

ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE D'ALFORT

Année 2004



**LES URGENCES CHEZ LE LAPIN
ET LES RONGEURS DE COMPAGNIE**

THÈSE

pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

Le

par

Sandrine COMBARET

Née le 18 juillet 1978 à Brétigny-sur-Orge (Essonne)

JURY

Président : M.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : M. Bruno POLACK

Maître de conférences à l'ENVA

Assesseur : M. Pascal ARNÉ

Maître de conférences à l'ENVA

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur COTARD Jean-Pierre

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs PARODI André-Laurent, PILET Charles

Professeurs honoraires : MM. BORDET Roger, BUSSIERAS Jean, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques, THERET Marcel

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (NSBP)

Chef du département : M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur - Adjoint : M. DEGUEURCE Christophe, Professeur

-UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES

Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur*
M. DEGUEURCE Christophe, Professeur
Mlle ROBERT Céline, Maître de conférences
M. CHATEAU Henri, AERC

- UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE

M. CRESPEAU François, Professeur*
M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur
Mme BERNEX Florence, Maître de conférences
Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences

-UNITE DE PATHOLOGIE GÉNÉRALE, MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE

Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur*
M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur
Mme VIALE Anne-Claire, Maître de conférences

- FONTE DE VIROLOGIE

M. ELOIT Marc, Professeur*
Mme ALCON Sophie, Maître de conférences contractuel

-UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE

M. BRUGERE Henri, Professeur*
Mme COMBRISON Hélène, Professeur
M. TIRET Laurent, Maître de conférences

-DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

M. MOUTHON Gilbert, Professeur

-DISCIPLINE : BIOLOGIE MOLECULAIRE

Mme ABITBOU Marie, Maître de conférences contractuel

-UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE

Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur*
Mme HUYNH-DELERME, Maître de conférences contractuel
M. FISSIER Renaud, Maître de conférences

-DISCIPLINE : ETHOLOGIE

M. DEPUTTE Bertrand, Professeur

-UNITE DE BIOCHIMIE

M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences*
M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences

-DISCIPLINE : ANGLAIS

Mme CONAN Muriel, Ingénieur, Professeur agrégé certifié

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département : M. FAYOLLE Pascal, Professeur - Adjoint : M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur

-UNITE DE MEDECINE

M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur
M. CLERC Bernard, Professeur
Mme CHETBOUL Valérie, Professeur
M. MORAILEON Robert, Professeur
M. BLOT Stéphane, Maître de conférences
M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences contractuel
Mlle MADREY Chastelle, Maître de conférences contractuel

- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE

M. FAYOLLE Pascal, Professeur*
M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences
M. MOISSONNIER Pierre, Professeur
Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences
M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences
Mlle RAVARY Béangère, AERC (rattachée au DPASP)
M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel
M. HIDALGO Antoine, Maître de conférences contractuel

-UNITE DE CLINIQUE EQUINE

M. DENOIX Jean-Marie, Professeur*
M. ENIBAR Mohamed, Maître de conférences contractuel
M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences
Mme DESJARDINS-PESSON Isabelle, Maître de confér. contractuel

- UNITE DE RADIOLOGIE

Mme BÉGON Dominique, Professeur*
M. RUEL Yannick, AERC

-UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE

M. MIALOT Jean-Paul, Professeur* (rattaché au DPASP)
M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences
Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Maître de conférences (rattachée au DPASP)
M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences
M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP)
Mlle CONSTANT Fabienne, AERC (rattachée au DPASP)

-UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES

M. CHERMETTE René, Professeur*
M. POLACK Bruno, Maître de conférences
M. GUILLOT Jacques, Professeur
Mlle MARGNAC Geneviève, Maître de conférences contractuel
M. PARAGON Bernard, Professeur (rattaché au DEPEC)
M. GRANDJEAN Dominique, Professeur (rattaché au DEPEC)
Mlle BLANCHARD Geraldine, Professeur contractuel

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. CERF Olivier, Professeur - Adjoint : M. BOSSE Philippe, Professeur

-UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES

M. TOMA Bernard, Professeur
M. BENET Jean-Jacques, Professeur*
Mme HADDAD HOANG XUAN Nadia, Maître de confér. contractuel
M. SANAA Mosa, Maître de conférences

- UNITE DE ZOOTECHNIE ECONOMIE RURALE

M. BOSSE Philippe, Professeur
M. COURREAL Jean-François, Professeur
Mme GRIMARD-BALLIE Bénédicte, Professeur
Mme DEROY Isabelle, Maître de conférences
M. ARNE Pascal, Maître de conférences
M. PONTER Andrew, Maître de conférences

-UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS

D'ORIGINE ANIMALE
M. BOINOT François, Maître de conférences*
M. CARLIER Vincent, Professeur
M. CERF Olivier, Professeur
Mme COEMIN Catherine, Maître de conférences
M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences

- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BE-FAIL ET DES

ANIMAUX DE BASSE-COUR
Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur
M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences contractuel
M. MIELEMANN Yves, Maître de conférences*
M. ADJOE Karim, Maître de conférences

Mme GALAGUE, Professeur d'Education Physique

* Responsable de l'Unité
AERC : Assistant d'Enseignement et de Recherche Contractuel

A Monsieur

Professeur à la faculté de Médecine de Créteil

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de thèse.
Hommage respectueux

A Monsieur Bruno POLACK

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Pour m'avoir accordé sa confiance et avoir encouragé mon travail.
Sincères remerciements

A Monsieur Pascal ARNÉ

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Pour avoir accepté de participer à mon jury de thèse
et avoir consacré du temps à la relecture de ce manuscrit.
Sincères remerciements

Au Docteur Didier BOUSSARIE

Un grand merci pour son accueil chaleureux,
pour sa participation à l'illustration de ce travail,
et surtout pour m'avoir permis de passer de la théorie à la pratique.

A mes parents

En témoignage de mon affection et en remerciement de leur soutien tout au long de mes longues études.

A Corinne, Nicolas et à toute ma famille

Qui m'ont toujours soutenue

A mes amis, vétos et « non-v

Pour to

vous parlerai plus de ma thèse ...

TABLE DES MATIÈRES

INTRODUCTION 9

CHAPITRE 1 : PARTICULARITÉS ET ÉLÉMENTS CLINIQUES CONCERNANT LE LAPIN ET LES RONGEURS DE COMPAGNIE.

I – LE LAPIN NAIN

<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	13
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	14
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	14

II – LE COBAYE

<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	15
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	16
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	16

III – LE CHINCHILLA

<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	17
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	18
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	18

IV – L'OCTODON

<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	21
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	22
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	22

V – LE CHIEN DE PRAIRIE À QUEUE NOIRE	
<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	23
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	24
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	24
VI – LA GERBILLE DE MONGOLIE	
<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	25
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	26
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	26
VII – LE HAMSTER DE SYRIE	
<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	29
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	30
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	30
VIII – LE RAT DOMESTIQUE	
<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	31
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	32
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	32
IX – LA SOURIS DOMESTIQUE	
<u>A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES</u>	33
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
<u>B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE</u>	34
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
<u>C. CONTENTION</u>	34

X – L'ÉCUREUIL DE CORÉE

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES	37
A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques	
A. 2) Paramètres biologiques	
A. 3) Physiologie de la reproduction	
B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE	38
B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques	
B. 2) Constantes urinaires	
C. CONTENTION	38

CHAPITRE 2 : LES MOTIFS DE CONSULTATION EN URGENCE DU LAPIN ET DES RONGEURS DE COMPAGNIE.
--

I – TROUBLES GÉNÉRAUX	43
A. <u>ANOREXIE</u>	43
A. 1) Diagnostic différentiel	43
a. Changement d'alimentation	43
b. Douleur ou stress environnemental	43
c. Problèmes bucco-dentaires	43
d. Stase gastro-intestinale et constipation	43
e. Maladies infectieuses	45
f. Maladies métaboliques	48
g. Calculs biliaires chez le chien de prairie	49
h. Ulcères gastriques	49
i. Adhérences abdominales chez le chinchilla	50
j. Tumeurs	50
A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	50
A. 3) Prise en charge immédiate	51
B. <u>ABDOMEN DILATÉ ET/OU DOULOUREUX</u>	52
B. 1) Diagnostic différentiel	52
a. Traumatisme	52
b. Arrêt du transit digestif	52
c. Entérites	53
d. Atteintes de l'appareil reproducteur femelle	53
e. Urolithiases	55
f. Ascite	55
g. Organomégalie	56
h. Parasitisme intestinal	57
B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	57
B. 3) Prise en charge immédiate	57
C. <u>DYSPNÉE</u>	58
C. 1) Diagnostic différentiel	58
a. Affections de l'arbre respiratoire supérieur	58
b. Affections de l'arbre respiratoire profond et du parenchyme pulmonaire ..	60
c. Affections de l'espace pleural et de la plèvre	62
d. Diminution de la capacité du sang à transporter l'oxygène	65
e. Causes diverses	65
C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	66
C. 3) Prise en charge immédiate	66

II – TROUBLES DIGESTIFS	68
<u>A. DIARRHÉE</u>	68
A. 1) Diagnostic différentiel	68
a. Origine alimentaire	68
b. Traitement antibiotique inapproprié	68
c. Intoxications	68
d. Entérites bactériennes	69
e. Entérites parasitaires	71
f. Entérites virales	73
A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	73
A. 3) Prise en charge immédiate	74
<u>B. CONSTIPATION</u>	77
B. 1) Diagnostic différentiel	77
a. Abreuvement insuffisant	77
b. Déséquilibre de la ration alimentaire	77
c. Atonie digestive	77
d. Gestation	77
e. Lésions de la paroi intestinale	77
B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	77
B. 3) Prise en charge immédiate	78
<u>C. MÉLÉNA</u>	78
C. 1) Diagnostic différentiel	78
C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	78
C. 3) Prise en charge immédiate	78
<u>D. PROLAPSUS RECTAL</u>	79
D. 1) Diagnostic différentiel	79
D. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	79
D. 3) Prise en charge immédiate	79
III – TROUBLES NEUROLOGIQUES	81
<u>A. ATAXIE – DÉVIATION DU PORT DE TÊTE</u>	81
A. 1) Diagnostic différentiel	81
a. Traumatisme	81
b. Intoxications	81
c. Otites moyennes et internes	81
d. Encéphalites	83
e. Toxémie de gestation	86
f. Hypocalcémie de l'écureuil de Corée	86
g. Carence en thiamine	87
h. Tumeurs du système nerveux central	87
i. Accident vasculaire cérébral	87
A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	87
A. 3) Prise en charge immédiate	88
<u>B. CONVULSIONS</u>	89
B. 1) Diagnostic différentiel	89
a. Traumatisme	89
b. Intoxications	89
c. Coup de chaleur	89
d. Crises épileptiformes propres à une espèce	89
e. Encéphalites	90

f. Otites moyennes et internes	90
g. Toxémie de gestation	90
h. Tumeurs du système nerveux central	90
B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	90
B. 3) Prise en charge immédiate	90
C. PARÉSIE DU TRAIN POSTÉRIEUR	91
C. 1) Diagnostic différentiel	91
a. Traumatisme	91
b. Encéphalites	91
c. Spondylose des vertèbres lombaires	91
d. Tumeurs	91
C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	92
C. 3) Prise en charge immédiate	92
IV – TROUBLES GÉNITO-URINAIRES	94
<u>A. DYSTOCIE</u>	94
A. 1) Diagnostic de la dystocie	94
a. Lapin	94
b. Cobaye	95
c. Chinchilla	95
d. Octodon	95
A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	95
A. 3) Prise en charge immédiate	97
a. Manœuvres obstétricales	97
b. Traitement médical	97
c. Traitement chirurgical	97
d. Soins aux nouveaux-nés	97
<u>B. GONFLEMENT TESTICULAIRE</u>	98
B. 1) Diagnostic différentiel	98
a. Traumatisme – Torsion testiculaire	98
b. Pasteurellose	98
c. Salmonellose chez la gerbille	98
d. Tumeurs testiculaires	98
B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	98
B. 3) Prise en charge immédiate	98
<u>C. PERTES VULVAIRES</u>	99
C. 1) Diagnostic différentiel	99
a. Vaginite, métrite et pyomètre	99
b. Avortement	99
c. Tumeurs	100
d. Septicémie puerpérale	100
e. Rétroversion du vagin	100
C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	101
C. 3) Prise en charge immédiate	101
<u>D. HÉMATURIE</u>	101
D. 1) Diagnostic différentiel	101
a. Traumatisme	101
b. Infections urinaires basses	102
c. Urolithiases	102
d. Atteintes de l'appareil reproducteur femelle	103

D. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	103
D. 3) Prise en charge immédiate	103
<u>E. PARAPHIMOSIS</u>	104
E. 1) Diagnostic du paraphimosis	104
E. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence	104
E. 3) Prise en charge immédiate	104
V – ACCIDENTS DOMESTIQUES	104
<u>A. COUP DE CHALEUR</u>	104
<u>B. TRAUMATISMES DIVERS</u>	105
B. 1) Fractures dentaires	105
B. 2) Fractures osseuses	105
B. 3) Plaies	108
B. 4) "Tail slip" et "fur slip"	109
B. 5) Électrocution et brûlures	109
<u>C. INTOXICATIONS</u>	109

CHAPITRE 3 : PRISE EN CHARGE EN URGENCE DU LAPIN ET DES RONGEURS DE COMPAGNIE.

I – MESURES IMMÉDIATES DE RÉANIMATION ET DE SOUTIEN	115
<u>A. CONTENTION ET HOSPITALISATION</u>	115
A. 1) Contention	115
A. 2) Hospitalisation	115
<u>B. RÉANIMATION CARDIAQUE ET RESPIRATOIRE</u>	118
B. 1) Réanimation respiratoire	118
B. 2) Réanimation cardiaque	119
<u>C. RÉHYDRATATION</u>	120
C. 1) Estimation de la déshydratation	120
C. 2) Plan de réhydratation	120
C. 3) Voies d'administration et techniques de réhydratation	123
a. Voie intraveineuse	123
b. Voie intra-osseuse	123
c. Voie intra-péritonéale	124
d. Voie sous-cutanée	125
e. Voie orale	125
<u>D. SUPPORT NUTRITIONNEL</u>	128
D. 1) Comment réalimenter	128
D. 2) Avec quoi réalimenter	129
D. 3) Particularités d'espèce	132
II- TRAITEMENTS MÉDICAMENTEUX	132
<u>A. MODES ET VOIES D'ADMINISTRATION</u>	132
A. 1) Voie orale	132
A. 2) Voies parentérales	133
a. Voie sous-cutanée	133

b. Voie intramusculaire	133
c. Voie intra-péritonéale	133
d. Voies intraveineuse et intra-osseuse	133
<u>B. TRAITEMENTS ANTIBIOTIQUES</u>	135
B. 1) Règles générales d'utilisation	135
B. 2) Toxicité des antibiotiques	135
a. Toxicité directe	135
b. Toxicité indirecte	136
B. 3) Antibiotiques utilisables	136
<u>C. GESTION DE LA DOULEUR</u>	141
C. 1) Les anti-inflammatoires non stéroïdiens	141
C. 2) Les anti-inflammatoires stéroïdiens	141
<u>D. MÉDICAMENTS AGISSANT SUR L'APPAREIL DIGESTIF</u>	142
<u>E. AUTRES TRAITEMENTS</u>	142
III – PRÉLÈVEMENTS DE SANG ET D'URINE	146
<u>A. PRÉLÈVEMENT DE SANG</u>	146
A. 1) Matériel de prélèvement	146
A. 2) Technique de prélèvement	146
a. Ponction auriculaire	146
b. Ponction jugulaire	146
c. Ponction des veines céphalique ou saphène	147
d. Ponction des veines caudales	147
e. Ponction du sinus veineux rétrobulbaire	147
f. Ponction cardiaque	147
A. 3) Exploration de l'hémostase	147
<u>B. PRÉLÈVEMENT D'URINE</u>	149
B.1) Technique de prélèvement	149
a. Sondage vésical chez le mâle	149
b. Sondage vésical chez la femelle	149
c. Autres techniques utilisables chez le mâle et la femelle	149
B. 2) Caractéristiques de l'urine	149
IV – INTERVENTIONS CHIRURGICALES EN URGENCE	150
<u>A. CÉSARIENNE</u>	150
<u>B. OVARIOHYSTÉRECTOMIE</u>	151
<u>C. ENTÉROTOMIE - GASTROTOMIE</u>	151
V – PRISE EN CHARGE DES NOUVEAUX-NÉS	152
CONCLUSION	155
ANNEXES	157
LISTE DES TABLEAUX	163
LISTE DES FIGURES	165
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	167

INTRODUCTION

Le lapin et les petits rongeurs de compagnie représentent une part importante des Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC). Le sondage FACCO / SOFRES de 2002 fait état d'une population de 2,32 millions de lapins et rongeurs, détenus par 5,3% des foyers français. Si le lapin est le plus courant, le nombre et la diversité des rongeurs présentés en consultation ne cessent d'augmenter : cobaye et hamster bien entendu, mais aussi chinchilla, octodon, chien de prairie, rat, souris, gerbille, écureuil de Corée, ...

Les NAC sont désormais des animaux de compagnie à part entière, au même titre que le chien et le chat, et leurs propriétaires n'hésitent plus à consulter en cas de problème. Or, pour le lapin et les rongeurs de compagnie, la notion d'urgence est plus vaste que pour les carnivores domestiques, notamment du fait des particularités de leur physiologie digestive. Elle englobe bien sûr les affections aiguës mettant en jeu le pronostic vital à court terme, comme la dyspnée, la diarrhée ou les convulsions. Mais de manière plus générale, toutes les affections ayant un impact grave sur la fonction digestive (constipation, anorexie, incapacité à s'alimenter, diminution du transit digestif) doivent être traitées comme des urgences. En effet, les risques de complications dans les jours qui suivent sont importants, et c'est une évidence, plus l'état général de l'animal est dégradé, et plus sa prise en charge devient lourde et complexe. Les propriétaires de NAC attendent du vétérinaire une démarche diagnostique rigoureuse et une prise en charge efficace, à l'image de ce qui existe pour les carnivores domestiques. Et comme pour les carnivores domestiques, l'affectif l'emporte la plupart du temps sur le financier : ils sont prêts, pour soigner leur animal, à engager des frais qui n'ont aucune mesure avec sa valeur marchande.

Le premier chapitre reprend brièvement les principales caractéristiques biologiques et cliniques du lapin et des rongeurs de compagnie les plus fréquemment présentés en consultation, à savoir le cobaye, le chinchilla, l'octodon, le chien de prairie à queue noire, la gerbille de Mongolie, le hamster de Syrie, le rat, la souris et l'écureuil de Corée (figure 1). Le deuxième chapitre récapitule les principaux motifs de consultation en urgence des lapins et rongeurs de compagnie, et détaille leur diagnostic différentiel, les examens complémentaires à réaliser, ainsi que la prise en charge en urgence. Enfin, le troisième chapitre reprend en détail ces différents éléments de prise en charge en urgence (réhydratation, support nutritionnel, prélèvements, éléments de chirurgie, ...). Cette étude se base bien entendu sur l'abondante littérature existant sur le sujet, mais aussi sur une expérience personnelle de la médecine des NAC.

