande taille et le chat (*Felis catus*) s'attaquent surtout aux jeunes marsupialisés. Le Renard roux européen (*Vulpes vulpes*) a participé au déclin de l'espèce en 1973-1974. Le Chien (*Canis familiaris familiaris*) devenu sauvage et le Dingo (*Canis familiaris dingo*) peuvent s'attaquer aux adultes, provoquant l'anéantissement de populations locales de wallabies. Mais ces chiens étant chassés par l'Homme, cela favorise l'extension des wallabies.

3.1.2. **Alimentation et abreuvement** (Burton, 1974 ; Hume et Barboza, 1993 ; Olivet-Courtois et Lecu, 2003)

Les wallabies sont des animaux sobres : prise d'eau d'environ 5 à 6 % de leur poids corporel. Mais ils ne dédaignent pas l'eau lorsqu'elle est présente en grande quantité. Ceci constitue un avantage pour des individus vivant en milieu sec.

Le wallaby de Bennett est végétarien herbivore, essentiellement de type « brouteur ». Il se nourrit principalement d'herbe (surtout des Monocotylédones et certaines Dicotylédones), dont l'herbe dite « à kangourou » *Themeda triandra*. Son régime peut cependant être assez varié : pousses de branches basses, feuilles et plus occasionnellement racines succulentes, écorces, fruits et baies. Le régime alimentaire est globalement riche en fibres.

Une telle stratégie nutritionnelle est permise grâce à des besoins énergétiques faibles par rapport aux Euthériens, une dentition adaptée (progression molaire, cisaillement lors de l'occlusion) et une fermentation microbienne jouant un rôle central dans la dégradation des fibres.

Le jeune wallaby boit essentiellement du lait, il commence à brouter des herbes et des arbustes lors de sa sortie temporaire de la poche.

3.1.3. **Comportement** (Julier-Berthet, 1993 ; Trout, 2005)

Le wallaby de Bennett est un animal crépusculaire à nocturne, il passe la journée à couvert, à manger et se reposer. Il se repose sous un couvert végétal le plus dense possible, il a un sommeil léger et se réveille à la moindre alerte. Il ne dort que pendant de courtes périodes.

Il est en effet d'un naturel timide à craintif. Face à un prédateur, il préfère fuir ou se cacher plutôt que combattre. Lorsqu'il se repose en position couchée, la tête est relevée et les yeux et les oreilles bougent sans cesse. Cependant, ces périodes de vigilance restent minoritaires dans le comportement général de l'animal. En cas de danger, il se relève en position assise ou debout, il se lèche les avant-bras et les mains, il émet des cris rauques évoquant une quinte de toux. Le signal d'alerte commence par des mouvements verticaux saccadés de la queue et des deux pieds. Lors de la fuite, il saute dans toutes les directions.

Le wallaby de Bennett est fondamentalement solitaire mais peut brouter ou se reposer en groupe. Les territoires des femelles peuvent se chevaucher mais jamais ceux des mâles. Le mâle dominant se positionne au centre des territoires des femelles, les autres mâles restant en périphérie. Une surpopulation peut entraîner de l'agressivité, chez les femelles comme chez les mâles.

Face à ses congénères, le wallaby utilise beaucoup l'odorat et le toucher pour reconnaître et se faire reconnaître. Les comportements de reniflement réciproque constituent une grande partie de son activité. La dominance s'exprime par une position érigée, une démarche raide, des hochements de tête, un arrachage des arbustes environnants et de la boxe.

Le wallaby de Bennett, comme tous les kangourous, est polygame : le mâle dominant recherche et s'accouple avec la plupart des femelles situées sur un territoire donné, sans se soucier de la présence d'un jeune dans la marsupie ou aux pieds de la mère. Sans intervention du père, la mère élève activement son jeune (nourriture, toilette, jeu, protection) mais elle n'intervient quasiment pas dans l'acquisition de ses attitudes comportementales. Ce couple mère-petit constitue l'unité principale de cohésion d'un groupe.

3.2. **Le Wallaby de Bennett, un nouvel animal de compagnie**

Macropus rufogriseus a été introduit par des nobles dans différents pays européens à la fin du XIX^{ème} siècle : Allemagne, Grande-Bretagne, Autriche, etc. Cette espèce s'est rapidement acclimatée en captivité mais des hivers rudes n'ont pas permis une acclimatation selon l'état sauvage dans les forêts européennes. Elle constitue aujourd'hui l'espèce de Macropodidés la plus représentée des parcs zoologiques français (Julier-Berthet, 1993).

3.2.1. **Réglementation** (Rival, 2006 ; www.legifrance.gouv.fr, 15/03/07, www.cites.org, 15/03/07)

La France respecte la CITES. La convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction, connue par son sigle CITES ou encore comme la Convention de Washington, est un accord international entre Etats. Elle a pour but de veiller à ce que le commerce international des spécimens d'animaux et de plantes sauvages ne menace pas la survie des espèces auxquelles ils appartiennent. *Macropus rufogriseus* ne fait pas partie des listes d'animaux protégés par la CITES.

La législation européenne reprend les listes de la CITES.

Au niveau national, la détention de *Macropus rufogriseus* est régie par l'arrêté du 10/08/04 (cf. annexes 1 et 2). Cet arrêté reprend les listes de la CITES et l'élargit à d'autres espèces sauvages protégées en France. *Macropus rufogriseus*, ne faisant pas partie de la liste CITES, est la seule espèce de wallabies qui ne fait pas partie de l'annexe II de cet arrêté (espèces protégées ou dangereuses ne pouvant être détenues que par des établissements d'élevage ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques ou EEAND). Il fait en revanche partie de l'annexe I, décrivant la liste des animaux autorisés dans des élevages d'agrément ou EA, sous certaines conditions.

Le tableau 5 décrit les deux cas de figure qui se présentent alors pour déterminer ces conditions.

Tableau 5 : Conditions légales de détention d'un wallaby de Bennett en France

Type légal d'élevage	Critères d'inclusion	Obligations légales
EEAND	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Elevage à but lucratif quelque soit l'effectif ▪ Elevage à but non lucratif si l'effectif est > 6 wallabies de Bennett 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Autorisation préfectorale d'ouverture ▪ Certificat de capacité ▪ Identification des wallabies
EA	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Elevage à but non lucratif ▪ Effectif < 6 wallabies de Bennett 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Autorisation préfectorale de détention ▪ Identification des wallabies

3.2.2. **Vie en captivité** (Wallach & Boever, 1983 ; Bergin, 1986 ; Hume, 1986 ; Christian, 1988 ; Hume & Barboza, 1993 ; Ballenger, 1999 ; Mc Pherson, 2003 ; Olivet-Courtois et Lecu, 2003 ; Trout, 2005)

3.2.2.1. *Logement*

Le wallaby accepte des températures de 2°C à 35-40°C selon l'humidité de l'air. L'hygrométrie doit être basse pour minimiser le risque d'infection et le taux de mortalité des jeunes récemment sortis de la poche. Un rythme saisonnier de luminosité doit être créé si nécessaire pour obtenir 15 heures de luminosité par jour en été et 11 heures en hiver.

Le logement doit comprendre un enclos le plus large possible. Un grand enclos favorise la reproduction, limite l'agressivité, limite les maladies nutritionnelles et comportementales (« lumpy jaw » par exemple) et permet aux jeunes de sauter à grande vitesse. Bergin (1986) propose la triple formule suivante pour adapter la taille de l'enclos au wallaby :

- longueur : 8 x longueur du wallaby sans la queue (LW), minimum 1,2 mètres
- largeur : 4 x LW, minimum 0,6 mètre
- hauteur : 4 x LW (1,2 à 1,8 mètres).

Les données quant à la densité de wallabies dans un enclos varient énormément dans la littérature. Dans les parcs où les animaux sont exposés au public, la législation impose une surface minimale de 40 m² pour un couple et 10 m² par animal supplémentaire. Le sol doit se composer d'herbe, de broussailles ou de sable.

La hauteur idéale des clôtures est de 2 mètres (minimum légal 1,2 mètres). Elles doivent être épaisses et plutôt sans trou ni grillage pour éviter qu'un individu panique en restant coincé.

Il faut éviter de laisser les wallabies dans un jardin : les animaux risquent de le détruire et certaines plantes d'ornement sont toxiques.

Il paraît judicieux d'établir une rotation entre les divers enclos pour permettre leur entretien régulier.

Le wallaby passe la plupart de son temps dehors, à brouter et se toiletter. Un abri est tout de même nécessaire pour les protéger du vent, de la pluie comme du soleil. Il peut être :

- naturel : nombreux arbustes et arbres (protégés des wallabies si nécessaire par des grilles)
- artificiel : cabane avec un sol paillé, chauffé si la température est inférieure à 5°C.

Bergin (1986) préconise une hauteur de 4 x LW. La législation prévoit un abri minimum de 10 m² pour un couple et 0,5 m² pour tout animal supplémentaire. Le sol doit être dur et recouvert de litière.

Il est préférable de placer l'abri loin des routes ou de bruits importants pour diminuer le stress des wallabies.

3.2.2.2. Alimentation et abreuvement

L'eau doit être disponible en permanence. Elle doit être accessible même au plus petit individu du groupe. Le changement de l'eau doit être facile pour le soigneur de façon à ce que ce soit fait régulièrement.

L'alimentation peut être composée de :

- concentrés : grains, granulés (vache, cheval, lapin ou marsupiaux), graines de tournesol, soja
- foin : luzerne ou autre plante non abrasive
- paille : sur le sol de l'abri, permet l'usure des dents et la progression molaire
- frais : herbe (luzerne fraîche et feuillue très appréciée), fruits, légumes. Proscrire la rhubarbe qui provoque une hypocalcémie.

L'obésité pose un grave problème en captivité. Les wallabies ont des besoins métaboliques nettement inférieurs à ceux des petits Ruminants par exemple (2/3 besoins du mouton). La base alimentaire doit essentiellement reposer sur un aliment très riche en fibres. Il convient de limiter la ration de concentrés et préférer le foin. La ration quotidienne ne doit pas dépasser 15 % du poids corporel de l'individu.

Tableau 6 : Ordre de grandeur des besoins en azote et en fibres du wallaby à l'entretien (Olivet-Courtois et Lecu, 2003)

Ordre de grandeur des besoins	
Azote (mg N/kg/jour)	290 à 300
Protéines (% ration)	9 %
Fibres (NDF, % ration)	50-60 %

Le Wallaby de Bennett est sensible aux carences en vitamine A et E (pas en sélénium). La carence en vitamine E entraîne une dystrophie musculaire nutritionnelle, la carence en

vitamine A induit des troubles dermatologiques. Une supplémentation est recommandée en vitamine E (200-600 mg/j) et en vitamine A. Une pierre à lécher peut également être installée.

Certains aliments industriels pour kangourous contiennent des coccidiostatiques (amprolium).

3.2.2.3. Reproduction

La puberté apparaît plus précocement chez les wallabies en captivité. La modification des saisons de reproduction est sujette à controverse. Le sex-ratio moyen préconisé pour une reproduction correcte est d'un mâle pour six femelles. Si *Macropus rufogriseus* est l'espèce la plus représentée, elle est aussi une des plus prolifiques en captivité.

L'élevage artificiel d'un jeune est très délicat et les chances de survie d'un orphelin s'il était encore dans la poche sont faibles.

Il convient de re-créeer une poche :

- lavable, en plastique par exemple
- chauffée (bouillottes, lampes chauffantes) : 32 à 35°C jusqu'à 170 jours environ puis 28 à 32°C jusqu'à la sortie de la poche mais toujours inférieure à 37,8°C
- humide (70%)
- verticale : la position couchée est inconfortable pour le jeune.

Tant que le jeune est glabre il doit être humidifié et enduit de vaseline quotidiennement. Le petit wallaby a besoin de contact proche pour se développer : il ne doit pas être isolé.

L'alimentation du jeune est délicate sans lait spécialisé pour kangourou ou wallaby. Il convient d'utiliser du lait entier, d'éviter les glucides (lactose, saccharose => diarrhée osmotique ; galactose => cataracte) et d'ajouter des vitamines. Le lait de chèvre a une composition relativement adaptée contrairement à celui de la vache. Certains laits maternisés humains ne contiennent pas de glucides néfastes.

Doneley (2002) propose :

70 ml de lait de vache à faible teneur en lactose

2 cuillères à café de jaune d'œuf

1 cuillère à café de yaourt naturel

3 ml d'huile végétale

Le lait artificiel doit être donnée d'autant plus fréquemment que le wallaby est jeune : 5 à 8 fois par jour pour des jeunes sans fourrure, 3 à 5 fois par jour quand la fourrure apparaît et 1 à 2 fois par jour quand le jeune est sorti de la poche jusqu'au sevrage. Il est important que la tétine soit molle, longue et fine pour que le jeune puisse téter. Attention car les orphelins ont facilement tendance à être en diarrhée à cause d'une mauvaise alimentation ou d'un système immunitaire faible.

Le jeune devra apprendre à laper rapidement. Il peut être progressivement stimulé avec des pommes, des bananes, des carottes ou d'autres aliments solides à partir de l'âge de 220 jours.

L'éducation de la propreté consiste à stimuler le cloaque après chaque repas puis à la sortie de la poche, à le déposer par terre régulièrement.

3.2.2.4. Comportement

Le wallaby reste timide, il maintient une distance de sécurité avec tout étranger. Il est malgré tout curieux et en général doux. Il peut éventuellement être éduqué (renforcement par la nourriture) et répondre comme un animal de compagnie.

Les wallabies sont plus sociaux en captivité mais les mâles peuvent parfois devenir agressifs entre eux (boxe, coups de pieds). Il convient de respecter la hiérarchie du groupe formé par la captivité : ne garder idéalement qu'un seul mâle par groupe de femelles, mettre à l'écart tout animal malade ou affaibli, introduire progressivement un nouvel animal, etc.

Les mâles adultes peuvent également se révéler dangereux envers un homme présent dans le groupe lorsque celui-ci effectue un rituel d'agressivité comme se tenir debout !

4. DOMINANTES PATHOLOGIQUES

4.1. En liberté (Jakob-Hoff, 1993)

Macropus rufogriseus présente peu d'affections sauf lors de conditions exceptionnelles de surpopulation par exemple. La salmonellose et le syndrome « Lumpy jaw », décrit dans le paragraphe suivant, sont alors rapportés.

R. M. Jakob-Hoff décrit des zoonoses comme la dermatophytose (*Trichophyton mentagrophytes*), la mélioïdose (*Pseudomonas pseudomallei*), des mycobactérioses atypiques et des lésions papillomateuses à *Poxvirus*.

Les infestations parasitaires sont très courantes mais d'importance clinique souvent faible. Sont rapportés : des Nématodes gastriques ou pulmonaires, des Cestodes, des Trématodes et des coccidioses hépatique ou intestinale. Le détail de ces parasites est exposé dans le tableau 7.

Les wallabies sauvages sont fréquemment présentés pour des problèmes traumatologiques : collision avec véhicule, étranglement dans une clôture, blessure par balle, attaque de chien ou de chat.

4.2. En captivité

4.2.1. Lumpy jaw (Keane et al., 1977 ; Wallach et Boever, 1983 ; Oliphant, 1984 ; Butter, 1986 ; Munday, 1988 ; Lewis et al., 1989 ; Blyde, 1994 ; Olivet-Courtois et Lecu, 2003)

Le syndrome « Lumpy jaw », également nommé Nécrobacillose de la mâchoire ou actinomyose, est la cause principale de mortalité en captivité. Sa description est internationale, il s'agit de l'affection la plus connue chez les Macropodidés, en captivité surtout.

Il s'agit d'abcès de la région mandibulaire ou maxillaire. Le point de départ est la région parodontale molaire et prémolaire lors d'interruption de la progression molaire ou la région parodontale incisive lors de traumatisme de la muqueuse buccale (alimentation abrasive, hypovitaminose A).

L'étiologie est controversée : l'agent le plus fréquemment mis en cause dans la forme aiguë est *Fusobacterium necrophorum*. *Bacteroides*, *Actinomyces*, *Nocardia*, *Actinobacillus*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Corynebacterium* sont également rapportés mais toujours en infection mixte.

Cela se manifeste par une inflammation aiguë des tissus mous évoluant vers une nécrose purulente avec lyse osseuse et réaction périostée minimale. A un stade plus avancé, on observe une chute des dents, des fractures mandibulaires et une dissémination de l'infection : abcès pulmonaire, hépatique ou gastrique. Des lésions tissulaires et osseuses similaires ont été décrites au niveau des doigts et du bout de la queue suite à des traumatismes.

Une forme chronique est décrite surtout dans l'Hémisphère Nord. La nécrose et le pus sont souvent absents. La réaction périostée est majeure. L'animal présente des mouvements de tête, une salivation abondante, des difficultés de mastication jusqu'à une anorexie, une perte de poids pouvant évoluer vers la mort.

La radiographie de la mâchoire sous anesthésie (incidence oblique du crâne) est indispensable car une atteinte osseuse assombrit nettement le pronostic de récupération complète.

Le traitement est multiple et assez lourd :

a. Le débridement chirurgical de l'abcès est nécessaire et parfois associé à des exérèses de dents. Remedios et al. (1996) décrit un cas d'ostéomyélite zygomatique avec grande perte de substance, traitée par une greffe musculocutanée libre du trapèze avec reconstruction microvasculaire. Hartley et Sanderson (2003) présente un cas d'ostéomyélite chronique mandibulaire traité par dépôt de polyméthylméthacrylate imprégné de gentamicine et de clindamycine directement sur l'os, le résultat est très satisfaisant mais la technique onéreuse.

b. Un traitement antiseptique local est effectué pendant quelques jours

c. Une antibiothérapie par voie générale de longue durée est mise en place (Ampicilline, Amoxicilline, Tétracycline, Clindamycine pendant 3 à 6 semaines minimum).

d. Il est préférable d'isoler l'animal pendant cette période pour éviter la contamination de l'environnement.

Les récurrences sont fréquentes dans le cas d'un traitement classique même complet, elles sont systématiques au-delà d'un an.

La prévention reste le meilleur moyen de juguler cette infection. Une diminution de 18 à 30 % de la prévalence de cette infection est observée dans les élevages pratiquant des règles d'hygiène strictes :

- Optimiser la teneur en fibres de la ration : maintenir un équilibre entre trop de fibres blessantes et quand-même assez dur pour maintenir des gencives saines.
- Supplémenter en vitamine A.
- Nettoyer de l'enclos : limiter la contamination fécale, humidité minimale.
- Eviter la surpopulation.

Des essais de vaccination sont décrits par Blanden (1987) mais leur efficacité réelle est décevante (Smith et al., 1986 ; Gulland et al., 1987). L'étiologie multifactorielle et les facteurs prédisposants variés sont probablement en cause dans cet échec prophylactique.

4.2.2. Myopathie (Christian, 1988 ; Blyde, 1993, 1994 ; Johnson-Delaney, 2000 ; Olivet-Courtois et Lecu, 2003)

Les Macropodidés ont tendance à présenter des défaillances musculaires de type myopathie avec libération d'acide lactique et acidose métabolique. L'anamnèse rapporte une capture récente (laborieuse, chasse sur longue distance et à grande vitesse) ou un confinement stressant (en cage par exemple). Une hypovitaminose E est également mise en cause.

Le wallaby est léthargique et souvent en décubitus. Les signes locomoteurs vont de la perte de tonus musculaire (cou et membres pelviens) à la paralysie postérieure. Une raideur et une amyotrophie sont également décrites. Les muscles sont durs. Les jeunes wallabies sont souvent plus symptomatiques que les adultes.

Les analyses biologiques révèlent une élévation majeure des CPK (créatinine phosphokinase > 4 000 UI/L et une myoglobulinurie. L'analyse histopathologique d'une biopsie musculaire montre une myopathie avec nécrose de Zencker. Braga et al. (1995) décrit une atteinte des muscles pelviens, de la langue et du cœur.

Le pronostic est d'autant plus favorable que l'atteinte est modérée et que la mise en œuvre du traitement est très précoce.

Le traitement est fondé sur une sédation et une myorelaxation avec du diazépam, une fluidothérapie, de la vitamine E (alphatocophérol 25 mg/5 kg/j), des corticostéroïdes, des antibiotiques.

La prévention consiste à capturer ces animaux rapidement et sans stress. Il est préférable de les tranquilliser à distance que de les chasser. Une sédation de quelques jours est conseillée

lors de transfert dans un nouvel enclos. Une supplémentation en vitamine E est décrite en prophylaxie à 6 UI/kg/j.

4.2.3. Infestations parasitaires

L'incidence clinique de l'infestation parasitaire est relativement faible.

Voici un tableau récapitulatif des principales parasitoses décrites chez *Macropus rufogriseus* :

Parasite	Fréquence	Localisation	Signes et lésions	Ra-dio	Traitement
PROTOZOAIRES					
<i>Eimeria sp.</i>	Très commun	International Elevage	Entérite modérée à hémorragique Suraiguë à chronique Jeune élevé au biberon	-	Sulfadiméthoxine 50 mg/kg/j 10 jours à répéter Amprolium 10 mg/kg/j 5 jours à répéter
<i>Toxoplasma gondii</i>	Pas rare Très sensible	Environnement avec félins domestiques et sauvages	Encéphalite, lymphadénite, myocardite, pneumonie, splénomégalie, dermatose aiguë Inapparent à fulminant	+	Trimetoprime + Sulfaméthoxazole 20 mg/kg q12-24h Atovaquone susp. + huile de colza PO 2 à 12 mois
TREMATODES					
<i>Fasciola hepatica</i>	15 % en Tasmanie Relié à <i>Lymnea tomentosa</i>	Sud-Est de l'Australie Pâturages d'animaux domestiques	Hépatite	+	
CESTODES					
<i>Progamotaenia festiva</i>			Cholangite asymptomatique	-	
<i>Anoploetaenia dasyuri</i> (métacestode)	Commun		Myocardite	-	
<i>Echinococcus granulosus</i> (métacestode)	Commun	Est de l'Australie Dingo	Kystes hydatiques dans les poumons, les cavités thoracique et abdominale	++	
NEMATODES					
<i>Breinlia mundayi</i>	Commun		Epicardite, péricardite	++	

<i>Breinlia sp.</i>	Commun		Granulome microfilaire splénique	+	
<i>Dirofilaria roemeri</i>	Commun		Encapsulé ou libre dans le tissu sous-cutané du grasset	++	
<i>Durikainema macropi</i>	Commun ?		Phlébite hépatique	-	
<i>Strongyloides sp.</i>	Très commun	International	Gastrite nodulaire hémorragique Hypoprotéinémie et oedème	++	Ivermectine 200 µg/kg SC ou PO Toxicité rapportée des benzimidazoles
<i>Hypodontus macropi</i>	Commun		Entérite et typhlite	+	
<i>Labiostromylus sp.</i>	Commun		Gastrite granulomateuse (larves)	++ transit bary-té	
<i>Marsupostrongylus sp.</i>	Commun		Pneumonie interstitielle	++	
<i>Globocephaloides trifidospicularis</i>	Commun		Anémie grave	-	
ARTHROPODES					
<i>Tracheomyia macropi</i>	Commun		Trachéite érosive	+/-	
Gales et tiques	Rare			-	
<i>Cuterebra sp.</i>	Rare		Myiase	-	

Tableau 7 : Parasitoses de *Macropus rufogriseus* et intérêt diagnostique de la radiographie (Spratt et Presidente, 1981 ; Richardson et al., 1987 ; Beveridge, 1993 ; Suedmeyer, 2000)

4.2.4. Infections bactériennes (Wallach et Boever, 1983 ; Butter, 1986).

Le Wallaby de Bennett présente des pneumonies bactériennes plus ou moins sévères, objectivables à la radiographie. *Pasteurella multocida* et *P. haemolytica* provoquent des pneumonies suraiguës fatales sans signes précurseurs lors de surpopulation et de brusque changement de climat (froid et humide). *Bordetella bronchiseptica* est la cause de bronchopneumonie sérohémorragique avec toux et éternuements. Un traitement à base de tétracycline (10 mg/kg IM) pendant une à deux semaines est recommandé. Chez l'orphelin élevé artificiellement, les bronchopneumonies par fausse déglutition sont assez fréquentes. Radiologiquement, on recherchera alors des opacifications alvéolaires dans la zone de projection du lobe médian droit ventro-caudalement à la trachée.

La salmonellose est fréquente chez les jeunes et particulièrement les orphelins. Elle se manifeste par une entérite aiguë, hémorragique, une néphrite interstitielle, un ictère, une cachexie et une déshydratation évoluant vers la mort. Il convient de mettre en quarantaine les animaux malades, le problème réside dans les animaux porteurs sains. En prévention, une hygiène stricte dans la maternité est indispensable et il peut être nécessaire d'administrer des antibiotiques oraux.

La tuberculose est peu commune chez les Marsupiaux en général. Des atteintes osseuses ont été décrites par Hime et Jones (1972) et Kennedy et al. (1978) chez *Macropus rufogriseus*, mais plus probablement causées par des mycobactéries atypiques. Les wallabies sont ataxiques puis paralysés lors d'abcès caséux de la colonne vertébrale. Des lésions d'ostéomyélite des os longs (fémur, fibula, radius) sont aussi rapportées lors de boiterie isolée avec amyotrophie associée. Le diagnostic radiologique est alors très important. Des abcès peuvent également se former dans les poumons, dans la cavité thoracique et dans l'encéphale. Il est important de différencier ces abcès d'un syndrome « Lumpy jaw ». En effet, dans le cas de la tuberculose, le traitement est interdit pour les animaux sauvages comme pour les animaux domestiques pour des raisons sanitaires et épidémiologiques.

Les wallabies sont sensibles à *Clostridium tetani*. L'expression clinique du tétanos est similaire à celle de nos animaux de compagnie : trémulations et hypertonie musculaires, convulsions tétaniques, hyperesthésie, salivation, mort subite. Le traitement comprend un myorelaxant (diazépam), un antibiotique (pénicilline) et un sérum antitétanique (Blyde, 1993 ; Christian, 1988).

4.2.5. Infections virales

Les wallabies présentent une Herpesvirose spécifique des cellules de marsupial, de survenue suraiguë fatale épidémique avec un écoulement oculonasal, des ulcères linguaux, une anorexie létale. Les lésions post-mortem sont une congestion pulmonaire, une myocardite, une congestion de la rate et du foie et une adénomégalie. Il existe un cas décrit d'atteinte du système nerveux central. Une forme clinique moins sévère non létale provoque des lésions génito-urinaires et une infertilité chez la femelle (Finnie, 1986).

Il n'est pas rare de trouver des verrues sur les membres et la queue des wallabies, lésions causées par des Poxvirus transmis par des moustiques (Blyde, 1993).

4.2.6. Infections fongiques

La radiographie prend une place importante dans le diagnostic d'affections fongiques respiratoires. Une extension des lésions d'aspergillose est déterminée grâce à des clichés de crâne. Sur une radiographie thoracique, on recherchera les images de granulomes cryptococciques dans le médiastin antérieur (Blyde, 2000).

Les orphelins élevés hors de la poche peuvent déclarer une candidose à *Candida albicans* au niveau buccal : léthargiques, ils refusent de téter à cause des lésions gingivales, linguales et même oesophagiennes. Le phénomène peut s'aggraver et atteindre l'estomac puis être mortel. Les facteurs prédisposants mis en cause sont un défaut de transmission de l'immunité maternelle et surtout un traitement antibiotique au long cours. Le traitement consiste à administrer de la nystatine per os à 5 000 unités/kg toutes les 8 heures jusqu'à rémission et à réhydrater le wallaby (Wallach et Boever, 1983 ; Finnie, 1986 ; Blyde, 1994)

4.2.7. Traumatologie (Brick et al., 1970 ; Wallach et Boever, 1983 ; Christian, 1988 ; Blyde, 1993, 2000 ; Kennedy et al., 1998 ; Johnson-Delaney, 2000)

Les wallabies étant très peureux de nature, les traumatismes lors de mouvements de panique ne sont pas rares. Des accidents avec d'autres animaux ou des voitures sont également fréquents chez des animaux en semi-liberté. La radiographie permet de faire un bilan de l'animal traumatisé : fractures de côtes, hémorragies pulmonaires, hernie diaphragmatique, épanchements, fractures, arthrite, ostéomyélite etc. Les fractures les plus courantes concernent les os longs et particulièrement le tibia, les vertèbres cervicales (« coup du lapin ») et les vertèbres caudales.

Le traitement des fractures est similaire à celui des animaux de compagnie (mêmes abords, même matériel) mais il doit être solide, capable d'être mis sous tension au réveil et laissé en place toute la vie de l'animal. Pour les fractures tibiales, il est recommandé d'utiliser une broche ou un clou centro-médullaire plutôt qu'une plaque vissée car l'os est juste sous la peau sur les 2/3 du tibia. Le pronostic est plus sombre lorsque la fracture concerne les os des membres pelviens.

4.2.8. Obstruction digestive

Les wallabies sont sujets à des obstructions du pylore ou du duodénum descendant. Sont en cause : des clostridies, des bactéries Gram -, des protozoaires, des parasites ou une impaction comme chez le Lapin (Johnson-Delaney, 2000).

Blyde (1994) décrit des invaginations et des volvulus intestinaux provoquant un syndrome de choc et une diarrhée hémorragique.

La radiographie offre une sensibilité intéressante pour explorer ces obstructions. Le transit baryté, long à réaliser, ne reste intéressant qu'en dehors de situation d'urgence vitale. Dans ce cas, on préférera utiliser des dérivés iodés, résorbés en cas de perforation intestinale et moins facteur d'occlusion.

Le traitement est parfois chirurgical. Il est associé à un traitement médical antibiotique, lactobacillus et métoclopramide.

DEUXIEME PARTIE : MATERIELS ET METHODES

1. LES ANIMAUX

1.1. Provenance

Les radiographies ont été réalisées exclusivement sur des individus de l'espèce *Macropus rufogriseus*. Les radiographies du squelette ont été effectuées par Richard Rey, sur des cadavres d'individus adultes décédés à la clinique de la Faune Sauvage de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Les radiographies du thorax et de l'abdomen ainsi que les radiographies avec préparation ont été réalisées avec Dr Yannick Roman, sur des individus femelles de deux ans du Parc de Clères (76).

1.2. Contention et anesthésie

1.2.1. Contention physique

Le wallaby de Bennett est difficile à attraper car très rapide et très agile. Il est aussi sujet aux myopathies de capture ou peut se blesser quand il est stressé. Il est important que la capture soit rapide et efficace. Il est préférable de rassembler le groupe dans un petit enclos à murs hauts et solides ; cela permet de limiter la panique, les blessures auto-infligées ou l'écrasement des plus jeunes (Fowler, 1995 ; Tribe, 1988).

L'utilisation d'un filet au bout d'un manche (grande époussette) est courante pour la capture de wallabies dans un petit enclos, en piégeant l'individu à la sortie de la clôture (Pye, 2001).

Le wallaby est attrapé par la base de la queue pour éviter tout dommage de la colonne vertébrale si l'animal se débat. La deuxième main (ou une deuxième personne selon le gabarit) attrape les membres postérieurs. Pour un gabarit adulte, une dernière personne le tient ensuite autour du thorax ou au niveau du cou et par les membres antérieurs pour l'empêcher de donner des coups de poing. Des gants de contention peuvent être nécessaire si le wallaby n'est pas habitué à être manipulé par l'Homme (Fowler, 1996 ; Wallach et Boever, 1983).

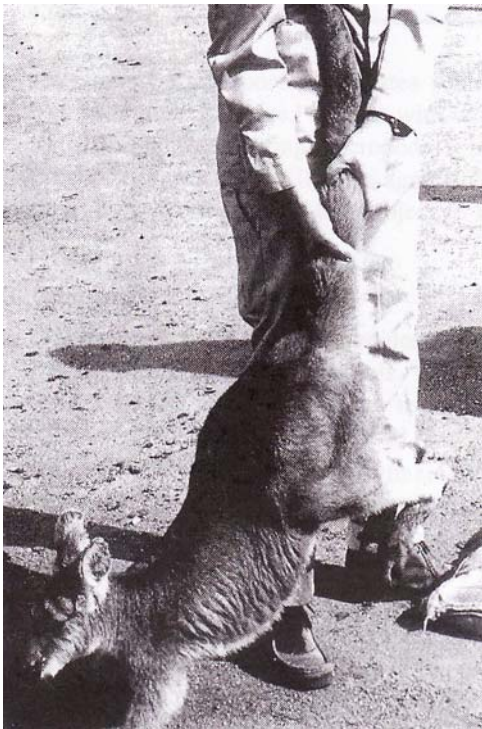


Photographie 5 : Technique de contention physique d'un Wallaby de petite taille (Fowler, 1995, p204)



Schéma 7 : Technique de contention physique d'un Wallaby de grande taille (Wallach et Boever, 1983, p 582)

Les petits gabarits peuvent être déplacés maintenus. Ils peuvent également être guidés par un maintien simple de la queue, en les laissant marcher ou sauter. Sinon une cage de transport pour grands chiens peut être utilisée mais cela implique une deuxième capture voire une tranquillisation.