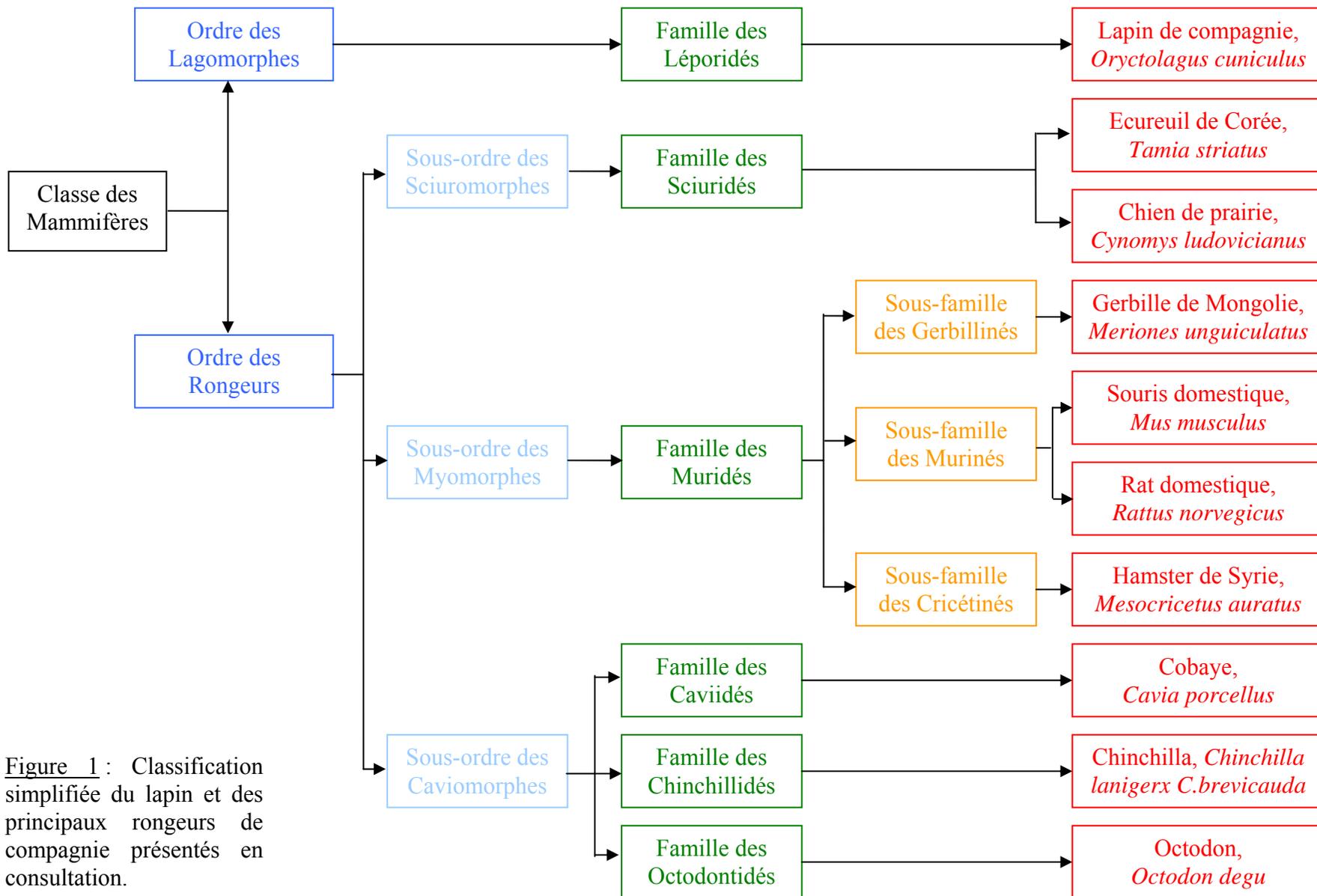


Figure 1 : Classification simplifiée du lapin et des principaux rongeurs de compagnie présentés en consultation.

CHAPITRE 1 :

PARTICULARITÉS ET ÉLÉMENTS CLINIQUES CONCERNANT LE LAPIN ET LES RONGEURS DE COMPAGNIE.

Ce chapitre est composé de 10 fiches techniques de 2 pages chacune. Chaque fiche est consacrée à l'une des espèces étudiées. Elle reprend ses principales caractéristiques biologiques (particularités anatomiques, paramètres biologiques et physiologie de la reproduction) et cliniques (constantes biochimiques, hématologiques et urinaires), qui sont autant d'éléments indispensables à une prise en charge médicale efficace. Ce sont des informations de base, volontairement peu détaillées. Ainsi, les 11 paramètres biochimiques référencés sont ceux exploités dans la pratique courante. Ces fiches sont conçues comme des aide-mémoire pour le vétérinaire, en cas d'urgence.

I – LE LAPIN NAIN

L'espèce *Oryctolagus cuniculus* regroupe le lapin de Garenne, le lapin domestique et ses variétés naines. L'histoire du lapin nain commence en Angleterre en 1915, par la création de l'hermine, né du croisement entre la race polonaise et de petites races anglaises. La race naine sera ensuite fixée dans les années soixante, grâce à des éleveurs hollandais.

L'hermine définit toujours le standard de la race, mais il existe de plus en plus de variétés de lapins nains (figure 2). Le lapin nain standard est caractérisé par son poids, la taille de son corps et de ses oreilles, sa tête ronde, son cou court, ses yeux grands et proéminents, son corps court et trapu et ses pattes courtes et fines.



Figure 2 : Lapin nain bleu et blanc.^[81]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 21, 43, 70]

Poids adulte

♂ : 800 à 1500 g

♀ : 800 à 1500 g

Longueur

- du corps : < 21 cm

- des oreilles : ≤ 6 cm

Formule dentaire : 28 dents, toutes hypsodontes

Mâchoire supérieure	2	0	3	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	2	3

Formule vertébrale : 7 C – 12 T – 7 L – 4 S – 14 à 16 Co

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 4 aux postérieurs

Autres : Les glandes inguinales, de part et d'autre de l'anus, s'ouvrent au fond d'une petite dépression dans laquelle s'accumulent souvent des sécrétions noirâtres.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 14, 21, 43, 70]

Mode de vie

diurne et nocturne

- Industrielle : granulés complets spécifiques à 18-20% de protéines en quantité adaptée, foin de bonne qualité à volonté (éviter les foins de luzerne et de crucifères riches en calcium) et verdure.

- Ménagère : racines ou tubercules (carotte, navet), grains concassés (blé, avoine, orge ou maïs), foin de bonne qualité à volonté, végétaux frais (pissenlit, laitue, persil, fenouil), fruits, pain sec.
- Noix, noisettes, amandes, biscuits et friandises sont à distribuer avec modération.
- Le lapin est très friand de chocolat. Cette gourmandise peut être exploitée pour administrer des comprimés, cachés dans de la pâte à tartiner.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 21, 43, 70]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 4 mois

♀ : 3 mois

Mise à la reproduction vers 7 à 8 mois.

Saison sexuelle : toute l'année

Type d'ovulation : provoquée

Durée de gestation : 31 à 32 jours

Nombre de petits par portée : 2 à 5

Poids à la naissance : 40 à 100 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, ouverture des yeux vers 7 jours

Age au sevrage : 3 à 4 semaines

Nombre de paires de mamelles : 3 ou 4

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 14, 21, 43, 70]

Les constantes biochimiques et hématologiques du lapin sont regroupées dans les tableaux 1 et 2 (p19). Les constantes biochimiques sont comparables à celles des carnivores domestiques. Sur le plan hématologique, le lapin présente une polyglobulie et une thrombocytose physiologiques. Les neutrophiles, ou hétérophiles, contiennent des inclusions éosinophiles. Ils peuvent se confondre avec les éosinophiles, qui possèdent des granulations de plus grande taille recouvrant souvent le noyau.

B. 2) Constantes urinaires [2, 14, 21, 43, 70]

Couleur : jaune à brun rouge en fonction de l'alimentation (présence de porphyrines), trouble
pH : 8,2 (7,6 à 9,3)

Densité : 1,003 à 1,036

Cristaux à l'état physiologique : nombreux (carbonate de calcium, phosphate ammoniacomagnésien, oxalate de calcium)

Chimie : albumine occasionnelle chez les jeunes, traces de protéines sur la bandelette urinaire

Cyto-bactériologie : la présence d'hématies et de leucocytes isolés n'est pas anormale.

C. CONTENTION [2, 21, 43, 70]

Le lapin est saisi fermement par la peau des épaules ou du dos. Les lapins de petite taille peuvent être soulevés en plaçant les 2 mains sous l'abdomen. Pour les sujets nerveux, ou pour réaliser un examen de la cavité buccale, l'utilisation d'une serviette "emmaillotant" l'animal permet d'immobiliser efficacement l'arrière-train, rendant impossible les tentatives de fuite et limitant ainsi le risque de fracture vertébrale.

Pour être examiné, le lapin est posé sur une table de consultation équipée d'une surface anti-dérapante. Il peut être mis sur le dos : la personne assurant la contention s'assoit et pose le lapin sur ses genoux. S'il est calme, on peut transporter un lapin en le posant sur l'avant-bras, serré contre soi (figure 25 p117). Il est déconseillé de prendre un lapin par les oreilles (risque d'arrêt cardiaque par choc vagal) ou par les pattes arrières (risque de fracture vertébrale).

II – LE COBAYE

Le cobaye (*Cavia porcellus*) est originaire d'Amérique de Sud : ses ancêtres sauvages étaient domestiqués par les Incas, qui les élevaient librement dans les habitations pour s'en nourrir. Introduit en Europe par les conquistadors espagnols en 1550, il reçoit alors les noms les plus divers : cochon de mer, lapin de Barbarie, cochon d'Inde. Déjà considéré comme un animal d'agrément à cette époque (figure 3), il ne devient un animal de laboratoire que dans la seconde moitié du XIX^{ème} siècle.



Figure 3 : Cobaye à poil normal, robe écaille de tortue et blanc. [81]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 12, 14, 21, 46, 60, 76]

Poids adulte

♂ : 500 – 1200 g

♀ : 700 – 1200 g

Longueur du corps : 20 – 25 cm

Formule dentaire : 20 dents,
toutes hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	1	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	1	3

Formule vertébrale : 7 C - 13 à 14 T - 6 L - 4 S - 4 à 7 Co

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 3 aux postérieurs

Autres : Les glandes sébacées circumanales et supracaudales interviennent dans le marquage territorial. Des fèces et différentes sécrétions s'accumulent dans l'anus chez le mâle. Malodorante mais physiologique, cette accumulation peut éventuellement être nettoyée de temps à autre avec de la chlorhexidine diluée à 0,05% (Hibitan®).

A. 2) Paramètres biologiques [2, 12, 14, 21, 46, 60, 76]

Mode de vie : activité continue, diurne et nocturne. Alternance de courtes phases d'activité et de repos.

Système social : vie en colonie de 5 à 10 individus, dans des terriers. Mâle territorial. Cohabitation possible avec le lapin de compagnie.

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 4 à 8 ans

Fréquence cardiaque : 150 à 400 battements par minute

Fréquence respiratoire : 50 à 150 mouvements par minute

Volume sanguin : 70 à 75 ml/kg PV

Température corporelle : 37,5 à 39°C

Consommation d'eau : 100 à 200 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 60 g/kg PV/j

Régime alimentaire : strictement herbivore, pratiquant la coprophagie

Bases de l'alimentation :

- Ration de base : granulés ou mélanges complets spécifiques à 20% de protéines, et apport de vitamine C indispensable (20 mg/kg/j en entretien).
- Aliments complémentaires : légumes (carotte, navet, salade, épinard, choux), céréales (orge, blé, tournesol, lin, graines germées ou flocons), foin de bonne qualité, fruits, pain sec.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 12, 14, 21, 46, 60, 76]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 10 semaines (400 g)

♀ : 6 semaines (200 g)

Saison sexuelle : toute l'année

Durée du cycle : 15 à 17 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 59 à 72 jours

Nombre de petits par portée : 1 à 5

Poids à la naissance : 70 à 110 g

Caractères des nouveaux-nés : nidifuges, les nouveaux-nés ont les yeux ouverts et sont pourvus de dents.

Age au sevrage : 2 à 4 semaines

Nombre de paires de mamelles : 1

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 12, 14, 21, 46, 60, 76, 83]

Les constantes biochimiques et hématologiques du cobaye sont regroupées dans les tableaux 3 et 4 (p19 et 20). Les paramètres biochimiques usuels sont assez proches de ceux des carnivores domestiques.

L'élément marquant de l'hémogramme du cobaye est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : environ 70% de lymphocytes pour 30% de neutrophiles. Le pourcentage de monocytes est également élevé. Des corps de Kurloff sont souvent observables dans les mononucléaires, la moelle osseuse et la rate. Il s'agit de grandes inclusions cytoplasmiques basophiles, composées de mucopolysaccharides et de glycoprotéines sécrétés par la cellule elle-même. Ces corps sont plus fréquents chez la femelle que chez le mâle, et leur nombre augmente pendant la gestation. Retrouvés en grande quantité dans le placenta, ils auraient un rôle de barrière physiologique entre les antigènes fœtaux et les cellules maternelles immunologiquement compétentes.

B. 2) Constantes urinaires [2, 12, 14, 21, 46, 60, 76]

Couleur : variable selon l'alimentation, trouble et laiteuse

pH : 7 - 9

Densité : 1,015 – 1,045

Cristaux à l'état physiologique : carbonate de calcium, phosphate ammoniaco-magnésien, oxalate de calcium

Chimie : traces de sucres, d'albumine et de protéines sur la bandelette urinaire

C. CONTENTION [2, 12, 21, 46, 60, 76]

Le cobaye se manipule facilement et mord rarement, mais il est vite effrayé et il se met alors à courir d'un bout à l'autre de sa cage. Il est saisi en enserrant le corps avec une main, sans comprimer la cage thoracique, et en soutenant l'arrière-train avec l'autre main, surtout pour les sujets lourds et les femelles gestantes (figure 25 p116). Il ne supporte pas de rester trop longtemps sur le dos.

III – LE CHINCHILLA

Il existe 2 espèces de chinchillas à l'état sauvage, toutes 2 inscrites en annexe I de la convention de Washington. *Chinchilla laniger* est originaire des régions andines du Chili, entre 3000 et 4000 mètres d'altitude. Il a presque disparu, et une colonie s'est réimplantée au Tadjikistan. L'autre espèce sauvage, *Chinchilla brevicauda*, se trouve aux confins de l'Argentine, du Chili et du Pérou. Longtemps chassés et piégés pour leur fourrure, les chinchillas étaient au bord de l'extinction au début du XIX^{ième} siècle. Leur élevage a commencé en 1923, pour leur fourrure.



Figure 4 : Chinchilla, fourrure de couleur standard. [82]

L'espèce commercialisée correspond au croisement de *C.laniger* et de *C.brevicauda* (figure 4). Seuls les animaux nés en captivité de parents eux-mêmes nés en captivité peuvent être proposés à la vente.

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 14, 21, 44, 55]

Poids adulte

♂ : 400 à 500 g

♀ : 450 à 800 g

Longueur

- du corps : 25 à 30 cm

- de la queue : 7 à 15 cm

Formule dentaire : 20 dents, toutes hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	1	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	1	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – 12 Co

Nombre de doigts : 5 aux antérieurs et 4 aux postérieurs

Autres : Les bulles tympaniques sont très développées. Pelage très dense.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 14, 21, 44, 55]

Mode de vie : activité crépusculaire et nocturne. Excellent grimpeur.

Système social : grégaire, vie en colonie de 10 à 100 individus.

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 10 ans

Fréquence cardiaque : 100 à 150 battements par minute

Fréquence respiratoire : 45 à 100 mouvements par minute

Volume sanguin : 65 à 75 ml/kg PV

Température corporelle : 36 à 38 °C

Consommation d'eau : 60 à 100 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 30 à 90 g/kg PV/j

Régime alimentaire : strictement herbivore, pratiquant parfois la coprophagie

Bases de l'alimentation : aliment complet spécifique sous forme de granulés à 18-20% de protéines (éviter les aliments pour lapins ou cobayes), foin de bonne qualité. Eviter les légumes et les fruits frais. Des fruits secs peuvent être distribués comme friandise, une à deux fois par semaine.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 14, 21, 44, 55]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 9 mois

♀ : 4 à 5 mois

Saison sexuelle : novembre à mai

Durée du cycle : 30 à 50 jours (cycle polyœstrien)

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 110 à 120 jours

Nombre de petits par portée : 1 à 5

Poids à la naissance : 30 à 60 g

Caractères des nouveaux-nés : nidifuges, ils naissent les yeux ouverts et pourvus de dents.

Age au sevrage : 6 à 8 semaines (séparer jeunes et parents)

Nombre de paires de mamelles : 3

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 14, 21, 55]

Les constantes biochimiques et hématologiques du chinchilla sont regroupées dans les tableaux 5 et 6 (p20). Les valeurs biochimiques usuelles sont comparables à celles des carnivores domestiques.

Sur le plan hématologique, le chinchilla présente une polyglobulie physiologique, ainsi qu'un taux de réticulocytes relativement important (2% en moyenne chez l'adulte). L'autre élément marquant est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : environ 80% de lymphocytes pour moins de 20% de neutrophiles en moyenne.

B. 2) Constantes urinaires [2, 14, 21, 55]

Couleur : jaune foncé à orangé

pH : 8,5 (valeur moyenne)

Densité : 1,015 – 1,025

Cristaux à l'état physiologique : carbonate de calcium, phosphate ammoniaco-magnésien, oxalate de calcium

Chimie : traces de sucres, de protéines et d'urobiline sur la bandelette urinaire

C. CONTENTION [2, 21, 44, 55]

Le chinchilla est facile à manipuler s'il y est habitué et mord rarement. Il est saisi et maintenu à 2 mains, une au niveau de épaules et l'autre au niveau de la croupe. Il peut aussi être tenu par la base de la queue, et posé sur l'avant-bras de la personne assurant la contention. Pour un examen plus complet, on peut immobiliser la base du cou entre le pouce et l'index, et les membres antérieurs sont bloqués avec les autres doigts de la même main.

Le chinchilla ne doit jamais être saisi par la peau du cou ou en pinçant la fourrure, car il risque de perdre de grandes plaques de poils (mécanisme de défense appelé « fur slip » ou « lâcher de poils », dû à une vasoconstriction). Il ne doit pas non plus être attrapé par l'extrémité de la queue ou par les oreilles (voir p109).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,15 – 0,30
Créatinine	mg / l	5 – 25

Glucose	g / l	0,5 – 1,6
Protéines totales	g / l	54 – 80
ALAT	UI / l	48 – 80
PAL	UI / l	4 – 16
Bilirubine totale	mg / l	2 – 7
Albumine	g / l	24 – 46

Cholestérol	g / l	0,1 - 0,8
-------------	-------	-----------

Ca ²⁺	mg / l	55 – 125
K ⁺	mmol / l	3,7 – 10,0

Tableau 1 : Les constantes biochimiques usuelles du lapin (d'après BOUSSARIE (2003a), STEIN et WALSHAW (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	x 10 ¹² / l	3,8 – 7,9
Hémoglobine	g / dl	9,5 – 17,0
Hématocrite	%	30 – 50

Thrombocytes	x 10 ⁹ / l	200 – 1000
--------------	-----------------------	------------

Leucocytes	x 10 ⁹ / l	7,5 – 13,5
Neutrophiles	x 10 ⁹ / l	1,5 – 10,0 (20 – 75%)
Eosinophiles	x 10 ⁹ / l	0 – 0,5 (0 – 4%)
Basophiles	x 10 ⁹ / l	0,1 – 1,4 (2 – 10%)
Lymphocytes	x 10 ⁹ / l	2,2 – 11,5 (30 – 85%)
Monocytes	x 10 ⁹ / l	0,1 – 0,5 (1 – 4%)

Tableau 2 : Les constantes hématologiques du lapin (d'après BOUSSARIE (2003a), STEIN et WALSHAW (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,1 - 0,3
Créatinine	mg / l	6 – 22

Glucose	g / l	0,5 – 1,8
Protéines totales	g / l	46 – 64
ALAT	UI / l	25 – 59
PAL	UI / l	55 – 108
Bilirubine totale	mg / l	2 – 9
Albumine	g / l	21 – 39

Cholestérol	g / l	0,16 – 0,43
-------------	-------	-------------

Ca ²⁺	mg / l	53 – 120
K ⁺	mmol / l	3,8 – 8,9

Tableau 3 : Les constantes biochimiques usuelles du cobaye (d'après BOUSSARIE (2003a) et HUERKAMP (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12}/l$	4,5 – 6,6
Hémoglobine	g / dl	11 – 16
Hématocrite	%	35 – 50
Réticulocytes	% hématies	0 – 4

Thrombocytes	$\times 10^9/l$	250 – 850
--------------	-----------------	-----------

Leucocytes	$\times 10^9/l$	7 – 18
Neutrophiles	$\times 10^9/l$	1,9 – 8,2 (26 – 44%)
Eosinophiles	$\times 10^9/l$	0,1 – 0,8 (1 – 5%)
Basophiles	$\times 10^9/l$	0 – 0,5 (0 – 3%)
Lymphocytes	$\times 10^9/l$	3,3 – 9,1 (39 – 72%)
Monocytes	$\times 10^9/l$	0,1 – 1,8 (1 – 10%)

Tableau 4 : Les constantes hématologiques du cobaye (d'après BOUSSARIE (2003a) et HUERKAMP (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,10 – 0,25
Créatinine	mg / l	6 – 20

Glucose	g / l	0,9 – 1,6
Protéines totales	g / l	35 – 60
ALAT	UI / l	10 – 35
PAL	UI / l	3 – 12
Bilirubine totale	mg / l	0 – 2,3
Albumine	g / l	30 – 42

Cholestérol	g / l	0,5 – 1,3
-------------	-------	-----------

Ca ²⁺	mg / l	45 – 130
K ⁺	mmol / l	3 – 8

Tableau 5 : Les constantes biochimiques usuelles du chinchilla (d'après BOUSSARIE (2003a) et STRAKE (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12}/l$	5,2 – 10,3
Hémoglobine	g / dl	8 – 15
Hématocrite	%	27 – 54
Réticulocytes	% hématies	0 – 4

Thrombocytes	$\times 10^9/l$	150 – 740
--------------	-----------------	-----------

Leucocytes	$\times 10^9/l$	4 – 25
Neutrophiles	$\times 10^9/l$	0,4 - 19,5 (9 – 78%)
Eosinophiles	$\times 10^9/l$	0 – 2,3 (0 – 9%)
Basophiles	$\times 10^9/l$	0 – 2,8 (0 – 11%)
Lymphocytes	$\times 10^9/l$	0,8 – 24,5 (19 – 98%)
Monocytes	$\times 10^9/l$	0 – 1,3 (0 – 5%)

Tableau 6 : Les constantes hématologiques du chinchilla (d'après BOUSSARIE (2003a) et STRAKE (1996)).