Photographie 6 : Déplacement de wallabies en les guidant par la queue (Fowler, 1995, p204)

Les individus de petit gabarit peuvent éventuellement faire l'objet d'une contention physique pour des clichés radiographiques simples et non douloureux. Mais pour des individus de grande taille, des radiographies avec préparation et pour améliorer le confort de l'animal et la qualité des clichés, une contention chimique sera préférée.

1.2.2. Contention chimique

1.2.2.1. Envisager une anesthésie

La mise en place d'un protocole anesthésique dépend de nombreux facteurs.

Il convient de prendre en compte le type de cliché et la durée de la manipulation. Une tranquillisation courte sera suffisante pour un cliché abdominal simple. Une anesthésie plus longue et possiblement répétable sera nécessaire lors de radiographies avec préparation. Elle devra également respecter la fonctionnalité de l'organe étudié, certains anesthésiques influencent le transit digestif par exemple.

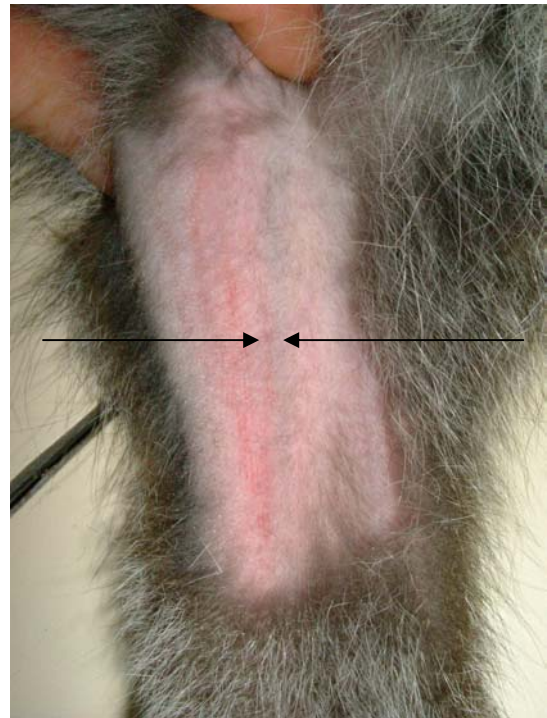
Le protocole doit également tenir compte des particularités physiologiques du wallaby de Bennett. D'une part, l'induction anesthésique doit être rapide et douce pour limiter le stress et des blessures. D'autre part, les Marsupiaux ont un taux métabolique plus bas que les Mammifères Euthériens, il convient donc d'adapter les doses anesthésiques utilisées couramment pour ces derniers. Aucune étude pharmacologique n'a réellement été publiée ni pour cette espèce ni même pour le Genre (Johnson-Delaney, 2000). Nos références seront donc des articles rapportant des protocoles empiriques.

1.2.2.2. Préparer l'anesthésie

L'état physiologique du wallaby doit être évalué avant l'anesthésie. En pratique, l'animal anesthésié par le vétérinaire est souvent malade. S'il est possible de faire un examen clinique sur des wallabies de compagnie, il reste difficile sur des animaux sauvages en captivité. Il faut noter tout changement de comportement, alimentaire par exemple, ainsi que toute modification des excréments, un amaigrissement, ... De la même manière, le poids de l'animal sera le plus souvent évalué à distance.

Il est souhaitable de mettre le wallaby à jeun pendant 6 à 12 heures avant l'anesthésie pour limiter tout risque de vomissements et bronchopneumonie par fausse déglutition. L'eau peut n'être retirée qu'une heure avant. Ce n'est pas toujours réalisable lorsque l'animal est en liberté ou en enclos. La durée de la diète doit être minimale chez le jeune pour éviter une hypoglycémie.

Une prémédication peut être réalisée par voie intramusculaire (face latérale de la cuisse) dans un premier temps. Une fois le wallaby tranquilisé, il est possible de poser une voie veineuse pour induire une anesthésie de longue durée avec ou sans relais gazeux (intubation, masque). Les injections intraveineuses se font au niveau de la veine saphène médiale ou de la veine fémorale plus proximale ou même au niveau de la veine jugulaire sur les petits gabarits. La veine médiale de la queue peut être utilisée pour les prélèvements de sang mais il vaut mieux l'éviter pour les injections (Fowler, 1996).



Photographie 7 : Visualisation de la veine saphène médiale sur un Wallaby de Bennett (photographie personnelle)

1.2.2.3. Surveiller l'anesthésie

Les critères d'évaluation de la profondeur de l'anesthésie sont les mêmes que chez les Carnivores domestiques : réponse à un stimulus douloureux, réflexes cornéen et palpébral, position du globe oculaire, laxité de la mandibule, fréquences cardiaque et respiratoire, pression artérielle (Heard, 1993).

1.2.2.4. Les molécules utilisables (Heard, 1993 ; Verwaerde et Estrade, 2005)

	Dissociatif +/- alpha2-agoniste	Dissociatif +/- benzodiazépine	Neuro-leptique	Gaz halogénés	Autres protocoles
Keep, 1973	kétamine 25 mg/kg IM xylazine 10 mg/kg				Fentanyl 0,02 mg/kg + phéncyclidine 2 mg/kg IM
Richardson et Cullen, 1981			thiopental 28,4 +/- 6,2 mg/kg IV puis relais avec halothane		
Wallach et Boever, 1983	kétamine 10 mg/kg IM + xylazine 2 mg/kg IM				
Tribe, 1988	kétamine 10 mg/kg + xylazine 5 mg/kg IM (sédation grands individus) kétamine 15 mg/kg + xylazine 5 mg/kg IM (anesthésie grands individus) kétamine 15 mg/kg IM (anesthésie petits individus)	diazépam 1 mg/kg IV (sédation petits individus)	thiopental 15 mg/kg IV (anesthésie petits individus)	Halothane 1.5-2 %	
England et Kock, 1988	Pour un wallaby < 20 kg : 150 mg kétamine + 187,5 mg xylazine				
Bush et al, 1991		tilétamine/zolazépam 3,3-9,6 mg/kg IM			
Holz, 1992		tilétamine /zolazépam 5,6-11,1 mg/kg IM			
Fowler, 1996	kétamine 15-20 mg/kg IM	tilétamine/zolazépam 5-11 mg/kg IM		Isoflurane induction 5 % puis maintenance 1-3 %	
Holz et al, 1996					Zuclopenthixol decanoate + pipothiazine palmitate 10 mg/kg (tranquillisation longue durée ≈ 10 jours)
Pye, 2001	xylazine 7,5-9,4 mg/kg + kétamine 6-7,5 mg/kg IM médétomidine 100 µg/kg + kétamine 5 mg/kg IM	tilétamine/zolazépam 5-7 mg/kg IM			
Mauthe von Degerfeld, 2005		tilétamine/zolazépam 12,92 +/- 2,1 mg/kg IM			

Tableau 8 : Synthèse des protocoles anesthésiques utilisés pour *Macropus rufogriseus* rapportés dans la littérature

- Produits anesthésiques injectables :

- Alpha-2 agonistes :

Ils sont particulièrement intéressants en médecine zoologique grâce à leur potentialisation d'autres agents anesthésiques et grâce à leur réversibilité. Ils présentent également une valence analgésique notable. L'association xylazine (2 à 10 mg/kg) + kétamine est fréquemment utilisée. Cette association permet de limiter les effets dépressifs cardiorespiratoires majeurs de la xylazine. Sont également utilisés : la médétomidine, la romifidine. Les antagonistes les plus courants sont l'atipamézole et la yohimbine.

- Benzodiazépines :

Le diazépam est utilisé, à la dose de 1 mg/kg, comme sédatif et anxiolytique. En association, il améliore la myorelaxation et la durée de l'anesthésie. Il possède aussi des propriétés amnésiantes et anticonvulsivantes mais aucune propriété analgésique.

Le midazolam est un peu plus puissant mais il est surtout hydrosoluble donc utilisable par voie intramusculaire.

Le zolazépam est utilisé associée à la tilétamine (voir ci-dessous).

- Anticholinergiques :

L'atropine (0,02-0,04 mg/kg) ou le glycopyrrolate (0,01 mg/kg) sont utiles, en prémédication avant un dissociatif par exemple, pour éviter les phénomènes d'hypersécrétion.

- Dissociatifs :

La kétamine est utilisable par voie intraveineuse mais aussi par voie intramusculaire à la dose de 10 à 25 mg/kg. Elle peut être un agent inducteur comme prolonger une anesthésie fixe. L'anesthésie est superficielle, les réflexes sont conservés et l'animal garde une certaine rigidité musculaire. Le réveil est relativement lent et l'animal est hypersensible à tout stimulus externe. Pour diminuer ses effets cardiostimulants, d'hypersécrétion et d'incoordination réflexe, la kétamine est souvent utilisée en association avec un alpha2-agoniste ou une benzodiazépine.

La tilétamine est utilisée en association avec le zolazépam à la dose globale de 3 à 12 mg/kg par voie intramusculaire. Elle est environ trois fois plus puissante que la kétamine et possède une durée d'action supérieure.

- Neuroleptiques :

Le thiopental est un barbiturique utilisé comme inducteur, par voie intraveineuse stricte à la dose de 15 à 30 mg/kg. Il a une action rapide mais courte. Il nécessite un relais gazeux. La narcose et la myorelaxation sont bonnes mais l'analgésie est très faible. Il induit une dépression cardio-respiratoire dose-dépendante, les apnées à l'induction sont fréquentes. Il a tendance à s'accumuler dans les graisses, rendant son utilisation plus délicate chez les animaux gras.

Le propofol est un agent inducteur non barbiturique intéressant grâce à sa rapidité d'action et son métabolisme rapide. Il constitue un anesthésique relativement sûr. Ses effets cardio-respiratoires sont cependant similaires à ceux du thiopental. Mais aucun phénomène d'accumulation n'est rapporté. Son utilisation n'est pas décrite chez *Macropus rufogriseus*.

- Produits anesthésiques volatils halogénés :

Ils présentent l'avantage d'être sûrs car réversibles. Ils sont faciles d'utilisation, non explosifs, plus ou moins onéreux. Mais ils demandent une technicité supérieure qui peut avoir un coût : induction injectable ou gazeuse, intubation (matériel adapté) ou masque, machines particulières.

L'halothane est une anesthésique d'action rapide, l'analgésie et la myorelaxation sont efficaces. Mais il est fortement dépressur et arythmogène. Il possède également une toxicité hépatique cumulative non négligeable.

L'isoflurane est plus cher. Mais son utilisation paraît plus sûre. Le réveil est plus rapide. L'élimination est principalement pulmonaire et très faiblement hépatique. Il ne possède pas de propriété arythmogène mais est très hypothermisant.

1.2.2.5. Protocoles utilisés lors des manipulations radiographiques de cette étude

A l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse :

Les animaux ont été tranquilisés quelques minutes avant le transport vers la radiologie. Le protocole comprend une injection intramusculaire de xylazine (2 mg/kg) et kétamine (10 mg/kg). L'effet est notable en une vingtaine de minutes et peut durer deux heures. L'animal restant conscient, il est important de le maintenir sur la table de radiologie en position.

Au Parc de Clères :

Les manipulations pour les radiographies avec préparation sont courtes mais répétées dans la même journée. Un protocole avec de l'isoflurane en induction et en maintien au masque a été préféré. Ce protocole est réalisable sur des individus de petit gabarit que l'on peut contenir facilement. Des anesthésies courtes ont été induites à chaque prise de cliché du transit baryté et une anesthésie de 15 minutes pour l'urographie intraveineuse. Le wallaby est replacé dans sa cage entre chaque anesthésie, le réveil est très rapide (quelques minutes).



Photographie 8 : Cuve à isoflurane et anesthésie au masque d'un wallaby de Bennett au Parc de Clères (photographies personnelles)

2. LA RADIOLOGIE MEDICALE

La radiographie dite conventionnelle utilisée en routine dans la plupart des cliniques vétérinaires constitue un outil diagnostique de choix. Il convient cependant de maîtriser la technique de rayonnement ionisant pour effectuer des clichés de bonne qualité et se protéger des effets néfastes de ce rayonnement.

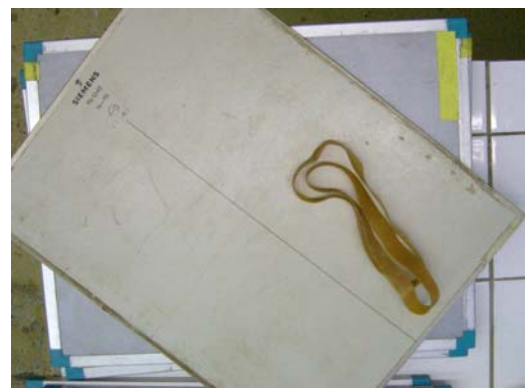
Le but de cette étude n'est ni de reprendre les bases de la technique radiographique, ni d'élaborer un protocole strict à appliquer pour la réalisation de clichés radiographiques sur un wallaby. Il s'agit de décrire une approche pratique de sa réalisation, tant pour des clichés simples que pour des examens avec préparation.

2.1. Technique radiographique

Les clichés radiographiques du squelette ont été réalisées à la clinique des Petits Animaux de Compagnie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (Siemens Sinegraph haute fréquence, de puissance 56 kW). Ils ont été réalisés sur des cassettes Lanex Fine Kodak (écran lent) munies de films Fuji orthochromatiques. Le couple écran-film est vert pour une meilleure qualité d'image.

Les radiographies du thorax et de l'abdomen, comme les radiographies avec préparation ont été effectuées au sein du Parc de Clères (Atmoscope Gierrth HF80 plus, haute fréquence). Une grille Siemens (Pb 12/40, fo = 115) a été associée à cet appareil. Les cassettes utilisées sont des HR-medium ou HR-fine (écrans moyens et lents) munies de films Konica Minolta orthochromatiques (grille, cassettes et films fournis pas l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort).

Le matériel radiologique utilisé en routine en médecine vétérinaire est parfaitement adapté au wallaby de Bennett vu son gabarit. Il est cependant important d'utiliser une grille pour les clichés de zones de plus de 10 cm d'épaisseur.



Ci-contre :
Appareil de radiographie
Ci-dessus :
Grille
Cassettes de radiographies
Elastiques de maintien de la grille sur la cassette
Films radiographiques

Photographie 9 : Description du matériel nécessaire à la prise de cliché radiographique chez le Wallaby de Bennett (photographie personnelle)

Les constantes d'exposition (kV, mA, secondes) ont été données à titre indicatif avec chaque cliché mais elles restent dépendantes de la taille de l'individu et de la machine de radiologie utilisée.

La qualité de chaque cliché est évaluée selon des critères :

- techniques (cf. Tableau 9) : les couples écrans-films et les constantes d'exposition seront modifiés en fonction du milieu radiographié et de l'exposition du cliché.
- anatomiques : chaque région a des repères de positionnement précis que l'on doit retrouver sur chaque cliché pour permettre la comparaison avec un cliché de référence et la mise en évidence d'anomalies.

	Thorax	Abdomen	Os
Contraste radiographique naturel	Elevé (os et air)	Faible (tissus mous et liquides)	Moyen à faible
Objectif technique	Baisser le contraste	Augmenter le contraste	Augmenter le contraste
Conséquences techniques sur les constantes radiographiques	- Utiliser des kV élevés - Temps d'exposition (secondes) faible car mouvement important de la respiration	- Utiliser des kV faibles - Temps d'exposition moyen à faible	- Utiliser des kV moyen à faibles - Temps d'exposition maximum pour augmenter la qualité car peu de mouvements des membres
Valeurs de base pour des clichés de Carnivores domestiques (en fonction de l'épaisseur de l'individu)	- kV > 70 - mAs peu élevés - grille si > 10 cm - écran rapide avec grille, lent sans grille	- kV < 90 si > 10 cm kV < 60 si < 10 cm - temps d'exposition très court < 0,08 sec - mA élevés ≈ 200-300 - grille si > 10 cm - écran rapide avec grille, lent sans grille	- kV ≈ 40-60 - mAs élevés - grille pour les ceintures thoraciques et pelviennes - écran lent + film monocouche (rapide si grille)
Cliché surexposé (trop noir) ?	Baisser les mA	Baisser les kV	Baisser les mA (Baisser les kV si segment à radiographier épais > 60 kV)
Cliché sous-exposé (trop blanc) ?	Augmenter les kV	Augmenter les mA (si mA indissociable des secondes : mAs, attention aux mouvements)	Augmenter les mA (Augmenter les kV s'ils étaient faibles < 50 kV)
Changer l'exposition de 50 %	= changer les kV de 10% (20 % si > 100 kV) = multiplier ou diviser les mA par deux		

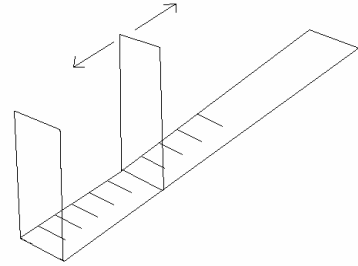
Tableau 9 : Evaluation technique d'un cliché radiographique et conduite à tenir (Stambouli, 2004)

Les protocoles utilisés pour la réalisation des radiographies avec préparation sont décrits et discutés dans les paragraphes correspondant de l'atlas radiographique.

2.2. Positionnements et mesures

Les positionnements radiographiques sont inspirés des Carnivores domestiques. L'inégalité entre les membres thoraciques et pelviens du wallaby implique quelques positionnements particuliers notamment pour la ceinture pelvienne.

Schéma 8 : Règle utilisée pour mesurer l'épaisseur de la région à radiographier



Photographies 10 : Description des positionnements recommandés pour un wallaby de Bennett (photographies personnelles)



Positionnement pour bras de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus ventral, le membre thoracique tendu cranialement, la main en rotation externe, le membre controlatéral et la tête repliée au maximum caudalement.
- Les mesures sont réalisées au niveau de l'humérus.



Positionnement pour épaule de profil, bras de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre thoracique à radiographier tendu cranialement, le membre controlatéral tiré caudalement et la tête rejetée vers l'arrière.
- La mesure de l'épaule correspond à la moitié de la largeur de la poitrine. La mesure du bras est faite sur l'humérus.



Positionnement pour épaule de face, coude en extension de face, avant-bras de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, le membre thoracique tendu cranialement et maintenu parallèle à la table, la tête dans l'axe du corps.
- La mesure se fait au niveau de l'épaule, de l'humérus et du radius.



Positionnement pour coude fléchi de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral membre à radiographier contre la cassette, le coude fléchi à 90° et bien dégagé du thorax, la main en pronation, le membre controlatéral tiré en arrière.
- La mesure est réalisée sur l'articulation du coude.



Positionnement pour avant-bras de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre dégagé du thorax, la main en pronation.
- La mesure se fait au niveau du radius.



**Positionnement pour
carpe/métacarpiens/doigts de
face :**

- La main du Wallaby est maintenue face palmaire contre la table, le coude doit toucher également la table.
- La mesure est réalisée sur le carpe.



**Positionnement pour bassin de
face, vertèbres lombaires de
face :**

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, membres thoraciques tendus cranialement et membres pelviens en extension complète, les fémurs parallèles, en adduction et en légère rotation interne.
- La mesure se fait dans l'axe longitudinal de l'animal entre le pubis et le sacrum en appuyant sur les cales de la règle.



**Positionnement pour bassin de
profil, vertèbres lombaires de
profil :**

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, la queue relevée, les genoux fléchis, les membres pelviens légèrement tirés vers l'arrière et relevés dans leur partie distale.
- La mesure est réalisée au niveau de l'articulation coxofémorale ou de L3-L4 pour les vertèbres lombaires.



Positionnement pour cuisse de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, le membre pelvien en extension afin que le fémur soit parallèle à la table, le genou en légère rotation interne.
- La mesure est réalisée au niveau du fémur.



Positionnement pour cuisse de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre pelvien à radiographier maintenu contre la table, le tarse légèrement surélevé, le membre controlatéral et la queue écartés caudalement.
- La mesure est effectuée au niveau du fémur.



Positionnement pour grasset en extension de face, jambe de face, tarse de face :

- Le Wallaby est placé en position assise, le tronc légèrement incliné vers l'arrière, les membres pelviens en extension vers l'avant et en rotation interne, la queue vers l'arrière.
- La mesure est faite au niveau de la patelle.



Positionnement pour genou de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre à radiographier maintenu contre la table, le genou fléchi à 90°, le tarse légèrement surélevé et le membre controlatéral en abduction.
- La mesure est réalisée au niveau du genou.



Positionnement pour jambe de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre pelvien à radiographier placé contre la table, la queue et le membre controlatéral écartés.
- La mesure est faite au niveau du tibia.



Positionnement pour tarse de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le membre à radiographier contre la table, le tarse plié à 90°.
- La mesure est réalisée au niveau du tarse.



Positionnement pour métatarsiens/doigts de face :

- Le pied du Wallaby est maintenu face plantaire contre la table, le tarse doit également toucher la table.
- La mesure est effectuée au niveau du doigt IV.



Positionnement pour crâne de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus ventral, la tête bien alignée avec le thorax.
- La mesure est réalisée caudalement au nez pour les cavités nasales et cranialement aux oreilles pour le crâne.



Positionnement pour crâne de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, les membres thoraciques descendus, le museau pouvant être relevé à l'aide d'un coussin peu épais.
- La mesure est effectuée au niveau de l'arc mandibulaire et de l'oeil pour les molaires et le crâne, caudalement au nez pour les incisives et les cavités nasales.



Positionnement pour vertèbres cervicales de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, la tête rejetée en arrière, bien alignée avec le thorax et le sommet du crâne reposant sur la table.
- La mesure est faite à l'entrée du thorax.



Positionnement pour vertèbres cervicales de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, le cou légèrement fléchi pour aligner la colonne vertébrale, le nez légèrement relevé et les membres thoraciques vers l'arrière.
- La mesure est réalisée au niveau de T1-T2.



Positionnement pour vertèbres coccygiennes de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral gauche, la queue maintenue tendue, les membres pelviens avancés cranialement.
- La mesure est faite au centre de la région à radiographier. Il est préférable de faire plusieurs petits clichés plutôt qu'un global vu la différence d'épaisseur.



Positionnement pour gril costal de face, thorax de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, les membres thoraciques étirés cranialement, les membres pelviens étendus caudalement.
- La mesure est faite au niveau de l'épaisseur maximale du thorax.



Positionnement pour abdomen de face :

- Le Wallaby est placé en décubitus dorsal, les membres pelviens en extension.
- La mesure est effectuée au niveau de l'ombilic.



Positionnement pour gril costal de profil, thorax de profil, abdomen de profil :

- Le Wallaby est placé en décubitus latéral, les membres pelviens étirés caudalement, les membres thoraciques étirés cranialement, les coudes et les genoux surélevés pour que le corps soit bien parallèle à la table, la tête maintenue légèrement en arrière.
- La mesure est effectuée au niveau de la dernière côte pour le thorax et l'abdomen crânial, au niveau de l'ombilic pour l'abdomen caudal.

2.3.Radioprotection (Stambouli, 2006)

Les recommandations légales en matière de radioprotection émanent du Conseil communautaire européen à l'énergie atomique (EURATOM) et de l'Institut de radioprotection et sûreté nucléaire (IRSN). Elles sont contrôlées par la Direction générale de la sécurité nucléaire et radioprotection (DGSNR).

La radioprotection vise à limiter l'exposition de l'homme aux rayonnements ionisants émis essentiellement par les installations de radiologies en médecine vétérinaire. Les effets biologiques des rayons X ont été étudiés et quantifiés (unité SI : le Sievert, Sv). Si les effets cancérogènes de fortes doses ponctuelles de rayons X ont été prouvés ($> 200\text{mSv}$), en dessous de ce seuil, il n'a pas pu être mis en évidence d'effet. Mais l'exposition du vétérinaire est cumulative sur toute la durée de son exercice. Les études se basent alors sur des modèles d'extrapolation et ne fixent pas de seuil selon le principe de précaution.

Il convient donc de respecter certains principes simples pour limiter le risque potentiel que représente l'exposition aux rayons X :

- d'un point de vue légal :
 - Un membre de la clinique doit être formé et désigné comme « personne compétente en radioprotection » pour veiller au respect de ces principes de base.
 - Les installations de radiologie doivent être conformes aux normes françaises, bien réglées, contrôlées et certifiées régulièrement.
 - Les locaux doivent être spécifiques à la radiologie médicale, conformes aux normes françaises et bien affichés comme tels.
 - Les personnels doivent porter un dosimètre individuel et nominatif au niveau de la poitrine, qui sera contrôlé régulièrement par l'IRSN.
- d'un point de vue pratique :
 - L'examen radiographique doit être médicalement justifié.
 - Eviter d'avoir à refaire des clichés, d'où l'intérêt de travailler avec un tableau de constantes spécifique de la machine et des atlas radiographiques adaptés à chaque espèce animale.
 - Réduire au minimum le nombre de personnes exposées dans la salle de radiographie.
 - S'éloigner si possible du faisceau de rayons X, préférer par exemple la tranquillisation à la contention manuelle.
 - Réduire la taille du faisceau primaire de rayons X de manière à n'exposer directement aucune partie du (ou des) manipulateur(s) même protégée par du plomb.
 - Protéger le personnel exposé du rayonnement secondaire en portant des gants, un tablier, un protège-thyroïde et même des lunettes plombés.

Lors des manipulations radiologiques nécessaires à la réalisation de cet atlas, trois opérateurs étaient nécessaires : un à la prise de la radiographie et deux à la contention du wallaby. La prise de la radiographie s'effectue dans la cabine. Les deux préposés à la contention portent un protège-thyroïde, des gants et un tablier en plomb.

TROISIEME PARTIE : **ATLAS RADIOGRAPHIQUE DE *MACROPUS RUFGRISEUS***

1. RADIOGRAPHIES DU SQUELETTE

1.1.Squelette axial

1.1.1. Squelette de la tête

La radiographie de la tête est délicate car il ne s'agit que d'une représentation en deux dimensions d'une structure complexe. L'interprétation prudente des nombreuses superpositions et une connaissance parfaite de l'anatomie du massif crâniofacial en sont deux préambules obligatoires. Il est donc nécessaire de multiplier les incidences, de respecter un protocole strict pour chaque région donnée. Il est indispensable de réaliser ces incidences sous anesthésie générale pour s'affranchir du flou cinétique, pour optimiser les positionnements ainsi que pour des raisons de radioprotection.

L'examen général du crâne et de la mandibule est réalisé sous la forme d'une incidence latérale et d'une incidence dorsoventrale la bouche fermée. La visualisation des cavités nasales et de l'os maxillaire est permise sur l'incidence latérale bouche ouverte. Une incidence ventrodorsale bouche ouverte et une incidence rostrocaudale (chanfrein vertical, tête fléchie) sont également envisageables pour les cavités nasales. Des incidences latérales obliques sont indispensables pour l'examen des os maxillaires et mandibulaires ainsi que des dents. L'individualisation des bulles tympaniques demande de nombreuses incidences : latérale, dorsoventrale, ventrodorsale, rostrocaudale et obliques (Maï, 2003).

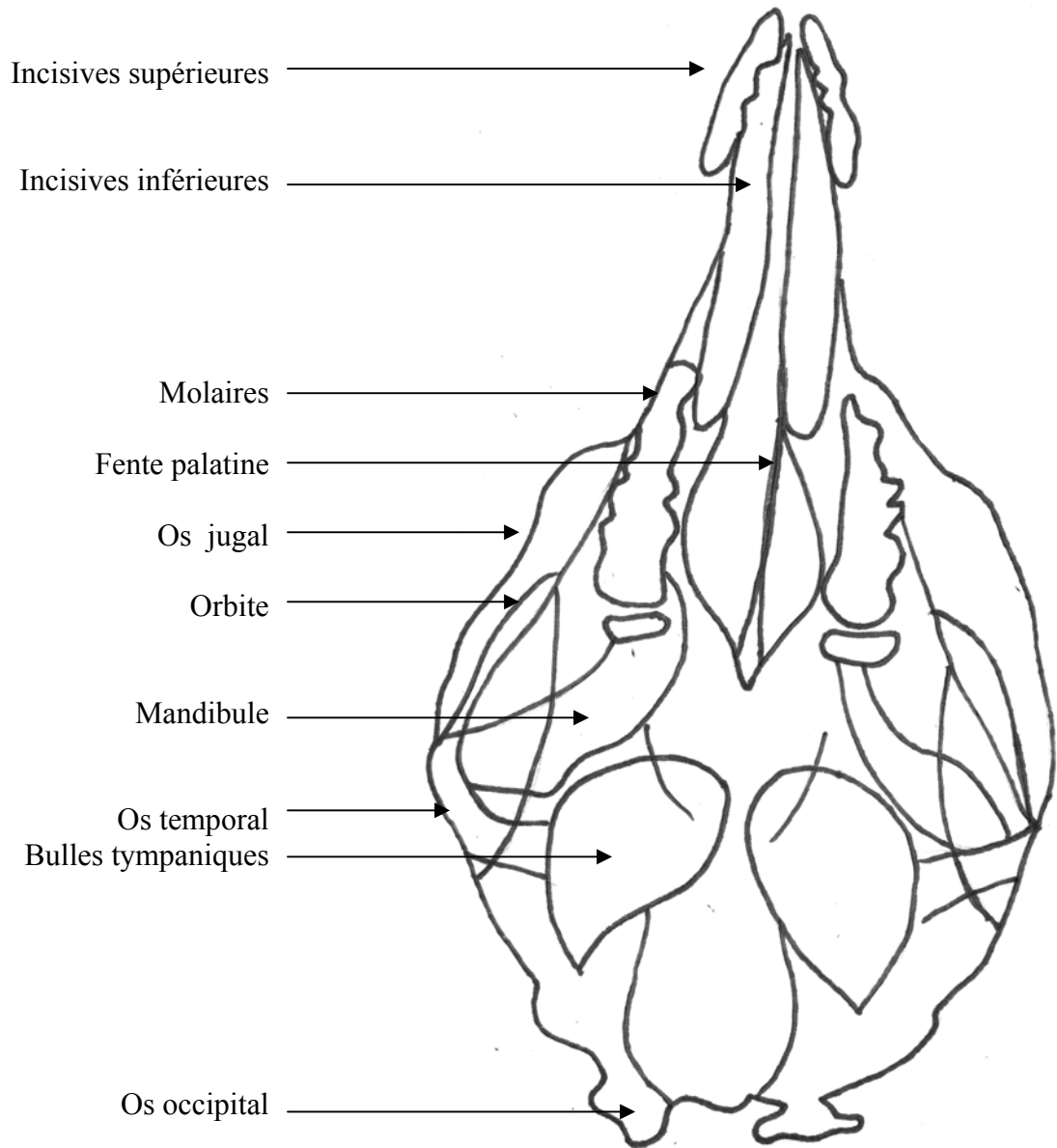
Ces clichés sont particulièrement intéressants dans le cadre du syndrome « Lumpy jaw ». Ils constituent un bilan d'extension indispensable puis un outil de suivi complémentaire de la clinique. On recherchera des signes d'ostéolyse et d'ostéoprolifération au niveau de la mandibule ou du maxillaire lors d'ostéomyélite ainsi que des anomalies dentaires (abcès radiculaires, halo radiotransparent autour de la dent).

1.1.1.1.Crâne

Radiographie 1 : Vue dorso-ventrale des os du crâne et des dents (Clères : 15 mA ; 0,13 s ; 50 kV)



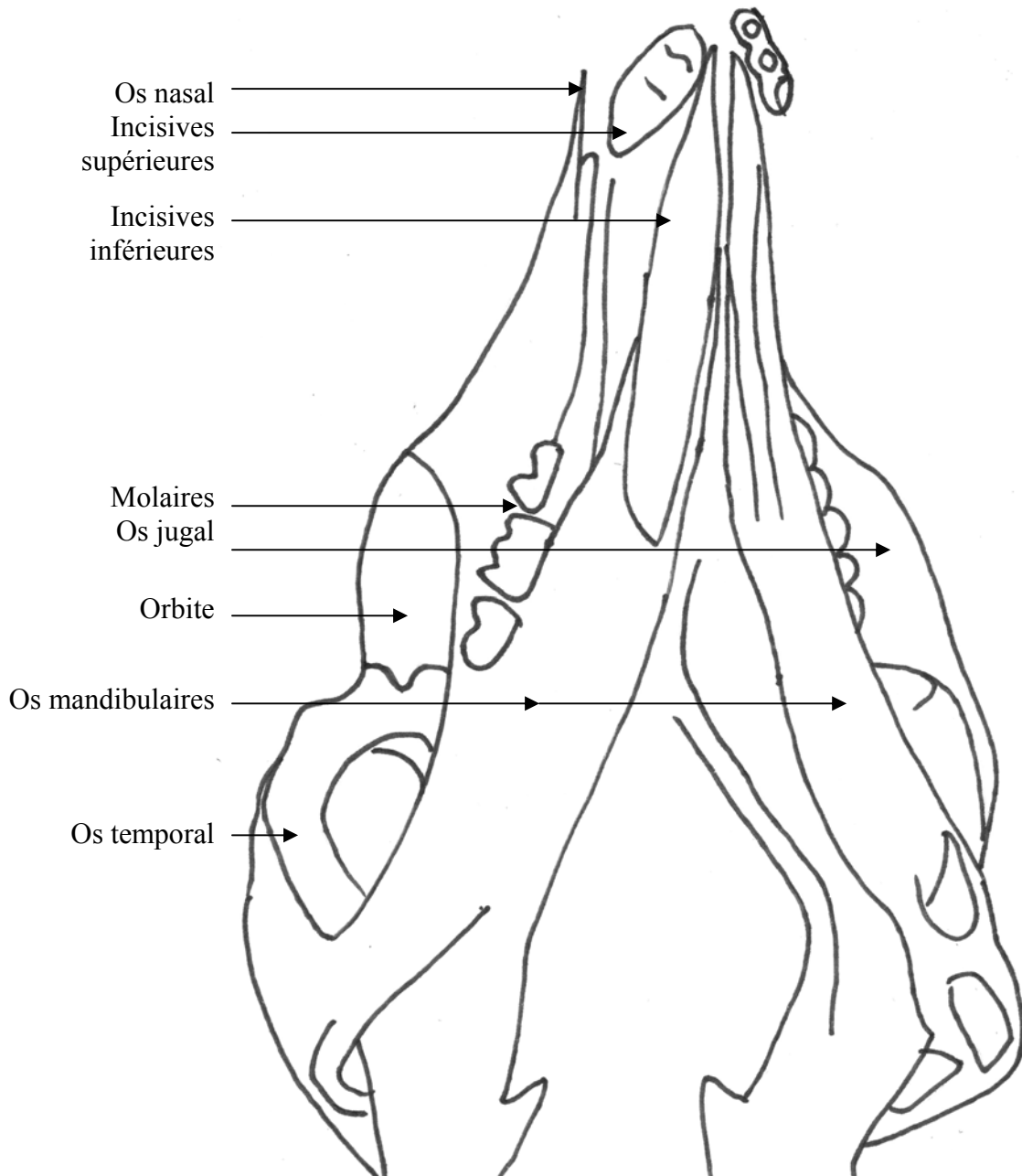
Schéma 9 : Vue dorso-ventrale des os du crâne et des dents



Radiographie 2 : Vue dorso-ventrale oblique des os du crâne et des dents (ENVT : 15 mAs ; 42 kV)



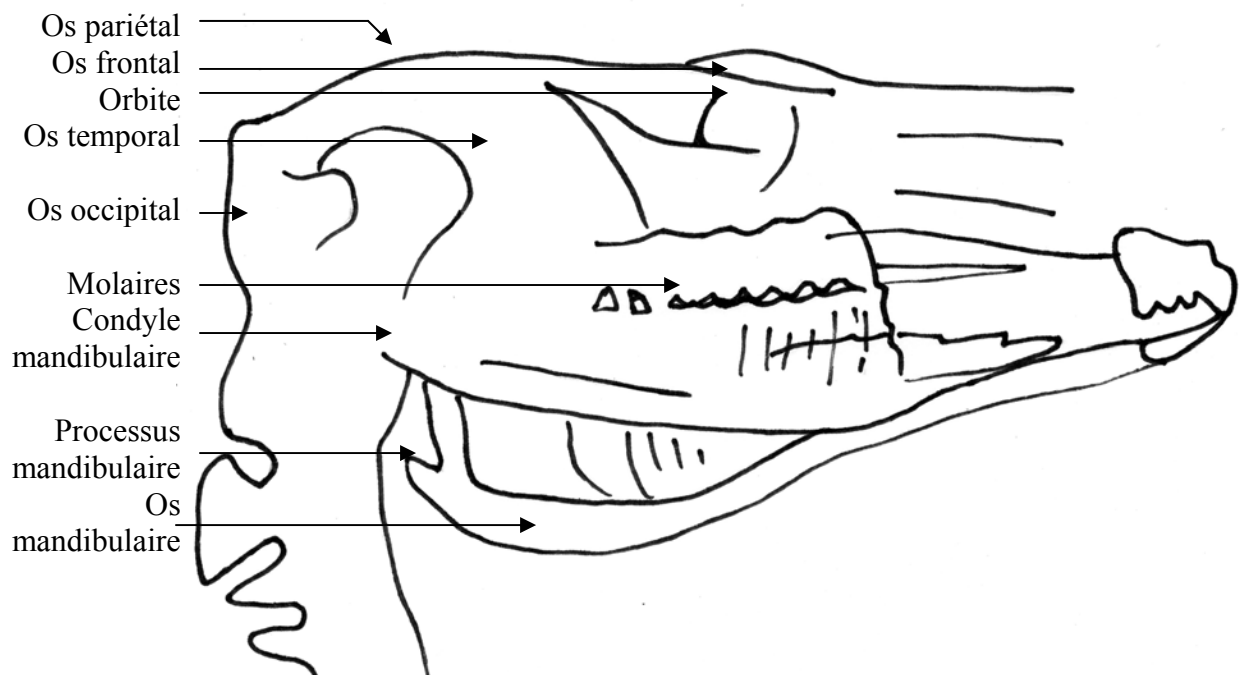
Schéma 10 : Vue dorso-ventrale oblique des os du crâne et des dents



Radiographie 3 : Vue latérale des os du crâne (ENVT : 12,5 mAs ; 43 kV)



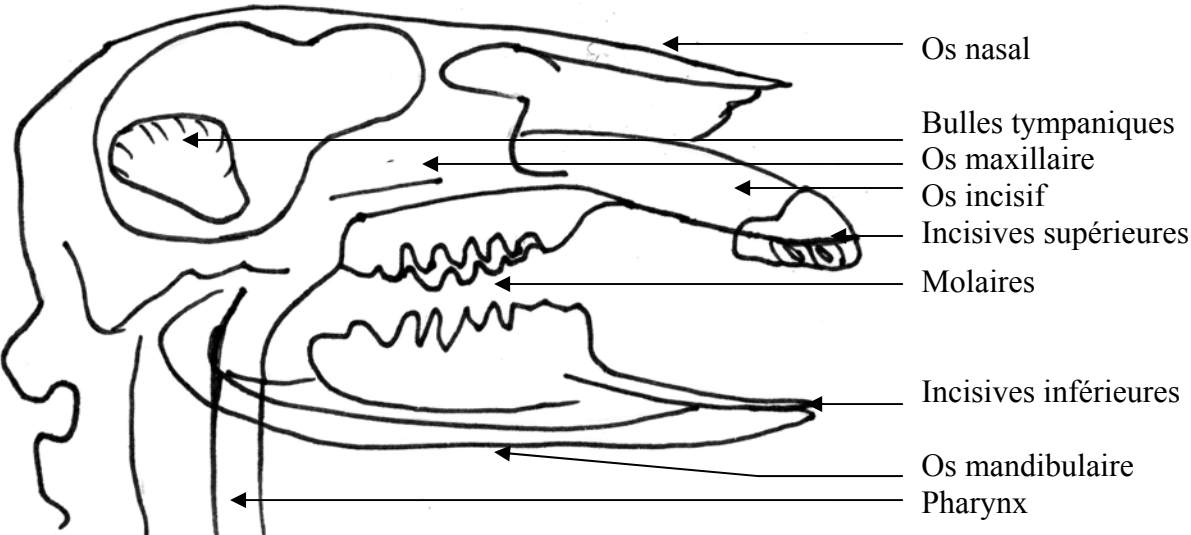
Schéma 11 : Vue latérale des os du crâne



Radiographie 4 : Vue latérale des os du crâne, bouche ouverte (Clères : 15 mA ; 0,13 s ; 50 kV)



Schéma 12 : Vue latérale des os du crâne, bouche ouverte



Radiographie 5 : Vue latérale des os de la face (ENVT : 8 mAs ; 40 kV)

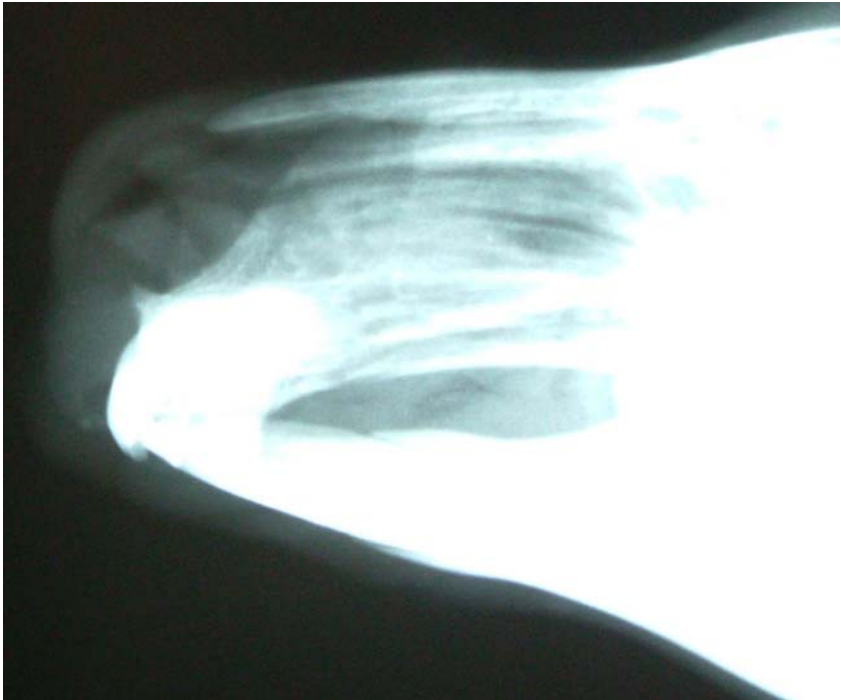
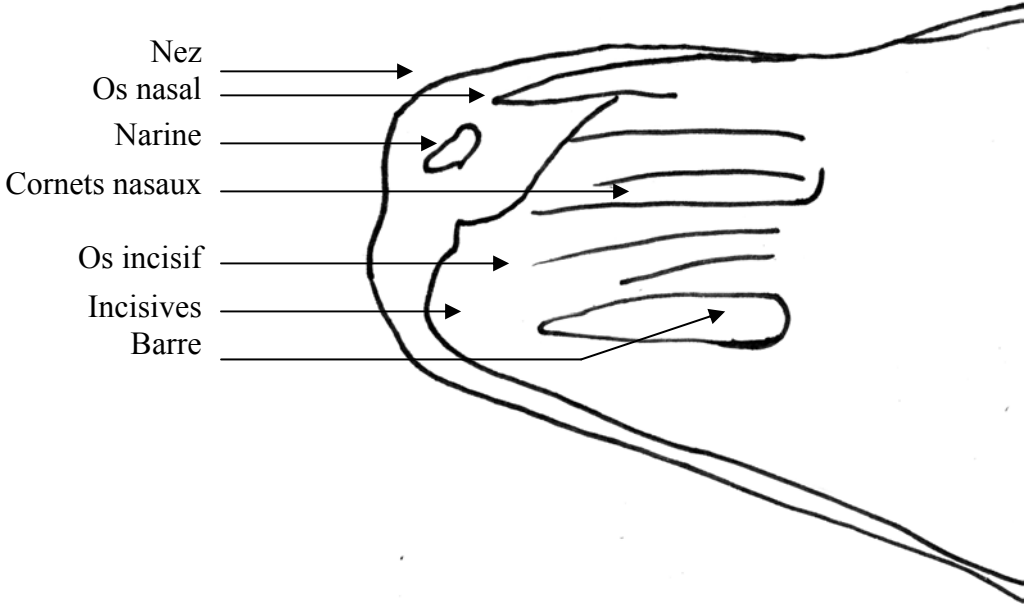


Schéma 13 : Vue latérale des os de la face



1.1.2. Colonne vertébrale

L'interprétation de clichés radiographiques de la colonne vertébrale est également délicate : étirement, rotation, superposition, etc.

Les incidences les plus courantes sont ventrodorsale et latérale.

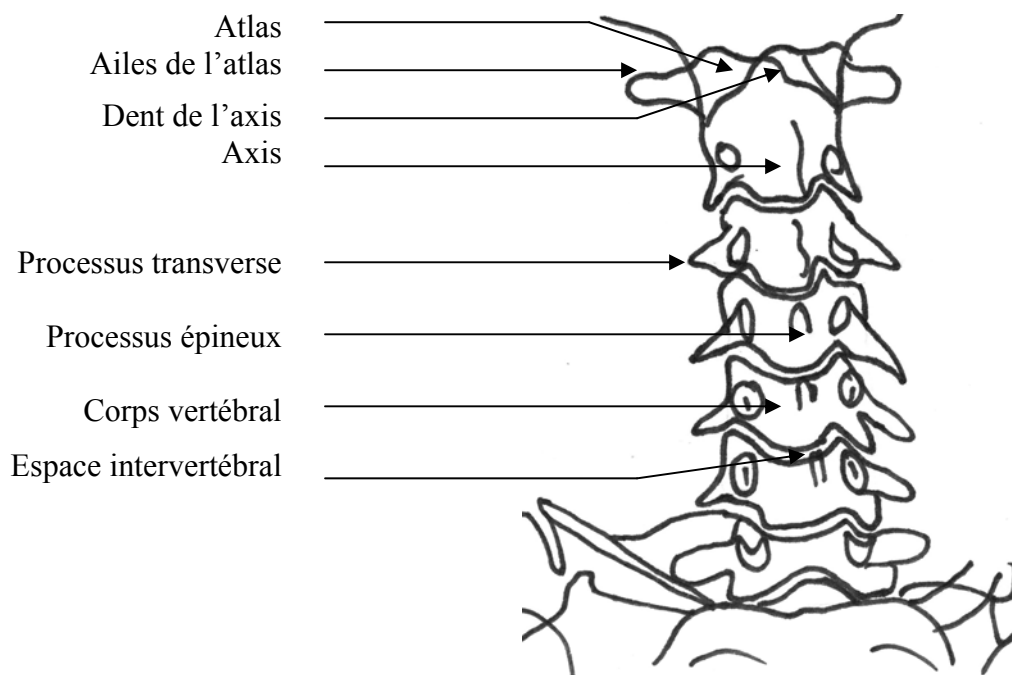
L'examen radiographique du rachis est indiqué lors de troubles neurologiques d'origine médullaire et de douleur à la palpation du rachis. Il met en relief des anomalies de nombre, de taille, de forme, d'opacité et de position des vertèbres. Il est plus délicat de juger d'une compression médullaire sans produit de contraste. Des modifications des espaces intervertébraux, des foramens intervertébraux ou du canal vertébral peuvent cependant nous orienter vers une hypothèse compressive.

1.1.2.1. Vertèbres cervicales

Radiographie 6 : Vue ventro-dorsale des vertèbres cervicales (ENVT : 40 mAs ; 44 kV)



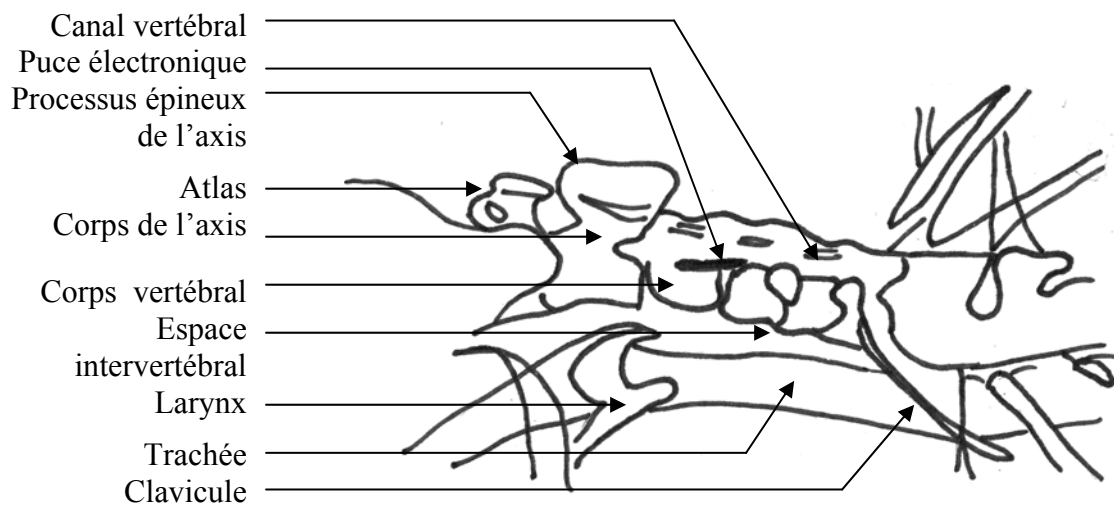
Schéma 14 : Vue ventro-dorsale des vertèbres cervicales



Radiographie 7 : Vue latérale des vertèbres cervicales (ENV T : 50 mAs ; 46 kV)



Schéma 15 : Vue latérale des vertèbres cervicales

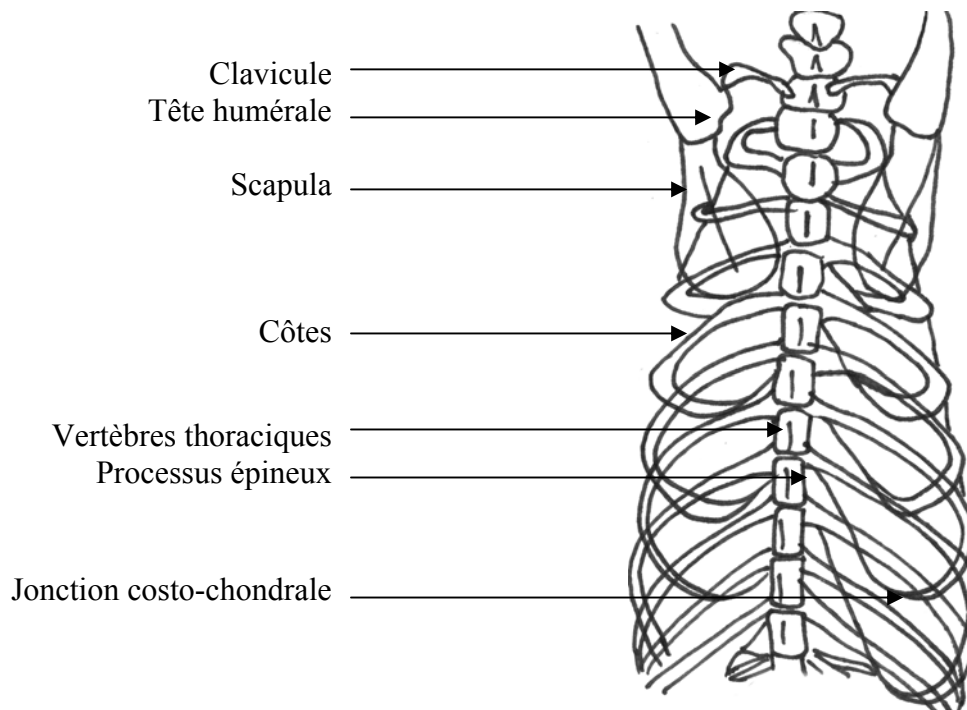


1.1.2.2. Vertèbres thoraciques et gril costal

Radiographie 8 : Vue ventro-dorsale du gril costal crânial (ENVT : 11 mAs ; 57 kV)



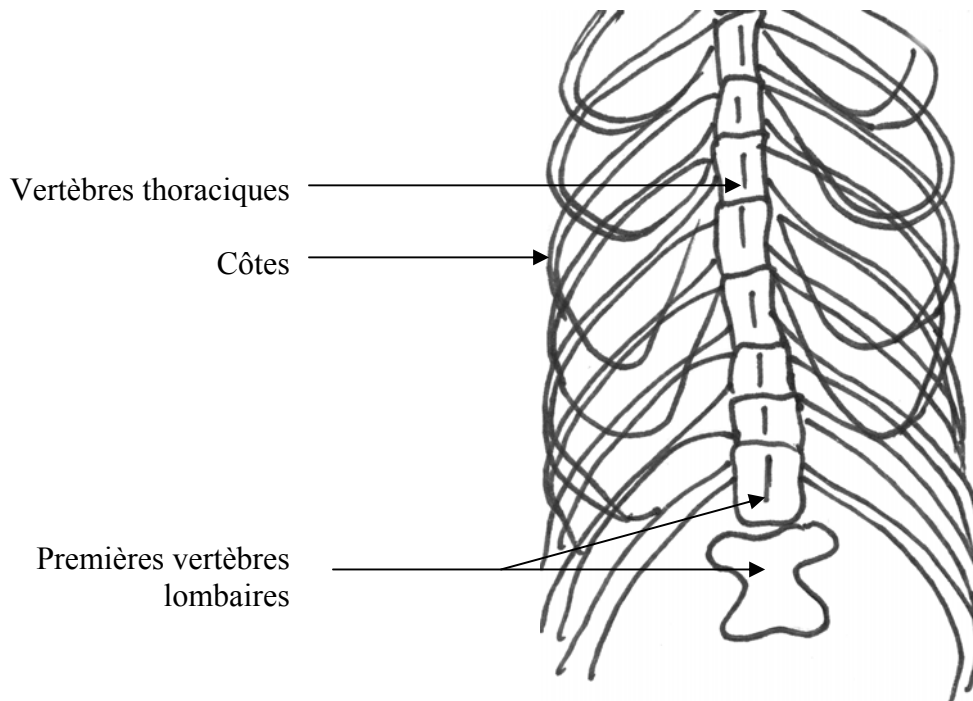
Schéma 16 : Vue ventro-dorsale du gril costal crânial



Radiographie 9 : Vue ventro-dorsale du grill costal caudal (ENVT : 11 mAs ; 57 kV)



Schéma 17 : Vue ventro-dorsale du grill costal caudal

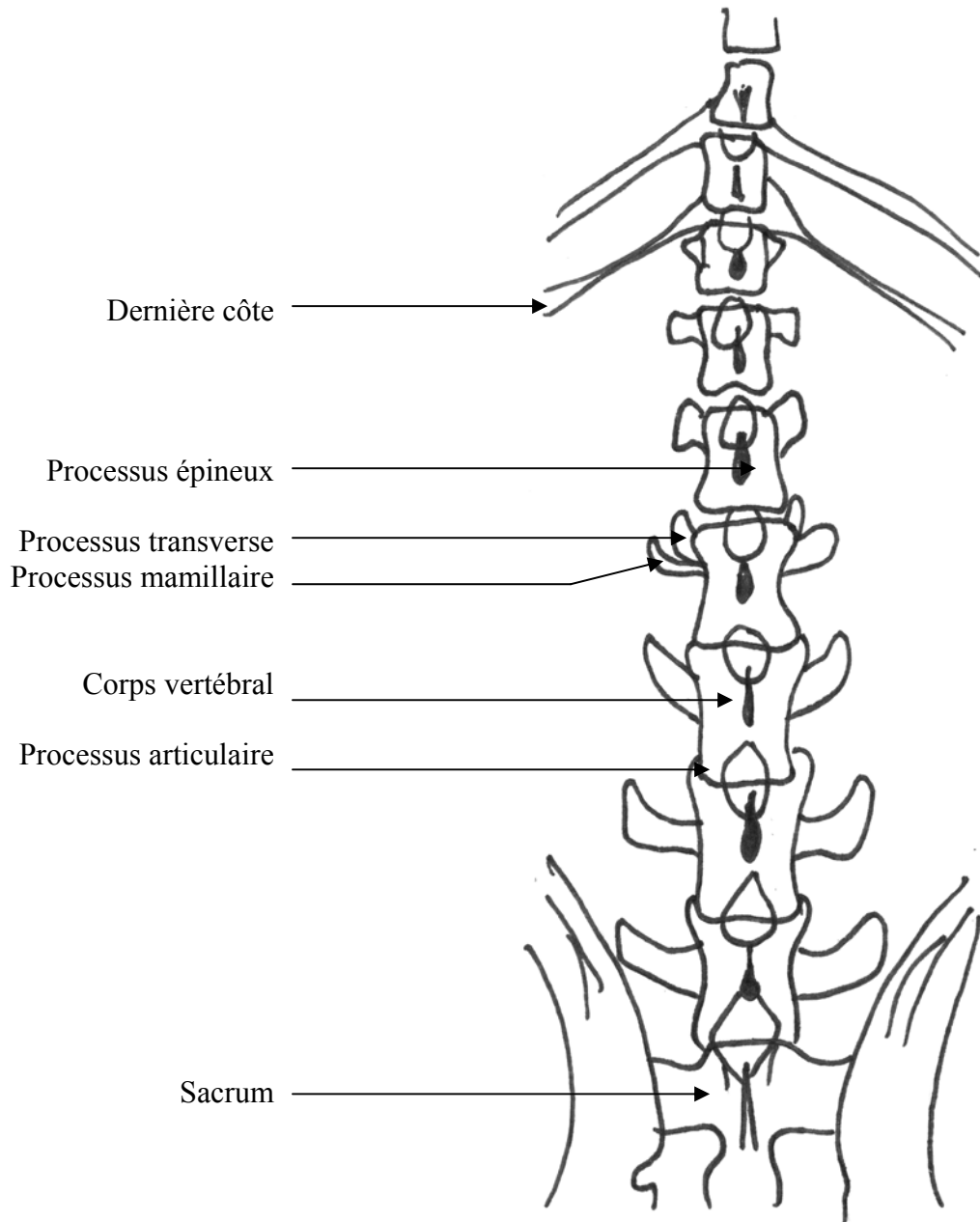


1.1.2.3. Vertèbres lombaires

Radiographie 10 : Vue ventro-dorsale des vertèbres lombaires (ENVT : 56 mAs ; 54 kV)



Schéma 18 : Vue ventro-dorsale des vertèbres lombaires



Radiographie 11 : Vue latérale des vertèbres lombaires (ENVT : 45 mAs ; 46 kV)

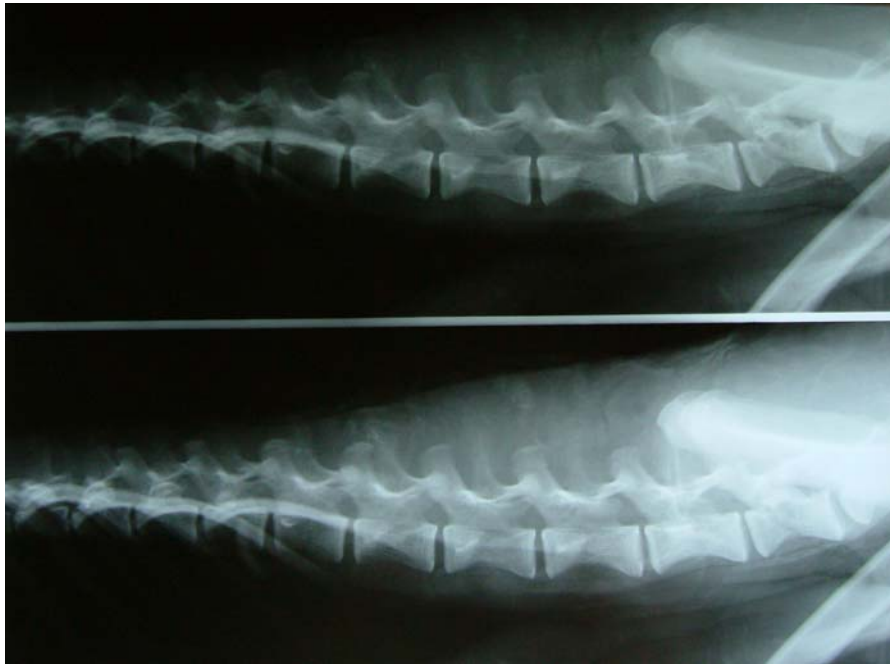
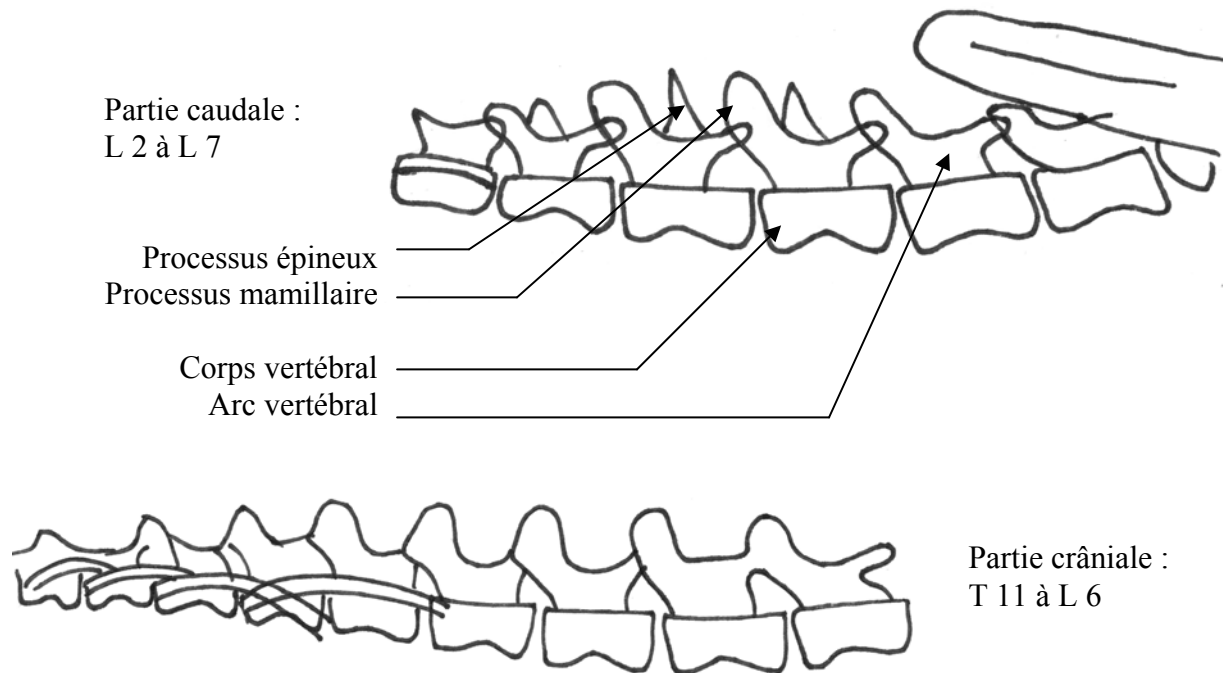


Schéma 19 : Vue latérale des vertèbres lombaires



1.1.2.4. Vertèbres caudales

Radiographie 12 : Vue latérale des vertèbres caudales (ENVN : dégradé de 40 mAs ; 40 kV à 45 mAs ; 46 kV)