IV – L'OCTODON

L'octodon (*Octodon degus*), ou dègue du Chili, est originaire du Chili central. Considéré comme animal nuisible dans son milieu naturel, il a été utilisé comme animal de laboratoire avant d'être disponible en animalerie.

Souvent confondu avec le rat (et parfois appelé « pseudo-rat »), il possède pourtant une tête plutôt ronde, avec de grandes oreilles découpées sur leurs bords, une longue queue avec quelques poils durs et clairsemés, et un toupet terminal fourni (figure 5). « Octodon » signifie « dents en 8 », rappelant les replis de l'émail de ses molaires, en forme de 8.



Figure 5 : Octodon dans sa roue.^[81]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 14, 21, 51, 77]

Poids adulte

♂ : 200 à 300 g

♀ : 170 à 280 g

Longueur

- du corps : 12 à 19 cm

- de la queue : 10 à 16 cm

Formule dentaire : 20 dents, toutes hypsodontes. La face vestibulaire des incisives est jaune-orange.

Mâchoire supérieure	1	0	1	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	1	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre de Co variable

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs (pouce rudimentaire) et 4 aux postérieurs (doigt V atrophié).

Autres : Les bulles tympaniques sont très développées.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 14, 21, 51, 77]

Mode de vie : activité diurne, excellent grimpeur

Système social : grégaire, vie en colonie de 10 à 100 individus

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 7 à 10 ans

Fréquence cardiaque : 150 à 300 battements par minute

Fréquence respiratoire : 100 à 150 mouvements par minute

Volume sanguin : 70 à 75 ml/kg PV

Température corporelle : 37,5 à 39°C

Consommation d'eau : 100 à 150 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 100 à 120 g/kg PV/j

Régime alimentaire : herbivore pratiquant la caecotrophie

Bases de l'alimentation : aliment complet spécifique (mélange de céréales, légumes, fruits, graines et fruits secs), complété par du foin de bonne qualité, de la verdure et des fruits frais. Éviter les aliments sucrés.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 14, 21, 51, 77]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 180 jours

♀ : 90 à 150 jours

Saison sexuelle : toute l'année

Durée du cycle : 3 à 21 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 3 mois (87 à 90 jours)

Nombre de petits par portée : 1 à 10

Poids à la naissance : 15 à 20 g

Caractères des nouveaux-nés : nidifuges, ouverture des yeux à 2 ou 3 jours

Age au sevrage : 4 à 6 semaines

Nombre de paires de mamelles : 7

Une femelle allaitante doit être séparée des autres femelles.

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 14, 21, 51, 77]

Les constantes biochimiques et hématologiques de l'octodon sont regroupées dans les tableaux 7 et 8 (p27).

Une glycémie comprise entre 1,5 et 2,5 g/l est considérée comme physiologique chez l'octodon. Le taux de protéines sériques est plus bas que ce que l'on observe chez les carnivores domestiques, par contre, le pourcentage d'albumine est plus important.

Les valeurs hématologiques de référence sont identiques pour le mâle et la femelle. La polyglobulie est physiologique, et l'autre élément marquant est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : en général, environ 80% de lymphocytes pour moins de 20% de neutrophiles.

B. 2) Constantes urinaires [2, 14, 21, 51, 77]

Couleur : jaune clair

pH : 6 (valeur moyenne)

Densité : 1,015 (valeur moyenne)

Cristaux à l'état physiologique : non

Chimie : traces de sucres, de protéines (0,3 g/l) et d'albumine sur la bandelette urinaire

C. CONTENTION [2, 21, 51, 77]

Facilement stressable, l'octodon doit être attrapé doucement et manipulé avec précaution, sous peine de morsures et de griffures. Généralement, il est saisi par la peau du cou entre le pouce et l'index : il essaie alors de s'agripper à la manche. S'il est docile, il peut être contenu comme le cobaye, en enserrant le thorax dans la main. Sinon, il est attrapé à l'aide d'une serviette.

L'octodon ne doit jamais être saisi par l'extrémité de la queue, car la peau peut se détacher, laissant les vertèbres à nu (mécanisme de défense appelé « tail slip », voir p109).

V – LE CHIEN DE PRAIRIE À QUEUE NOIRE

Le chien de prairie à queue noire, *Cynomys ludovicianus*, est un nouveau rongeur de compagnie proposé dans le commerce depuis quelques années. Cette espèce, non domestique, vit à l'état sauvage dans les plaines herbeuses du centre et de l'ouest des Etats-Unis d'Amérique. Il existe 4 autres espèces de chiens de prairie, toutes nord-américaines. Les sujets proposés à la vente en France sont issus d'élevage (animaux nés en captivité de parents eux-mêmes nés en captivité).

Ce rongeur de bonne taille, qui ressemble à une marmotte (figure 6), doit son nom à son allure massive et surtout à son cri d'alarme qui rappelle un aboiement.



Figure 6 : Chien de prairie à queue noire. [82]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [14, 17, 21, 27]

Poids adulte

♂ : 1000 à 2200 g

♀ : 500 à 1500 g

Longueur

- du corps : 28 à 32 cm

- de la queue : 6 à 10 cm

Formule dentaire : 22 dents, toutes hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	2	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	1	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre de Co variable

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 5 aux postérieurs

Autres : Les glandes périanales, formées de 3 vésicules indépendantes, peuvent s'évaginer lorsque le chien de prairie est stressé.

A. 2) Paramètres biologiques [14, 17, 21, 27]

Mode de vie : vie en colonie de 10 à 100 individus, dans des terriers élaborés. Diurne.

Système social : matrilinéaire avec un harem polygynique

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 5 à 10 ans (♀ > ♂)

Fréquence cardiaque : 80 à 140 battements par minute

Fréquence respiratoire : 70 à 100 mouvements par minute

Volume sanguin : 70 à 75 ml/kg PV

Température corporelle : 35,3 à 39°C

Consommation d'eau : 50 à 100 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 60 à 80 g/kg PV/j

Régime alimentaire : herbivore strict, consommant quelques insectes dans la nature.

Bases de l'alimentation : foin de bonne qualité à volonté, granulés pour chevaux ou pour lapin, mélange de graines et végétaux frais (salade, pissenlit) en petite quantité, fruits secs, pain sec, protéines animales en petite quantité (environ 4 croquettes à chat par semaine).
Prédisposition à l'obésité : limiter la ration.

A. 3) Physiologie de la reproduction [14, 17, 21, 27]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 2 ans

♀ : 2 ans

Saison sexuelle : de janvier à mars

Durée du cycle : 2 à 3 semaines

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 30 à 35 jours

Nombre de petits par portée : 2 à 10

Poids à la naissance : 15 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles (nus et aveugles), ouverture des yeux entre 33 et 37 jours.

Age au sevrage : 6 à 7 semaines

Nombre de paires de mamelles : 4

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [17, 21, 27]

Les constantes biochimiques et hématologiques du chien de prairie sont regroupées dans les tableaux 9 et 10 (p27 et 28).

Il existe une hyperglycémie physiologique, et le taux de protéines sériques est élevé. Les autres valeurs biochimiques sont globalement comparables à celles des carnivores domestiques.

Sur le plan hématologique, le chien de prairie présente une polyglobulie physiologique. La formule sanguine montre une part prédominante de polynucléaires neutrophiles (on ne retrouve pas l'inversion de la formule leucocytaire observée chez les autres rongeurs), et le nombre de plaquettes est souvent élevé.

B. 2) Constantes urinaires [17, 21, 27]

Il existe peu de données disponibles dans la littérature.

Couleur : jaune clair

pH : 6 à 7

Cristaux à l'état physiologique : non

C. CONTENTION [17, 21, 27]

Le chien de prairie est un animal sociable et sa contention est facile s'il est manipulé régulièrement par ses propriétaires. Il peut néanmoins griffer et mordre s'il se sent menacé. Le chien de prairie est saisi autour du thorax, en soutenant l'arrière-train avec l'autre main pour les animaux lourds. Pour un examen plus complet, la tête est maintenue entre l'index et le majeur pour éviter les morsures, et les 2 membres antérieurs sont bloqués avec les autres doigts de la même main.

Il n'a pas de peau flasque au niveau du cou : il est inutile de vouloir le tenir par ce moyen. Il peut être enveloppé dans une serviette pour éviter les griffures pendant l'examen, et des gants de cuir sont indispensables pour les animaux difficiles.

VI – LA GERBILLE DE MONGOLIE

Les premières gerbilles de Mongolie (*Meriones unguiculatus*), originaires des zones désertiques d'Asie, ont été importées aux Etats-Unis dans les années 50. Largement utilisée pour la recherche biomédicale, elles sont également devenues des animaux de compagnie appréciés. En effet, c'est un animal curieux (figure 7) et docile, presque dénué d'agressivité envers l'homme, et dont l'élevage et l'entretien sont simples.



Figure 7 : Gerbille de Mongolie explorant son environnement. [82]

D'autres espèces de gerbilles sont proposées en animalerie, comme la gerbille d'Egypte ou rat des sables (*Gerbillus gerbillus*) et la mérione de Lybie (*Meriones libicus*). Cependant, ces espèces supportent moins bien la captivité que la gerbille de Mongolie.

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 5, 14, 21, 30, 53]

Poids adulte

♂ : 65 à 100 g

♀ : 55 à 85 g

Longueur du corps (queue comprise) : 21 à 24,5 cm

Formule dentaire : 16 dents, seules les incisives sont hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	0	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	0	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre de Co variable

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 5 aux postérieurs

Autres : La glande abdominale ventrale, à sécrétion sébacée, intervient dans le marquage du territoire. Elle est située sur la ligne blanche : de couleur orangée chez le mâle adulte, elle est absente chez 1/3 des femelles.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 5, 14, 21, 30, 53]

Mode de vie : activité surtout crépusculaire, vie dans des terriers simples

Système social : vie communautaire et collectiviste en grands groupes sociaux

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 3 à 4 ans (5 maximum)

Fréquence cardiaque : 300 à 400 battements par minute

Fréquence respiratoire : 80 à 160 mouvements par minute

Volume sanguin : 66 à 78 ml/kg PV

Température corporelle : 37 à 38,5°C

Consommation d'eau : 40 à 100 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 50 à 80 g/kg PV/j

Régime alimentaire : végétarien à tendance omnivore

Bases de l'alimentation : la ration de base se compose de céréales, sous forme de granulés pour rongeurs à 18-22% de protéines ou de mélanges de graines. Légumes, fruits frais et secs, fromage sont proposés en complément (éviter les fruits riches en vitamine C, comme le kiwi ou les agrumes).

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 5, 14, 21, 30, 53]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 70 à 85 jours

♀ : 65 à 85 jours

Saison sexuelle : toute l'année

Durée du cycle : 4 à 6 jours (polyœstrien)

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 24 à 26 jours

Nombre de petits par portée : 1 à 12

Poids à la naissance : 3 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, ouverture des yeux vers 15 jours

Age au sevrage : 21 à 28 jours

Nombre de paires de mamelles : 4

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 5, 14, 21, 53]

Les constantes biochimiques et hématologiques de la gerbille sont regroupées dans les tableaux 11 et 12 (p28). La valeur de l'albumine plasmatique est parfois élevée, surtout lors de privation en eau. Il est également assez courant d'observer un taux élevé de cholestérol sérique, même lorsque le régime alimentaire contient un pourcentage normal de graisses.

Sur le plan hématologique, la gerbille présente une polyglobulie physiologique, ainsi qu'un taux de réticulocytes relativement important : ils représentent plus de 40% du total des érythrocytes circulants chez le nouveau-né, puis ce pourcentage diminue progressivement jusqu'à l'âge adulte, où ils ne représentent plus que 4% des érythrocytes en moyenne. L'autre élément marquant est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : en général, environ 80% de lymphocytes pour moins de 20% de neutrophiles.

B. 2) Constantes urinaires [2, 5, 14, 21, 53]

Couleur : jaune foncé

pH : 6 (valeur moyenne)

Densité : 1,040 (valeur moyenne)

Cristaux à l'état physiologique : non

Chimie : traces d'albumine (0,5 à 1 g/l) sur la bandelette urinaire

C. CONTENTION [2, 5, 21, 30, 53]

La gerbille est un rongeur sociable et familier, qui mord rarement. Peu craintive et d'un naturel curieux, elle vient facilement manger dans la main. Elle est saisie par la peau entre les épaules et par la base de la queue, ou bien prise dans la main en maintenant la tête entre 2 doigts (figure 25 p116). Il faut éviter les mouvements brusques, susceptibles de déclencher des crises épileptiformes, et ne pas attraper la gerbille par l'extrémité de la queue, qui risque de se casser ou d'être scalpée.

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,1 – 0,5
Créatinine	mg / l	10 – 20
Glucose	g / l	0,8 – 1 *
Protéines totales	g / l	55 – 70
ALAT	UI / l	10 – 35
PAL	UI / l	3 – 12
Bilirubine totale	mg / l	2 – 5
Albumine	g / l	35 – 45
Cholestérol	g / l	0,4 – 1,0
Ca ²⁺	mg / l	100 – 150
K ⁺	mmol / l	4 – 6,5

Tableau 7 : Les constantes biochimiques usuelles de l'octodon (d'après BOUSSARIE (2003a), KISHIDA (2002) et VISTICOT (2002)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	x 10 ¹² / l	4,2 – 13,9
Hémoglobine	g / dl	7,2 – 15,0
Hématocrite	%	26 – 54

Thrombocytes	x 10 ⁹ / l	250 – 500
--------------	-----------------------	-----------

Leucocytes	x 10 ⁹ / l	3,2 – 20,0
Neutrophiles	x 10 ⁹ / l	0,4 – 18,5 (11 – 91%)
Eosinophiles	x 10 ⁹ / l	0 – 1,6 (0 – 8%)
Basophiles	x 10 ⁹ / l	0 – 2 (0 – 10%)
Lymphocytes	x 10 ⁹ / l	0,3 – 17,2 (9 – 86%)
Monocytes	x 10 ⁹ / l	0 – 1,6 (0 – 8%)

Tableau 8 : Les constantes hématologiques de l'octodon (d'après BOUSSARIE (2003a), KISHIDA (2002) et VISTICOT (2002)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,2 – 0,5
Créatinine	mg / l	8 – 23

Glucose	g / l	1,2 – 2,1 *
Protéines totales	g / l	58 – 81
ALAT	UI / l	26 – 91
PAL	UI / l	25 – 64
Bilirubine totale	mg / l	0,5 – 3,0
Albumine	g / l	24 – 39

Cholestérol	g / l	0,5 – 1,7
-------------	-------	-----------

Ca ²⁺	mg / l	83 – 108
K ⁺	mmol / l	3,6 – 5,7

Tableau 9 : Les constantes biochimiques usuelles du chien de prairie à queue noire (d'après BOUSSARIE (1999c et 2003a)).

* Certains individus présentent une hyperglycémie physiologique.

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12} / l$	4 – 12
Hémoglobine	g / dl	6,4 – 19,6
Hématocrite	%	30 – 57

Thrombocytes	$\times 10^9 / l$	150 – 800
--------------	-------------------	-----------

Leucocytes	$\times 10^9 / l$	2,5 – 11,0
Neutrophiles	$\times 10^9 / l$	1,0 – 9,6 (40 – 87%)
Eosinophiles	$\times 10^9 / l$	0 – 0,9 (0 – 8%)
Basophiles	$\times 10^9 / l$	0 – 0,2 (0 – 2%)
Lymphocytes	$\times 10^9 / l$	0,3 – 5,9 (10 – 54%)
Monocytes	$\times 10^9 / l$	0 – 1,3 (0 – 12%)

Tableau 10 : Les constantes hématologiques du chien de prairie à queue noire (d'après BOUSSARIE (2003a)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,17 – 0,30
Créatinine	mg / l	6 – 14

Glucose	g / l	0,5 – 1,4
Protéines totales	g / l	45 – 125
PAL	UI / l	12 – 37
Bilirubine totale	mg / l	2 – 6
Albumine	g / l	18 – 58

Cholestérol	g / l	0,9 – 1,5
-------------	-------	-----------

Ca ²⁺	mg / l	37 – 62
K ⁺	mmol / l	3,8 – 5,3

Tableau 11 : Les constantes biochimiques usuelles de la gerbille de Mongolie (d'après BOUSSARIE (2003a) et LABER-LAIRD (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12} / l$	8 – 10
Hémoglobine	g / dl	12 – 16
Hématocrite	%	44 – 48
Réticulocytes	% hématies	3 – 4

Thrombocytes	$\times 10^9 / l$	400 – 600
--------------	-------------------	-----------

Leucocytes	$\times 10^9 / l$	7 – 12
Neutrophiles	$\times 10^9 / l$	0,4 – 4,1 (5 – 34%)
Eosinophiles	$\times 10^9 / l$	0 – 0,5 (0 – 4%)
Basophiles	$\times 10^9 / l$	0 – 0,1 (0 – 1%)
Lymphocytes	$\times 10^9 / l$	4,2 – 11,4 (60 – 95%)
Monocytes	$\times 10^9 / l$	0 – 0,4 (0 – 3%)

Tableau 12 : Les constantes hématologiques de la gerbille de Mongolie (d'après BOUSSARIE (2003a) et LABER-LAIRD (1996)).

VII – LE HAMSTER DE SYRIE

Le hamster de Syrie (*Mesocricetus auratus*), aussi appelé hamster doré (figure 8), est l'espèce de hamster la plus fréquemment proposée à la vente. Il a été découvert en Syrie en 1930 et est rapidement devenu un animal de compagnie très prisé en Europe occidentale, doux et discret. Il est également utilisé comme animal de laboratoire.



Figure 8 : Hamster de Syrie faisant sa toilette. [81]

Depuis une vingtaine d'années, un certain nombre de hamsters dits nains ont fait leur apparition dans le commerce. Il s'agit surtout du hamster de Chine (*Cricetulus griseus*), du hamster de Roborovski (*Phodopus roborovskii*) et du hamster russe (*Phodopus sungorus*). Les références de laboratoire et les règles de contention concernant ces espèces sont comparables, même si les données anatomiques et physiologiques peuvent différer.

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 3, 13, 14, 21, 54]

Poids adulte

♂ : 85 – 130 g
♀ : 95 – 150 g

Longueur

- du corps : 15 – 17 cm
- de la queue : 1,2 cm

Formule dentaire : 16 dents, seules les incisives sont hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	0	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	0	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre variable de Co (queue très courte)

Nombre de doigts : 5 aux antérieurs (doigt I peu développé, muni d'un ongle) et 5 postérieurs.

Autres : Les 2 abajoues sont profondes de plusieurs centimètres (3,5 x 1 cm). Les « glandes du flanc » forment 2 taches symétriques brunes ou noires sur les flancs : ces zones riches en glandes sébacées servent au marquage du territoire. L'estomac est divisé en 2 parties par un rétrécissement marqué, la première partie correspondant à un élargissement de l'œsophage.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 3, 13, 14, 21, 54]

Mode de vie : activité nocturne, vie dans des terriers profonds

Système social : vie en solitaire, mâles et femelles séparés. Agressivité entre congénères.