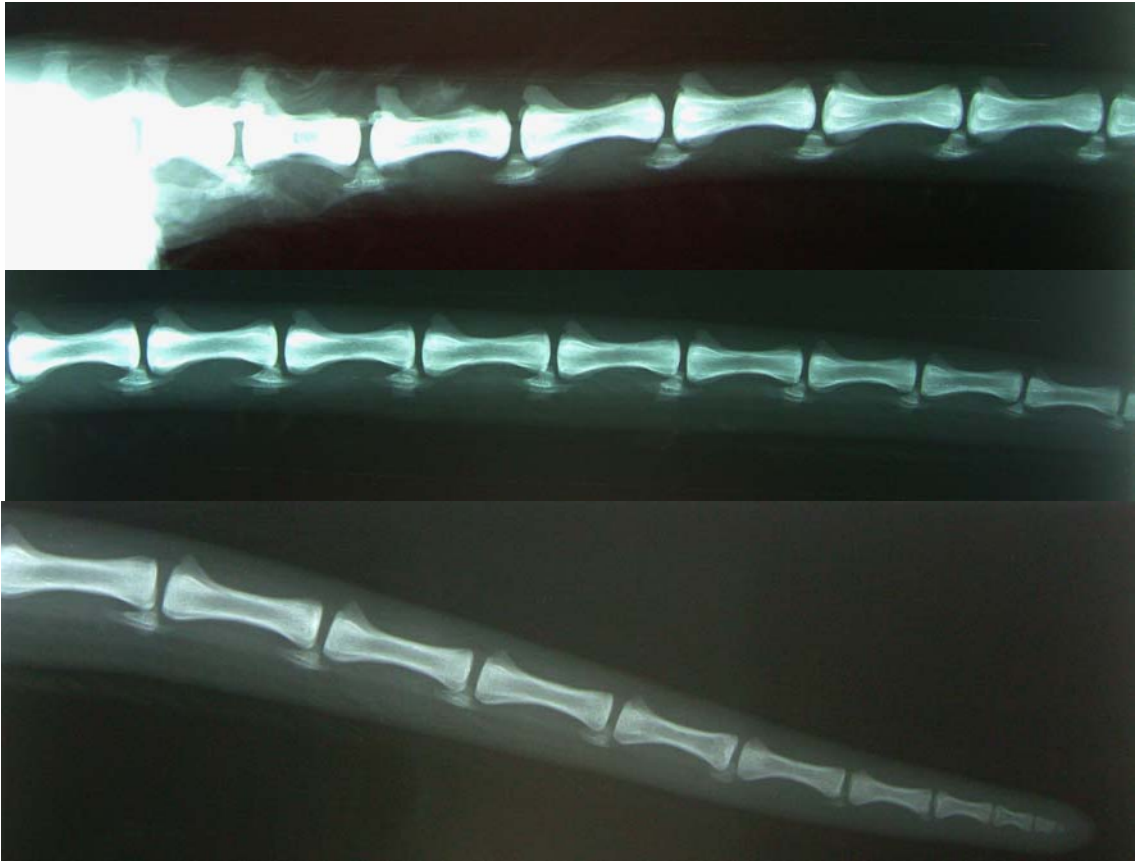
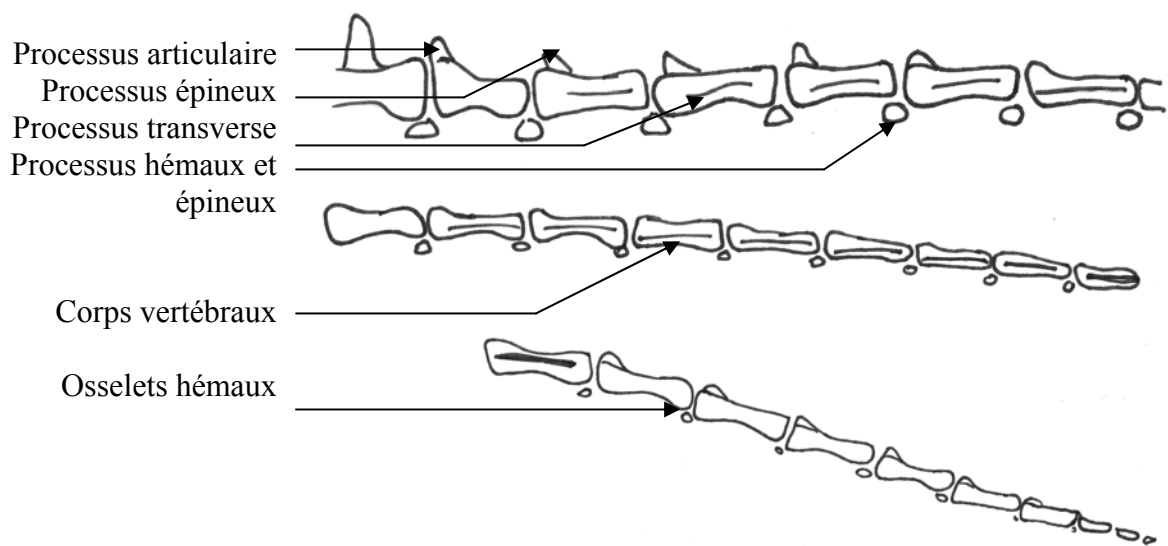


Schéma 20 : Vue latérale des vertèbres caudales



1.2.Squelette appendiculaire

L'examen radiographique du squelette appendiculaire est centré soit sur les segments osseux soit sur les articulations. Les radiographies d'os entier doivent inclure les articulations proximale et distale, l'os doit être parallèle et le plus proche de la cassette. Lors de radiographie d'une articulation, il est préférable de cadrer avec une portion d'os de part et d'autre.

L'interprétation des radiographies d'os ou d'articulations dépend des connaissances anatomiques, de la qualité technique des clichés et des signes radiographiques que l'on recherche. Face à une lésion osseuse, on s'attachera à des anomalies d'opacité osseuse (réaction périostée, production osseuse, minéralisation, ostéolyse, ostéopénie), à la délimitation de la lésion, sa distribution (étendue, localisation) et à des anomalies des tissus mous adjacents. A cela s'ajoute, sur des clichés articulaires, la recherche d'anomalies de l'espace articulaire (gonflement, opacité), d'anomalies de l'os sous-chondral et d'anomalies d'alignement osseux.

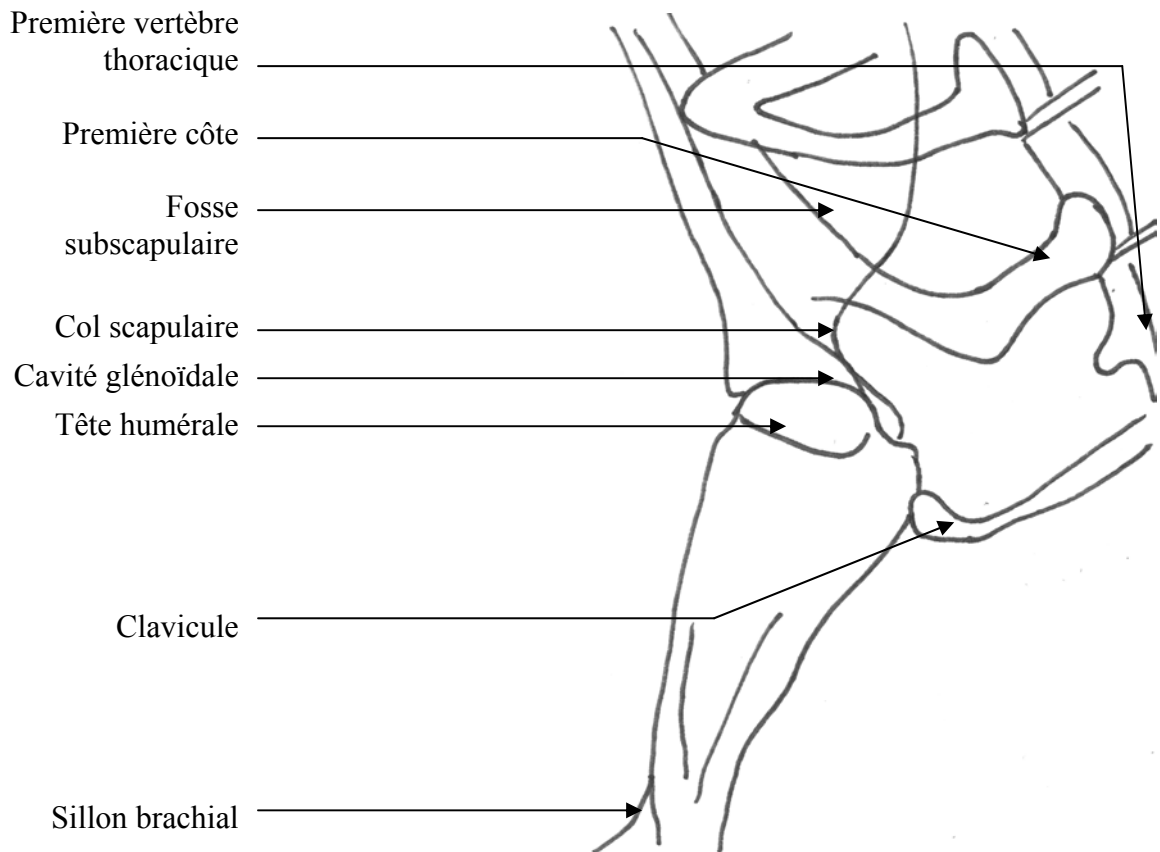
1.2.1. Membre thoracique

1.2.1.1.Epaule

**Radiographie 13 : Vue dorso-ventrale de l'articulation scapulo-humérale droite
(ENVT : 25 mAs ; 55 kV)**



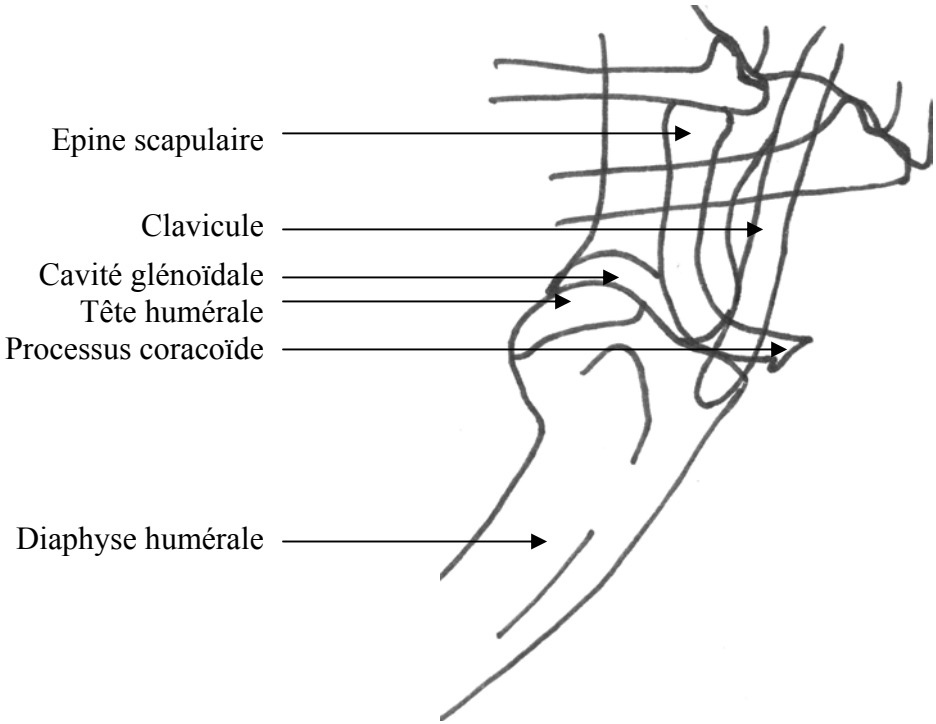
Schéma 21 : Vue dorso-ventrale de l'articulation scapulo-humérale droite



Radiographie 14 : Vue médio-latérale de l'articulation scapulo-humérale droite (ENVT : 12,5mAs ; 52kV)



Schéma 22 : Vue médio-latérale de l'articulation scapulo-humérale droite

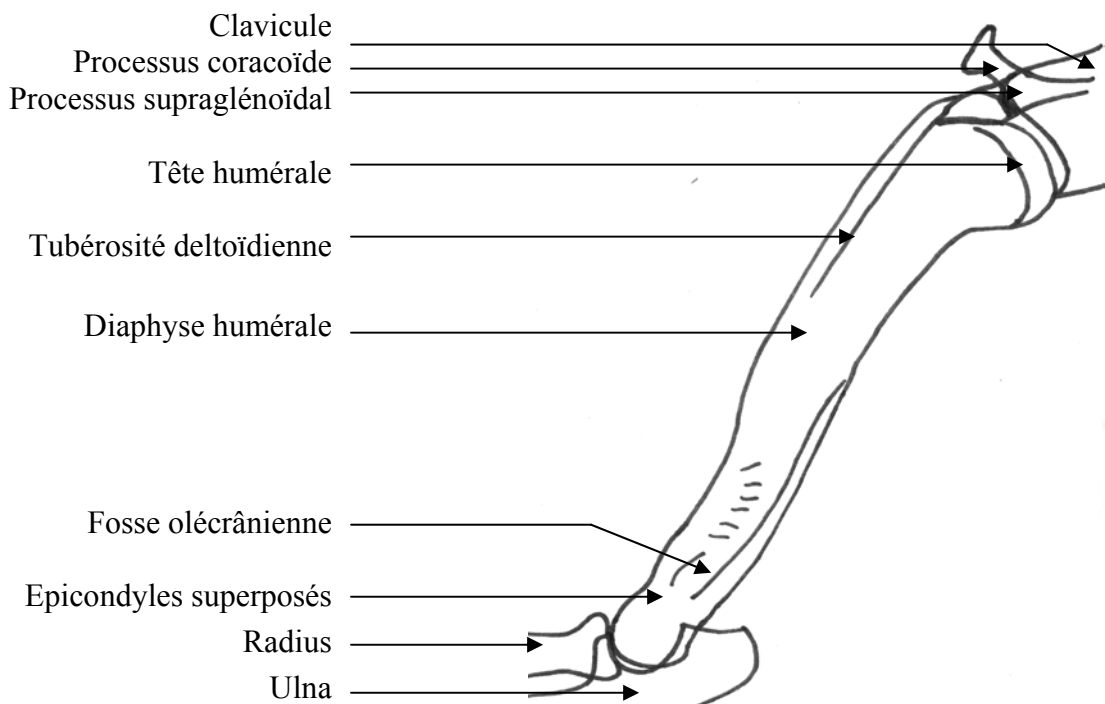


1.2.1.2. Bras

Radiographie 15 : Vue médio-latérale de l'humérus droit (ENVT : 12,5 mAs ; 52 kV)



Schéma 23 : Vue médio-latérale de l'humérus droit

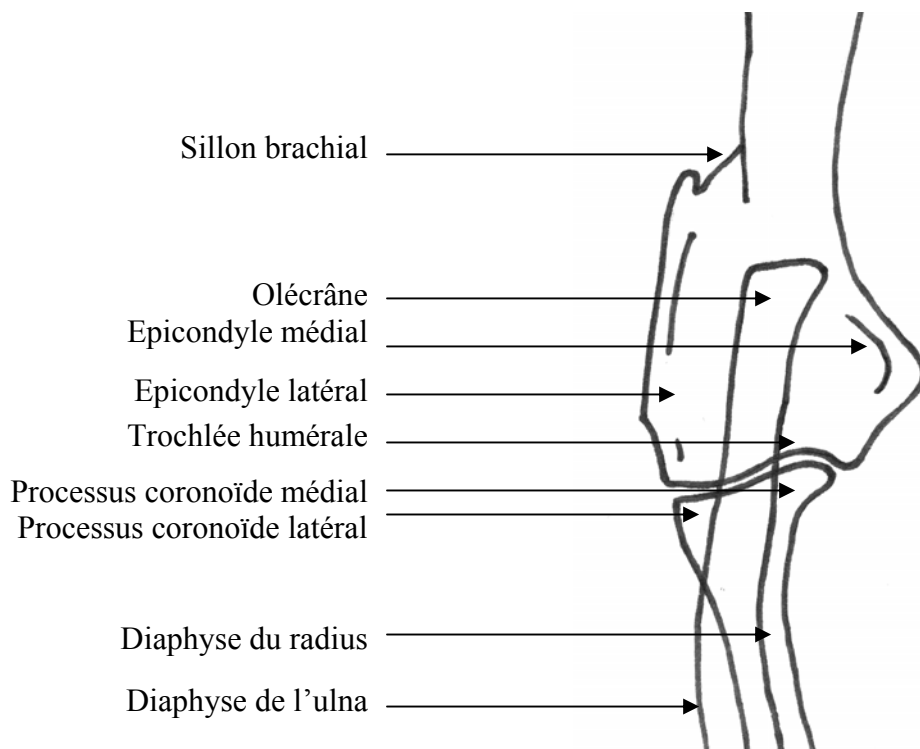


1.2.1.3.Coude

Radiographie 16 : Vue ventro-dorsale de l'articulation du coude droit (ENVT : 22 mAs ; 42 kV)



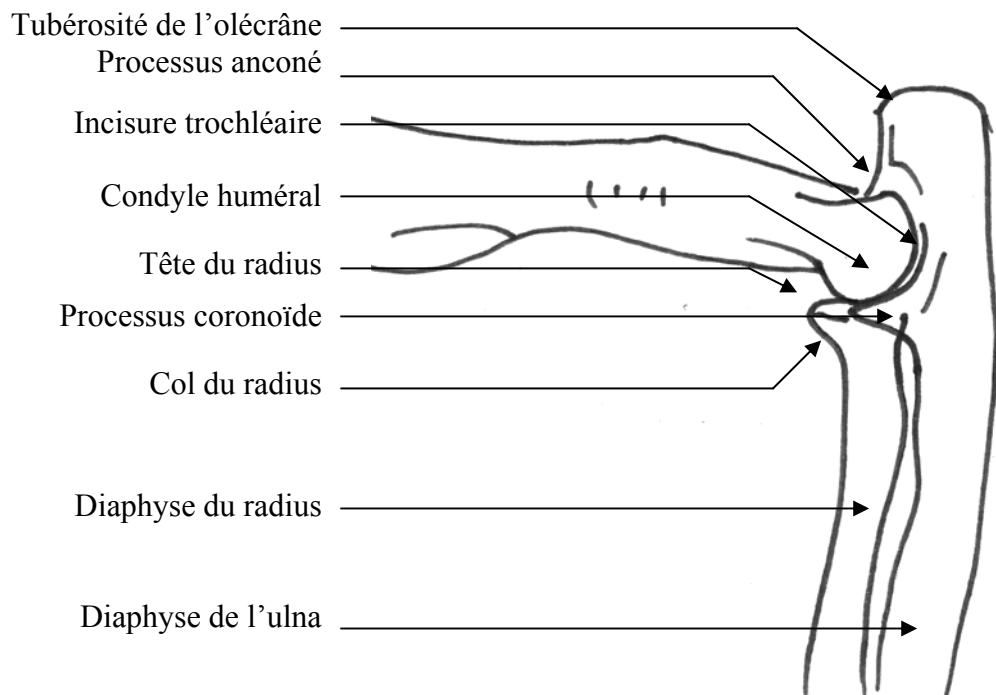
Schéma 24 : Vue ventro-dorsale de l'articulation du coude droit



Radiographie 17 : Vue médio-latérale de l'articulation du coude droit (ENVT : 22 mAs ; 42 kV)



Schéma 25 : Vue médio-latérale de l'articulation du coude droit



1.2.1.4. Avant-bras



Radiographie 18 : Vue ventro-dorsale du radius et de l'ulna droits, le coude en extension (ENVT : 10 mAs ; 41 kV)



Radiographie 19 : Vue médio-latérale du radius et de l'ulna droits, le coude fléchi (ENVT : 10 mAs ; 41 kV)

Schéma 26 : Vue ventro-dorsale du radius et de l'ulna droits, le coude en extension

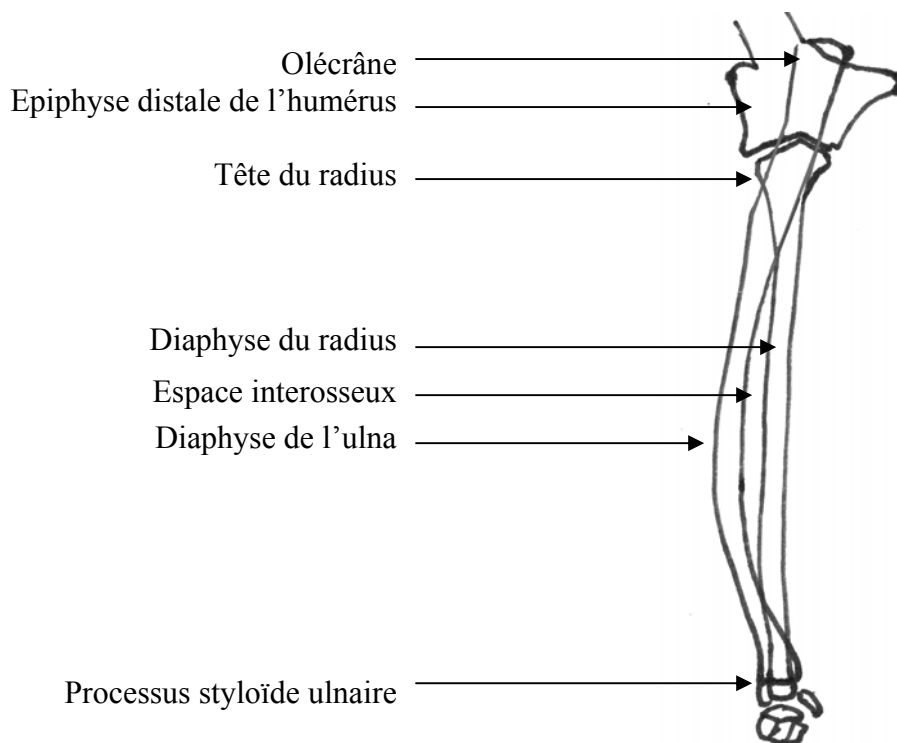
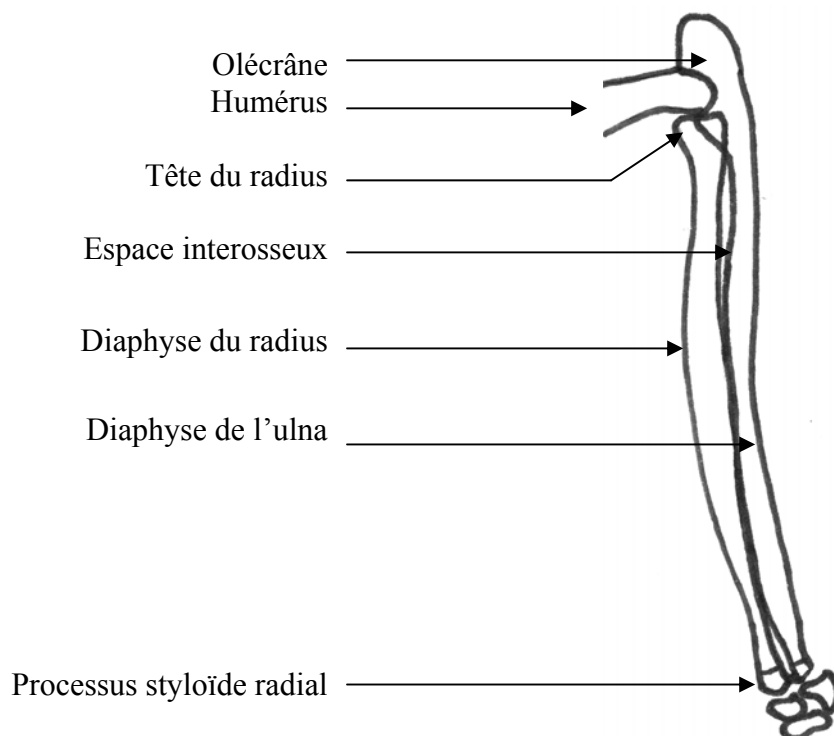


Schéma 27 : Vue médio-latérale du radius et de l'ulna droits, le coude fléchi

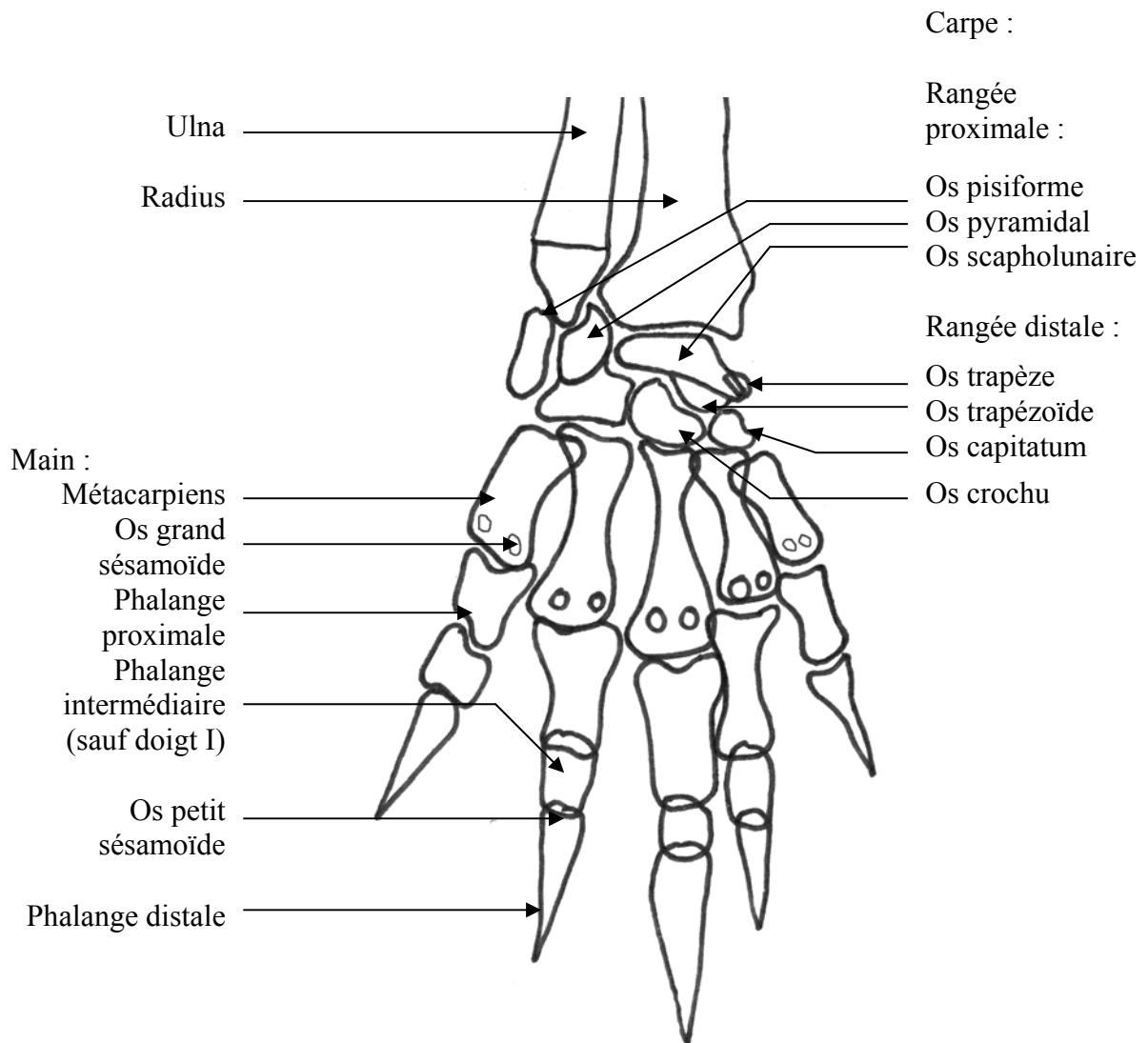


1.2.1.5.Main

**Radiographie 20 : Vue dorso-palmaire du carpe, des métacarpes et des phalanges droites
(ENVT : 9 mAs ; 41 kV)**



Schéma 28 : Vue dorso-palmaire du carpe, des métacarpes et des phalanges droits



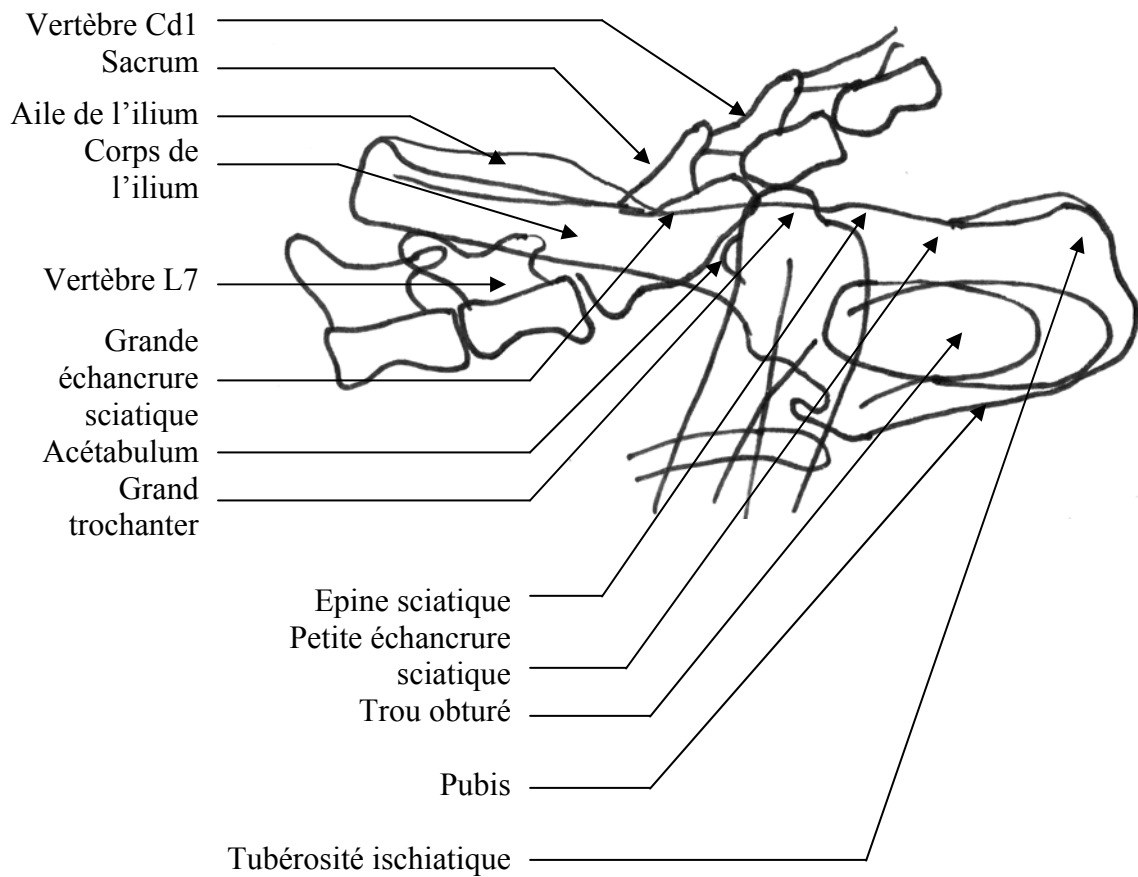
1.2.2. Membre pelvien

1.2.2.1. Bassin

Radiographie 21 : Vue latérale des os du bassin (ENVT : 60 mAs ; 60 kV)



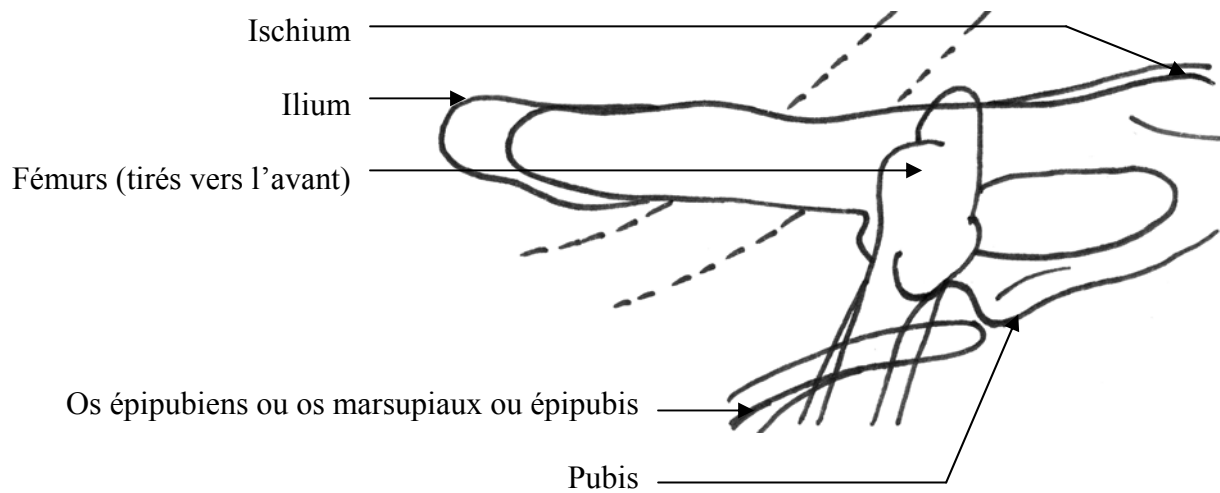
Schéma 29 : Vue latérale des os du bassin