Hibernation naturelle : de novembre à mars (des phases de réveil hebdomadaires)

Longévité moyenne : 2 à 3,5 ans

Fréquence cardiaque : 250 à 500 battements par minute

Fréquence respiratoire : 40 à 140 mouvements par minute

Volume sanguin : 78 ml/kg PV

Température corporelle : 37 à 38°C

Consommation d'eau : 80 à 100 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 50 à 100 g/kg PV/j

Régime alimentaire : rongeur omnivore, pratiquant la caecotrophie

Bases de l'alimentation :

- Industrielle : mélange complet ou granulés pour hamsters à 16% de protéines.
- Ménagère : graines (pour cobaye, perruche et canari), flocons d'avoine, pain dur, légumes et fruits frais, protéines animales (viande, lait, œuf dur).
- Prédisposition à l'obésité : éviter les distributions *ad libitum*.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 3, 13, 14, 21, 54]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 60 à 65 jours

♀ : 40 à 45 jours

Saison sexuelle : de mai à septembre

Durée du cycle : 4 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 15 à 16 jours

Nombre de petits par portée : 5 à 9 (1 à 14)

Poids à la naissance : 1,5 à 2 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, ouverture des yeux vers 15 jours

Age au sevrage : 20 à 25 jours

Nombre de paires de mamelles : 7 à 11

Isoler la femelle pendant la gestation et après la mise-bas (cannibalisme fréquent).

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 13, 14, 21, 54]

Les constantes biochimiques et hématologiques du hamster sont regroupées dans les tableaux 13 et 14 (p35). Les constantes biochimiques usuelles sont plus ou moins comparables à celles des carnivores domestiques.

Sur le plan hématologique, le hamster présente une polyglobulie physiologique, ainsi qu'un taux de réticulocytes relativement important. Il présente également une l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : environ 70% de lymphocytes pour moins de 30% de neutrophiles. Le nombre total de leucocytes diminue pendant l'hibernation.

B. 2) Constantes urinaires [2, 13, 14, 21, 54]

Couleur : variable selon l'alimentation, trouble et laiteuse

pH : 8 à 8,5

Densité : 1,060 (valeur moyenne)

Cristaux à l'état physiologique : carbonate de calcium, phosphate tricalcique

Chimie : traces de protéines possibles sur la bandelette urinaire

C. CONTENTION [2, 3, 13, 21, 54]

Si le hamster est calme et régulièrement manipulé, il est saisi au niveau de l'abdomen entre le pouce et l'index, puis posé à plat sur l'autre main, ou bien soulevé dans les 2 mains jointes en creux (figure 25 p116). Si le hamster est agressif, il est attrapé avec une serviette ou une boîte vide. Il faut éviter de pincer la peau du cou car le hamster n'apprécie pas d'être tenu de cette façon, et un tiraillement brutal de la peau de la nuque peut provoquer des lésions des abajoues. Mais c'est souvent la solution la plus pratique pour immobiliser le hamster pendant quelques secondes, le temps d'une injection par exemple.

VIII – LE RAT DOMESTIQUE

Le rat domestique, ou rat de compagnie (*Rattus norvegicus*), est originaire d'Asie. Le surmulot, à robe grise, s'est implanté en Europe au Moyen Age à la faveur des croisades. Sa forme albinos est largement utilisée comme animal de laboratoire depuis le milieu du XIX^{ième} siècle. C'est d'ailleurs le premier mammifère à avoir été domestiqué en vue d'expérimentation biologique. De nombreuses variétés de coloris (figure 9) sont disponibles depuis qu'il a acquis le statut d'animal de compagnie.

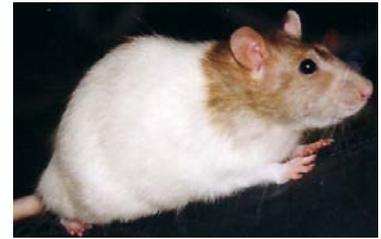


Figure 9 : Rat domestique, variété à tête de couleur. [81]

Le rat est très sociable, intelligent et doté d'une bonne mémoire, ce qui le rend particulièrement attachant.

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 14, 21, 34]

Poids adulte

♂ : 450 à 500 g

♀ : 250 à 300 g

Longueur

- du corps : 18 à 27 cm

- de la queue : 17 à 23 cm

Formule dentaire : 16 dents, seules les incisives sont hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	0	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	0	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre de Co variable

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 5 aux postérieurs

Autres : Des porphyrines sont sécrétées par les glandes de Harder sous l'effet d'un stress quel qu'il soit (état de souffrance physiologique, infection respiratoire, ...), colorant en rouge le pourtour des yeux et des narines. C'est la chromodacryorrhée du rat. La distinction avec une hémorragie oculaire ou nasale se fait par examen microscopique des sécrétions (absence d'hématies) ou à l'aide d'une lampe de Wood (fluorescence des porphyrines à la lumière ultra-violette).

A. 2) Paramètres biologiques [2, 14, 21, 34]

Mode de vie : activité plutôt crépusculaire et nocturne

Système social : groupes familiaux hiérarchisés

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 3 à 4 ans

Fréquence cardiaque : 250 à 400 battements par minute

Fréquence respiratoire : 70 à 150 mouvements par minute

Volume sanguin : 54 à 70 ml/kg PV

Température corporelle : 37 à 38,5°C

Consommation d'eau : 100 à 120 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 100 g/kg PV/j

Régime alimentaire : rongeur omnivore

Bases de l'alimentation :

- Industrielle : mélange complet ou granulés pour rongeurs à 20- 27% de protéines
- Ménagère : graines, légumes verts, carotte, pomme, pain complet, viande
- Prédisposition à l'obésité

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 14, 21, 34]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 2,5 mois

♀ : 2 mois

Saison sexuelle : toute l'année

Durée du cycle : 4 à 5 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 20 à 23 jours

Nombre de petits par portée : 6 à 12

Poids à la naissance : 5 à 6 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, ouverture des yeux vers 15 jours

Age au sevrage : 21 jours

Nombre de paires de mamelles : 6

Les parents ne sont pas séparés pendant la gestation et jusqu'au sevrage.

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 14, 21, 31, 34]

Les constantes biochimiques et hématologiques du rat sont regroupées dans les tableaux 15 et 16 (p35 et 36). Les valeurs biochimiques usuelles sont comparables à celles des carnivores domestiques.

Sur le plan hématologique, le rat présente une polyglobulie physiologique, ainsi qu'un taux de réticulocytes relativement important (d'après DESCAT (2002), 2% en moyenne chez l'adulte, supérieur à 15% au sevrage et jusqu'à 99% à la naissance), qui se traduit sur le frottis sanguin par une polychromatophilie. L'hémogramme du rat se caractérise également par une thrombocytose physiologique, la numération plaquettaire étant souvent supérieure à 10^{12} plaquettes/l. Enfin, l'élément marquant est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : environ 80% de lymphocytes pour moins de 20% de neutrophiles.

B. 2) Constantes urinaires [2, 14, 21, 34]

Couleur : jaune

pH : 6 à 8,1

Densité : 1,020 à 1,050

Cristaux à l'état physiologique : non

Chimie : traces de protéines sur la bandelette urinaire (> 0,3 g/l)

C. CONTENTION [2, 21, 34]

Le rat est en général peu farouche et vient spontanément au contact de l'homme. Il peut être simplement pris sur la main, mais il a souvent tendance à grimper le long du bras. Il est saisi par la peau du cou ou par la base de la queue. Il est ensuite maintenu soit par la peau du cou, soit en enserrant le thorax entre 2 doigts, sous les membres antérieurs, le reste du corps étant soutenu par ailleurs (figure 25 p117). Il faut éviter d'attraper l'extrémité de la queue qui risque de se casser.

IX – LA SOURIS DOMESTIQUE

La souris domestique, *Mus musculus*, est commensale de l'homme depuis le néolithique. Elle a colonisé l'Europe au XVII^{ème} siècle en empruntant la voie maritime. Avant tout utilisée comme animal de laboratoire, elle est récemment devenue animal de compagnie. A l'origine, son pelage était gris, mais il existe de nombreux autres mutants de couleur que la célèbre souris blanche (figure 10), ainsi que des mutants à poil long.



Figure 10 : Souris domestique, variété chinchilla gris.^[81]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques ^[2, 14, 21, 34]

Poids adulte

♂ : 20 à 40 g
♀ : 25 à 40 g

Longueur

- du corps : 7 à 9 cm
- de la queue : 7 à 9,5 cm

Formule dentaire : 16 dents, seules les incisives sont hypsondantes

Mâchoire supérieure	1	0	0	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	0	3

Formule vertébrale : 7 C – 13 T – 6 L – 4 S – nombre de Co variable

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 5 aux postérieurs

A. 2) Paramètres biologiques ^[2, 14, 21, 34]

Mode de vie : activité plutôt crépusculaire et nocturne

Système social : petits groupes familiaux

Hibernation naturelle : non

Longévité moyenne : 2 à 3 ans

Fréquence cardiaque : 325 à 780 battements par minute

Fréquence respiratoire : 80 à 250 mouvements par minute

Volume sanguin : 75 à 80 ml/kg

Température corporelle : 37 à 38°C

Consommation d'eau : 100 à 150 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 150 g/kg PV/j (soit 5 g/j)

Régime alimentaire : rongeur omnivore

Bases de l'alimentation :

- Industrielle : mélange complet pour rongeurs à 20-24% de protéines
- Ménagère : légumes (salade, carotte, endives), fruits, graines, un peu de viande blanche, œuf dur, fromage.

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 14, 21, 34]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 45 jours

♀ : 40 à 45 jours

Saison sexuelle : toute l'année

Durée du cycle : 4 à 5 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 19 à 21 jours

Nombre de petits par portée : 7 à 10

Poids à la naissance : 0,5 à 1,5 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, ouverture des yeux vers 13 jours

Age au sevrage : 21 à 28 jours

Nombre de paires de mamelles : 5

Les parents ne sont pas séparés entre la mise-bas et le sevrage.

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 14, 21, 34]

Les constantes biochimiques et hématologiques de la souris sont regroupées dans les tableaux 17 et 18 (p36). Les valeurs biochimiques usuelles sont comparables à celles des carnivores domestiques.

Sur le plan hématologique, la souris présente une polyglobulie physiologique. L'hémogramme de la souris se caractérise également par un taux élevé de thrombocytes. L'autre élément marquant est l'inversion de la formule leucocytaire par rapport aux carnivores domestiques et à l'homme : environ 70% de lymphocytes pour moins de 30% de neutrophiles. Le taux de monocytes est souvent important.

B. 2) Constantes urinaires [2, 14, 21, 34]

Couleur : jaune

pH : 6 à 8,5

Densité : 1,030 à 1,040

Cristaux à l'état physiologique : non

Chimie : traces d'albumine (0,3 g/l), traces de protéines chez les mâles

C. CONTENTION [2, 21, 34]

La souris n'est pas agressive mais elle mord facilement. Elle vient souvent spontanément manger dans la main. La technique la plus sûre consiste à l'attraper par la base de la queue et à la placer sur un revêtement rugueux auquel elle s'agrippe par réflexe. On prend alors entre le pouce et l'index un pli de peau le plus près possible derrière les oreilles, puis elle est soulevée, la base de la queue étant tenue avec le petit doigt de la même main ou avec l'autre main (figure 25 p117).

Il faut éviter d'attraper l'extrémité de la queue qui risque de se casser. La souris ne doit pas être soulevée par la queue pendant plus de quelques secondes, car elle est capable de se redresser et de mordre.

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,12 – 0,26
Créatinine	mg / l	4 – 10

Glucose	g / l	0,5 – 1,5
Protéines totales	g / l	45 – 75
ALAT	UI / l	22 – 128
PAL	UI / l	86 – 187
Bilirubine totale	mg / l	1 – 9
Albumine	g / l	35 – 49

Cholestérol	g / l	0,55 – 1,81
-------------	-------	-------------

Ca ²⁺	mg / l	98 – 132
K ⁺	mmol / l	4,5 – 5,5

Tableau 13 : Les constantes biochimiques usuelles du hamster de Syrie (d'après BOUSSARIE (1997 et 2003a), LIPMAN et FOLTZ (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	x 10 ¹² / l	5,5 – 10,0
Hémoglobine	g / dl	14,5 – 18,0
Hématocrite	%	36 – 54
Réticulocytes	% hématies	1,3 – 3,7

Thrombocytes	x 10 ⁹ / l	200 – 500
--------------	-----------------------	-----------

Leucocytes	x 10 ⁹ / l	3 – 11
Neutrophiles	x 10 ⁹ / l	0,3 – 4,8 (10 – 44%)
Eosinophiles	x 10 ⁹ / l	0 – 0,5 (0 – 4,5%)
Basophiles	x 10 ⁹ / l	0 – 0,3 (0 – 3%)
Lymphocytes	x 10 ⁹ / l	1,5 – 10,5 (50 – 95%)
Monocytes	x 10 ⁹ / l	0 – 0,6 (0 – 5%)

Tableau 14 : Les constantes hématologiques du hamster de Syrie (d'après BOUSSARIE (1997 et 2003a), LIPMAN et FOLTZ (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,1 – 0,5
Créatinine	mg / l	2 – 8

Glucose	g / l	0,50 – 1,35
Protéines totales	g / l	56 – 86
ALAT	UI / l	15 – 90
PAL	UI / l	16 – 200
Bilirubine totale	mg / l	2 – 6
Albumine	g / l	35 – 48

Cholestérol	g / l	0,4 – 1,3
-------------	-------	-----------

Ca ²⁺	mg / l	55 – 135
K ⁺	mmol / l	4,3 – 5,6

Tableau 15 : Les constantes biochimiques usuelles du rat (d'après BOUSSARIE (2003a) et FALLON (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12}/l$	6 – 10
Hémoglobine	g / dl	11,0 – 19,5
Hématocrite	%	35 – 55
Réticulocytes	% hématies	0 – 3

Thrombocytes	$\times 10^9/l$	500 – 1300
--------------	-----------------	------------

Leucocytes	$\times 10^9/l$	6 – 17
Neutrophiles	$\times 10^9/l$	0,5 – 5,8 (9 – 34%)
Eosinophiles	$\times 10^9/l$	0 – 1 (0 – 6%)
Basophiles	$\times 10^9/l$	0 – 0,3 (0 – 2%)
Lymphocytes	$\times 10^9/l$	3,9 – 14,5 (65 – 85%)
Monocytes	$\times 10^9/l$	0 – 1,4 (0 – 8%)

Tableau 16 : Les constantes hématologiques du rat (d'après BOUSSARIE (2003a) et FALLON (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,2 – 0,5
Créatinine	mg / l	3 – 10

Glucose	g / l	0,6 – 19,0
Protéines totales	g / l	35 – 72
ALAT	UI / l	26 – 180
PAL	UI / l	25 – 100
Bilirubine totale	mg / l	1 – 9
Albumine	g / l	25 – 48

Cholestérol	g / l	0,26 – 0,96
-------------	-------	-------------

Ca ²⁺	mg / l	111 – 121
K ⁺	mmol / l	5,0 – 7,6

Tableau 17 : Les constantes biochimiques usuelles de la souris (d'après BOUSSARIE (2003a), FALLON (1996)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	$\times 10^{12}/l$	7,0 – 12,5
Hémoglobine	g / dl	10 – 17
Hématocrite	%	39 – 49
Réticulocytes	% hématies	0 – 1

Thrombocytes	$\times 10^9/l$	150 – 500
--------------	-----------------	-----------

Leucocytes	$\times 10^9/l$	5 – 15
Neutrophiles	$\times 10^9/l$	0,5 – 6,0 (10 – 40%)
Eosinophiles	$\times 10^9/l$	0 – 0,6 (0 – 4%)
Basophiles	$\times 10^9/l$	0 – 0,2 (0 – 1%)
Lymphocytes	$\times 10^9/l$	2,8 – 14,3 (55 – 95%)
Monocytes	$\times 10^9/l$	0 – 1,2 (0 – 8%)

Tableau 18 : Les constantes hématologiques de la souris (d'après BOUSSARIE (2003a), FALLON (1996)).

X – L'ÉCUREUIL DE CORÉE

L'écureuil de Corée (*Tamias striatus*), aussi appelé tamia strié, écureuil rayé ou écureuil japonais, est une espèce non domestique sans protection particulière. Il a le dos gris avec des bandes longitudinales brun foncé, les flancs gris-jaune (figure 11) et une longue queue touffue.

Les animaux vendus en France sont nés et élevés en Europe. Ce petit animal est très agile, il reste toujours très indépendant et recherche peu le contact avec l'homme.



Figure 11 : Écureuil de Corée. [82]

A. PARTICULARITÉS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

A. 1) Particularités anatomiques et morphologiques [2, 14, 21, 37]

Poids adulte : 70 à 120 g

Longueur

- du corps : 15 cm
- de la queue : 10 à 12 cm

Formule dentaire : 22 dents,
toutes hypsodontes

Mâchoire supérieure	1	0	2	3
	I	C	PM	M
Mâchoire inférieure	1	0	1	3

Formule vertébrale : 7C – 13 T – 6 L – 4 S – 17 Co

Nombre de doigts : 4 aux antérieurs et 5 aux postérieurs

Autres : les poches jugales sont profondes de plusieurs centimètres.

A. 2) Paramètres biologiques [2, 14, 21, 37]

Mode de vie : diurne et arboricole, vie dans des terriers individuels avec une chambre centrale et plusieurs couloirs annexes servant de garde-manger pour l'hiver.

Système social : vie en colonie

Hibernation naturelle : pas à l'intérieur des habitations, mais baisse d'activité pendant l'hiver

Longévité moyenne : 5 à 8 ans

Fréquence cardiaque : 300 à 500 battements par minute

Fréquence respiratoire : 200 mouvements par minute

Volume sanguin : 65 à 75 ml/kg PV

Température corporelle : 38 à 39,5°C

Consommation d'eau : 100 ml/kg PV/j

Consommation de nourriture : 50 g/kg PV/j

Régime alimentaire : végétarien à tendance omnivore

Bases de l'alimentation :

- Industrielle : aliment composé spécifique
- Ménagère : graines (maïs, blé, tournesol), flocons d'avoine, fruits (noix, noisette, pomme, cerise), végétaux frais (salade, pissenlit), écorces et bourgeons frais, gâteaux secs, pain trempé

dans du lait sucré, protéines animales en petite quantité (œuf, viande crue, vers de farine, insectes).

A. 3) Physiologie de la reproduction [2, 14, 21, 37]

Age de la maturité sexuelle

♂ : 12 mois

♀ : 11 mois

Saison sexuelle : de mars à avril

Durée du cycle : 28 à 35 jours

Type d'ovulation : spontanée

Durée de gestation : 35 à 40 jours

Nombre de petits par portée : 3 à 5

Poids à la naissance : 3 à 4 g

Caractères des nouveaux-nés : nidicoles, sortie du nid entre 28 et 35 jours

Age au sevrage : 4 semaines

Nombre de paires de mamelles : 4

B. RÉFÉRENCES DE LABORATOIRE

B. 1) Constantes biochimiques et hématologiques [2, 21, 37, 79]

Les constantes hématologiques de l'écureuil de Corée sont regroupées dans le tableau 20 (p39). Les seules constantes biochimiques disponibles dans la littérature concernent l'écureuil gris, et elles sont très parcellaires (tableau 19 p39). On peut supposer que les valeurs usuelles de l'écureuil gris, très proches de celles des autres rongeurs, sont extrapolables à l'écureuil de Corée.

Sur le plan hématologique, l'écureuil de Corée présente une polyglobulie physiologique. La formule sanguine montre une part prédominante de polynucléaires neutrophiles (on ne retrouve pas l'inversion de la formule leucocytaire observée chez les autres rongeurs), et le nombre de plaquettes est souvent élevé.

B. 2) Constantes urinaires

Aucune donnée n'est disponible dans la littérature, sans doute parce que le prélèvement d'urine est extrêmement difficile dans cette espèce.

C. CONTENTION [2, 21, 37]

L'examen est toujours difficile car l'écureuil de Corée mord facilement et se déplace rapidement. Il est préférable de commencer par examiner l'animal dans sa cage. Ensuite, il peut être pris dans les mains, en saisissant la tête entre le pouce et l'index, après s'être équipé de gants en cuir. Un filet à papillon est parfois indispensable pour l'attraper. L'écureuil peut également être placé dans un bocal en verre, fermé par un couvercle métallique à maille fine.

L'écureuil ne doit pas être saisi par la queue qui risque d'être scalpée.

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Urée	g / l	0,13 – 0,27
Glucose	g / l	1,37 – 1,42
Protéines totales	g / l	52 – 58
Ca ²⁺	mg / l	70 – 145
K ⁺	mmol / l	31 - 73

Tableau 19 : Les constantes biochimiques usuelles de l'écureuil gris (d'après WALLACH et BOEVER (1983)).

Paramètre	Unité	Valeurs usuelles
Hématies	x 10 ¹² / l	6
Hémoglobine	g / dl	10 – 15
Hématocrite	%	35 – 55

Thrombocytes	x 10 ⁹ / l	150 – 500
--------------	-----------------------	-----------

Leucocytes	x 10 ⁹ / l	3 – 7
Neutrophiles	x 10 ⁹ / l	1,2 – 4,2 (40 – 60%)
Eosinophiles	x 10 ⁹ / l	0,1 à 0,2 (3%)
Basophiles	x 10 ⁹ / l	0,1 à 0,2 (3%)
Lymphocytes	x 10 ⁹ / l	0,9 – 4,9 (30 – 70%)
Monocytes	x 10 ⁹ / l	0,2 – 0,7 (6 – 10%)

Tableau 20 : Les constantes hématologiques de l'écureuil de Corée (d'après BOUSSARIE (2003a)).

CHAPITRE 2 :

LES MOTIFS DE CONSULTATION EN URGENCE DU LAPIN ET DES RONGEURS DE COMPAGNIE.

Ce chapitre passe en revue les principaux motifs de consultation en urgence du lapin et des rongeurs de compagnie. Il détaille dans chaque cas le diagnostic différentiel et les examens complémentaires à réaliser en première intention. Les modalités de prise en charge immédiate des animaux sont indiquées à la fin de chaque paragraphe, de manière succincte. Toutes sont reprises en détail dans le chapitre 3.

I - TROUBLES GÉNÉRAUX

A. ANOREXIE

Une anorexie de plus de 48 heures, c'est-à-dire l'absence totale de prise d'aliments et de boisson, nécessite une prise en charge rapide sous peine d'entrer dans un cercle vicieux. En effet, l'anorexie entraîne une stase digestive qui elle-même empêche la reprise de l'alimentation. Par ailleurs, une anorexie prolongée évolue rapidement vers une lipidose hépatique, surtout chez le lapin.

L'anorexie est un signe peu spécifique, dont l'origine est parfois difficile à déterminer (tableau 21). Dans l'attente d'un diagnostic étiologique précis, un support nutritionnel est indispensable (voir p128).

A. 1) Diagnostic différentiel

a. Changement d'alimentation

L'anorexie peut être la conséquence de l'introduction d'un nouvel aliment dans l'alimentation ou d'un changement d'aliment (nouvelle marque par exemple). En effet, le lapin et les rongeurs de compagnie sont facilement néophobiques. Tout changement doit être progressif, en surveillant si le nouvel élément est accepté.

b. Douleur ou stress environnemental

Le lapin et tous les rongeurs de compagnie sont très sensibles à tous les stress environnementaux : toute modification brutale du milieu de vie peut provoquer une anorexie complète. De même, une vive douleur physique s'accompagne souvent d'une anorexie et d'un refus de se déplacer.

c. Problèmes bucco-dentaires

Les problèmes bucco-dentaires sont très fréquents chez le lapin et les rongeurs de compagnie. A priori, ce ne sont pas des motifs de consultation d'urgence car leur évolution est progressive. Néanmoins, le vétérinaire devra systématiquement vérifier l'état de la bouche d'un animal anorexique, car les anomalies bucco-dentaires entretiennent l'anorexie et la pousse des dents étant continue, l'anorexie se complique rapidement d'une malocclusion dentaire. Il recherchera, d'après QUINTON (2002) :

- un corps étranger, fiché entre les dents ou dans les muqueuses
- une malocclusion des incisives dans toutes les espèces, des molaires et des prémolaires chez le lapin, le cobaye, l'octodon, l'écureuil de Corée, le chinchilla et le chien de prairie.
- des blessures des joues ou de la langue, surtout en cas de malocclusion des molaires ou des prémolaires.
- une fracture dentaire

d. Stase gastro-intestinale et constipation

Il existe plusieurs causes possibles à une stase gastro-intestinale ou à une constipation, notamment des erreurs alimentaires. L'anorexie est parfois la seule manifestation de ces troubles.

d₁. Stase gastrique et trichobézoards

La stase gastrique est un trouble fréquemment rencontré chez le lapin. Parmi les rongeurs de compagnie, elle s'observe sur les animaux à poils longs, principalement chez le cobaye et le chinchilla. Sa principale manifestation est l'anorexie, et une diminution du volume des selles.

	Lapin	Cobaye	Chinchilla	Octodon	Chien de prairie	Gerbille	Ecureuil	Hamster	Rat	Souris
a. Changement alimentaire	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
b. Douleur ou stress	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
c. Problèmes bucco-dentaires	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
d. Stase gastro-intestinale										
* Stase gastrique	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-
* Iléus caecal	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
* Constipation	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
e. Maladies infectieuses										
* Atteinte respiratoire	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* Maladie de Tyzzer	-	+	-	-	-	+	-	-	+	-
* Peste	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
* Yersiniose	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-
* Salmonellose	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-
f. Maladies métaboliques										
* Lipidose hépatique	+	-	-	+	+	-	+	+	-	-
* Diabète sucré	+	-	+	+	-	+	-	-	-	-
* Toxémie de gestation	+	+	+	+	-	-	-	-	+	-
g. Calculs biliaires	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
h. Ulcères gastriques	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-
i. Adhérences abdominales	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
j. Tumeurs										
* Tumeurs hépatiques	+	-	-	+	+	+	-	+	-	-
* Tumeurs digestives	-	-	-	-	+	+	-	+	-	-
* Tumeurs lymphoïdes	+	-	-	+	-	-	-	+	+	-

Tableau 21 : Principales hypothèses diagnostiques à explorer lors d'anorexie chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

L'animal présente souvent des phases où il adopte une posture voussée, et des grincements de dents. Une météorisation peut apparaître, mais elle est rare. La stase gastrique peut être la cause de l'anorexie, mais elle en est le plus souvent la conséquence, et vient ainsi compliquer le tableau clinique. A ce stade, l'urgence est de rétablir le transit digestif, puis dans un deuxième temps d'en déterminer la cause, d'après QUINTON (2001).

D'après HARRENSTIEN (1999), les trichobézoards sont à tort considérés comme la première cause de stase gastrique chez le lapin. En effet, des quantités importantes de poils sont habituellement présentes dans l'estomac, et sont éliminées si le péristaltisme de la totalité du tractus digestif est normal. Cependant, la motilité intestinale diminue si l'apport alimentaire de fibres est insuffisant, si le bol alimentaire n'est pas suffisamment hydraté, si le pH gastrique augmente (infection, parasitisme) ou lors de stress environnemental important. Poils et bol alimentaire s'accumulent alors dans l'estomac en un amas compact, appelé trichobézoard, entraînant une stase, voire un iléus gastrique. Ainsi, d'après HAFFAR (1994), il est difficile de déterminer si les trichobézoards sont la conséquence ou la cause de l'anorexie. Ils révèlent en tous cas un trouble comportemental (léchage fréquent, ennui, ...) ou une alimentation déséquilibrée.

Lors de stase gastrique, de l'air s'accumule dans l'estomac qui reste en général de taille normale. Sur un cliché radiographique sans préparation de l'abdomen, on observe une dilatation de l'estomac (figures 12 et 13). Son contenu est dense et homogène et un halo aérique souligne son contour, selon BOUSSARIE (2003a). Un cliché pris 12 heures au moins après un repas baryté confirme la présence d'une masse gastrique et l'absence de transit (figure 14). La stase gastrique est médicalement contrôlable et réversible si elle est prise en charge rapidement. Dans le cas contraire, elle risque de se compliquer d'un iléus caecal, voire d'une occlusion intestinale, de pronostic beaucoup plus réservé.

d₂. Iléus caecal

Une diminution de la motilité du tractus digestif peut également entraîner un iléus caecal, plus sérieux que la stase gastrique. D'après QUINTON (2001), les espèces ayant un régime herbivore strict sont davantage concernées : lapin, chinchilla, cobaye, chien de prairie, octodon.

L'animal est anorexique et constipé, mais le caecum est alors dilaté par de l'air, parfois de manière importante (figure 15 p54), et c'est en général la dilatation abdominale qui motive la consultation : se reporter au paragraphe I-B (p52).

d₃. Constipation

La constipation peut être observée chez toutes les espèces. Elle s'accompagne toujours d'une baisse d'appétit pouvant aller jusqu'à l'anorexie. Elle est consécutive à une diminution de la motilité digestive, et peut conduire à une occlusion intestinale. Se reporter au paragraphe II-B (p77).

e. Maladies infectieuses

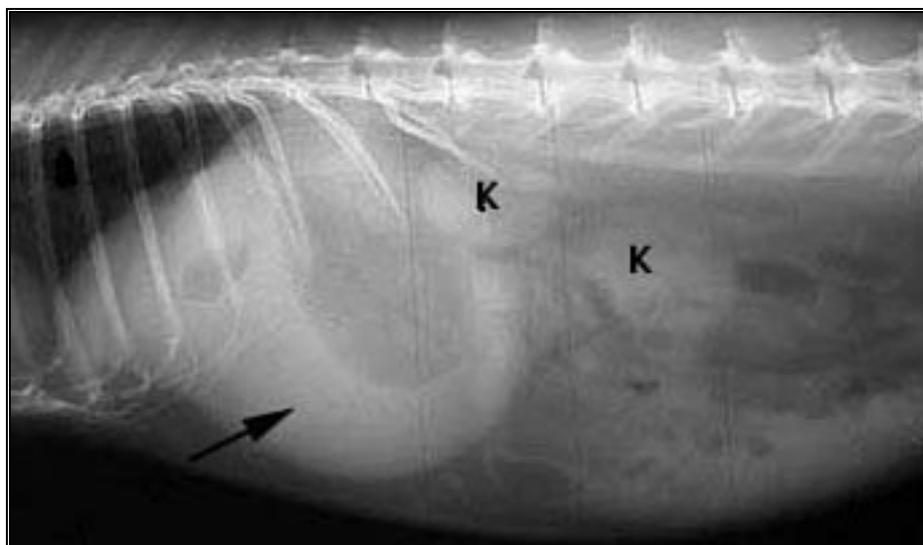
Différentes maladies infectieuses sont susceptibles de provoquer une anorexie chez le lapin et les rongeurs de compagnie, mais cette anorexie est rarement le seul symptôme présent.

e₁. Atteintes des voies respiratoires supérieures

Une atteinte des voies respiratoires supérieures peut s'accompagner d'une baisse, voire d'un arrêt de la prise alimentaire, à cause d'une hyperthermie associée, de la gêne respiratoire occasionnée, génératrice de stress, ou d'une anosmie partielle. L'animal présente alors une toux, des éternuements, un jetage nasal.



Vue de face



Vue de profil

Figure 12 : Dilatation gastrique chez un lapin (d'après 80).

L'estomac, désigné par la flèche, est distendu. Son contenu dense et homogène (bol alimentaire) délimite une zone plus radiotransparente. L'intervention chirurgicale a montré qu'il s'agissait d'un volumineux trichobézoard.

[K = rein]

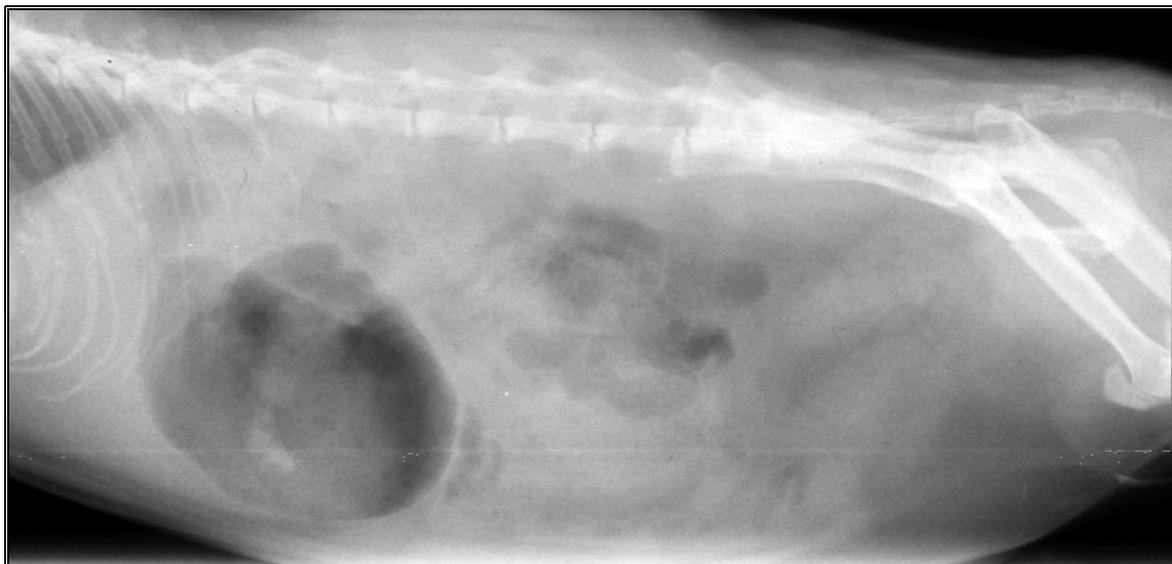


Figure 13 : Image radiographique de stase gastrique chez un cobaye (Service Imagerie, ENVA).

Cette image est caractéristique d'une stase gastrique : l'estomac contient de l'air mais reste en général de taille normale, et son contenu est homogène. Un halo aérique souligne le contour gastrique.

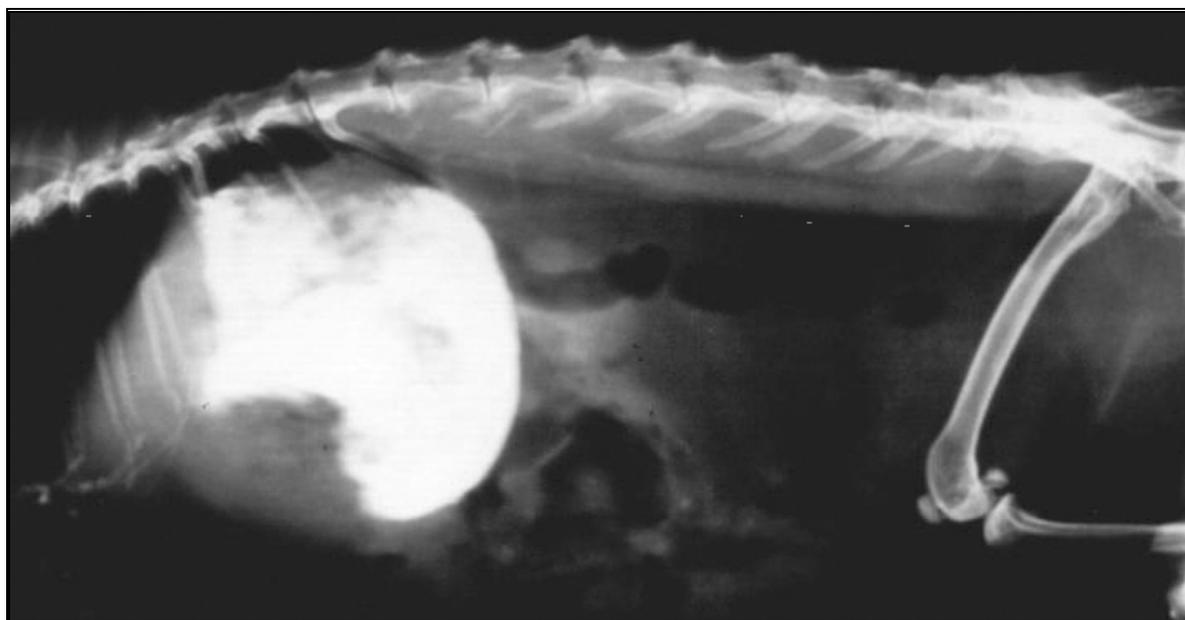


Figure 14 : Marquage baryté de l'estomac d'un lapin (D. BOUSSARIE).

Cliché radiographique de l'abdomen d'un lapin anorexique, pris environ 20 heures après le repas baryté. Le produit de contraste se trouve toujours dans l'estomac et n'a pas du tout progressé dans l'intestin. Le transit digestif est donc quasiment inexistant, ce qui est de très mauvais pronostic. L'intervention chirurgicale a permis de retirer un volumineux trichobézoard.

e₂. Maladie de Tyzzer

La maladie de Tyzzer, très contagieuse, apparaît à la faveur d'un stress environnemental. Elle est due au développement de *Clostridium piliforme*, et s'accompagne le plus souvent d'une prolifération de colibacilles. D'après AUBERT (1998), le lapin et tous les rongeurs y sont sensibles, mais ce sont principalement les jeunes au moment du sevrage et les femelles après la mise-bas qui sont atteints. Les animaux atteints développent typiquement une diarrhée aqueuse (voir p69). Cependant, chez la gerbille, le cobaye et le rat, la diarrhée est inconstante, et la seule manifestation de l'infection peut être, dans un premier temps, une anorexie et une léthargie.

e₃. Peste chez le chien de prairie

Cette maladie endémique due à *Yersinia pestis* atteint essentiellement les populations sauvages américaines. Cependant, la maladie peut se développer chez des animaux récemment acquis et dont l'origine est incertaine. D'après CHAZEL (1999), les signes cliniques sont peu spécifiques 1934.500013 Tes

e

La lipidose hépatique entretient l'anorexie, et est la plupart du temps associée à une stase digestive. Elle se traduit par une hépatomégalie et une augmentation des enzymes hépatiques dans le sang. La dégénérescence hépatique est irréversible ; une réalimentation forcée associée à une fluidothérapie peut permettre d'enrayer le phénomène (voir p51). Le pronostic dépend de l'importance de l'atteinte hépatique. La prévention passe par l'instauration rapide d'un support nutritionnel pour tout animal anorexique.

f₂. Diabète sucré

Le diabète sucré est décrit chez le hamster chinois, le lapin et l'octodon, et SCHAEFFER et DONNELLY (1997) rapporte un cas chez un chinchilla femelle obèse. Le diabète est fréquent chez l'octodon qui est incapable de métaboliser le glucose : tout apport d'aliment sucré, absent du milieu naturel, constitue un facteur favorisant. D'après KISHIDA (2002) et VISTICOT (2002), il s'agit d'un diabète non insulino-dépendant, dû à l'accumulation de dépôts d'amyloïde dans le pancréas. D'après LABER-LAIRD (1996), certaines gerbilles, principalement des individus obèses, développent une hypersécrétion de corticostéroïdes qui provoque une hyperglycémie et une hyperlipidémie, pouvant se compliquer d'un diabète sucré.

Les symptômes sont les mêmes que ceux observés chez les carnivores domestiques lors d'acido-cétose diabétique : léthargie, perte de poids et d'appétit, polyuro-polydypsie (l'animal est souvent souillé par l'urine), hyperglycémie, glucosurie et cétonurie. L'apparition d'une cataracte bilatérale est fréquente. Le diabète est souvent associé à une tumeur pancréatique et/ou une insuffisance rénale.

Le traitement du diabète est difficile à instaurer chez les rongeurs. Un régime est préconisé dans tous les cas, riche en protéines et en glucides complexes, pauvre en lipides, et supplémenté par 50 g de chrome par kilogramme de nourriture, selon VISTICOT (2002). Un traitement à base d'insuline peut être testé, à raison de 1 à 2 UI par jour pour commencer. Il faut ensuite ajuster cette dose selon la diminution de glycémie obtenue. Les résultats sont souvent décevants.

f₃. Toxémie de gestation

La toxémie de gestation survient lors des 2 dernières semaines de gestation ou dans la semaine qui suit la mise-bas, chez des femelles en surpoids. Elle se manifeste, entre autres, par une anorexie chez le chinchilla et l'octodon, mais l'atteinte de l'état général est toujours marquée : fatigue générale brutale, dyspnée, troubles neurologiques (ataxie, convulsions). Se reporter au paragraphe III – A (p86).

g. Calculs biliaires chez le chien de prairie

Certains chiens de prairie nourris avec des aliments trop gras développent des calculs biliaires dus à un taux trop important de cholestérol. Les manifestations en sont peu caractéristiques : amaigrissement, anorexie, diarrhée. D'après CHAZEL (1999), la cholestase se traduit cliniquement par une élévation des taux sériques en phosphatase alcaline, bilirubine et cholestérol (les valeurs usuelles pour ces 3 paramètres figurent dans le tableau 9 p27).

h. Ulcères gastriques

Les ulcères gastriques semblent assez fréquents chez le hamster et le cobaye, d'après HARRENSTEIN (1994) et PICHARD (1990). Ils sont a priori secondaires à des affections gastriques, notamment à des épisodes de stase gastrique. Dans les cas graves, un méléna peut apparaître. Se reporter au paragraphe II-C (p78).