**Radiographie 22 : Vue latérale des os épipubiens et de l'articulation avec le pubis
(ENVT : 60 mAs ; 60 kV)**



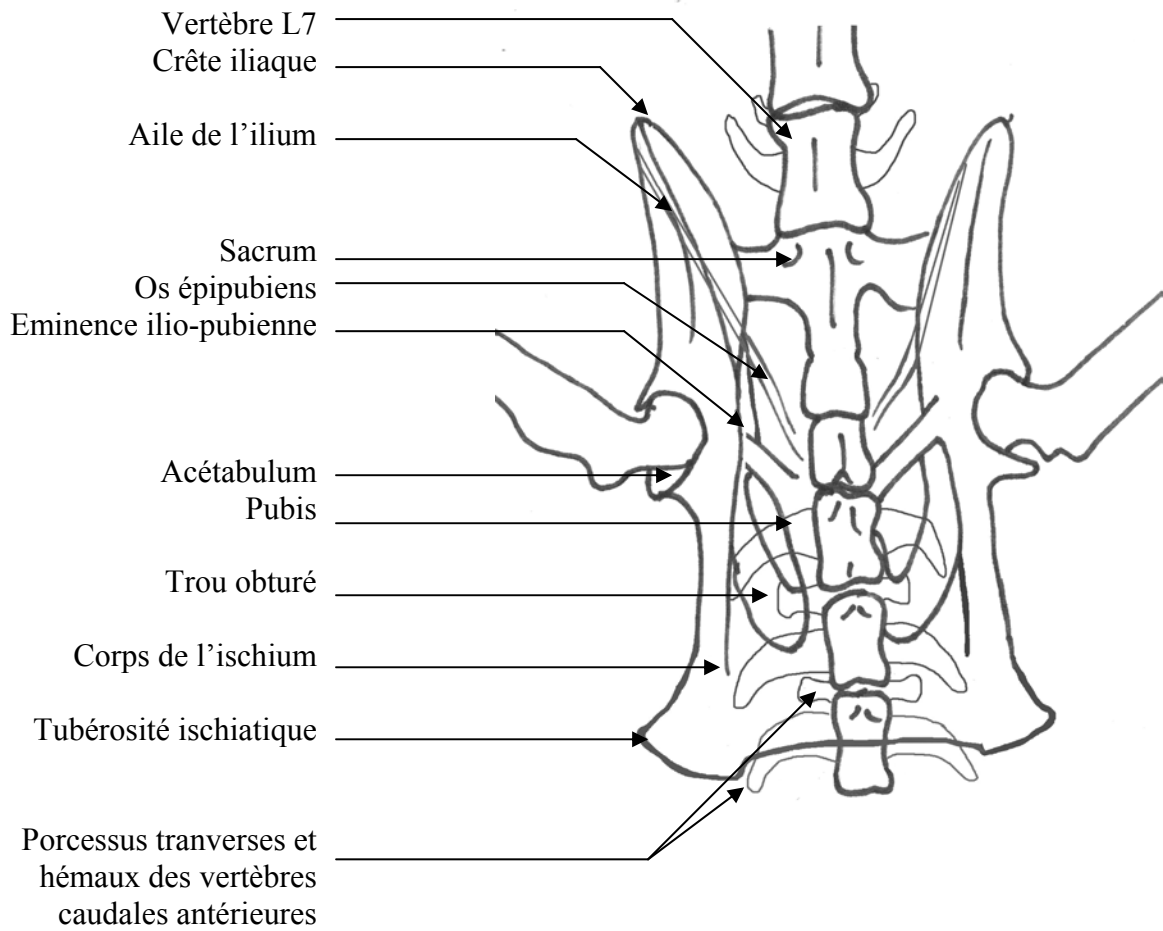
Schéma 30 : Vue latérale des os épipubiens et de l'articulation avec le pubis



Radiographie 2 : Vue ventro-dorsale des os du bassin et épipubiens (ENVT : 56 mAs ; 58 kV)



Schéma 31 : Vue ventro-dorsale des os du bassin et épipubiens

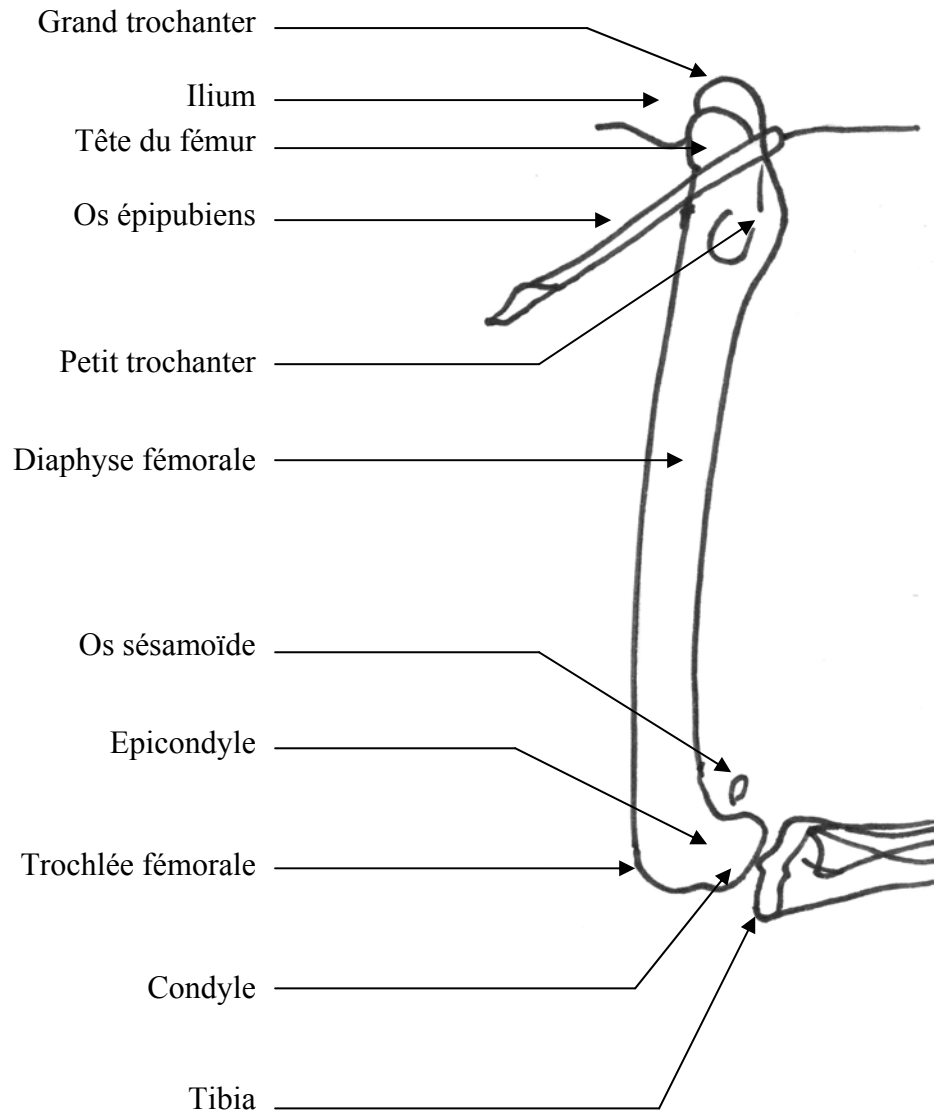


1.2.2.2.Cuisse

Radiographie 24 : Vue médio-latérale du fémur droit (ENVT : 40 mAs ; 46 kV)



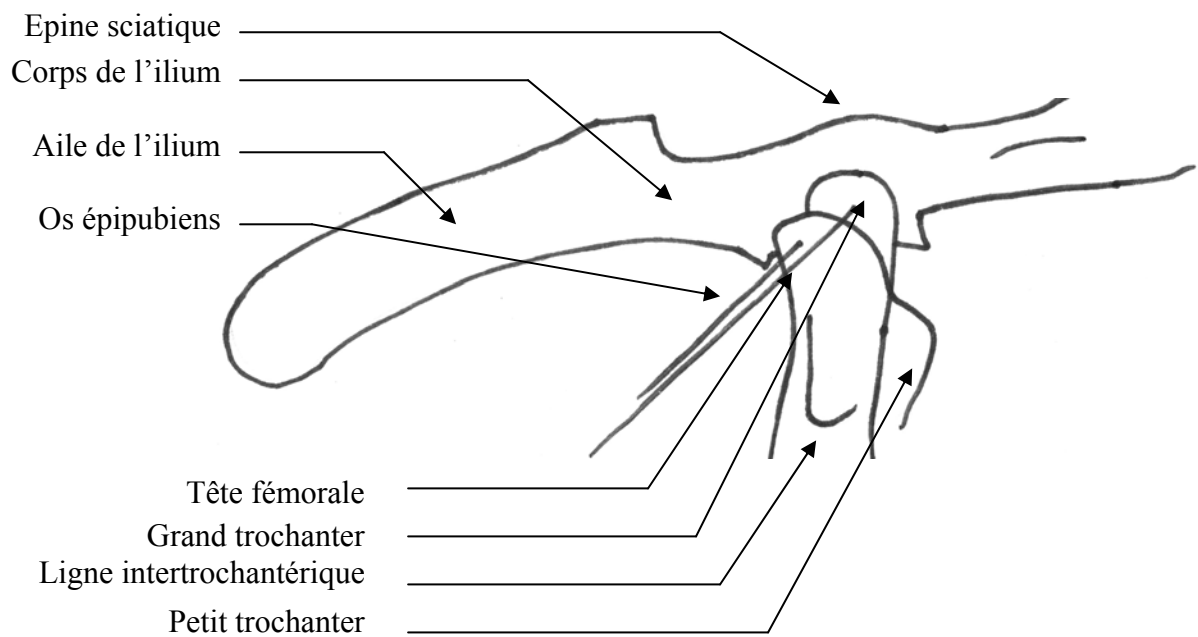
Schéma 32 : Vue médio-latérale du fémur droit



**Radiographie 25 : Vue médio-latérale de la tête du fémur droit (ENVT : 44 à 51 mAs ;
50 à 63 kV)**



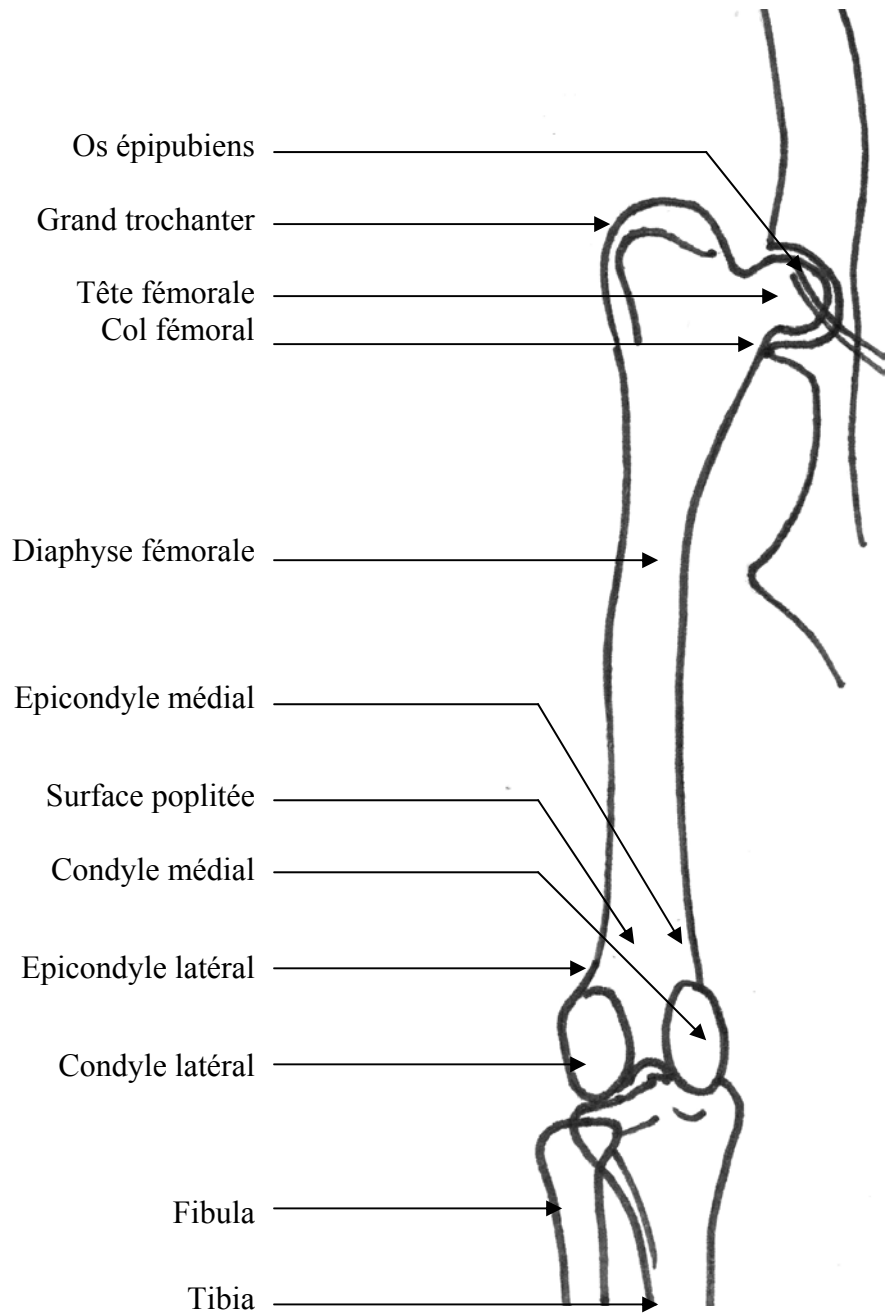
Schéma 33 : Vue médio-latérale de la tête du fémur droit



Radiographie 26 : Vue dorso-ventrale du fémur droit (63 mAs ; 63 kV)



Schéma 34 : Vue dorso-ventrale du fémur droit

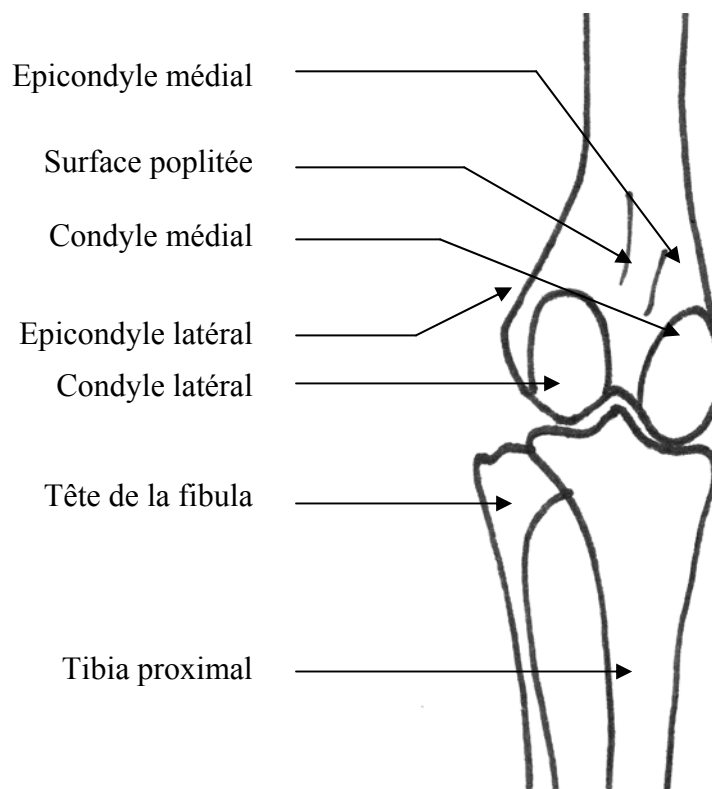


1.2.2.3.Genou

Radiographie 27 : Vue dorso-ventrale du genou droit en extension (56 mAs ; 52 kV)



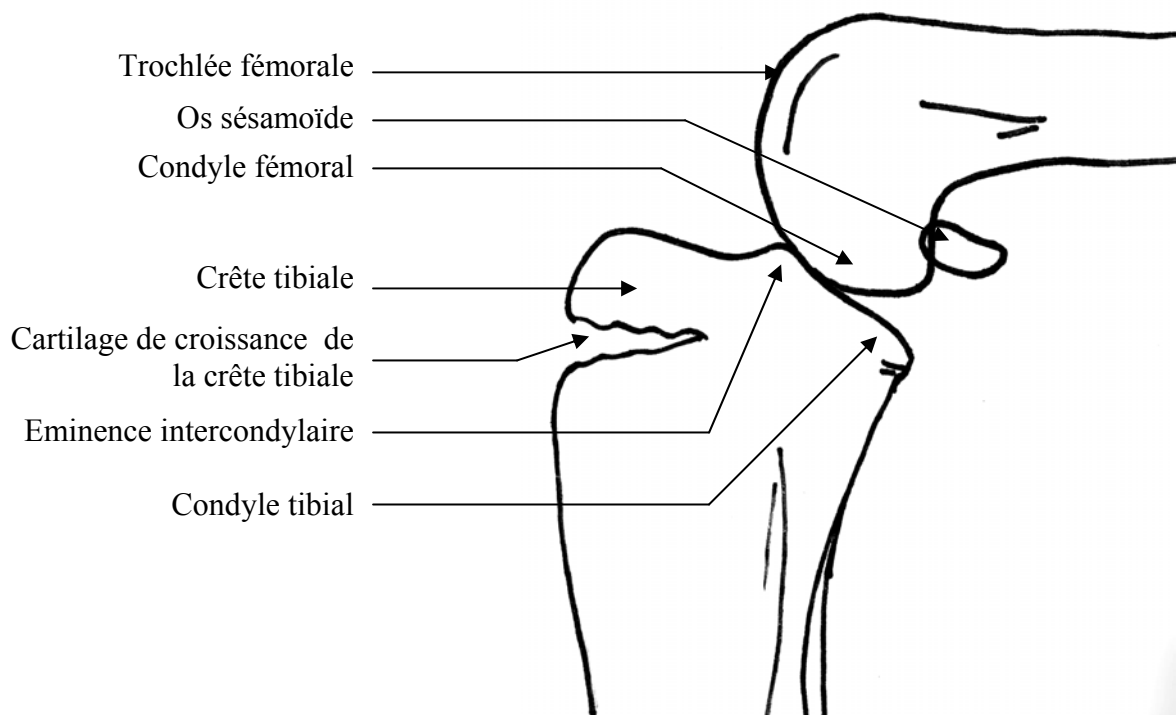
Schéma 35 : Vue dorso-ventrale du genou droit en extension



Radiographie 28 : Vue médio-latérale du genou droit en flexion (50 mAs ; 46 kV)



Schéma 36 : Vue médio-latérale du genou droit en flexion



1.2.2.4.Jambe

Radiographie 29 :
Vue dorso-ventrale des os tibia et fibula
droits (50 mAs ; 46 kV)

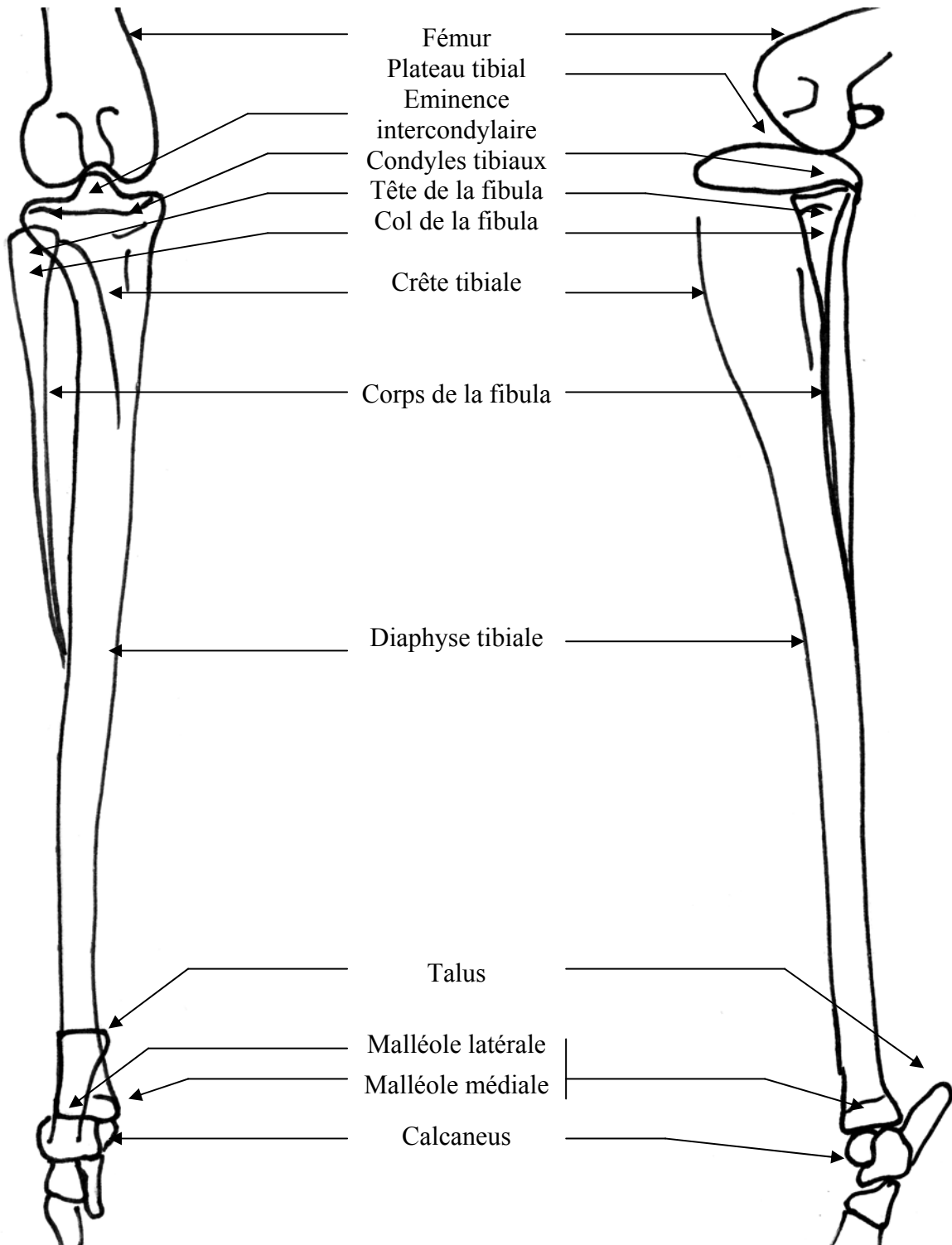


Radiographie 30 :
Vue médio-latérale des os tibia et fibula
droits (50 mAs ; 46 kV)



Schéma 37 : Vue dorso-ventrale des os tibia et fibula droits

Schéma 38 : Vue médio-latérale des os tibia et fibula droits

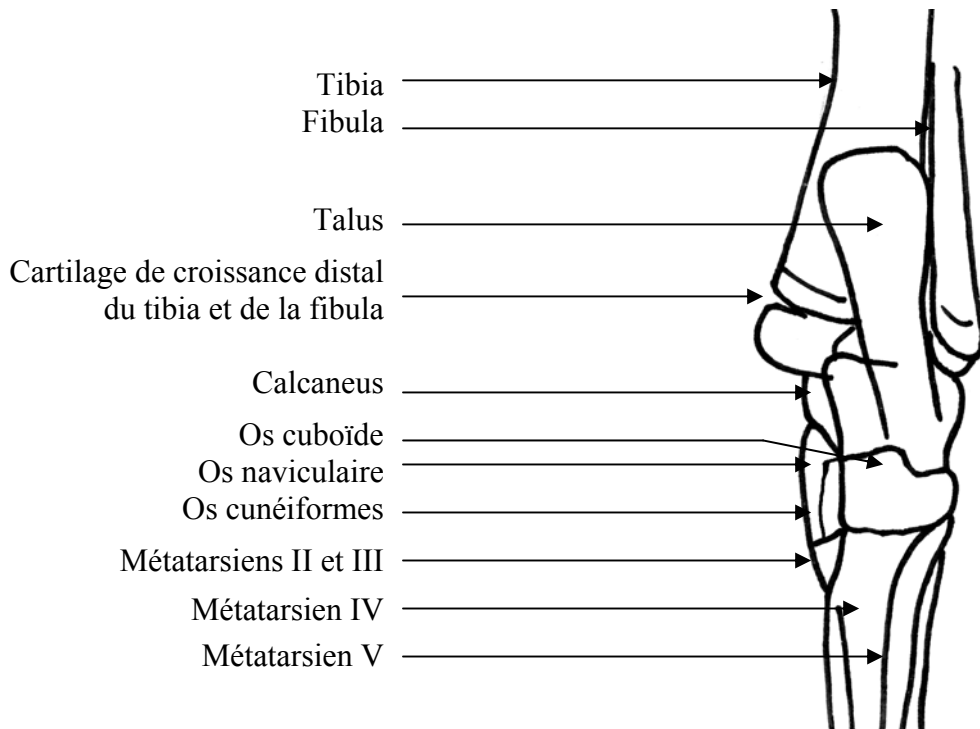


1.2.2.5.Tarse

Radiographie 31 : Vue dorso-ventrale des os du tarse gauche (50 mAs ; 46 kV)



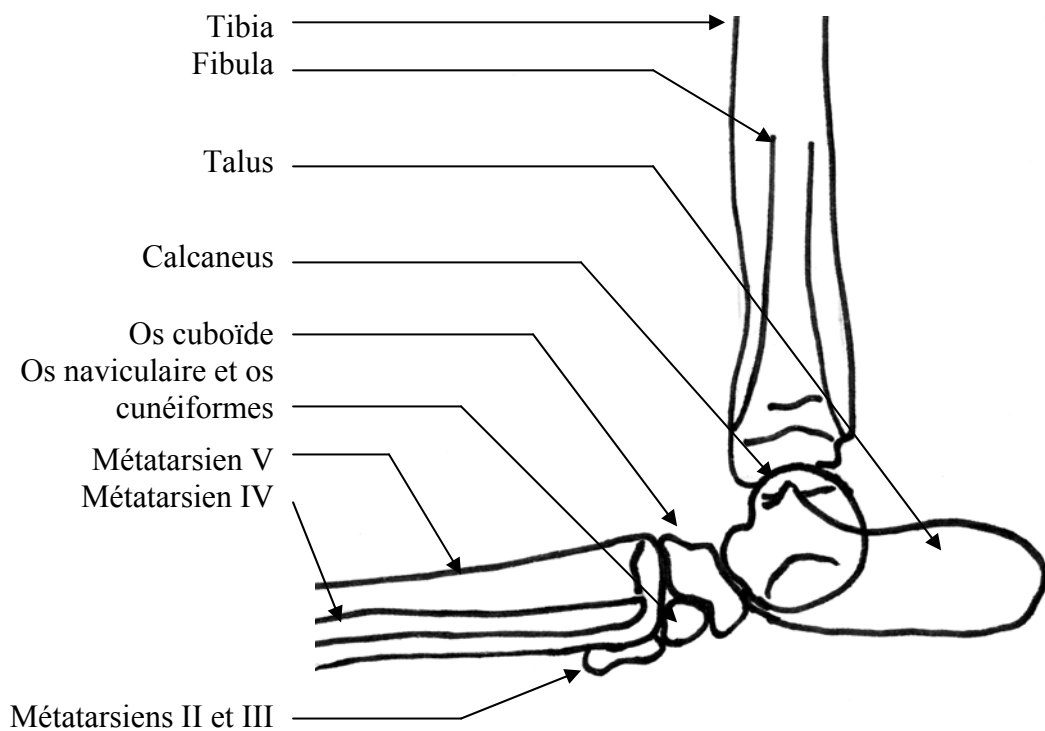
Schéma 39 : Vue dorso-ventrale des os du tarse gauche



Radiographie 32 : Vue médio-latérale des os du tarse gauche (50 mAs ; 46 kV)



Schéma 40 : Vue médio-latérale des os du tarse gauche

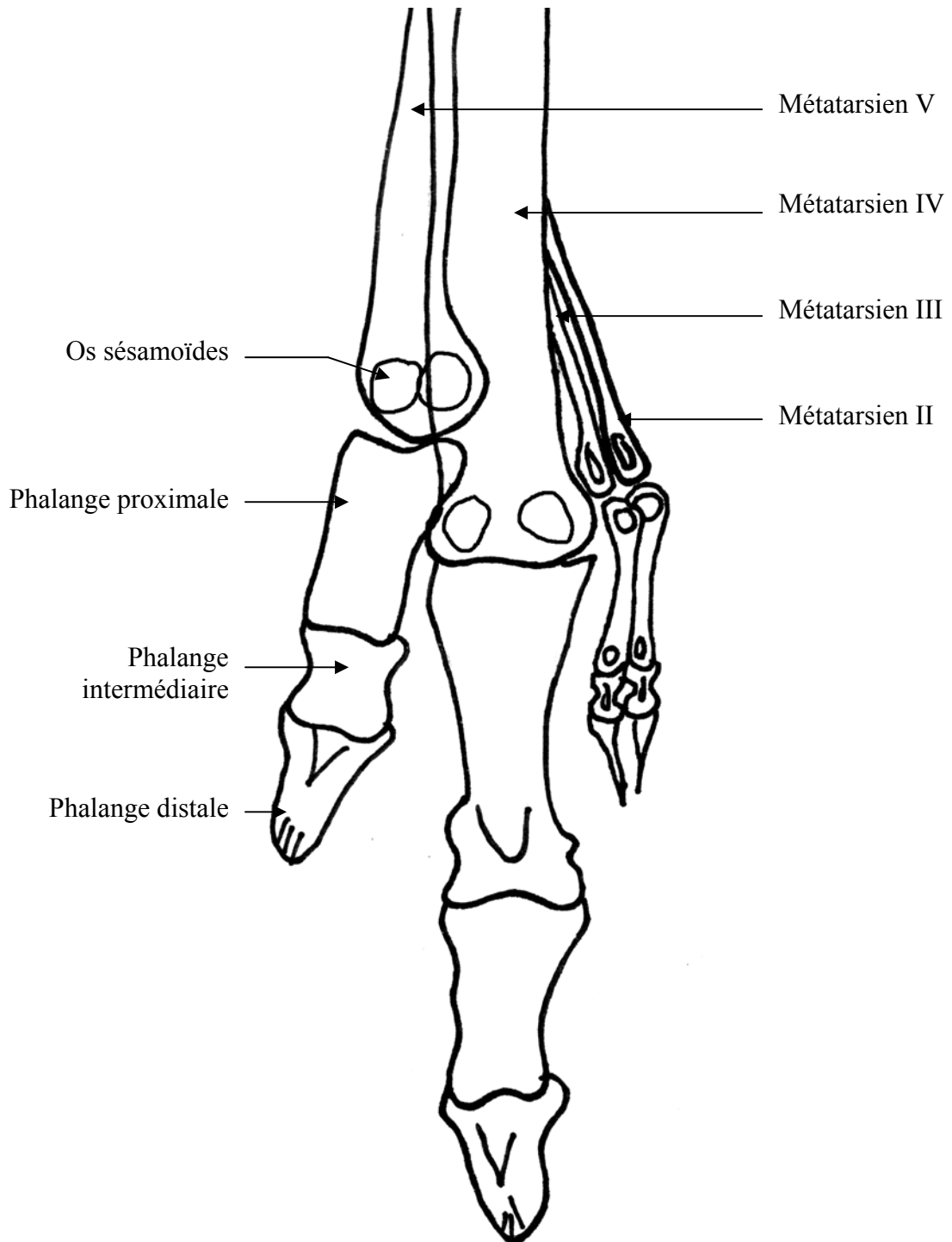


1.2.2.6.Pied

Radiographie 33 : Vue dorso-plantaire des phalanges et de l'extrémité distale des métatarses droits (11 mAs ; 41 kV)



Schéma 41 :
Vue dorso-plantaire des phalanges et de l'extrémité distale des métatarses droits



2. RADIOGRAPHIES DU THORAX

2.1. Considérations générales

L'anesthésie lors de la réalisation de clichés du thorax est en général à éviter. En effet, le volume pulmonaire diminue, l'opacité pulmonaire en est augmentée et les détails sont plus difficiles à interpréter. Il est également classique d'observer un collapsus du poumon déclive en décubitus latéral avec un déplacement du médiastin. Des dilatations aériques de l'œsophage induites par l'anesthésie de sa musculature ne sont pas rares. En revanche, une sédation au diazépam ou à l'acépromazine peut faciliter l'obtention de clichés sur des wallabies peu manipulables.