D'après STRAKE *et al.* (1996), les ulcères gastriques sont également fréquents chez le chinchilla, parmi les jeunes adultes recevant des aliments durs, abrasifs ou moisis. Ces animaux présentent anorexie et régurgitations.

i. Adhérences abdominales chez le chinchilla

D'après STRAKE *et al.* (1996), des adhérences fibrineuses se mettent parfois en place entre différents organes abdominaux chez le chinchilla, suite à une infection abdominale aiguë. Anorexie et diarrhée sont observables. Le traitement est chirurgical : il vise à éliminer les adhérences, une entérotomie est parfois nécessaire. Le pronostic est donc réservé.

j. Tumeurs

Diverses tumeurs touchant l'appareil digestif sont décrites chez le lapin et les rongeurs de compagnie par TOFT (1992). Elles peuvent être à l'origine d'une anorexie isolée en début d'évolution. Elles concernent surtout des animaux âgés. Des tumeurs hépatiques ont été mises en évidence chez le lapin, la gerbille, le hamster, le chien de prairie et l'octodon. Des tumeurs du tube digestif se développent chez le hamster, la gerbille et le chien de prairie.

Des tumeurs du système lympho-hématopoïétique sont rapportées chez le lapin, le hamster, le rat et l'octodon (voir p56). Elles concernent plutôt les jeunes adultes. Différents organes peuvent être infiltrés : une organomégalie et des symptômes dus aux dysfonctionnements organiques se manifestent plus ou moins tardivement.

A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Le recueil des commémoratifs est une étape importante pour orienter le diagnostic : changement alimentaire récent, ancienneté des symptômes et autres signes associés. Si l'état de l'animal le permet, un examen de la bouche avec un otoscope permet de faire un bilan buccodentaire complet.

En fonction des hypothèses retenues, radiographies et échographie abdominales peuvent être réalisées. Face à un cas d'anorexie ou de dysorexie, et notamment si le volume des selles est réduit, le vétérinaire réalisera au moins un cliché radiographique de profil de l'abdomen, pour rechercher les signes d'un arrêt du transit digestif (dilatation aérique de l'estomac ou du caecum), car c'est un élément primordial à prendre en compte dans le traitement et le pronostic (figures 12 p46, 13 p47 et 15 p54). La réalisation de clichés après ingestion d'un produit de contraste (à T0, T0+10 min, T0+2h, T0+4h, T0+6h et T0+12 à 24 h) est très intéressante pour objectiver la persistance d'un transit digestif ou la présence d'une occlusion. D'après BOUSSARIE (2003a), une solution de baryte est administrée par voie orale ou par sonde gastrique, à raison de 10 à 15 ml/kg. L'interprétation est semblable à celle que l'on fait pour les carnivores domestiques (figure 14 p47). L'échographie permet d'observer le fonctionnement du tube digestif, la présence de tumeurs, les corps étrangers, les ulcères, mais la présence d'air digestif est un facteur limitant beaucoup plus important que chez les carnivores domestiques.

Une analyse biochimique de base, incluant glycémie, urée, créatinine, PAL et ALAT, est souvent indiquée. Au minimum, la réalisation d'une bandelette urinaire permet de rechercher la présence de corps cétoniques et éventuellement une acidification des urines, indiquant un état de cétose, voire d'acido-cétose, de mauvais pronostic. C'est néanmoins une situation classique chez les animaux obèses dysorexiques ou anorexiques, surtout s'ils ont maigri brutalement. Le cobaye y est prédisposé.

A. 3) Prise en charge immédiate

Une réalimentation forcée doit être instaurée dans tous les cas, soit par gavage à la seringue, soit en mettant en place une sonde naso-œsophagienne (voir p128). Un plan de réhydratation par voie parentérale est souvent nécessaire (voir p121).

En cas de stase gastro-intestinale, une hospitalisation de 4 à 5 jours est indispensable pour rétablir le transit digestif. La réhydratation, par voie parentérale ou orale, est essentielle. L'animal est nourri au moins 4 fois par jour. Cisapride ou métoclopramide sont utilisables pour relancer la motricité intestinale. L'administration de cholérétiques (clanobutine) est conseillée par BOUSSARIE (2003a). Voir tableau 38 p144.

Si des trichobézoards se sont accumulés dans l'estomac, on administre de l'huile de paraffine 2 à 3 fois par jour, associée à un massage gastrique doux, ou du salicylate d'ésérine (Feligastryl®, Felipurgatyl®) pendant 3 à 5 jours. BOUSSARIE (2003a) conseille de faire boire du jus d'ananas ou de papaye frais (10 ml par jour pendant 3 à 5 jours pour un lapin), car il contient des enzymes protéolytiques ayant un rôle présumé dans la digestion de la matière du trichobézoard.

Des analgésiques (flunixin) augmentent le confort et favorisent la reprise d'une alimentation spontanée (tableau 37 p143). Des antibiotiques (fluoroquinolones ou sulfamides potentialisés) sont administrés par précaution (tableaux 35-36 p138 à 140). Une chirurgie n'est décidée que sur obstruction avérée ou si le traitement médical reste inefficace au bout de 48 heures, car le lapin comme les rongeurs de compagnie ont une faible capacité de récupération après une chirurgie digestive. Les grandes lignes de l'intervention sont rappelées au chapitre 3 (p151).

Si des corps cétoniques sont détectés dans les urines, il est nécessaire d'apporter des sucres rapides pour rétablir un métabolisme normal et limiter la dégénérescence hépatique : du glucose isotonique peut être administré par voie parentérale, mais un moyen simple consiste à faire avaler du sirop de sucre de canne à l'animal (environ 5 ml/kg, 2 fois par jour). Des protecteurs hépatiques sont également injectés (clanobutine, bêtaïne et acides aminés ammoniacaux).

Lorsque c'est possible, un traitement étiologique est mis en place rapidement :

- pour les ulcères gastriques, des anti-acides et des pansements gastriques (voir p78).
- pour la constipation, se reporter au paragraphe II-B (p78).
- pour les atteintes de l'appareil génital femelle, une ovariohystérectomie est souvent nécessaire (se reporter au paragraphe IV).
- si une maladie infectieuse est suspectée, un antibiotique est administré (voir p135).

B. ABDOMEN DILATÉ ET/OU DOULOUREUX

En général, l'animal qui a un abdomen douloureux ne tolère qu'un examen rapide : la palpation abdominale est un élément important du diagnostic, mais elle doit être précautionneuse, à cause du risque de décompensation rapide.

Le recueil des commémoratifs est comme toujours une étape importante de la consultation. Le vétérinaire devra en particulier chercher à savoir si l'animal continue à s'alimenter, uriner et déféquer, et s'il est ou non stérilisé.

B. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatismes

Tout antécédent de choc violent (coup ou chute) précédant de quelques heures l'apparition des symptômes doit conduire à suspecter un traumatisme intra-abdominal : rupture d'organe, hémorragie. La gestion de ces traumatismes n'est pas spécifique, mais le pronostic est réservé.

b. Arrêt du transit digestif

Les causes de stase gastro-intestinale chez le lapin et les rongeurs de compagnie sont extrêmement variées du fait de la complexité de leur physiologie digestive et de leur sensibilité à toutes sortes de stress.

b₁. Stase gastrique

Se reporter au paragraphe I-A (p43).

b₂. Iléus caecal

Lors d'iléus caecal, le caecum est rempli d'air, et plus ou moins dilaté. Le contenu intestinal a parfois la consistance d'une pâte à modeler d'après BOUSSARIE (2003a). La dilatation caecale peut comprimer les autres organes abdominaux. Par ailleurs, la stase intestinale s'accompagne systématiquement d'une modification de la flore intestinale et caecale, ce qui compromet la récupération de l'animal après le rétablissement du transit. Le risque d'apparition d'une entérite secondaire doit donc être pris en compte. L'animal est anorexique et constipé. Le diagnostic est radiographique (figure 15 p54).

b₃. Obstruction gastro-intestinale

L'obstruction gastro-intestinale est plus rare que l'iléus. D'après QUINTON (2001), elle peut être causée par l'ingestion d'éléments de l'environnement de l'animal (moquette) ou d'un autre corps étranger, ou par une intussusception. Elle peut aussi être une complication de la stase gastrique (occlusion pylorique ou duodénale, avec la formation d'ulcères gastriques). L'animal est prostré et anorexique, il présente souvent une tachycardie et une tachypnée. La douleur abdominale est marquée et l'estomac est très dilaté. Des liquides s'accumulent en aval de l'obstruction. Le traitement est chirurgical, avec un pronostic très réservé.

b₄. Météorisme

D'après MAROLLEAU (1996), le météorisme est le plus souvent observé chez le chinchilla, au printemps, lors de la réintroduction de verdure dans l'alimentation. L'ingestion d'une grande quantité de verdure provoque d'importantes fermentations digestives. Il apparaît aussi chez l'écureuil de Corée, suite à un changement brutal de l'alimentation ou à la consommation excessive de fruits ou de verdure. La dilatation abdominale est en général

rapide et très importante, la respiration devenant difficile. Le pronostic est très réservé car la mort intervient souvent rapidement, avant qu'une intervention soit possible.

b₅. Tympanisme des femelles chinchilla en lactation

La femelle chinchilla peut être présentée pour une anorexie et une douleur abdominale 2 à 3 semaines après la mise-bas, selon MAROLLEAU (1996) et STRAKE *et al.* (1996). C'est la conséquence d'une atonie du gros intestin, liée à une mauvaise mobilisation du calcium. Le traitement passe par l'administration de 100 mg/kg de gluconate de calcium par voie sous-cutanée ou intramusculaire.

b₆. Indigestion aiguë

L'indigestion aiguë est décrite chez le chinchilla et le cobaye, d'après MAROLLEAU (1996). Deux heures environ après un repas de volume important, l'animal est abattu, il adopte une position voussée et respire difficilement. A la palpation, l'abdomen est dur et distendu. Une hypothermie s'installe rapidement et la mort survient en quelques heures. Une vidange gastrique est indispensable.

Le mécanisme de cette affection n'est pas clairement élucidé. La distension gastrique entraîne un arrêt du transit digestif, et donc favorise les proliférations microbiennes. Elle gêne également le retour veineux vers le cœur, en comprimant notamment la veine cave caudale, et entrave les mouvements respiratoires du diaphragme.

c. Entérites

Les entérites, quelque soit leur cause, peuvent s'accompagner d'une douleur abdominale ou d'une dilatation intestinale par des gaz. Une diarrhée est systématiquement associée, le pourtour de l'anus est alors souillé ou humide. Se reporter au paragraphe II-A (p68).

d. Atteintes de l'appareil reproducteur femelle

Une atteinte de l'appareil génital doit être recherchée chez toutes les femelles non stérilisées présentées pour une dilatation ou une douleur abdominale. Le vétérinaire cherchera à savoir si une gestation est en cours ou est possible (contact avec un mâle, même bref, au cours des dernières semaines).

d₁. Métrites et pyomètre

La palpation d'une masse fluctuante ou pâteuse dans l'abdomen caudal fera suspecter une métrite ou un pyomètre. Les autres signes cliniques rapportés sont une hématurie ou des pertes vulvaires hémorragiques, un abattement et une baisse d'appétit.

Le lapin et tous les rongeurs de compagnie peuvent être concernés. Les commémoratifs feront souvent état d'une mise-bas récente, d'une pseudogestation ou de troubles de la reproduction (avortement, résorption foetale, petits morts nés), bien que métrite et pyomètre se développent parfois chez des femelles n'ayant jamais eu de portée. Se reporter au paragraphe IV-C (p99).

d₂. Tumeurs utérines

Se reporter au paragraphe IV-C (p100).

d₃. Dystocie

Les mises-bas dystociques concernent essentiellement le lapin, le cobaye, le chinchilla et l'octodon. Même si la gestation en cours n'est pas connue des propriétaires, les fœtus sont facilement palpables. Le recueil des commémoratifs est souvent difficile, mais est important pour rechercher les facteurs favorisant la dystocie. Se reporter au paragraphe IV-A (p94).



Figure 15 : Stase caecale chez un hamster (Service Imagerie, ENVA).
Le caecum est rempli d'air et fortement dilaté. A ce stade, la distension abdominale est très nette. Le caecum comprime les autres organes abdominaux et gêne les mouvements respiratoires.

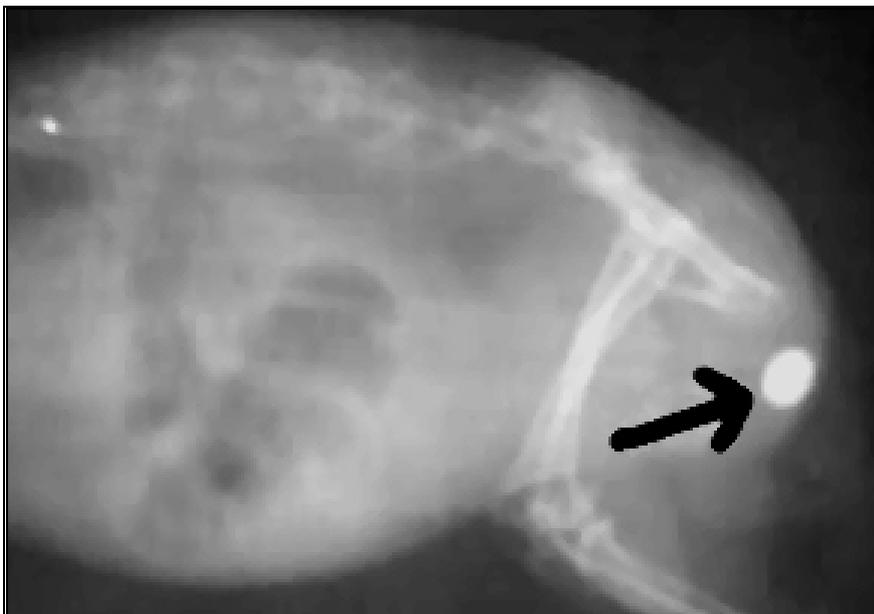


Figure 16 : Urolithiase chez un lapin (Service Imagerie, ENVA).
Un volumineux calcul radio-opaque est visible dans l'urètre pelvien (ainsi qu'un petit calcul pyélique). Une dilatation caecale est également visible sur ce cliché : elle indique qu'une stase caecale est en train de s'installer.

d₄. Tumeurs et kystes ovariens

Selon TOFT (1992), les tératomes ovariens sont les tumeurs les plus fréquentes chez le cobaye femelle de plus de 3 ans. Le tératome est presque toujours unilatéral et peut atteindre une taille très importante (jusqu'à 10 cm). Il métastase rarement mais il peut essaimer à l'intérieur de la cavité abdominale. La principale complication est une hémorragie intrapéritonéale provenant de la tumeur, qui peut être fatale. Les autres types de tumeurs de l'ovaire sont rares.

Chez la gerbille, les tumeurs ovariennes sont relativement fréquentes mais elles entraînent rarement une distension abdominale. Les autres espèces semblent rarement touchées.

Les kystes ovariens sont fréquents chez les femelles âgées, particulièrement chez le cobaye et la gerbille. Ils peuvent atteindre une taille très importante, jusqu'à 5 cm de diamètre chez la gerbille et jusqu'à 7 cm chez le cobaye. D'après LABER-LAIRD (1996), l'incidence chez la gerbille atteint 50% après l'âge de 400 jours, un tiers des animaux étant touchés des 2 côtés. Chez le cobaye, l'atteinte est en général bilatérale et elle a été mise en évidence chez 76% des femelles entre 2 et 4 ans selon SCHAEFFER *et al.* (1997). Outre la distension abdominale, ces kystes, souvent sécrétant, favorisent l'apparition de pyomètre (se reporter au paragraphe IV-C p 99). Une alopecie symétrique et non prurigineuse, hormono-induite, est souvent associée.

e. Urolithiases

Les urolithiases sont relativement fréquentes chez le lapin et le hamster mâle, ainsi que chez le cobaye mâle et femelle. Le rat et la souris sont plus rarement concernés : ce sont surtout les mâles âgés qui présentent des lithiases urinaires.

Les signes cliniques d'une urolithiase sont souvent peu caractéristiques : les propriétaires peuvent rapporter une anorexie, une adynamie, un dos voussé dû à une douleur abdominale, une hématurie, une pollakiurie, un léchage du méat urinaire. La distension abdominale apparaît lors d'obstruction des voies urinaires. L'état général de l'animal se dégrade alors rapidement. La vessie est douloureuse à la palpation, le prépuce oedématisé et la région périnéale inflammée. Ces calculs ont toujours une trame calcique et sont radiodenses (figure 16 p54). Se reporter au paragraphe IV-D (p102).

f. Ascite

Un épanchement est une cause possible bien que peu fréquente de dilatation abdominale. L'accumulation de graisse dans la cavité abdominale est courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie, notamment chez les animaux âgés où elle peut être très importante. Le diagnostic radiographique d'ascite est par conséquent parfois délicat, et impose le recours à d'autres techniques (échographie ou paracentèse abdominale).

f₁. Amyloïdose rénale

L'amyloïdose est fréquemment décrite chez le hamster, surtout après 18 mois où 80% des hamsters sont touchés d'après TOFT (1992). Les femelles ont tendance à développer des signes de la maladie plus tôt que les mâles. L'amyloïdose est une maladie systémique affectant les reins, le foie, la rate et les glandes surrénales. Elle conduit le plus souvent à l'apparition d'un syndrome néphrotique : protéinurie et hypoprotéinémie, hypoalbuminémie, hypergammaglobulinémie, oedèmes, ascite, hypercholestérolémie, isosthénurie (par insuffisance rénale secondaire). L'étiologie n'est pas connue avec précision, et le traitement est palliatif.

f₂. Insuffisance cardiaque

Comme chez les carnivores domestiques, une ascite secondaire à une insuffisance cardiaque droite ou globale concerne en général des animaux âgés, souvent obèses. Toutes les espèces de rongeurs peuvent être touchées, mais c'est une affection rarement décrite. L'insuffisance cardiaque gauche, avec œdème pulmonaire, est un peu plus fréquente.

Une affection particulière est décrite chez le hamster de Syrie : il s'agit de la thrombose atriale spontanée. BATTLES (1985) rapporte que l'incidence augmente avec l'âge, les lésions apparaissant plus tôt chez les femelles (13,5 mois) que chez les mâles (21,5 mois). L'incidence globale parmi les animaux décédés est de 73%, sans prédisposition de sexe. Les thrombi se localisent le plus souvent dans l'atrium gauche, mais une atteinte cardiaque globale peut se développer du fait de la dégénérescence myocardique et de la fibrose valvulaire associées.

g. Organomégalie

D'autres organes intra-abdominaux peuvent, comme l'appareil génital femelle, présenter une augmentation de taille plus ou moins marquée.

g₁. Coccidiose hépatique

Il existe chez le lapin une coccidie à tropisme hépatique : *Eimeria stiedai*. Les signes cliniques incluent amaigrissement, anorexie, diarrhée, dilatation abdominale et ictère. La dilatation t d'une hépatomégalie parfois accompagnée d'un panchement abdominal. Les paramètres biochimiques hépatiques, PAL, ALAT et bilirubine totale, sont él ookystes dans les fèces, et le

h. Parasitisme intestinal

Certains parasites intestinaux (coccidies, helminthes, protozoaires) peuvent être à l'origine de météorisme. Cependant, diarrhée et amaigrissement sont des signes d'appel plus constants (se reporter au paragraphe II-A p68).

B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Les techniques d'imagerie à disposition, radiographie et/ou échographie, sont indiquées dans tous les cas pour visualiser au mieux les structures intra-abdominales. Des clichés radiographiques sans préparation de l'abdomen sont suffisants pour diagnostiquer une urolithiase ou une dilatation aérique du tube digestif (figures 12 p46, 13-14 p47, 15-16 p54). Le recours à l'échographie peut être nécessaire pour identifier une atteinte organique. En cas d'épanchement, une ponction en vue d'analyse est souvent utile afin d'en déterminer l'origine (voir technique ci-dessous). Un bilan biochimique de base doit être envisagé si l'état général de l'animal est déjà altéré au moment de la consultation.