Un minimum de deux incidences perpendiculaires est nécessaire pour l'interprétation des clichés thoraciques. Une lésion doit être visible sur les deux incidences pour être validée. Une standardisation des incidences est conseillée pour diminuer les variations déjà très étendues de la conformation thoracique et habituer son œil. Nous avons pris le parti de réaliser une incidence ventrodorsale et une incidence latérale droite. L'incidence ventrodorsale permet une meilleure visualisation des champs pulmonaires et des vaisseaux pulmonaires. Une incidence dorsoventrale pourrait être intéressante pour une meilleure délimitation du cœur. La réalisation d'un deuxième cliché latéral peut permettre de mieux visualiser une lésion dans le poumon le plus éloigné de la table, celui-ci étant plus ventilé il offre plus de contraste.

L'interprétation de clichés thoraciques commence par leur évaluation technique :

- la densité : espaces intervertébraux peu visibles cranialement et bien visibles caudalement,
- le contraste : gamme de gris étendue, densité osseuse proche de celle du cœur,
- la netteté : contours nets des structures.

Pour un bon positionnement, sur l'incidence ventro-dorsale, le sternum doit parfaitement se superposer avec le rachis. Sur l'incidence latérale, les côtes doivent se superposer dans leur partie dorsale.

Pour mettre à profit le contraste naturel apporté par l'air pulmonaire, il est préférable d'obtenir des clichés pris en fin d'inspiration. Il peut être intéressant de réaliser des clichés en expiration lors de recherche de pneumothorax modéré par exemple ou dans l'exploration d'un collapsus trachéal.

2.2. Incidence ventrodorsale

Radiographie 35 : Vue ventrodorsale du thorax (4 mAs ; 66 kV)

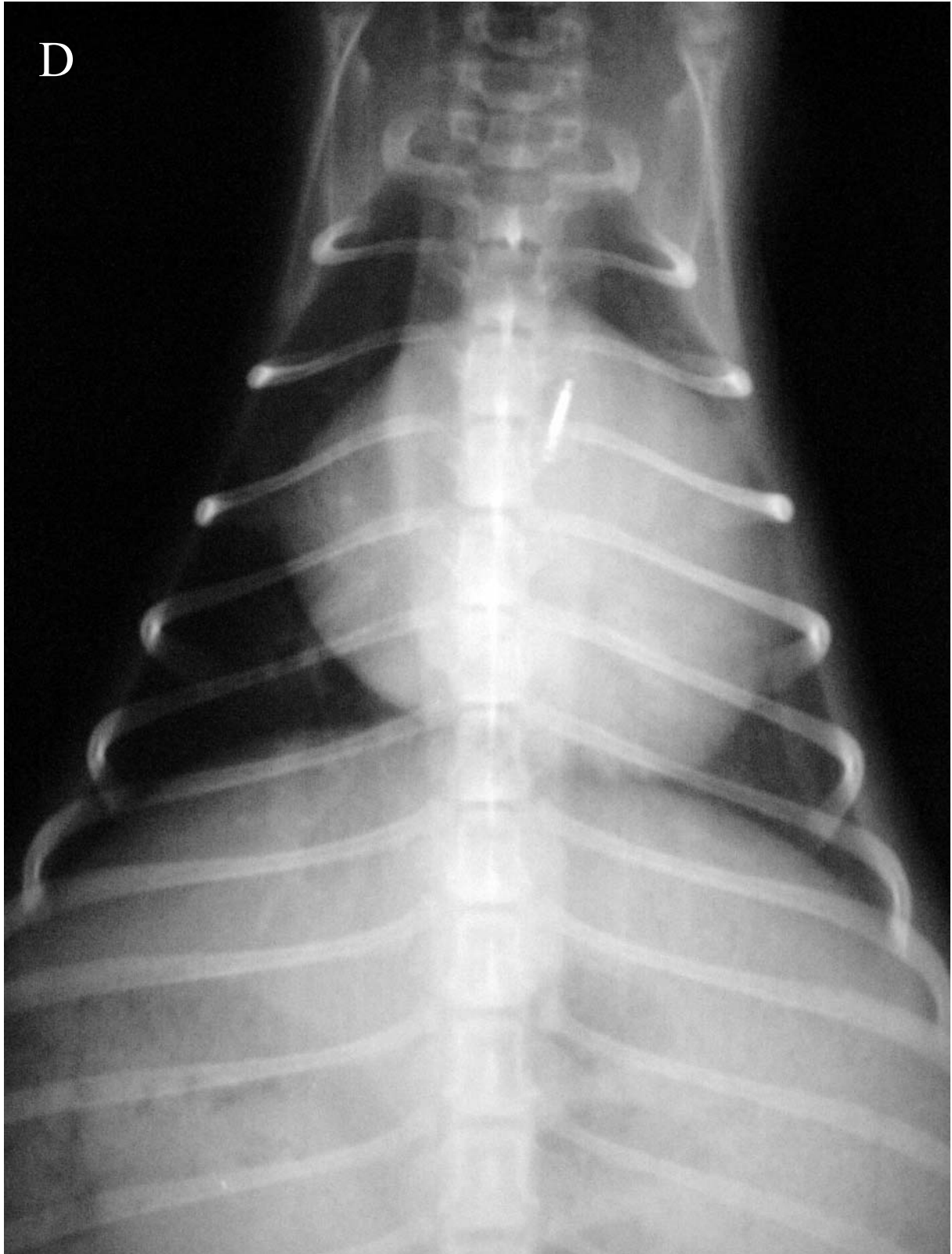
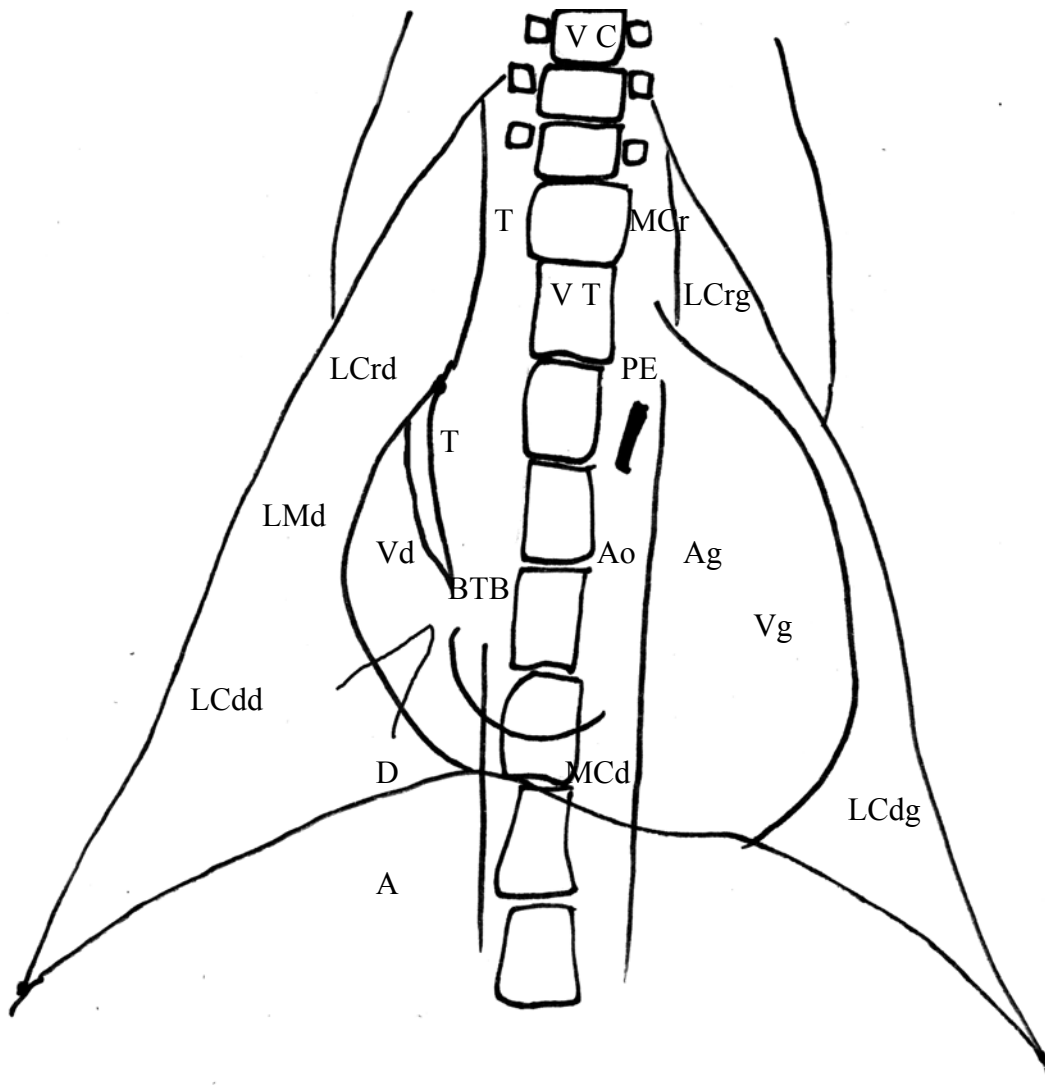


Schéma 42 : Vue ventrodorsale du thorax



A : abdomen
 Ag : atrium gauche
 Ao : crosse aortique
 BTB : bifurcation trachéo-bronchique
 D : diaphragme
 LCd d ou g : lobe caudal droit ou gauche
 LCr d ou g : lobe crâniel droit ou gauche
 LMd : lobe moyen droit

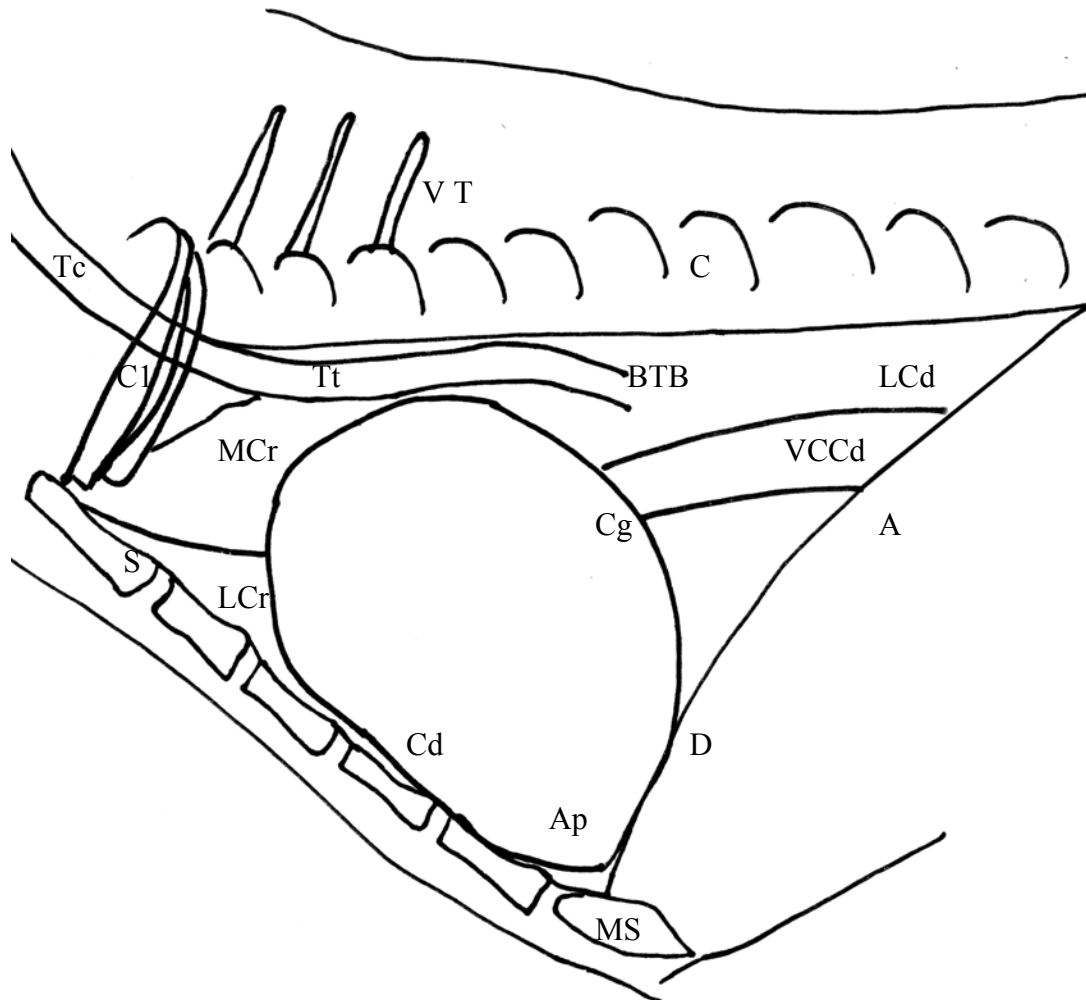
MCd : médiastin caudal
 MCr : médiastin crâniel
 PE : puce électronique
 T : Trachée
 Vd : ventricule droit
 Vg : ventricule gauche
 VC : vertèbres cervicales
 VT : vertèbres thoraciques

2.3. Incidence latérale

Radiographie 36 : Vue latérale du thorax (4 mAs ; 60 kV)



Schéma 43 : Vue latérale du thorax



A : abdomen
 Ap : apex cardiaque
 BTB : bifurcation trachéo-bronchique
 C : Départ des côtes
 D : diaphragme
 LCd : lobe caudaux
 LCr : lobe crâniens
 MCr : médiastin crânial
 MS : manubrium sternal
 Tc : trachée (portion cervicale)
 Tt : trachée (portion intrathoracique)
 S : sternum

Vd : ventricule droit
 Vg : ventricule gauche
 VT : vertèbres thoraciques

3. RADIOGRAPHIES DE L'ABDOMEN

3.1.Considérations générales

L'appareil digestif étendu du wallaby de Bennett rend parfois l'interprétation des clichés abdominaux difficile lorsqu'une grande quantité d'air et d'aliments est présente. Il reste cependant difficile de réellement mettre un wallaby à jeûn.

Un examen standard doit comporté deux incidences perpendiculaires, le choix du décubitus importe peu mais il est préférable de toujours faire le même pour habituer son œil. Nous avons pris le parti de réaliser des incidences ventrodorsale et latérale droite.

Pour des animaux adultes de grand gabarit, il est nécessaire de réaliser deux clichés : un abdomen crânial et un abdomen caudal. Les grandes cassettes sont en effet souvent trop petites et les constantes sont différentes en raison de l'élargissement de la ceinture pelvienne.

Pour visualiser l'abdomen en entier du diaphragme au bassin, il faut cadrer de la 6^{ème} côte jusqu'à la pointe ischiatique.

L'évaluation technique des clichés concerne :

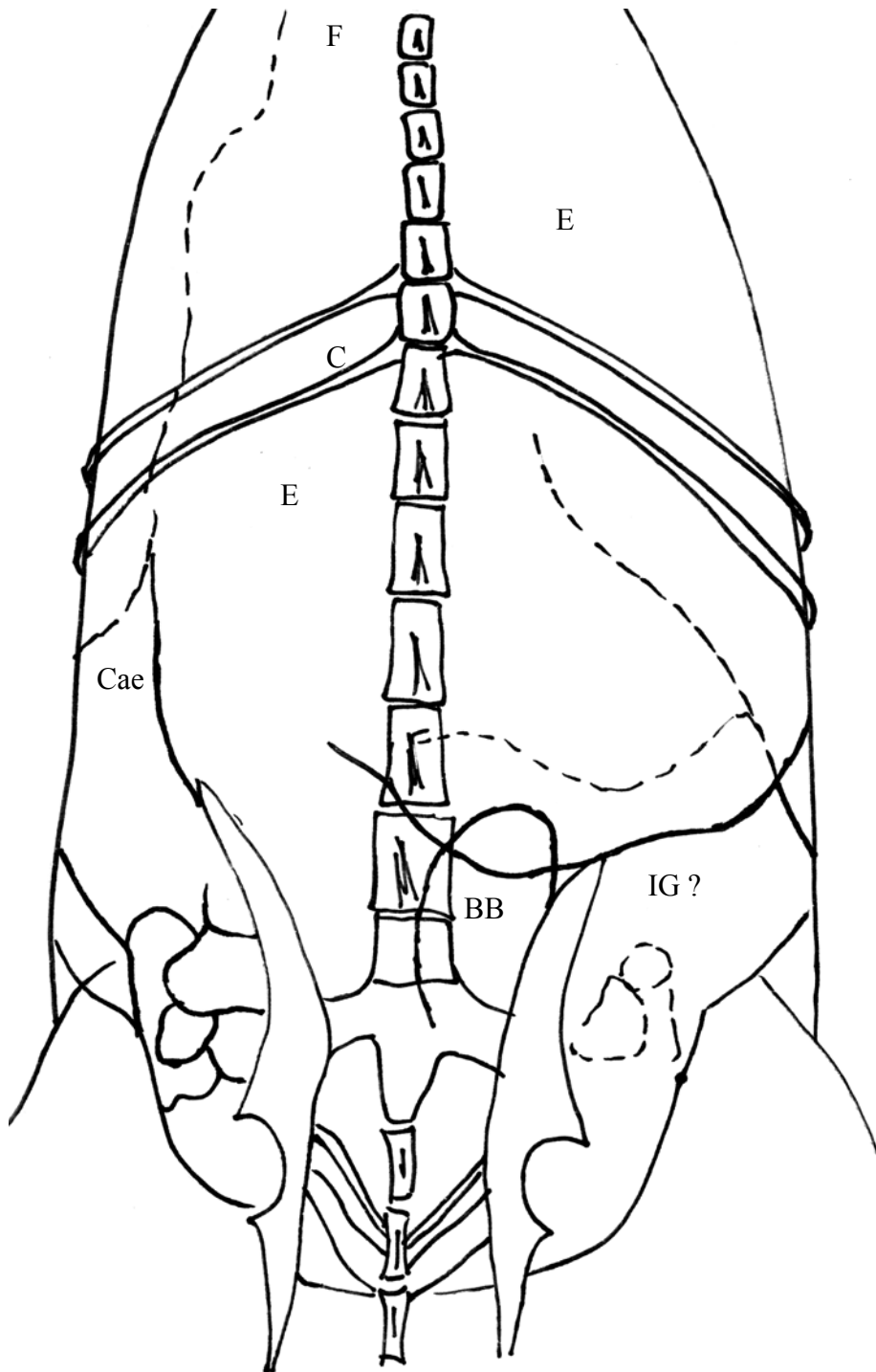
- la densité : les vertèbres lombaires doivent légèrement sous-exposées, le noir extérieur bien noir,
- le contraste : une gamme de gris suffisante pour distinguer des tissus liquidiens de la graisse ou des tissus d'épaisseur différente,
- la netteté : contours nets des structures.

3.2.Incidence ventrodorsale

Radiographie 36 : Vue ventrodorsale de l'abdomen (6 mAs ; 60 kV)



Schéma 44 : Vue ventrodorsale de l'abdomen



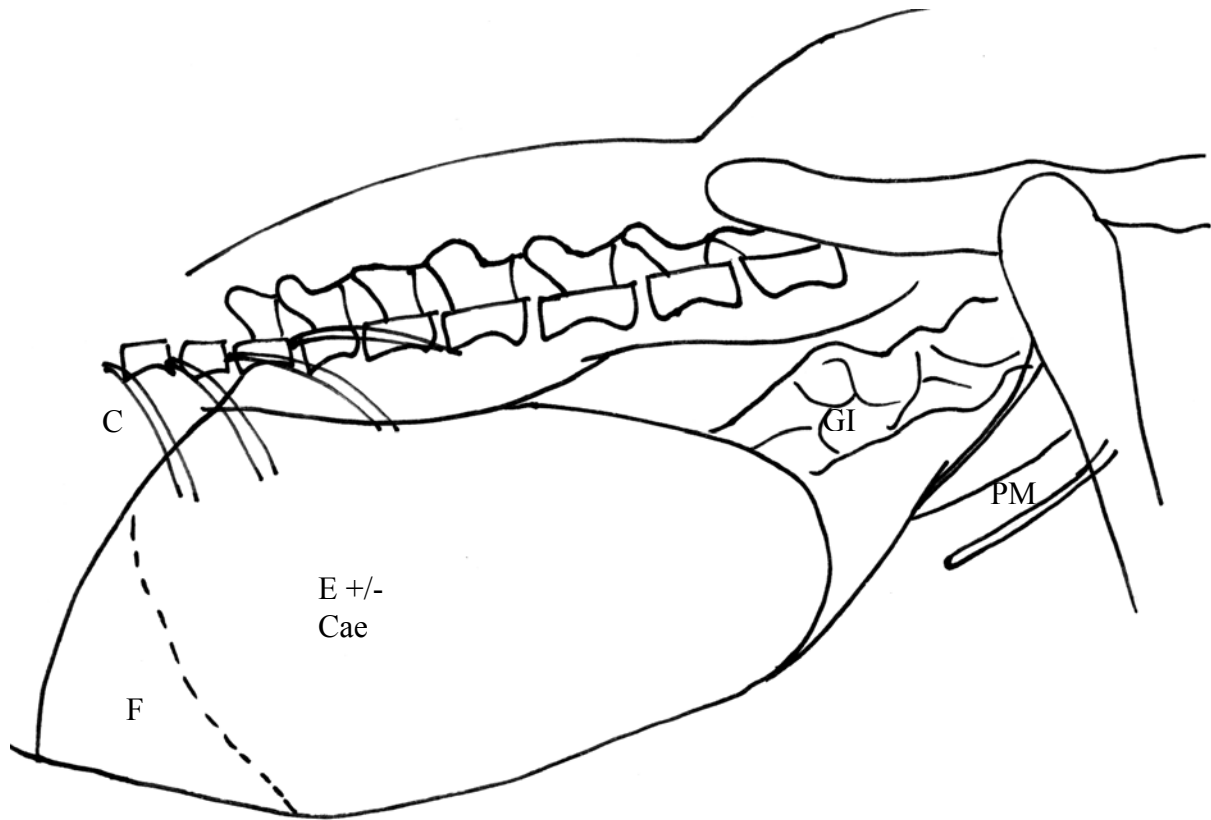
- BB : jeune wallaby dans la poche
- C : côtes (seules les deux dernières sont représentées)
- Cae : caecum
- E : Estomac
- F : Foie
- IG : intestin grêle

3.3.Incidence latérale

Radiographie 37 : Vue latérale droite de l'abdomen (6 mAs ; 60 kV)



Schéma 45 : Vue latérale droite de l'abdomen



- C : côtes
- Cae : caecum
- E : Estomac
- F : Foie
- GI : Gros intestin
- PM : poche marsupiale (sans jeune)

4. RADIOGRAPHIES AVEC PREPARATION

Pour compléter l'examen radiographique du wallaby de Bennett, il est apparu intéressant d'effectuer des clichés avec préparation. Compte-tenu de l'anatomie singulière de l'appareil digestif et de l'appareil urogénital, un transit baryté, une urographie intra-veineuse et une vagino-urétrographie rétrograde ont été planifiés. Il n'a pas été possible de réaliser cette dernière en raison de la présence du sinus urogénital. Il est difficile d'empêcher le produit de contraste de refluer du sinus vers l'extérieur et donc de le faire entrer de façon rétrograde dans les voies urogénitales. Nous présenterons donc ici les résultats du transit baryté et de l'urographie intra-veineuse.

4.1. Transit baryté

4.1.1. Indications

Après des radiographies abdominales sans préparation, le transit baryté apporte des précisions sur l'anatomie digestive mais une description de son fonctionnement.

Les indications principales d'un transit baryté sont la présence de vomissements, de l'hématémèse, du méléna, de diarrhée ou de signes d'obstruction intestinale et lorsque les radiographies sans préparation ne donne pas d'information diagnostique suffisante. Dans le cas précis du wallaby de Bennett, il est intéressant dans des cas de gastrite nécrobacillaire associée à un syndrome « Lumpy jaw » et dans des obstructions parasitaires ou mécaniques du tube digestif.

Le transit baryté est cependant long à réaliser et parfois délicat à interpréter, il ne sera pas indiqué dans les cas précédents s'il y a urgence vitale. L'échographie ou l'endoscopie constituent alors des moyens d'investigation plus rapides et précis lorsqu'ils sont disponibles.

4.1.2. Protocole (Wallack, 2003 ; Maï, 2003)

Des radiographies sans préparation sont un préalable obligatoire au transit baryté. Elles sont présentées dans le paragraphe précédant (Radiographies de l'abdomen). Ces clichés nous informe sur la nécessité du transit baryté (lésions peu significatives, douteuses) et sur d'éventuelles précautions à prendre (lors de pneumopéritoine, envisager une perforation digestive qui contraindique l'utilisation du sulfate de baryum au profit de produit de contraste iodé). Elles permettent également d'établir les constantes d'exposition idéales pour le transit baryté.

Chez le mouton, si cela est possible, une diète hydrique de 48 heures est recommandée avant la procédure. Un lavement du colon est souvent nécessaire pour éviter les superpositions de selles sur les clichés, il doit être réalisé au moins 6 heures avant la procédure pour minimiser la présence d'air dans le colon. Ces précautions n'ont pas pu être respectées dans notre cas, les animaux vivant en semi-liberté au Parc de Clères.

En raison du nombre de manipulations que représente un transit baryté, le protocole anesthésique choisi est strictement gazeux (isoflurane). Dans le cas d'un wallaby de petit gabarit, il permet une induction au masque et un réveil rapide entre chaque cliché. De longues anesthésies ou des anesthésies chimiques répétées sont ainsi évitées. Dans le cas de wallaby de grande taille, on préférera une anesthésie chimique de courte durée. Il est préférable d'éviter les barbituriques ou les alpha2-agonistes qui ralentissent le transit digestif. On préférera la kétamine ou l'acépromazine.

En l'absence de suspicion de perforation digestive, le produit de contraste utilisé est le sulfate de baryum en suspension (Micropaque®). Il est administré juste avant l'examen au moyen d'une sonde naso-gastrique de gros diamètre (7mm minimum), si l'animal est anesthésié, ou d'un pistolet drogueur, s'il est vigile, mais attention aux fausses déglutitions. Lors de suspicion de perforation digestive, on préférera utiliser un produit de contraste iodé hydrosoluble (Telebrix®, Omnipaque®, Iopamiron®).

Le volume de produit à injecter dépend du gabarit de l'animal. Lorsque ce volume est trop faible, des erreurs d'interprétations par défaut de remplissage sont fréquentes. Le volume recommandé chez le mouton est de 25 à 30 ml/kg d'une suspension de baryum à 70 % poids/volume. Chez le poulain, on recommande 5 ml/kg d'une suspension à 30 % poids/volume (Wallack, 2003). Notre wallaby de 15 kg a reçu 250 ml de Micropaque 1g/5ml®.

Pour prévoir les intervalles entre chaque cliché, nous nous sommes inspirés des données sur le mouton et le poulain, présentés dans le tableau 10.



Photographie 11 : Produit de contraste baryté utilisée au Parc de Clères (photographie personnelle)

	Mouton	Poulain
Remplissage		
Pré-estomacs	10 minutes	
Estomac	10 minutes	2 heures
Intestin grêle	1-3 heures	2 heures
Caecum	4-6 heures	2 heures
Colon	4-9 heures	3-8 heures
Rectum	12-20 heures	36 heures
Vidange		
Pré-estomacs	48-60 heures	
Estomac	9-24 heures	
Intestin grêle	9-24 heures	24-48 heures
Gros intestin	> 60 heures	> 48 heures

Tableau 10 : Cinétique du transit baryté chez le mouton et chez le poulain (Wallack, 2003)

Les radiographies ont été réalisées à T₀, T + ¼ heure, T + ½ heure, T + 2 heures, T + 3 heures, T + 5 heures, T + 7 heures et T + 24 heures. Compte-tenu de l'anatomie digestive du wallaby, le protocole choisi est inspiré de celui du mouton principalement : remplissage gastrique rapide mais vidange gastrique totale retardée. Deux incidences perpendiculaires sont réalisées à chaque manipulation.