B. 3) Prise en charge immédiate

L'animal est réhydraté et réchauffé. Un traitement analgésique est souvent utile pour le stabiliser. Une antibiothérapie de couverture est également mise en place.

En cas de météorisme, une décompression est réalisée en trocardant l'estomac avec un cathéter. En cas d'indigestion aiguë, une vidange gastrique est réalisée rapidement : un morceau de tubulure de perfusion peut être utilisée comme sonde gastrique. Le contenu gastrique est aspiré à l'aide d'une seringue et l'estomac est rincé avec du sérum physiologique tiédi (voir p112). Si une tranquillisation est nécessaire pour réaliser ces procédures, l'utilisation d'un anesthésique gazeux, délivré au masque, est à privilégier.

La prise en charge des stases gastro-intestinales est détaillée dans le paragraphe I-A (p51). La chirurgie n'est indiquée qu'en présence d'une obstruction ou d'un corps étranger, car le pronostic est très réservé. Le traitement des diarrhées figure dans le paragraphe II-A (p74).

Pour la prise en charge des urolithiases et des atteintes de l'appareil génital femelle, se reporter au paragraphe IV. Le traitement est le plus souvent chirurgical, mais des mesures de réanimation adéquates permettent de différer un peu l'intervention afin de se placer dans les meilleures conditions possibles.

En cas d'épanchement abdominal, une ponction évacuatrice est possible. La technique de paracentèse abdominale est identique à celle utilisée pour les carnivores domestiques. La région ombilicale est tondu et préparée aseptiquement. La ponction, avec une aiguille, un Epijet® ou un cathéter, se fait sur la ligne blanche, à environ 1 cm en arrière de l'ombilic. L'aspiration à la seringue doit être lente pour diminuer le risque d'obturation de l'aiguille par l'épiploon. L'administration de diurétiques impose un contrôle strict de l'état d'hydratation de l'animal.

C. DYSPNÉE

Une dyspnée est rarement la première manifestation d'une infection respiratoire chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et quand elle apparaît, l'atteinte respiratoire est déjà avancée. Les autres étiologies possibles sont une insuffisance cardiaque, plus rare, ou des troubles métaboliques, notamment une acidose. Elle peut également être la seule expression d'une douleur. Une respiration bouche ouverte signale toujours une dyspnée. Les principales causes de dyspnée sont regroupées dans la figure 17 (p59).

Une dyspnée est toujours préoccupante car le volume thoracique est réduit par rapport au reste du corps, et ses capacités d'adaptation sont limitées. Elle nécessite un diagnostic rigoureux. La couleur des muqueuses et la température de l'animal sont des éléments essentiels à prendre en compte. Le vétérinaire applique ensuite la même démarche diagnostique que pour les carnivores domestiques : distinction entre une dyspnée restrictive et obstructive, entre une dyspnée inspiratoire et expiratoire, auscultation pulmonaire, trachéale et cardiaque.

C. 1) Diagnostic différentiel

a. Affections de l'arbre respiratoire supérieur

Les affections des voies respiratoires supérieures sont à l'origine d'une dyspnée inspiratoire. Le simple fait de dégager les narines en cas de jetage nasal important améliore la capacité respiratoire de l'animal.

a₁. Obstruction des narines

Le syndrome coryza est fréquent chez le lapin et les rongeurs de compagnie. De nombreux germes peuvent être impliqués, notamment *Pasteurella multocida* et *Bordetella bronchiseptica*. L'évolution se fait sur un mode chronique, avec un jetage purulent oculo-nasal plus ou moins abondant. L'accumulation de sécrétions peut néanmoins obstruer les narines.

Les tumeurs des cavités nasales sont rares, hormis les odontomes du chien de prairie, qui se développent à partir des racines des incisives supérieures. D'après QUINTON (2002), ces tumeurs bénignes envahissent rapidement les cavités nasales, provoquant une dyspnée inspiratoire et des difficultés à la déglutition. L'extraction des incisives supérieures est le seul traitement, mais elle ne donne de bons résultats que si elle est précoce, avant que les odontomes soient trop développés.

a₂. Obstruction trachéo-bronchique

La maladie hémorragique virale du lapin est toujours mortelle. D'après GOODLY (2001), l'animal présente une hyperthermie dans les 16 à 48 heures suivant l'infection, et la mort survient 6 à 24 heures plus tard. Les signes cliniques, s'ils apparaissent, ne sont pas spécifiques : anorexie, apathie, dyspnée, diarrhée ou constipation, troubles neurologiques. Une épistaxis est rapportée dans 20% des cas. La dyspnée est due à la présence d'un liquide séro-hémorragique dans la trachée, produit par la muqueuse trachéale hyperémiée.

Une infection aiguë par *Pasteurella multocida* peut également provoquer un œdème et une hyperémie de la muqueuse trachéo-bronchique, et donc une dyspnée (voir p60). Les tumeurs intraluminales et les corps étrangers trachéo-bronchiques sont des causes rares de dyspnée.

DYSPNÉE

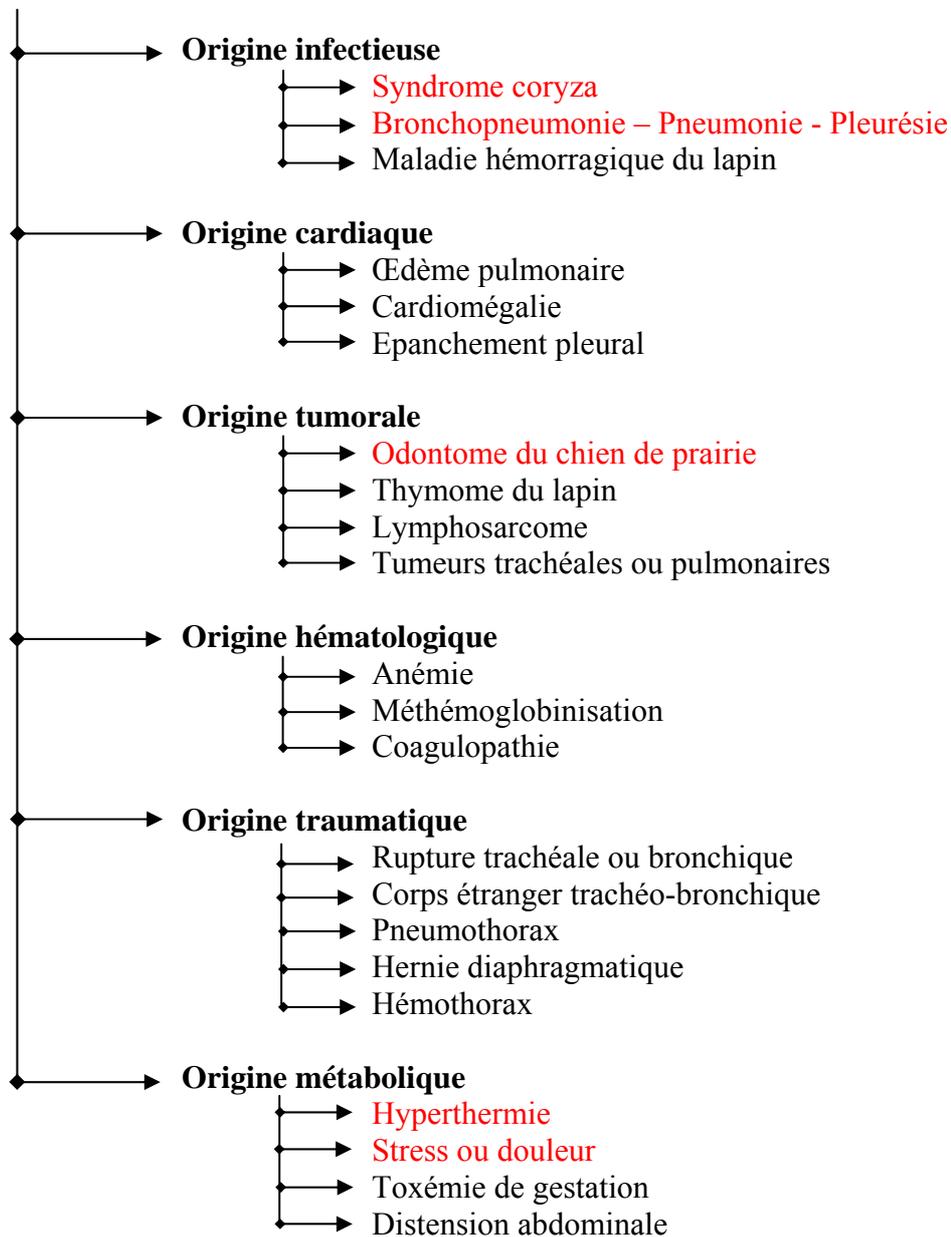


Figure 17 : Principales causes de dyspnée chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Les causes de dyspnée les plus souvent rencontrées en pratique courante sont indiquées en rouge.

a₃. Occlusion trachéo-bronchique

Différentes structures sont susceptibles de comprimer la trachée ou la bifurcation trachéobronchique. Les abcès pasteurelliques mandibulaires sont assez fréquents, notamment chez le lapin : la coque de ces abcès est épaisse, ils peuvent exercer une compression sur le larynx ou la trachée quand leur volume devient important. Chez le cobaye, une lymphadénite cervicale, due le plus souvent à *Streptococcus zooepidemicus*, peut avoir les mêmes conséquences, d'après VAUDESCAT (1993).

Une compression de la bifurcation trachéo-bronchique est possible en cas de cardiomégalie marquée, lors des cardiopathies, fréquentes chez le lapin et les rongeurs âgés (notamment le chien de prairie), ou dans les cardiomyopathies dilatées du chinchilla, selon CHAZEL (1999) et MAROLLEAU (1996). Le thymome, relativement fréquent chez le lapin, est une cause possible d'occlusion trachéale.

a₄. Rupture traumatique de la trachée

La rupture traumatique de la trachée, ou d'une bronche souche, se produit rarement chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Elle intervient essentiellement lors d'attaque prédatrice par un carnivore domestique.

b. Affections de l'arbre respiratoire profond et du parenchyme pulmonaire

Les affections de l'arbre respiratoire profond et du parenchyme pulmonaire provoquent une dyspnée expiratoire ou une polypnée. Une discordance est présente dans les cas graves.

b₁. Bronchite

Les bronchites du lapin et des rongeurs de compagnie sont surtout d'origine infectieuse (bactérienne, virale ou mycoplasmique) : il s'agit toujours de bronchopneumonies. BOUCHER (1999a) mentionne une bronchite chronique qui résulterait de l'exposition à certains allergènes de l'environnement chez le lapin.

b₂. Œdème pulmonaire

Les oedèmes pulmonaires cardiogéniques sont probablement assez fréquents chez le lapin et les rongeurs de compagnie, dont l'espérance de vie ne cesse d'augmenter. L'artériosclérose et les minéralisations aortiques sont des découvertes courantes à l'autopsie, et les insuffisances cardiaques gauches sont rapportées lors de cardiomyopathies chez le lapin (RAMEL *et al.* (1999a)) et le chien de prairie de plus de 2 ans (CHAZEL (1999)), de cardiomyopathie dilatée chez le chinchilla (MAROLLEAU (1996)) et de thrombose atriale chez le hamster (BATTLES (1985)).

—

dyspnée, toux, jetage, bruits respiratoires augmentés. *P.multocida* se propageant par voie hématogène, les complications sont nombreuses et fréquentes : conjonctivite, kératite, otite moyenne purulente avec syndrome vestibulaire, stomatite, glossite, abcès, ... Chez les rongeurs, l'infection est le plus souvent latente ou sub-clinique, selon AUBERT (1998). *P.multocida* infecte le chinchilla, le cobaye, le chien de prairie, et l'écureuil de Corée. *P.pneumotropica* infecte le rat, la souris et le hamster. Une forme aiguë se développe parfois, essentiellement chez les jeunes, avec rhinite, conjonctivite, broncho-pneumonie, pleuropneumonie, péricardite purulente et forte hyperthermie.

La bordetellose, due à *Bordetella bronchiseptica*, est fréquente chez le cobaye d'après VAUDESCAT (1993) : elle est responsable d'une affection respiratoire sévère, avec des taux de morbidité et de mortalité importants (figure 18 p63). Elle peut aussi être rencontrée chez le rat, le chinchilla et le lapin. Les symptômes sont ceux d'une broncho-pneumonie (anorexie, coryza, dyspnée et abattement), parfois associée à une otite moyenne ou interne purulente. La mort peut être subite ou intervenir en 2 à 3 jours.

Le rat et le cobaye sont les plus sensibles à l'infection par *Streptococcus pneumoniae* selon AUBERT (1998), mais le lapin, le hamster, le chinchilla et la souris peuvent également être atteints. Il s'agit d'une zoonose, la maladie humaine s'accompagnant de symptômes respiratoires et/ou nerveux (méningite). L'apparition des symptômes est brutale et grave, et les morts soudaines sont fréquentes. Comme pour la bordetellose, les sujets adultes présentent une dyspnée, une respiration abdominale et un jetage purulent qui souille pattes et narines.

La pseudotuberculose, due à l'infection par *Corynebacterium kutscheri*, peut être responsable d'une affection respiratoire chez la souris et le rat, d'après FALLON (1996). Cette affection est souvent latente ou subclinique, sauf en cas d'immunodépression. Des abcès caséux sont présents au niveau pulmonaire, hépatique et rénal.

D'autres germes sont parfois isolés lors d'infection respiratoire chez les rongeurs : *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*.

β. Pneumonie à mycoplasmes

L'infection par *Mycoplasma pulmonis* est fréquente et très contagieuse chez la souris et le rat. Chez les autres rongeurs, elle est asymptomatique. Elle est connue sous de nombreux synonymes : pneumonie chronique murine, maladie respiratoire chronique... D'après BOUSSARIE (2003a) et FALLON (1996), la maladie s'exprime cliniquement surtout chez le rat : le pouvoir pathogène du germe y est augmenté en présence du virus de Sendai ou du virus syncytial respiratoire. Les signes cliniques sont variables, mais évocateurs d'un syndrome bronchopulmonaire : jetage, éternuements, râles, dyspnée intense aggravée par l'effort, perte de poids, parfois épistaxis et chromodacryorrhée. Ils apparaissent en général entre 12 et 18 mois d'âge. Chez la souris, une ataxie locomotrice et des troubles liés à une atteinte de l'oreille moyenne ou interne apparaissent parfois. Le traitement antibiotique doit être soutenu et prolongé, mais il n'élimine jamais complètement l'agent pathogène.

γ. Pneumonie virale

L'infection par le virus de Sendai est la principale cause de maladie respiratoire chez la souris d'après FALLON (1996), avec des taux de morbidité et de mortalité importants. L'infection peut être inapparente, mais ce sont les souriceaux allaités ou juste sevrés qui sont le plus souvent et le plus sérieusement atteints. Les symptômes sont ceux d'une pneumonie, les surinfections bactériennes étant fréquentes : abattement important, dyspnée, grincements de dents. La mort est systématique pour les animaux de moins de 12 jours. AUBERT (1998) rapporte que le rat, le hamster et le cobaye peuvent être porteurs du virus, mais n'expriment pas de maladie respiratoire si aucune surinfection bactérienne n'est associée.

D'autres virus sont identifiés chez le rat (coronavirus et virus syncytial respiratoire) et la souris (virus de la pneumonie de la souris) : ils exacerbent le pouvoir pathogène des agents bactériens à l'origine de maladies respiratoires.

b₄. Broncho-pneumonie parasitaire

Le chien de prairie est parfois parasité par des acariens pulmonaires, *Pneumocoptes penrosei* et *P. jellisoni*, d'après CHAZEL (1999).

Pneumocystose et aspergillose sont des affections respiratoires rarement décrites chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Elles se développent à la faveur d'une immunodépression.

b₅. Tumeur pulmonaire

Les tumeurs pulmonaires primitives sont très rares. Les métastases pulmonaires d'autres tumeurs sont plus fréquentes, surtout chez les animaux âgés. L'examen clinique permet souvent de localiser la tumeur primitive, et à ce stade d'évolution, l'état général de l'animal est fortement altéré.

b₆. Emphysème

GILLET et TEMPLE (1991) décrivent des cas de mortalité chez l'écureuil de Corée, un emphysème pulmonaire et un œdème péribronchique étant les seuls éléments révélés par l'autopsie. Les animaux présentent une dyspnée intense pendant une vingtaine de minutes, deviennent de plus en plus faibles et meurent. Une épistaxis est parfois associée. Les causes et la pathogénie de cette affection ne sont pas connues.

c. Affections de l'espace pleural et de la plèvre

Les affections de l'espace pleural et de la plèvre sont aussi à l'origine d'une dyspnée expiratoire ou d'une polypnée, voire d'une discordance dans les cas les plus graves.

c₁. Pyothorax

Lors d'infection pulmonaire à *Pasteurella multocida*, *Klebsiella pneumoniae*, *Streptococcus pneumoniae* ou *Corynebacterium kutscheri*, une pleurésie se développe dans de rares cas. Par contre, BOUSSARIE (2002) indique que l'apparition d'une pleuro-pneumonie suppurée est une évolution assez classique des infections à *Streptococcus pneumoniae* et *Bordetella bronchiseptica* chez le chinchilla (figure 19 p64), et parfois chez le cobaye. La formation d'un pyothorax est de mauvais pronostic.

c₂. Epanchement pleural

Les hydrothorax ont soit une origine cardiogénique, mais les insuffisances cardiaques droites sont rares, soit une origine tumorale, lors d'infiltration des nœuds lymphatiques thoraciques par un lymphosarcome par exemple.

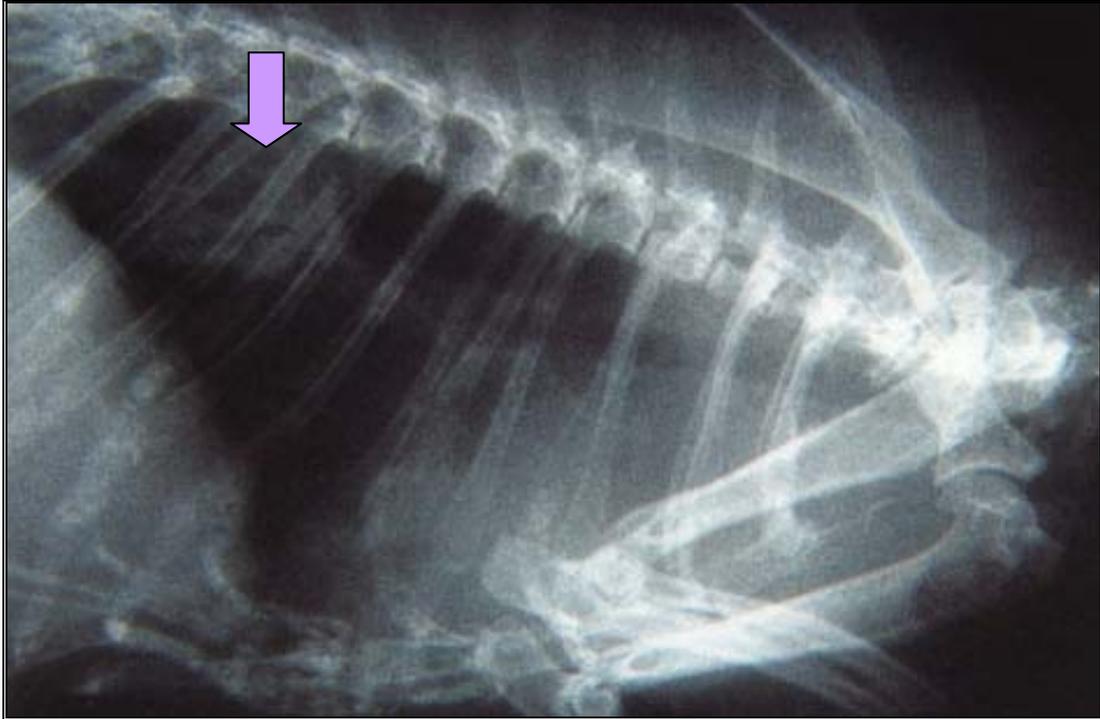
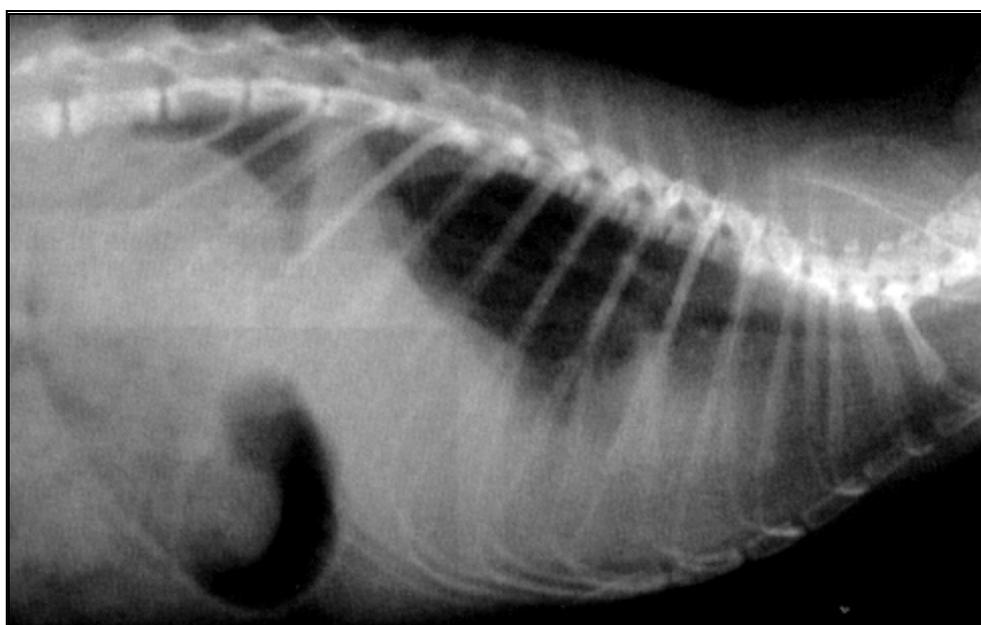


Figure 18 : Abscès pulmonaire chez un cobaye (D.BOUSSARIE).
Le cobaye est présenté en consultation pour une dyspnée intense. Sur ce cliché radiographique, un volumineux abcès est visible dans la région caudo-dorsale du champ pulmonaire (flèche).