4.1.3. Résultats

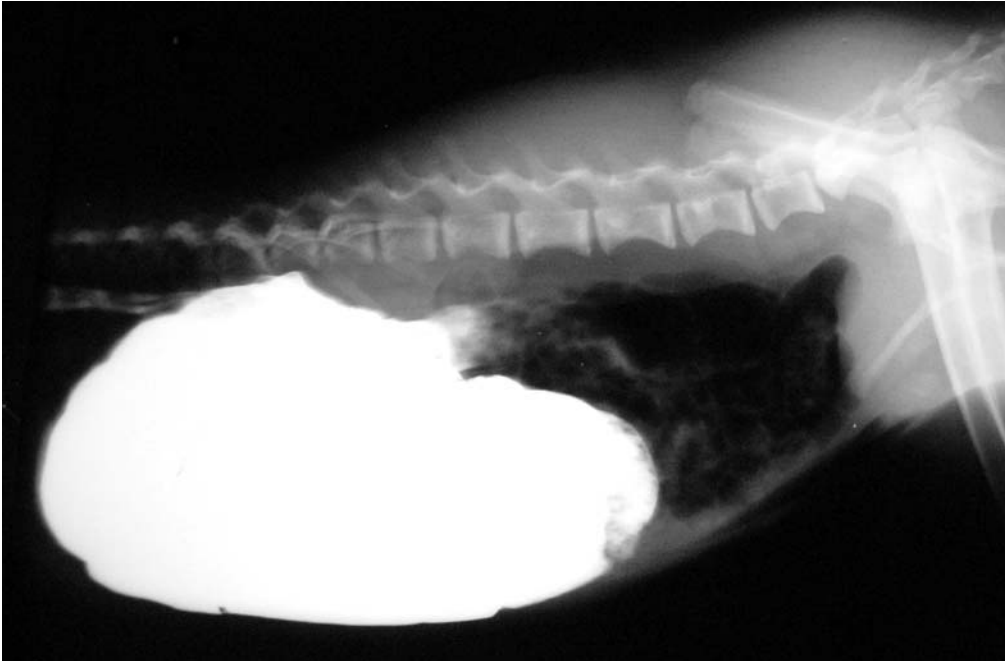
Radiographies 38 et 39 : Transit baryté à T0 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T0



Abdomen, incidence ventrodorsale T0



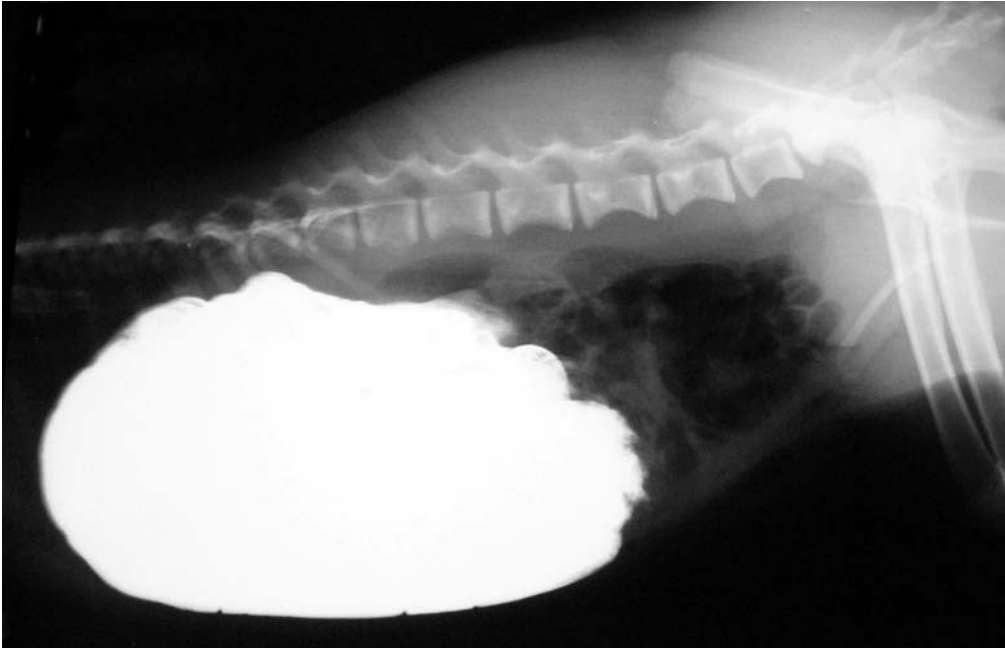
**Radiographies 40 et 41 : Transit baryté à T+1/4 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+1/4**



Abdomen, incidence ventrodorsale T+1/4



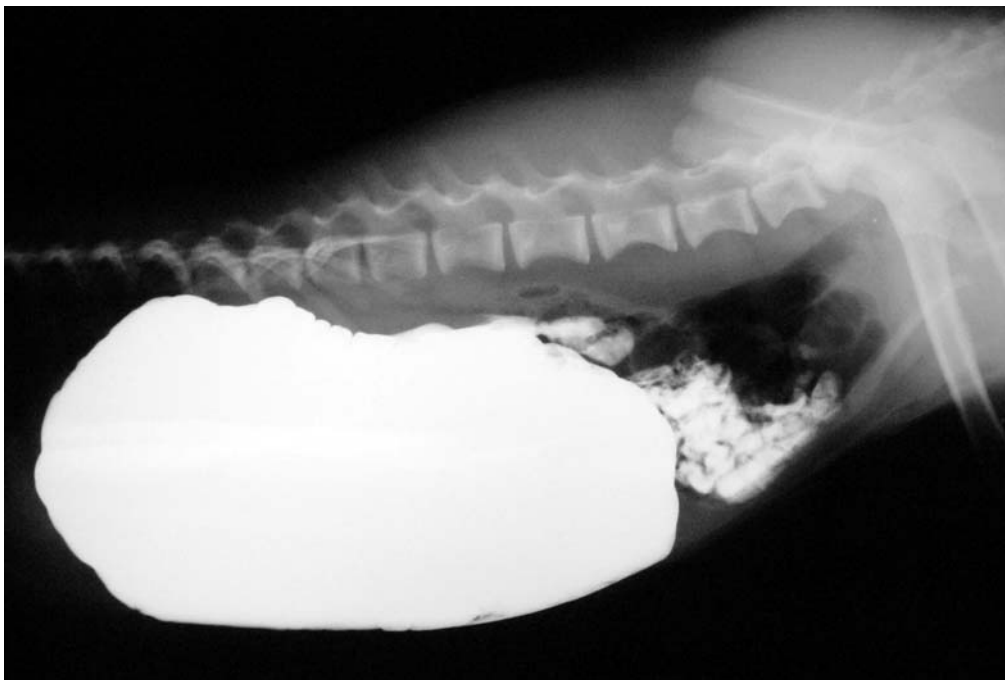
**Radiographies 42 et 43 : Transit baryté à T+1/2 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+1/2**



Abdomen, incidence ventrodorsale T+1/2



**Radiographies 44 et 45 : Transit baryté à T+2 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+2**



Abdomen, incidence ventrodorsale T+2



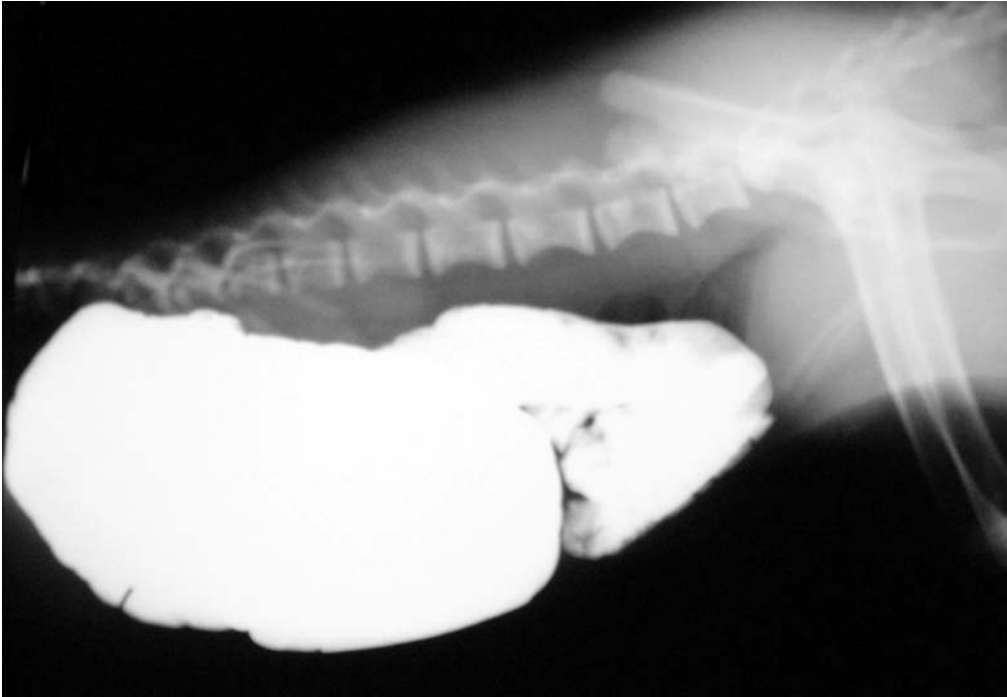
**Radiographies 46 et 47 : Transit baryté à T+3 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+3**



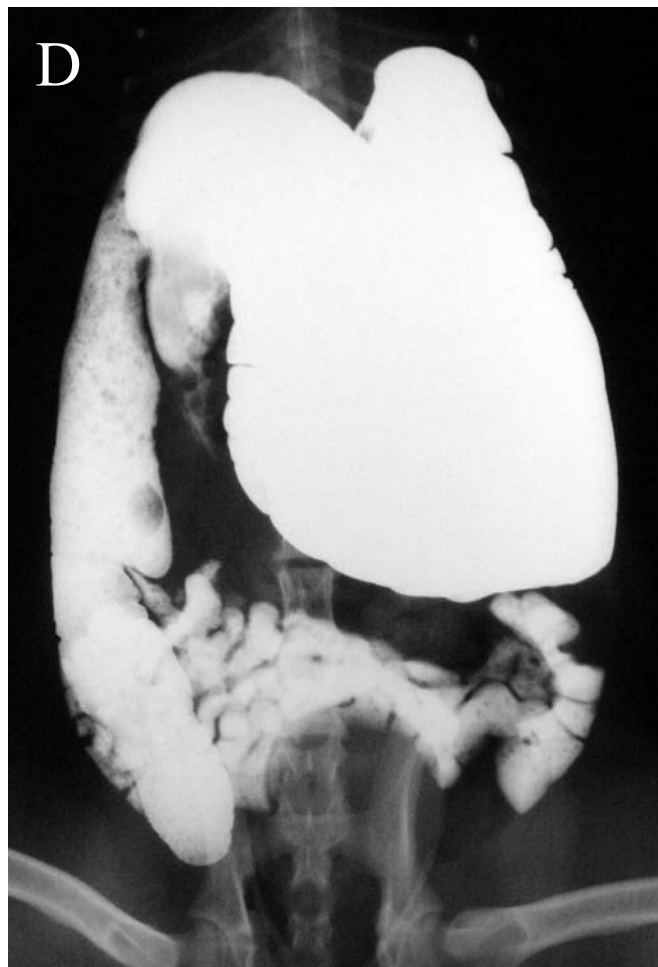
Abdomen, incidence ventrodorsale T+3



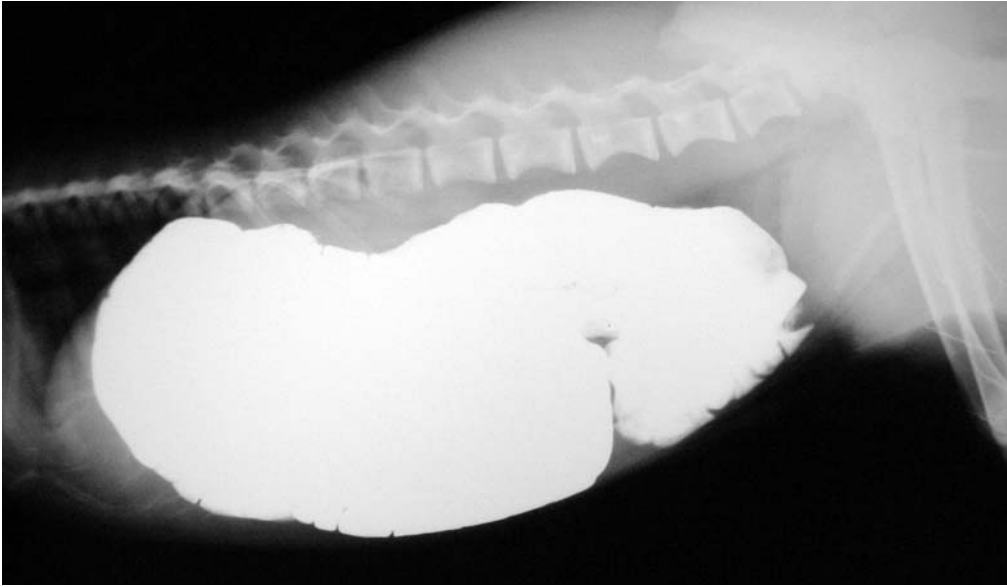
**Radiographies 48 et 49 : Transit baryté à T+5 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+5**



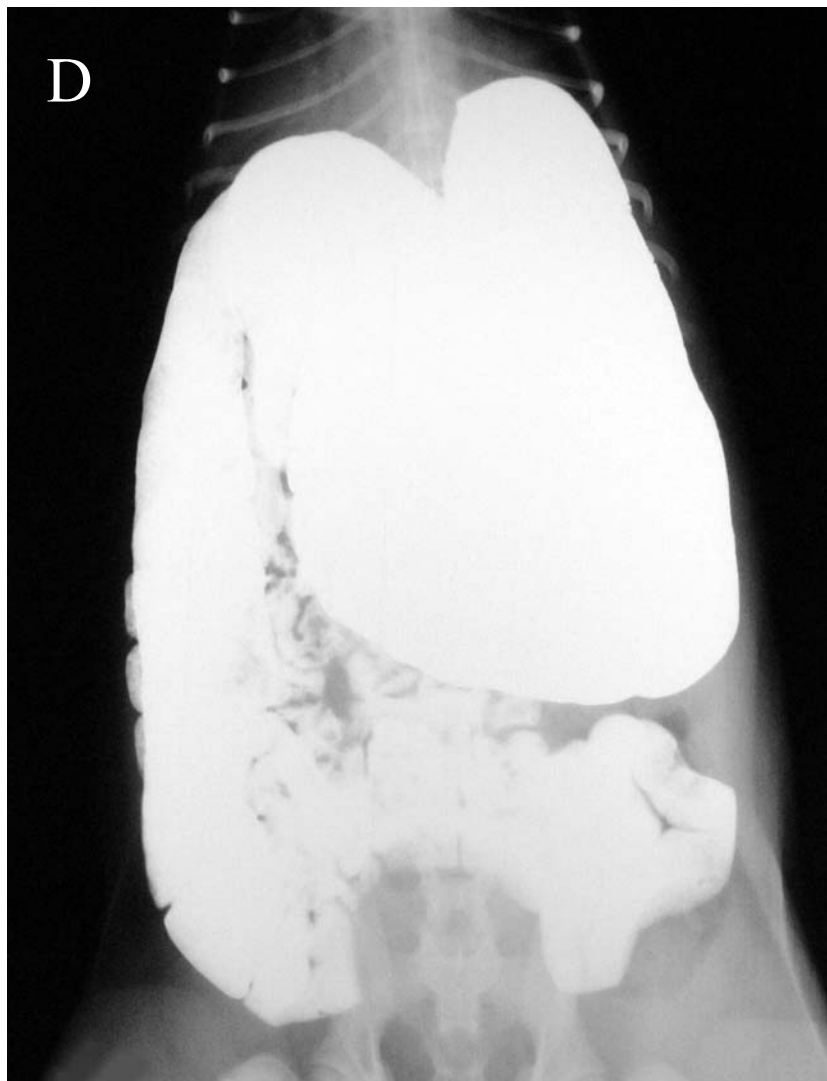
Abdomen, incidence ventrodorsale T+5



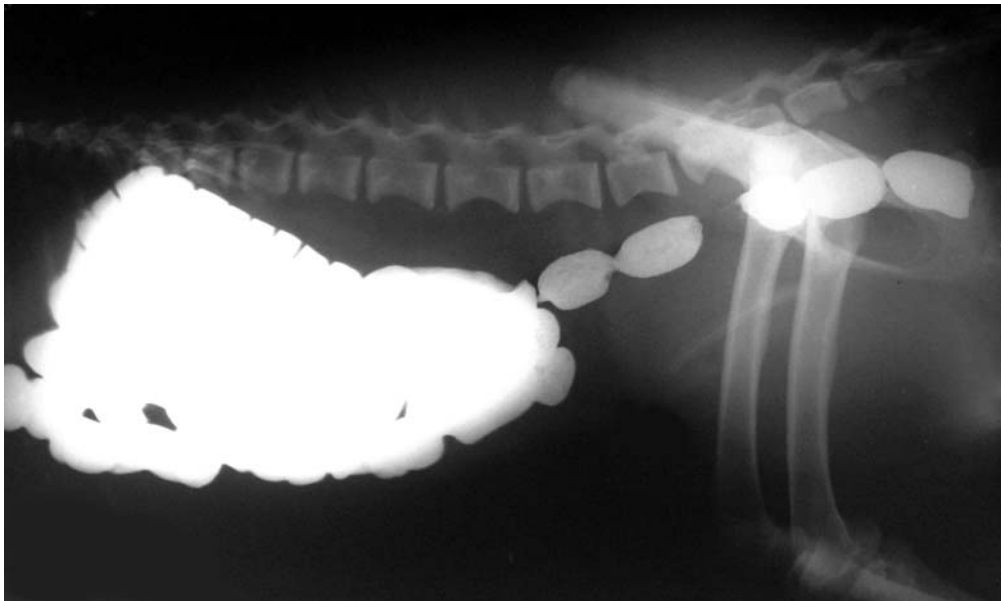
**Radiographies 50 et 51 : Transit baryté à T+7 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+7**



Abdomen, incidence ventrodorsale T+7



**Radiographies 52 et 53 : Transit baryté à T+24 (Clères : 60 kV ; 0,2 s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+24**



Abdomen, incidence ventrodorsale T+24



4.1.4. Commentaires

Les radiographies abdominales sans préparation sont difficiles à exploiter du fait de la présence de nourriture constamment dans l'estomac et d'un caecum de grande taille, on obtient un signe du gravier physiologique masquant les anses intestinales. Le transit baryté va nous permettre de localiser l'estomac, les anses intestinales et le caecum.

A T0 apparaît l'estomac de très grande taille, replié vers la droite, il occupe la moitié de la cavité abdominale. L'estomac n'étant pas complètement rempli, on peut distinguer le soulèvement de la muqueuse gastrique avec ses replis. L'estomac antérieur comme le postérieur se remplissent rapidement.

A T+1/4 heure, l'estomac est presque complètement rempli, on distingue déjà un début de vidange gastrique avec l'apparition de l'antrum pylorique. Les replis de la grande courbure ne sont encore que soulignés. Il y a peu d'évolution à T+1/2 heure.

A T+2 heures, l'estomac est complètement rempli, on distingue l'apparition du duodénum. Le produit paraît souligner le contenu digestif plus que la paroi, c'est l'inconvénient de l'absence de jeun.

A T+3 heures, des anses intestinales repliées apparaissent, cela correspondrait à l'arrivée du produit de contraste dans le jéjunum.

A T+5 heures, on distingue latéralement au duodénum, l'apparition d'une masse ovoïde oblongue correspondant au remplissage du caecum. Le marquage du duodénum s'affaiblit tandis que celui de l'estomac perdure fortement. Le marquage intestinal moule la partie crâniale de la vessie.

A T+7 heures, le remplissage du caecum augmente, il provoque des images de superposition avec les anses intestinales. Après 7 heures, le diagnostic d'une obstruction intestinale paraît difficile compte-tenu du remplissage du volumineux caecum.

A T+24 heures, l'estomac présente toujours un marquage tandis que l'intestin grêle est vidé. Cette cinétique rappelle le transit des Ruminants.

Finalement, l'interprétation d'un transit baryté chez un wallaby reste délicate et peu informative en comparaison avec la lourdeur technique de l'examen. En effet, l'estomac et le caecum volumineux incorporent beaucoup de produit de contraste et longuement, ce qui gêne l'interprétation du marquage intestinal. Notons que l'incidence de profil est peu exploitable vu la taille de l'estomac par rapport à l'incidence de face. D'autre part, la multiplication des manipulations est un facteur de risque pour l'apparition de myopathie de capture chez le wallaby. A la fin de la procédure, le wallaby avait effectivement des difficultés locomotrices notables qui n'étaient pas présentes auparavant. Une supplémentation en vitamine E a été effectuée. Il a également été isolé du groupe le temps de récupérer. En espérant que la cinétique soit répétable, il est donc important de cibler les radiographies pour limiter le nombre de manipulations : T0, T+1/2, T+2, T+3 et T+5 par exemple.

4.2. Urographie intraveineuse

4.2.1. Indications

La radiographie abdominale sans préparation étant principalement représentative de l'appareil digestif volumineux, elle n'apporte que peu de renseignement quant à l'appareil urinaire. Les reins sont difficilement visualisables derrière la masse gastrique. Les uretères ne sont pas visibles sans préparation. La vessie est visible lorsqu'elle est suffisamment remplie. L'essentiel des informations concernant la structure mais aussi le fonctionnement de cet appareil sera apporté par l'urographie intraveineuse.

En l'absence d'échographie disponible, l'urographie intraveineuse est un très bon moyen diagnostique de néphropathies, d'affections urétérales ou vésicales. Elle peut être complétée dans l'idéal par une cystographie rétrograde.

4.2.2. Protocole (Wallack, 2003 ; Maï, 2003)

La réalisation de radiographies sans préparation est là aussi un préalable obligatoire.

L'animal doit être correctement préparé pour optimiser la qualité des clichés : une diète hydrique et des lavements sont fortement conseillés. Cette préparation était encore une fois impossible sur les wallabies en semi-liberté du Parc de Clères.

L'état d'hydratation du wallaby doit impérativement être vérifié avant la procédure. La déshydratation constitue une contre-indication majeure à la réalisation d'une urographie intraveineuse : c'est un facteur favorisant les complications d'hypotension et d'insuffisance rénale aiguë parfois associées à l'injection du produit de contraste iodé. L'insuffisance rénale n'est pas une contre-indication stricte à la procédure tant que l'animal est bien hydraté. Dans ce cas précis, une plus grande quantité de produit de contraste sera nécessaire pour une bonne opacification des reins.

Les analyses d'urine (bandelette, culot, culture bactérienne) sont modifiées par cet examen, il convient donc d'attendre 24 heures avant de les réaliser.

La mise en place d'un cathéter permet d'une part l'injection du produit de contraste et éventuellement l'induction d'une anesthésie avec relais gazeux. Cette procédure étant relativement courte, une induction intramusculaire peut être suffisante et surtout plus pratique sur des wallabies difficiles à manipuler. Les protocoles à base de kétamine, associée soit à une benzodiazépine soit à un alpha2-agoniste sont recommandés dans la littérature. Notre wallaby de petit gabarit a été induit et maintenu au masque à isoflurane.

Le produit de contraste est iodé ionique : iothalamate de sodium et de méglumine (Télébrix®). Il est instantanément et presque exclusivement éliminé par voie rénale d'où le marquage rénal.

- Le passage dans les tubules rénaux proximaux après filtration glomérulaire permet d'opacifier le parenchyme rénal : c'est la phase de néphrogramme, visible normalement quelques secondes après l'injection.

- L'accumulation de produit de contraste dans le bassin rénal et ses diverticules puis dans les uretères constitue la phase du pyélogramme. La visualisation des uretères peut être améliorée par une compression de l'abdomen caudal, mais elle n'est pas toujours évidente sur des wallabies de grand gabarit.

- Enfin le produit de contraste atteint la vessie : c'est le cystogramme.



Photographie 12: Produit de contraste iodé utilisé au Parc de Clères (photographie personnelle)

En se basant sur les protocoles utilisés pour les carnivores domestiques (Wallack, 2003), la posologie recommandée est de 880 mgI/kg en bolus intraveineux rapide. Notre wallaby a reçu 30 ml de Télébrix (350 mgI/ml)® dans la veine jugulaire.

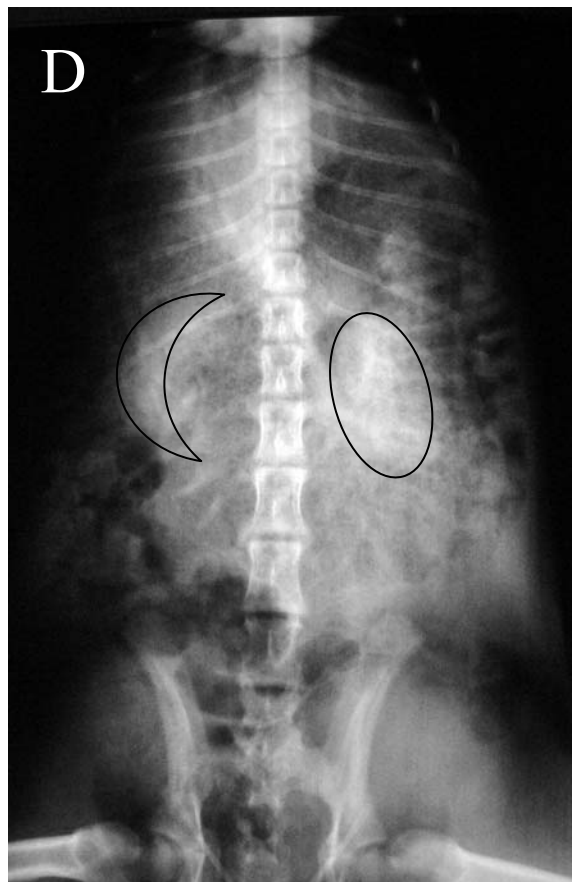
Des clichés en incidence ventrodorsale et latérale sont réalisés selon la séquence suivante : T0, T + 10 minutes, T + 20 minutes, T + 90 minutes.

4.2.3. Résultats

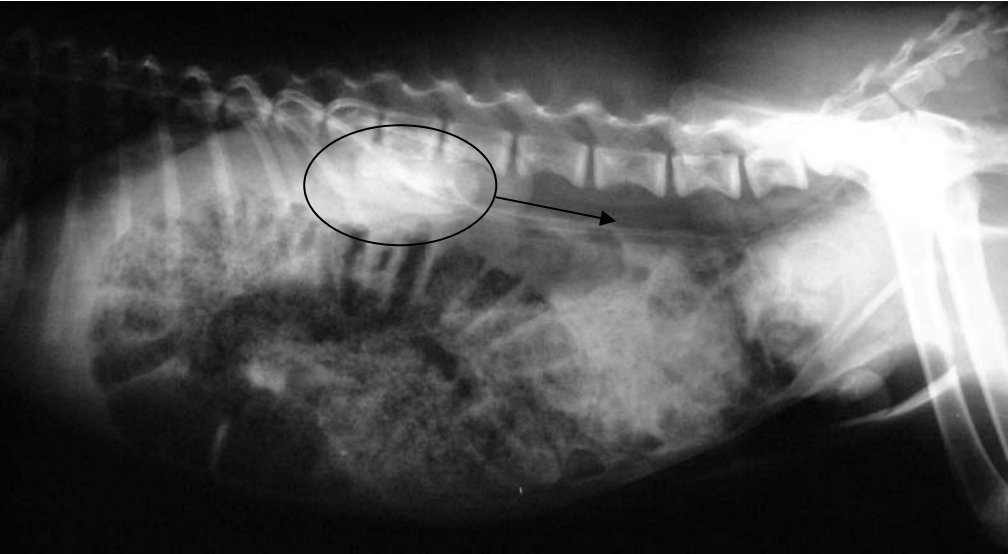
Radiographie 54 et 55 : Urographie intraveineuse à T0 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T0



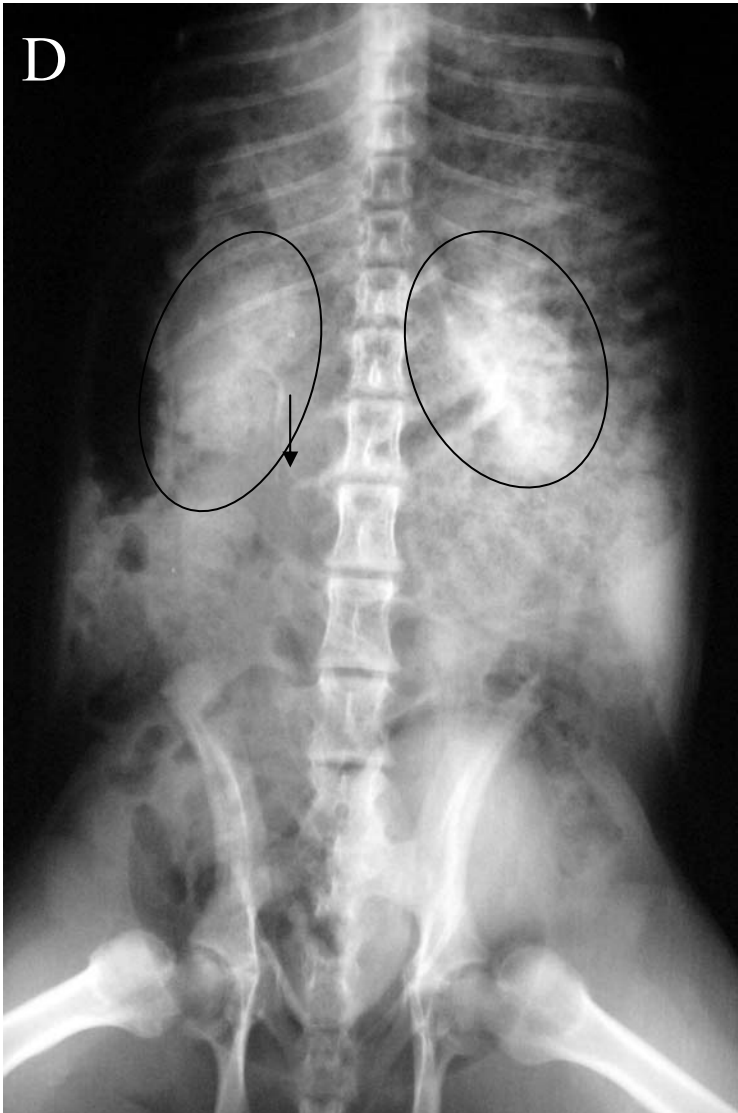
Abdomen, incidence ventro-dorsale T0



Radiographies 56 et 57 : Urographie intraveineuse à T+10 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+10



Abdomen, incidence ventro-dorsale T+10



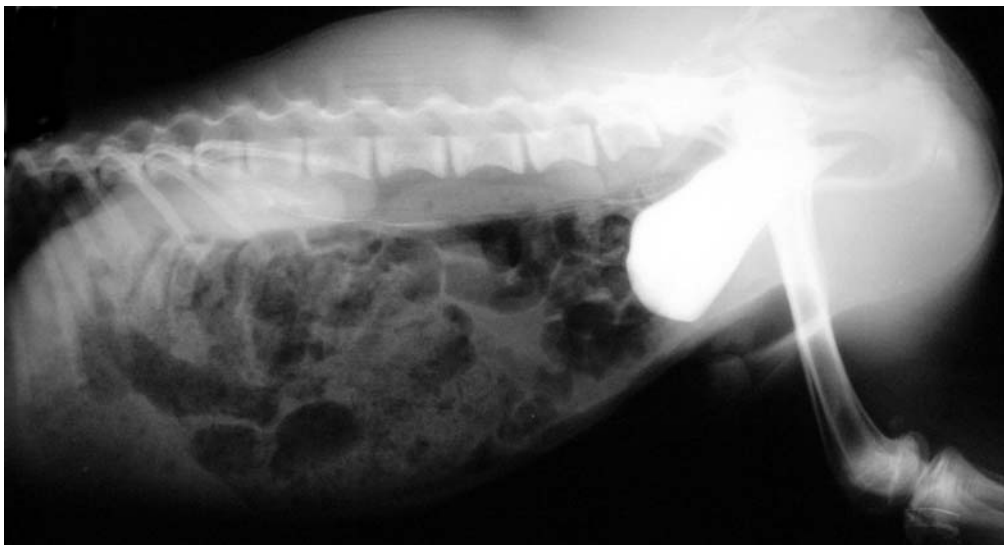
**Radiographies 58 et 59 : Urographie intraveineuse à T+20 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+20**



Abdomen, incidence ventro-dorsale T+20



**Radiographies 60 et 61 : Urographie intraveineuse à T+90 (Clères : 70 kV ; 0,2s ; 15 mA)
Abdomen, incidence latérale T+90**



Abdomen, incidence ventro-dorsale T+90



4.2.4. Commentaires

A T0, on observe déjà le néphrogramme : l'ensemble du parenchyme rénal est opacifié. On reconnaît aisément la forme en haricots des reins. Les reins sont en position sous-lombaire, le rein droit est légèrement plus crânial que le gauche. Notons également l'augmentation de densité de l'abdomen par rapport aux radiographies sans préparation, qui est due au passage sanguin du produit de contraste dans l'organisme.

A T+10, Le bassinet et le début de l'uretère sont opacifiés : il s'agit du pyélogramme. Le bassinet forme une image de « corne de vache » centrée sur le hile rénal médial. Les diverticules partent en étoile à partir du bassinet.

A T+20, on distingue très bien le contour muqueux lisse des uretères et la vessie commence à s'opacifier. Les uretères apparaissent comme de fins filets de produit de contraste se dirigeant caudalement vers la face dorsale de la vessie.

L'urographie intraveineuse permet facilement d'obtenir des informations sur la taille, la position et la forme des reins, des uretères et de la vessie. Elle donne également une idée du fonctionnement rénal. La procédure est courte et techniquement aisée, elle offre donc un intérêt diagnostique certain sans trop de risques inhérents à la manipulation de wallabies. Même rares, les complications sont importantes à retenir. La plus redoutée est l'hypotension compliquée d'une insuffisance rénale aiguë : le néphrogramme apparaît normalement mais n'est pas suivi d'un pyélogramme. Les voies alternatives d'élimination du produit de contraste sont alors marquées : foie, intestin grêle. Des chocs anaphylactiques ont également été rapportés chez les carnivores domestiques.

CONCLUSION

L'étude anatomique et plus largement biologique d'un Marsupial s'est révélée très intéressante, notamment en comparaison avec les Mammifères que l'on connaît mieux en Europe. Les Macropodidés représentent une Famille singulière car elle garde des particularités primitives mais elle présente également de nombreuses spécialisations adaptées à la vie australienne. Le Wallaby de Bennett est un exemple d'un animal évolué mais selon une autre stratégie que celle des Placentaires.

La réalisation de radiographie sur un animal sauvage demande une organisation précise et un protocole adapté au cliché souhaité et à l'animal lui-même. Nous avons essayé ici de proposer des pistes réalistes pour effectuer la plupart des radiographies nécessaires dans le cadre de soins à un wallaby : des pistes matérielles d'une part, pour l'exécution des clichés et anatomiques d'autre part, pour leur interprétation.

Souhaitons que cette étude radiographique de *Macropus rufogriseus* sera utilisable en pratique pour des vétérinaires spécialisés, en parc zoologique par exemple, et pour des vétérinaires praticiens qui voient cette espèce se développer même chez des particuliers.

Si le Wallaby s'installe hors de l'Australie comme un nouvel animal de compagnie, l'étude biologique et clinique de cet animal devra s'étoffer. Une étude échographique voire tomodensitométrie peut être proposée.

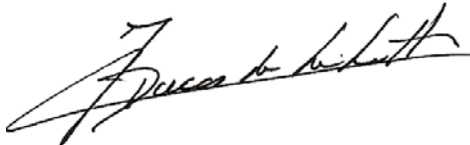
AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que
Mlle COMBES Anaïs
a été admis(e) sur concours en : 2001
a obtenu son certificat de fin de scolarité le : - **6 JUIL. 2006**
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

Je soussigné, J. DUCOS de LAHITTE, Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
autorise la soutenance de la thèse de :
Mlle COMBES Anaïs
intitulée :
Contribution à l'imagerie médicale du Wallaby de Bennet « *Macropus rufogriseus* »

**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE**



**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur Alexis VALENTIN**



**Vu le : 22 JUIN 2006
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Jean-Francois SAUTEREAU**



BIBLIOGRAPHIE

1. AUSTRALIAN MUSEUM (page consultée le 30/10/05)
Site Australian Museum Mammals (Sydney, Australie)
<http://amonline.net.au/mammals/gallery/index.htm>
(photos anatomie)
2. BALLENGER L. (page consultée le 10/11/05)
Site de l'Université du Michigan (USA), Animal Diversity Web (1999)
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Macropus_rufogriseus.html
3. BANDIN A.
Etude Comparative de l'Infestation Parasitaire de Cinq Espèces Mammifères en Parc Animalier
Th : Med. Vet. Lyon : 2004. 140 p.
4. BAUDINETTE R.V., SNYDER G.K., FRAPPELL P.B.
Energetic cost of locomotion in the tammar wallaby
Am J Physiol, 1992 May ; **262** (5 Pt 2) : R 771-8
5. BERGIN T.J.
Physiology
Husbandry
Chapter 36 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medicine, Second Edition
Philadelphia, USA : Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1986. 557-593
6. BEVERIDGE I.
Marsupial Parasitic Diseases
Chapter 26 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medicine, Current Therapy 3
Philadelphia, USA: Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1993. 288-293
7. BIENER C.
Etude de l'Epidémiologie des Nématodes de Kangourous (*Macropus giganteus*) en Australie
Th : Med. Vet. Toulouse : 2002. 87 p.
8. BLANDEN D.R., LEWIS P.R., FERRIER G.R.
Vaccination against Lumpy Jaw and Measurement of Antibody Response in Wallabies (*Macropus eugenii*)
Veterinary Record, 1987 ; **121** (3) : 60-62
9. BLTC RESEARCH (page consultée le 06/03/05)
Site de BLTC research (Brighton, UK)
<http://www.hedweb.com/animimag/wallabies.htm>
(*Macropus rufogriseus*)

10. BLYDE D.J.
Common Diseases and Treatments in Macropods
Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Saint Louis, 10-15 October 1993 ; 168-170

11. BLYDE D.J.
Management and Diseases of Macropods
Proceedings 233 of the T G Hungerford Refresher Course for Veterinarians, Western Plains Zoo, Dubbo NSW, 19-23 September 1994 ; 247-251
Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney

12. BLYDE D.J.
Respiratory Diseases, Diagnostics and Treatments of Marsupials
Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract., 2000 May ; **3** (2) : 497-512

13. BRAGA I.S., TANAKA S., OCHIAI K., ITAKURA C.
Suspected Nutritionnal Myopathy in Two Captive Bennett's Wallabies (*Macropus rufogriseus*)
Jpn J. Vet. Res., 1995 Sep ; **43** (2) : 99-103

14. BRAUN J.P.
Analyses sanguines rapides
Travaux dirigés de Biochimie-Biophysique, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2000

15. BOSZCZYK B.M., BOSZCZYK A.A., PUTZ R.
Comparative and Functional Anatomy of the Mammalian Lumbar Spine
Anat. Rec., 2001 Oct ; **264** (2) : 157-68

16. BRICK J.O., FRANKLIN J., WELLS J.
Bilateral Tibiotarsal Fracture in a Wallaby
J.A.V.M.A., 1970 Sep ; **157** (5) : 650

17. BURTON R., BURTON M., SCHAUENBERG P.
Le Royaume des Animaux, Encyclopédie Universelle des Animaux
Genève : 1974. volume 25, 4769-4968.

18. BUSH M., GRAVES J., O'BRIEN S.J., DE WILDI
Dissociative anesthesia in free-ranging male koalas and selected marsupials in captivity
Aus. Vet. J., 1990 Dec ; **67** (12) : 449-451

19. BUTTER R.
Bacterial Diseases
Chapter 36 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medecine, Second Edition
Philadelphia, USA : Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1986. 557-593

20. CAVAGNA G.A., HEGLUND N.C., TAYLOR R.

Mechanical work in terrestrial locomotion : two basic mechanisms for minimizing energy expenditure

Am J Physiol, 1977 Nov ; **233** (5) : R243-61

21. CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE (page consultée le 09/11/05)

Site du CNRS (France)

<http://www.cnrs.fr/cw/dossiers/doschim/imgArt/peau/derme01.html>

(coupe de peau)

22. CHRISTIAN P.

Macropods – Care, Feeding and Husbandry

In : *Australian wildlife : the John Keep Refresher Course for Veterinarians, 15-19 February 1988* : 543-559

Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney, 1988

23. CITES (page consultée le 15/03/07)

Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction ou Convention de Washington

www.cites.org/fra/index.shtml

24. COUTURIER L.

Chapitre IV : Radiographie du crâne

In : MAÏ W.

Guide Pratique de Radiographie Canine et Féline

Paris : Editions MED'COM, 2003. 350p.

25. CURLEWIS J.D., WHITE A.S., LOUDON A.S.I.

The Onset of Seasonal Quiescence in the Female Bennett's Wallaby (*Macropus rufogriseus rufogriseus*)

J. Reprod. Fert., 1987 May ; **80** (1) : 119-24

26. DEGERFELD M.M.

Personal Experiences in the Use of Zoletil® for Anaesthesia of the Red-Necked Wallaby (*Macropus rufogriseus*)

Vet. Res. Commun., 2005 Aug ; **29** (suppl 2) : 297-300

27. DONELEY B.

Hand-rearing Orphan Marsupials

Exotic DVM, 2002 ; **4** (3) : 79-82

28. ENGLAND G.C.W., KOCK R.A.

The Use of Two Mixtures of Ketamine and Xylazine to Immobilise Free Ranging Bennett's Wallabies

Veterinary Record, 1988 Jan ; **122** (1) : 11-14

29. FINNIE E.P.

Anatomy

Reproduction

Chapter 36 : Monotremes and Marsupials

- In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medicine, Second Edition
Philadelphia, USA : Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1986. 557-593
30. FLOCHER G.
Reproduction du Grand Kangourou Rouge (*Megaleia rufa*)
Th : Med. Vet. Toulouse : 1975, n°31. 53 p.
31. FRANCOIS Y.
Marsupiaux, 10 p.
In : *Encyclopaedia universalis*, CDrom version 9, 2000
32. GRASSE P.
Traité de Zoologie : Anatomie, Systématique, Biologie
Mammifères : Téguments, Squelette
Paris : Ed. Masson et Cie, 1967. Tome XVI, Premier Fascicule : 1162 p.
33. GRASSE P.
Traité de Zoologie : Anatomie, Systématique, Biologie
Mammifères : Musculature
Paris : Ed. Masson et Cie, 1968. Tome XVI, Fascicule II : 870 p.
34. GRASSE P.
Traité de Zoologie : Anatomie, Systématique, Biologie
Mammifères : Musculature des Membres, Musculature Peaucière, Musculature des Monotrèmes, Arthrologie
Paris : Ed. Masson et Cie, 1971. Tome XVI, Fascicule III : 1209 p.
35. GRASSE P.
Traité de Zoologie : Anatomie, Systématique, Biologie
Mammifères : Splanchnologie
Paris : Ed. Masson et Cie, 1973. Tome XVI, Fascicule V, Volume I : 1063 p.
36. GRASSE P.
Traité de Zoologie : Anatomie, Systématique, Biologie
Mammifères : Les Ordres : Anatomie, Ethologie, Systématique
Paris : Ed. Masson et Cie, 1955. Tome XVII, Premier Fascicule : 1170 p.
37. GUILLERY R.W., JEFFERY G., SAUNDERS N.
Visual Abnormalities in Albino Wallabies : A Brief Note
J. Comp. Neurol., 1999 Jan ; **403** (1) : 33-8
38. GULLAND F., LEWIS J., KOCK R.A., KIRKWOOD J.K.
Vaccination against Lumpy Jaw in Wallabies
Veterinary Record, 1987 ; **121** (13) : 311
39. HARTLEY M.P., SANDERSON S.
Use of Antibiotic Impregnated Polymethylmethacrylate Beads for the Treatment of Chronic Mandibular Osteomyelitis in a Bennett's Wallaby (*Macropus rufogriseus rufogriseus*)
Aus. Vet. J., 2003 Dec ; **81** (12) : 742-4

40. HAWKEY C.M., ASHTON D.G., HART M.G., CINDERY R.N., JONES D.M.
Haematological Findings in Red-necked Wallabies (*Protemnodon rufogrisea*) with
Necrobacillosis
Research in Veterinary Science, 1982 ; **33** (3) : 290-294
41. HEARD D.J.
Principles and Techniques of Anesthesia and Analgesia for Exotic Practice
Veterinary Clinics of North America : Small Animal Practice, 1993 ; **23** (6) : 1301-1328
42. HIME J.M., JONES D.M.
Bone Tuberculosis in Wallabies (*Protemnodon rufogrisea frutica*)
J. Small Anim. Pract., 1972 ; **13** (2) : 91-96
43. HOLLADAY S.D., SMITH B.J., SMALLWOOD J.E., HUDSON L.C.
Absence of an Osseous Patella and Other Observations in *Macropodidae* Stifle
Anat. Rec., 1990 Jan ; **226** (1) : 112-4
44. HOLZ P.
Immobilization of Marsupials with Tiletamine and Zolazepam
Journal of Zoo and Wildlife Medecine, 1992 ; **23** (4) : 426-428
45. HOLZ P., BARNETT J.E.F
Long-acting Tranquilizers : their Use as a Management Tool in the Confinement of Free-
ranging Red-necked Wallabies (*Macropus rufogriseus*)
Journal of Zoo and Wildlife Medecine, 1996 ; **27** (1) : 54-60
46. HOPWOOD P.R.
An Investigation of the Topography of the Lymphatic System of the Grey Kangaroo
(*Macropus giganteus*). 1. The Superficial Lymphatic System
J. Anat., 1988 Apr ; **157** : 181-95
47. HUME I.D.
Digestive function in Marsupials and Monotremes
In : *Australian wildlife : the John Keep Refresher Course for Veterinarians, 15-19 February
1988* : 566-570
John Keep Refresher Course for Veterinarians (1988 : University of Sydney)
Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney, 1988
48. HUME I.D.
Nutrition and Feeding of Monotremes and Marsupials
Chapter 36 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medecine, Second Edition
Philadelphia, USA : Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1986. 557-593
49. HUME I.D., BARBOZA P.S.
Designing Artificial Diets for Captive Marsupials
Chapter 26 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.

Zoo & Wild Animal Medicine, Current Therapy 3
Philadelphia, USA: Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1993. 281-288

50. JAKOB-HOFF R.M.
Diseases of Free-Living Marsupials
Chapter 26 : Monotremes and Marsupials
In : FOWLER M.E.
Zoo & Wild Animal Medicine, Current Therapy 3
Philadelphia, USA: Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1993. 276-281

51. JOHNSON-DELANEY C.A.
Therapeutics of Companion Exotic Marsupials
Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract., 2000 Jan ; **3** (1) : 173-181

52. JOHNSON-DELANEY C.A.
Medical Problems of Pet Wallabies
Exotic Pet Practice, 2000 ; **5** (12) : 89-90, 92

53. JULIER-BERTHET C.
Les Kangourous : Genres *Macropus* et *Wallabia*
Th : Med. Vet. Créteil : 1993. 417 p.

54. KANEKO J.J.
Clinical Biochemistry of Domestic Animals (5th edition)
New York, Academic Press, 1997

55. KEANE C., TAYLOR M.R.H., WILSON P., SMITH L., CUNNINGHAM B., DEVINE P., ENGLISH L.F.
Bacteroides ruminicola as a possible cause of “Lumpy Jaw” in Bennett’s Wallabies
Veterinary Microbiology, 1977 ; **2** (2) : 179-183

56. KEEP J.M.
Notes on the Field Capture of the Agile Wallaby (*Macropus agilis*)
Aus. Vet. J., 1973 Aug ; **49** (8) : 385-7

57. KENNEDY S., MONTALI R.J., JAMES A.E., BUSH M.
Bone Lesions in Three Tree Kangaroos
J. Am. Vet. Med. Assoc., 1978 Nov 1 ; **173** (9) : 1094-8

58. LEGIFRANCE (page consultée le 15/03/07)
Service public de la diffusion du droit. Mots clefs : protection de la faune sauvage
www.legifrance.gouv.fr

59. LESTER K.S., BOYDE A., GILKESON C., ARCHER M.
Marsupial and Monotreme Enamel Structure
Scanning Microscopy, 1987 ; **1** (1) : 401-420

60. LEWIS J.C.M., FITZGERALD A.J., GULLAND F.M.D., HAWKEY C.M., KERTESZ P., KIRKWOOD J.K., KOCK R.A.
Observations on the Treatment of Necrobacillosis in Wallabies

British Veterinary Journal, 1989 ; **145** (4) : 394-396

61. LOUDON A.S.I., CURLEWIS J.D.

Evidence that the Seasonally Breeding Bennett's Wallaby (*Macropus rufogriseus rufogriseus*) does not exhibit Short-day Photorefractoriness

J. Reprod. Fert., 1989 Nov ; **87** (2) : 641-8

62. MAÏ W.

Guide Pratique de Radiographie Canine et Féline

Paris : Editions MED'COM, 2003. 350p.

63. MAUTHE VON DEGERFELD M.

Personal Experiences in the Use of Zoletil® for Anaesthesia of the Red-Necked Wallaby (*Macropus rufogriseus*)

Veterinary Research Communications, 2005 ; **29** (suppl. 2) : 297-300

64. MC PHERSON C. (page consultée le 06/03/05)

Site de Caroline McPherson (Australie), 2003

<http://www.napak.com/wallabies.html>

65. MONNEREAU L.

Ostéologie des Mammifères Domestiques

Cours d'Anatomie de 2^{ème} année, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2002

66. MYERS P. (page consultée le 06/03/05)

Site de l'Université du Michigan (USA), Animal Diversity Web (Museum of Zoology, 2001)

<http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Macropodidae.html>

67. OLIPHANT J.C., PARSONS R., SMITH G.R.

Aetiological Agents of Necrobacillosis in Captive Wallabies

Research in Veterinary Science, 1984 ; **36** (3) : 382-384

68. OLIVET-COURTOIS F., LECU A.

Nutrition du Wallaby

In : BLANCHARD G.

Nutrition Clinique des Carnivores Domestiques et de Quelques N.A.C., 2^{ème} partie

La Dépêche Vétérinaire, Supplément technique, 2003, n°**83** : 33-35

69. PYE G.W.

Marsupial, Insectivore and Chiropteran Anesthesia

Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract., 2001 Jan ; **4** (1) : 211-237 viii

70. REILLY S.M., WHITE T.D.

Hypaxial Motor Patterns and the Function of Epipubic Bones in Primitive Mammals

Science, 2003 Jan ; **299** (5605) : 400-2

71. REMEDIOS A.M., SANDERS S., FOWLER J.D., WHELER C.

Microvascular Reconstruction of a Facial Defect in a Red-necked Wallaby (*Macropus rufogriseus*)

Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 1996 ; **27** (1) : 115-120

72. RENFREE M.B.
Reproduction
In : *Australian wildlife : the John Keep Refresher Course for Veterinarians, 15-19 February 1988* : 543-559
John Keep Refresher Course for Veterinarians (1988 : University of Sydney)
Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney, 1988
73. RICHARDSON K.C., GRANDAGE J., ROBINSON W.F.
Radiological Signs of Strongylosis in Tammar Wallabies
Aus. Vet. J., 1987 ; **64** (3) : 86-87
74. RICHARDSON K.C., CULLEN L.K.
Anesthesia of Small Kangaroos
J. Am. Vet. Med. Assoc., 1981 Dec 1 ; **179** (11) : 1162-5
75. RIVAL F.
Guide de Réglementation Nationale sur la Faune Sauvage Captive – Arrêtés d’août 2004-
VIRBAC, 2006.
76. SAMUEL J.
Peculiarities of Marsupials
In : *Australian wildlife : the John Keep Refresher Course for Veterinarians, 15-19 February 1988* : 50-52
John Keep Refresher Course for Veterinarians (1988 : University of Sydney)
Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney, 1988
77. SHIMA A.L., McCracken H., BOOTH R., LYNCH M.J.
Use of Tiletamine-Zolazepam in the Immobilization of Marsupials
Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Saint Louis, 10-15 October 1993 : 171-174
78. SKULLS UNLIMITED INTERNATIONAL (page consultée le 30/10/05)
Site de Skulls Unlimited International (Oklahoma city, Oklahoma, USA)
http://www.skullsunlimited.com/Wallaby_Skull.html
(crâne de *Macropus* sp.)
79. SMITH M.J.
Morphological Observations on the Diapausing Blastocyst of Some Macropodid Marsupials
J. Reprod. Fert., 1981 Mar ; **61** (2) : 483-6
80. SMITH G.R., TURNER A., CINDERREY R.
Susceptibility of Wallabies to *Fusobacterium necrophorum*
Veterinary Record, 1986 ; **118** (25) : 691-693
81. SPRATT D.M., PRESIDENTE P.J.
Prevalence of *Fasciola hepatica* Infection in Native Mammals in Southeastern Australia
Aus. J. Exp. Biol. Med. Sci., 1981 Dec ; **59** (Pt 6) : 713-21
82. STAMBOULI F.

Tableau de constantes d'exposition.

Travaux pratiques T1 pro. Imagerie médicale. ENVA. Février 2004

83. STAMBOULI F.

Radioprotection et exercice libéral vétérinaire.

Conférence d'internat. Imagerie médicale. ENVA. Septembre 2006

84. SUEDEMEYER W.K., CATTS E.P., GREINER E.

Cuterebra Myasis in a Group of Red Kangaroos (*Megaleia rufa*), a Bennett's Wallaby (*Macropus rufogriseus fruticus*) and a Gunther's Dik Dik (*Maloqua Guentheri Smithi*)
Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 2000 Mar ; **31** (1) : 124-8

85. TRIBE A.

Anaesthesia

In : *Australian wildlife : the John Keep Refresher Course for Veterinarians, 15-19 February 1988* : 793-795

John Keep Refresher Course for Veterinarians (1988 : University of Sydney)

Sydney : Post Graduate Committee in Veterinary Science, University of Sydney, 1988

86. TROUT E. (page consultée le 30/10/05)

Site du Ellen Trout Zoo (Lufkin, Texas, USA)

<http://www.ellentrouzoo.com/index.htm> :

87. VERWAERDE P., ESTRADE C.

Vade-mecum d'anesthésie des Carnivores domestiques

Paris, France : Editions Med'com, 2005. 190-224

88. WALKER M.T., GEMMEL R.T.

Organogenesis of the Pituitary, Adrenal, and Lung at Birth in the Wallaby, *Macropus rufogriseus*

Am. J. Anat., 1983 Nov ; **168** (3) : 331-44

89. WALLACH J.D., BOEVER W.J.

Chapter 10 : Marsupialia and Monotremes

Diseases of Exotic Animals, Medical and Surgical Management, 1st edition

Philadelphia, USA : Ed. Fowler M.E. W.B. Saunders Company, 1983. 575-611

90. WALLACK S.T.

The Handbook of Veterinary Contrast Radiography

Solana Beach, USA : San Diego Veterinary Imaging, Inc., 2003

91. YAHOO! GEOCITIES (page consultée le 06/03/05)

Site Australian Wildlife, Bunya Mountains National Park (Queensland, Australie)

<http://www.geocities.com/ozwildlife/redneckedwallaby.html>

(couleur du pelage et répartition australie)

|

|

ANNEXES

Annexe 1 : Extrait de l'Arrêté du 10 août 2004 fixant les règles générales de fonctionnement des installations d'élevage d'agrément d'animaux d'espèces non domestiques

Art. 1^{er}. – Un élevage d'animaux d'espèces non domestiques constitue un établissement d'élevage d'animaux d'espèces non domestiques soumis aux articles L. 413-2 et L. 413-3 du code de l'environnement s'il présente l'une au moins des caractéristiques suivantes :

– l'élevage porte sur des animaux d'espèces ou groupes d'espèces inscrits à l'annexe 2 du présent arrêté ;

– l'élevage est pratiqué dans un but lucratif, et notamment :

– la reproduction d'animaux a pour objectif la production habituelle de spécimens destinés à la vente ;

ou

– le nombre de spécimens cédés à titre gratuit ou onéreux au cours d'une année excède le nombre de spécimens produits.

– le nombre d'animaux hébergés excède les effectifs maximum fixés en annexe A du présent arrêté.

A N N E X E 1 (extrait)

À L'ARRÊTÉ FIXANT LES RÈGLES GÉNÉRALES DE FONCTIONNEMENT
DES INSTALLATIONS D'ÉLEVAGE D'AGRÉMENT D'ANIMAUX D'ESPÈCES NON DOMESTIQUES

Liste des espèces non domestiques dont la détention est soumise à autorisation préfectorale et dont le marquage est obligatoire, au sein des élevages d'agrément

(Pour les mammifères, la taxonomie de référence est celle de Wilson et Reeder :

Mammal species of the world, édition de 1993)

(Pour les oiseaux, la taxonomie de référence est celle de Howard et Moore :

A complete checklist of the birds of the world, édition de 1980)

Les signes (*) et (**) (***) renvoient aux précisions figurant à la fin de la présente annexe.

ESPÈCES SOUMISES À AUTORISATION PRÉFECTORALE DE DÉTENTION
et dont le marquage des spécimens est obligatoire, au sein des élevages d'agrément

Mammifères

Diprotodontes. *Macropus rufogriseus*. Wallaby de Benett.

Primates. *Cebus* spp. Capucins, Sajous.

Carnivores. Mustelidés spp. (*) (**). Hermines, putois, belettes, martres, visons, loutres, blaireaux, moufettes, gloutons, zorilles.

Artiodactyles. *Dama dama*. Daim.

A N N E X E 2 (extrait)

À L'ARRÊTÉ FIXANT LES RÈGLES GÉNÉRALES DE FONCTIONNEMENT
DES INSTALLATIONS D'ÉLEVAGE D'AGRÉMENT D'ANIMAUX D'ESPÈCES NON DOMESTIQUES

Liste des espèces non domestiques dont la détention ne peut être autorisée, sauf dérogation accordée pour certaines à titre transitoire, qu'au sein d'un établissement d'élevage ou de présentation au public

d'animaux d'espèces non domestiques autorisé conformément aux articles L. 413-2 et L. 413-3 du code de l'environnement à détenir des animaux de l'espèce considérée

25 septembre 2004 JOURNAL OFFICIEL DE LA RÉPUBLIQUE FRANÇAISE Texte 26 sur 83

(Pour les mammifères, la taxonomie de référence est celle de Wilson et Reeder : *Mammal species of the world*, édition de 1993)

(Pour les oiseaux, la taxonomie de référence est celle de Howard et Moore : *A complete checklist of the birds of the world*, édition de 1980)

ESPÈCES DONT LA DÉTENTION NE PEUT ÊTRE AUTORISÉE, sauf dérogation accordée pour certaines à titre transitoire, qu'au sein d'un établissement d'élevage ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques autorisé conformément aux articles L. 413-2 et L. 413-3 du code de l'environnement à détenir des animaux de l'espèce considérée

– Toutes les espèces reprises à l'annexe A du règlement du Conseil des Communautés européennes no 338/97 du 9 décembre 1996 modifié relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce, à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté.

– Toutes les espèces figurant sur les listes établies pour l'application des articles L. 411-1 et L. 411-2 du code de l'environnement (*), à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté.

– Toutes les espèces considérées comme dangereuses au sens de l'arrêté du 21 novembre 1997 définissant deux catégories d'établissements autres que les établissements d'élevage, de vente et de transit des espèces de gibier dont la chasse est autorisée, détenant des animaux d'espèces non domestiques, à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté et des espèces figurant au (**) de la présente annexe.

– Toutes les espèces suivantes :

Mammifères

Monotrèmes. Tachyglossidés spp. Echidnés.
Ornithorhynchidés spp. Ornithorhynques.
Didelphimorphes. Didelphidés spp. Opossums.
Paucituberculés. Caenolestidés spp. Opossums rats.
Microbiothères. Microbiothériidés spp. Monitos del monte ou colocolos.
Dasyuromorphes. Dasyuridés spp. Souris et rats marsupiaux, dasyures.
Thylacinidés spp. Loup marsupial.
Myrmécobiidés spp. Numbat ou fourmilier marsupial.
Péraméléomorphes. Péramélidés spp. Bandicoots.
Péroryctidés spp. Bandicoots.
Notoryctémorphes. Notoryctidés spp. Taupes marsupiales.
Diprotodontes. Phascolarctidés spp. Koala.
Vombatidés spp. Wombats.
Phalangéridés spp. Phalangers.
Potoroidés spp. Kangourous rats.
Macropodidés spp., à l'exception de *Macropus rufogriseus*.
Kangourous, wallabys.
Burramyidés spp. Possum pygmé de montagne.
Pseudochéiridés spp. Phalangers.
Petauridés spp. Phalangers volants.
Tarsipédidés spp. Possum méliophage.
Acrobatidés spp. Possums volants pygmés.

Annexe 2 : Extrait de l'Arrêté du 10 août 2004 fixant les conditions d'autorisation de détention d'animaux de certaines espèces non domestiques dans les établissements d'élevage, de vente, de location, de transit ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques

A N N E X E 2 (extrait)

À L'ARRÊTÉ FIXANT LES CONDITIONS D'AUTORISATION DE DÉTENTION D'ANIMAUX DE CERTAINES ESPÈCES NON DOMESTIQUES DANS LES ÉTABLISSEMENTS D'ÉLEVAGE, DE VENTE, DE LOCATION, DE TRANSIT OU DE PRÉSENTATION AU PUBLIC D'ANIMAUX D'ESPÈCES NON DOMESTIQUES

Liste des espèces non domestiques dont la détention ne peut être autorisée, avec obligation de marquage ou non, qu'au sein d'un établissement d'élevage ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques autorisé conformément aux articles L. 413-2 et L. 413-3 du code de l'environnement à détenir des animaux de l'espèce considérée

(Pour les mammifères, la taxonomie de référence est celle de Wilson et Reeder :

Mammal species of the world, édition de 1993)

(Pour les oiseaux, la taxonomie de référence est celle de Howard et Moore :

A complete checklist of the birds of the world, édition de 1980)

ESPÈCES DONT LA DÉTENTION NE PEUT ÊTRE AUTORISÉE, avec obligation de marquage ou non, qu'au sein d'un établissement d'élevage ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques autorisé conformément aux articles L. 413-2 et L. 413-3 du code de l'environnement à détenir des animaux de l'espèce considérée

1. Toutes les espèces reprises à l'annexe A du règlement du Conseil des Communautés européennes no 338/97 du 9 décembre 1996 modifié relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages

par le contrôle de leur commerce, à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté (tous les animaux de ces espèces doivent être marqués si l'annexe A au présent arrêté définit un ou plusieurs procédés de marquage autorisés pour l'espèce considérée).

2. Toutes les espèces figurant sur les listes établies pour l'application des articles L. 411-1 et L. 411-2 du

code de l'environnement (*), à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté (tous les

animaux de ces espèces doivent être marqués si l'annexe A au présent arrêté définit un ou plusieurs procédés de marquage autorisés pour l'espèce considérée).

3. Toutes les espèces considérées comme dangereuses au sens de l'arrêté du 21 novembre 1997 définissant deux catégories d'établissements autres que les établissements d'élevage, de vente et de transit des espèces de gibier dont la chasse est autorisée, détenant des animaux d'espèces non domestiques, à l'exception des espèces inscrites en annexe 1 au présent arrêté et des espèces figurant

au (**) de la présente annexe (sans obligation de marquage si ces espèces ne sont pas reprises aux points 1 ou 2 ci-dessus).

4. Toutes les espèces suivantes non reprises aux points 1, 2 et 3 ci-dessus, sans obligation de marquage :

Mammifères

Monotrèmes. Tachyglossidés spp.. Echidnés.
Ornithorhynchidés spp. Ornithorhynques.
Didelphimorphes. Didelphidés spp. Opossums.
Paucituberculés. Caenolestidés spp. Opossums rats.
Microbiothères. Microbiothériidés spp. Monitos del monte ou colocolos.
Dasyuomorphes. Dasyuridés spp. Souris et rats marsupiaux, dasyures.
Thylacinidés spp. Loup marsupial.
Myrmécobiidés spp. Numbat ou fourmilier marsupial.
Péraméléomorphes. Péramélidés spp. Bandicoots.
Péroryctidés spp. Bandicoots.
Notoryctémorphes. Notoryctidés spp. Taupes marsupiales.
Diprotodontes. Phascolarctidés spp. Koala.
Vombatidés spp. Wombats.

30 septembre 2004 JOURNAL OFFICIEL DE LA RÉPUBLIQUE FRANÇAISE Texte 36 sur 91

ESPÈCES DONT LA DÉTENTION NE PEUT ÊTRE AUTORISÉE,
avec obligation de marquage ou non, qu'au sein d'un établissement d'élevage ou de présentation au
public d'animaux d'espèces non domestiques autorisé conformément aux articles L. 413-2 et
L. 413-3 du code de l'environnement à détenir des animaux de l'espèce considérée

Phalangéridés spp. Phalangers.
Potoroidés spp. Kangourous rats.
Macropodidés spp, à l'exception de *Macropus rufogriseus*. (***)
Kangourous, wallabys.
Burramyidés spp. Possum pygmé de montagne.
Pseudochéiridés spp. Phalangers.
Petauridés spp. Phalangers volants.
Tarsipéidés spp. Possum méliophage.
Acrobatidés spp. Possums volants pygmés.

Toulouse, 2007

NOM : COMBES

Prénom : Anaïs

TITRE : CONTRIBUTION A L'IMAGERIE MEDICALE DU WALLABY DE BENNETT (*MACROPUS RUFGRISEUS*)

RESUME :

Si le Wallaby de Bennett est souvent exposé dans les zoos en Europe, il devient également un nouvel animal de compagnie assez méconnu. Il est apparu intéressant de fournir un atlas radiographique de *Macropus rufogriseus*, utilisable par un vétérinaire praticien. L'étude zoologique de *Macropus rufogriseus* révèle des caractères primitifs comme des caractères spécialisés. Ce Marsupial présente une stratégie d'évolution dans la Classe des Mammifères parallèle à celle des Placentaires. L'étude anatomique de *Macropus rufogriseus* s'attache aux particularités des *Macropodidae* afin que le praticien soit averti des particularités de cet animal par rapport aux espèces domestiques. L'étude radiographique décrit la contention et la technique radiographique et propose des radiographies de référence pour des consultations de Wallaby de Bennett. Grâce à la relative homogénéité anatomique des *Macropodidae*, cet atlas pourrait servir de référence pour d'autres espèces de kangourous.

MOTS-CLES : WALLABY DE BENNETT - *MACROPUS RUFGRISEUS* - IMAGERIE MEDICALE - KANGOUROU

ENGLISH TITLE : CONTRIBUTION TO THE BENNETT'S WALLABY (*MACROPUS RUFGRISEUS*) RADIOGRAPHY

ABSTRACT :

Although the Bennett's Wallaby is commonly exposed in zoological parks, it becomes also a new exotic pet. It appeared interesting to provide a radiographic atlas of *Macropus rufogriseus*, useful by veterinary surgeons. The zoological study of *Macropus rufogriseus* reveals some primitive and some highly specialized particularities. This Marsupial presents a strategy of evolution in the Class of the Mammals which is distinguished from that of the Placental ones. The anatomical study of *Macropus rufogriseus* shows the characteristics of the Family of *Macropodidae* so that the veterinarian knows differences of this animal compared to domestic animals. The radiographic study describes restraint and radiographic technique and normal X-rays to which it will be possible to refer at the time of consultations of Bennett's Wallabies. Being given the relative anatomical homogeneity of *Macropodidae*, this atlas may possibly be used as a X-rays basis for other species of kangaroos.

KEYWORDS : BENETT'S WALLABY - *MACROPUS RUFGRISEUS* - RADIOGRAPHY - KANGAROO