Vue de face



Vue de profil

Figure 19 : Pleuropneumonie chez un chinchilla (D.BOUSSARIE).
Le chinchilla est présenté pour une dyspnée accompagnée de toux. Les clichés radiographiques de face et de profil révèlent la présence d'importants épanchements pleuraux et une opacification des lobes pulmonaires apicaux.

c₄. Tumeur du médiastin ou de la plèvre

Les tumeurs du médiastin et de la plèvre sont rares, sauf le lymphosarcome. Selon TOFT (1992), il est fréquemment décrit chez le lapin, le rat et le hamster, et il touche surtout de jeunes adultes (voir p56). Lorsque les nœuds lymphatiques thoraciques sont infiltrés, un épanchement pleural inflammatoire peut se former.

d. Diminution de la capacité du sang à transporter l'oxygène

Lorsque la capacité du sang à transporter l'oxygène diminue, une polypnée compensatrice s'installe. L'inspection des muqueuses et l'évaluation du temps de recoloration capillaire sont des éléments capitaux de l'examen clinique.

d₁. Anémie

L'anémie ne constitue pas un diagnostic définitif, mais est un syndrome dont il convient d'élucider la cause, d'après SAVARY-BATAILLE (2002). Les signes cliniques sont le reflet de la diminution de l'apport en oxygène aux organes vitaux et de l'adaptation de ceux-ci à l'état anémique. La pâleur des muqueuses est le principal signe d'appel. La gravité des symptômes dépend surtout de la rapidité d'installation et de la vitesse de progression de l'anémie. En pratique, une anémie d'apparition rapide et nécessitant une consultation d'urgence a pour origine soit une hémorragie aiguë, localisée ou multiple, soit une coagulopathie. L'animal présente alors des signes cliniques graves dus à l'anémie et à l'hypovolémie (choc, collapsus).

d₂. Méthémoglobinisation

Certains agents oxydants (nitrites, nitrates, chlorates, monoxyde de carbone) transforment l'ion Fe²⁺ de l'hémoglobine en ion Fe³⁺, inapte à transporter l'oxygène, d'où l'installation d'une cyanose. L'accumulation de méthémoglobine provoque l'apparition d'une insuffisance respiratoire et de troubles nerveux (convulsions), et l'hémolyse associée entraîne une hémoglobinurie.

d₃. Coagulopathie

Les coagulopathies sont rares chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Seuls des troubles de l'hémostase secondaire sont rapportés. Ils se manifestent par des hémorragies : suffusions, hématomes, hémorragies cavitaires ou extériorisées, gonflements articulaires. Ils sont causés le plus souvent par des intoxications par des anticoagulants rodenticides. Une hépatopathie sévère ou une coagulation intravasculaire disséminée peuvent également être en cause.

e. Causes diverses

D'autres causes de dyspnée, dont l'origine est extra-thoracique, doivent être prises en compte selon BOUCHER (1999a).

e₁. Distension abdominale entraînant une compression du diaphragme

Les causes de distension abdominales sont nombreuses : se reporter au paragraphe I-B. Celles pouvant être à l'origine d'une dyspnée par compression du diaphragme sont surtout les météorisations, les tumeurs intra-abdominales et les épanchements abdominaux.

e₂. Toxémie de gestation

L'abattement et la polypnée, conséquences de l'état d'acido-cétose métabolique, sont souvent les premiers signes de toxémie de gestation, surtout chez le chinchilla et le cobaye (voir p86).

e₃. Hyperthermie

Comme les carnivores domestiques, le lapin et les rongeurs de compagnie présentent souvent une polypnée lors d'hyperthermie. Il faut alors rechercher son origine. Outre les hypothèses infectieuses et inflammatoires, le vétérinaire n'oubliera pas que ces animaux sont très sensibles au coup de chaleur (voir p104).

e₄. Stress ou douleur

C'est une cause importante de polypnée, qui peut venir majorer la détresse respiratoire lors de l'examen clinique ou pendant la réalisation des examens complémentaires.

C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Une radiographie du thorax (vues de face et de profil) permet de visualiser la morphologie du cœur, des gros vaisseaux et l'aspect du parenchyme pulmonaire (figures 18-19 p63-64). Cependant, la cage thoracique du lapin et des rongeurs de compagnie est petite par rapport au volume abdominal, et l'interprétation des modifications radiographiques de la densité du parenchyme pulmonaire est souvent délicate, d'après BOUSSARIE (2003a). En effet, les lobes pulmonaires crâniens sont peu ou pas visualisables, contrairement aux lobes caudaux, et l'image pulmonaire est globalement difficile à distinguer pour les animaux de petite taille, sauf en cas d'opacification diffuse du champ pulmonaire (pneumonie chez la gerbille, maladie respiratoire chronique du rat). La radiographie thoracique peut également révéler la présence d'un épanchement, d'air, voire d'un corps étranger, d'une hernie ou d'une masse médiastinale crânienne (thymome, lymphosarcome). L'échographie est indispensable pour confirmer l'existence d'une cardiopathie ; elle permet parfois de déterminer l'origine des épanchements. Comme chez les carnivores domestiques, elle est très utile pour réaliser une ponction échoguidée du liquide d'épanchement en vue d'analyse. Chez le chien de prairie, un cliché radiographique de la tête permet de mettre en évidence les odontomes.

Lorsqu'une cause bactérienne est suspectée, un examen bactériologique et un antibiogramme permettent d'ajuster le traitement, dans la mesure où un prélèvement est réalisable immédiatement après réception de l'animal (difficile en cas de pneumonie).

Si un trouble hématologique est mis en évidence par l'examen clinique, un prélèvement de sang en vue d'analyse (numération et formule sanguine, frottis, temps de coagulation) est réalisé si l'état de l'animal le permet (voir p146).

C. 3) Prise en charge immédiate

Lors de dyspnée aiguë avec hypoxie ou cyanose, une oxygénothérapie est mise en place dès la réception de l'animal (voir p118). L'étiléfrine (Effortil®), à la posologie de 4 mg/kg par voie sous-cutanée, est un analeptique cardio-respiratoire très efficace chez le lapin et les rongeurs de compagnie (BOUSSARIE, observations personnelles). Le vétérinaire vérifiera que les narines ne sont pas obstruées, surtout si un jetage est présent.

D'après BOUCHER (1999a), les dyspnées faisant intervenir un processus infectieux avec une production importante de mucus sont améliorées par l'administration de bromhexine. Un antitussif comme la butopirine est prescrit en cas d'inflammation des voies

respiratoires supérieures. Les posologies figurent dans le tableau 39 (p145). Les antibiotiques utilisables avec une bonne diffusion au niveau pulmonaire sont le chloramphénicol, l'enrofloxacin, la marbofloxacin, la spiramycine, les sulfamides potentialisés, les tétracyclines. Pour la maladie respiratoire du rat, la doxycycline administré pendant 2 à 3 semaines, associée à l'enrofloxacin la première semaine, donne de bons résultats. L'enrofloxacin et la marbofloxacin sont actives sur les pasteurelles, et peuvent être associées à la pénicilline G chez le lapin et le rat. Le traitement antibiotique dure 20 jours, il est arrêté une semaine, puis peut être repris à raison de 3 semaines par mois pendant 3 mois au moins. Les posologies figurent dans les tableaux 35 et 36 (p138 à 140). D'après BOUSSARIE (2003a), le vaccin contre la rhinite atrophique du porc, qui contient des valences *Pasteurella multocida* et *Bordetella bronchiseptica* (Rhiniffa®), a une action immunostimulante lors d'infection par ces 2 germes chez le lapin, le chien de prairie et les caviomorphes (0,5 ml injecté par voie intramusculaire, à T0, T0+1 mois puis tous les 6 mois).

L'intérêt d'une aérosolthérapie n'est pas certain, notamment parce que c'est une source supplémentaire de stress. Néanmoins, une à deux séances quotidiennes d'inhalation pendant une vingtaine de minutes peuvent aider l'animal s'il reste calme pendant leur déroulement. Les molécules utilisables sont les mêmes que pour les carnivores domestiques, selon MAROLLEAU (1996) : un antiseptique respiratoire comme le goménol (Goménol®), un mucolytique comme la N-acétylcystéine (Mucomyst®), un antibiotique comme la gentamycine (Gentalline®).

Les corticoïdes sont mal tolérés par le lapin et les rongeurs de compagnie. Leur emploi n'est justifié que ponctuellement en situation d'urgence et pour quelques cas d'allergie, à faible dose : méthylprednisolone à 1 mg/kg, dexaméthasone à 0,5 mg/kg. Le relais est pris ensuite par des anti-inflammatoires non stéroïdiens. Ceux-ci sont également utilisables dans les infections aiguës ou en appoint d'un traitement étiologique (voir p141).

En cas d'épanchement pleural volumineux ou de pneumothorax important, une ponction évacuatrice permet d'améliorer la fonction respiratoire de l'animal. La thoracocentèse se fait de la même manière que pour les carnivores domestiques, au niveau du 7^{ème} ou du 8^{ème} espace intercostal à mi-hauteur du thorax (voir la technique p119). La mise en place d'un drain thoracique n'est envisageable que sur les animaux de grande taille (lapin, cobaye).

En cas d'œdème pulmonaire cardiogénique, du furosémide est administré toutes les 8 à 12 heures à la posologie de 2-5 mg/kg jusqu'à amélioration de la fonction respiratoire, tout en surveillant l'état d'hydratation de l'animal, selon BOUCHER (1999a). Un traitement visant à améliorer la fonction cardiaque peut également être mis en place (tableau 39 p145). Les dyspnées d'origine traumatiques (hernies diaphragmatiques) sont traitées chirurgicalement.

Les causes favorisant les maladies de l'appareil respiratoire sont éliminées : hygiène de l'habitat, ventilation, gaz nocifs, poussière, spores de champignons dans le foin ou la litière, ...

II - TROUBLES DIGESTIFS

A. DIARRHÉE

Lors du syndrome « diarrhée » chez le lapin et les rongeurs de compagnie, on retrouve les mêmes éléments cliniques que chez les carnivores domestiques : apathie, anorexie, polydipsie, hyperthermie, douleur abdominale, souillure de la région anale et caudale, déjections liquides et souvent nauséabondes. Les diarrhées sont rares chez les adultes, un peu plus fréquentes chez les jeunes. Les germes pathogènes à l'origine de diarrhées sont souvent associés, et tous les stress environnementaux sont des facteurs qui favorisent leur développement.

Les diarrhées du lapin et des rongeurs de compagnie sont toujours graves, et nécessitent une prise en charge énergique car la déshydratation s'installe rapidement et la mort peut survenir après quelques jours, voire quelques heures. Le degré d'hydratation de l'animal et sa température corporelle au moment de l'examen clinique sont des éléments importants du pronostic : hypothermie et forte déshydratation réservent fortement le pronostic.

A. 1) Diagnostic différentiel

a. Origine alimentaire

Un régime alimentaire inapproprié, avec un manque de fibres ou un excès de concentrés, un changement brutal d'alimentation ou l'introduction sans précautions d'un nouvel aliment peuvent modifier le pH intestinal ou caecal. La flore intestinale et caecale est alors déséquilibrée. La diarrhée est parfois isolée, sans autre symptôme décelable. L'état général de l'animal est cependant souvent altéré : apathie, anorexie et déshydratation sont présentes, avec souvent une dilatation intestinale par des fluides et des gaz.

La surconsommation de verdure peut aussi être à l'origine d'une diarrhée plus ou moins grave, les fermentations digestives risquent aussi d'entraîner un météorisme, surtout chez le chinchilla (voir p52).

Le sevrage et la gestation sont des périodes sensibles, très propices à l'apparition de diarrhée. Leur gestion et leur surveillance doivent être très strictes.

b. Traitement antibiotique inapproprié

D'après BOUCHER (1999c) et HARRESTEIN (1999), les perturbations de la flore gastro-intestinale suite à un traitement antibiotique inapproprié conduisent à l'apparition d'une diarrhée aqueuse à hémorragique. Certains antibiotiques, notamment les β -lactamines, les macrolides et certains aminosides, modifient cette flore dans le sens d'une destruction des germes Gram + aérobies, ou d'une augmentation sélective des germes Gram - (colibacilles) ou Gram + anaérobies (clostridies). Les 2 phénomènes peuvent se combiner. Ces germes qui prolifèrent, notamment *Clostridium perfringens*, libèrent des toxines souvent mortelles.

Les troubles apparaissent en moyenne 72 heures après l'administration du traitement antibiotique. Ils sont plus ou moins marqués en fonction de l'antibiotique et de la souche de clostridies en cause : entérite plus ou moins sévère, typhlite, voire entérotoxémie. Les signes cliniques incluent une diarrhée évoluant en 3 jours à une semaine, une anorexie, des grincements de dents, des ballonnements, parfois des convulsions.

c. Intoxications

La consommation de plantes toxiques, souvent non reconnues par les animaux maintenus en captivité, ou la consommation de plantes traitées par des insecticides par exemple, sont

susceptibles de déclencher des diarrhées. D'autres signes, notamment neurologiques, sont en général associés. Se reporter au paragraphe V-C (p109).

d. Entérites à germes spécifiques

Les entérites bactériennes sont rares chez les individus adultes. Elles se développent plutôt chez les jeunes, notamment au moment du sevrage, et chez les individus immunodéprimés.

d₁. Iléite proliférative du hamster

L'iléite proliférative (ou wet tail, maladie de la queue mouillée) est la maladie la plus fréquente des hamsters âgés de 3 à 10 semaines. Selon HAFFAR (1994), le taux de morbidité en élevage varie de 20 à 60%, alors que la létalité est généralement élevée, aux environs de 90%. L'étiologie précise de cette affection reste encore mal connue : elle est complexe et multifactorielle d'après CAPELLO (2002). Selon BOUSSARIE (2003a), elle est due à *Lawsonia intracellularis*, mais d'autres agents bactériens peuvent être impliqués : *Campylobacter* sp. *Escherichia coli*, *Proteus* spp., *Clostridium perfringens*. Une alimentation de mauvaise qualité, le stress, les regroupements d'animaux et les maladies intercurrentes sont des facteurs prédisposants.

La forme aiguë est caractérisée par une apathie, une anorexie, un pelage terne et une diarrhée aqueuse, la région péri-anale restant humide en permanence. L'animal malade reste prostré, le dos arrondi. Il est déshydraté. La mort intervient en 48 heures. La forme subaiguë, avec une diarrhée transitoire, parfois récidivante, s'accompagne d'un retard de croissance. La mort survient suite à diverses complications : adhérences abdominales avec syndrome occlusif, perforation intestinale avec péritonite, invagination intestinale, abcès hépatiques. Le diagnostic est nécropsique : il s'agit d'une iléite proliférative segmentaire.

d₂. Colibacilloses

Les colibacilloses sont fréquentes chez le lapin, le cobaye, le chinchilla et le hamster. BOUSSARIE (2003a) et JENKINS (1997) distinguent 2 entités pathologiques : l'entérite colibacillaire de sevrage et la colibacillose vraie.

Les colibacilles font partie de la flore intestinale normale. Sous l'effet d'un stress ou d'une modification alimentaire brutale, comme c'est le cas au moment du sevrage, des modifications caecales se produisent (augmentation du pH, déséquilibre dans la production des acides gras volatils) et entraînent la prolifération des colibacilles. Il en résulte une entérite colibacillaire d'adaptation, secondaire au mauvais fonctionnement caecal. Elle se traduit cliniquement par une diarrhée très liquide, un amaigrissement et une déshydratation, sur de jeunes animaux dans les 20 jours suivant le sevrage. Une hygiène défectueuse et une mauvaise gestion du sevrage (aliment inadapté ou changé brutalement) sont autant de facteurs déclenchants.

La colibacillose vraie est beaucoup plus rare. Elle fait intervenir des sérotypes entéro-pathogènes d'*Escherichia coli* (O103, O2, O15). Elle s'observe surtout chez les femelles autour de la mise-bas, les lapereaux de moins de 10 jours et les jeunes en croissance. La diarrhée apparaît brutalement et l'évolution vers la mort est rapide. Le diagnostic est bactériologique et nécropsique (isolement à partir des muqueuses intestinale et caecale).

d₃. Maladie de Tyzzer

D'après BOUSSARIE (2003a), les signes cliniques de la maladie de Tyzzer sont comparables à ceux des colibacilloses (anorexie, amaigrissement, déshydratation). La diarrhée aqueuse est le symptôme le plus caractéristique mais elle n'est pas toujours présente (voir p48).

Clostridium piliforme est responsable d'une typhlo-colite hémorragique chez le lapin. La maladie de Tyzzer touche aussi le cobaye, le chinchilla, la souris, le hamster et la gerbille,

avec des formes aiguës (diarrhées profuses) ou subaiguës. C'est la principale maladie infectieuse de la gerbille : c'est aussi l'espèce qui y est la plus sensible.

d4. Entérotoxémies

Les entérotoxémies sont dues à la prolifération de clostridies toxigènes dans l'intestin : *Clostridium difficile* chez le cobaye et le hamster, *Clostridium spiroforme* chez le lapin. Les toxines produites entraînent une nécrose de l'épithélium intestinal et une entérotyphlite aiguë. L'évolution est le plus souvent fatale. D'après BOUSSARIE (2003a), parmi les facteurs favorisant ou déclenchant une entérotoxémie, il faut retenir :

- l'antibiothérapie inadaptée (les clostridies doivent être présentes avant le début de l'antibiothérapie pour induire une colite)
- les rations hyperprotéidiques
- le manque de fibres dans la ration
- un rythme alimentaire irrégulier
- le sevrage brutal
- les écarts thermiques entre le jour et la nuit
- un excès d'humidité
- un dérèglement caecal (stase) permettant la prolifération des clostridies

D'après AUBERT (1998), les entérotoxémies sont caractérisées par une diarrhée très liquide d'apparition brutale, un ballonnement associé à des fermentations du contenu caecal, de l'hyperthermie. La mort survient souvent en 2 à 3 jours. Le diagnostic est bactériologique.

diarrhée, souvent accompagnée d'un prolapsus rectal, et une anorexie. Une forme encéphalique de l'infection est décrite chez le chinchilla par HOEFER (1994) (voir p85).

d₈. Autres entérites bactériennes

Pseudomonas aeruginosa est responsable d'entérites chez le lapin, le cobaye et le chinchilla. *Proteus mirabilis* est parfois isolé lors de diarrhée chez le chinchilla. Ces germes, peu pathogènes, sont responsables d'entérites sans grande gravité s'ils sont seuls en cause, d'après AUBERT (1998).

e. Entérites parasitaires

Le lapin et les rongeurs de compagnie peuvent héberger dans leurs intestins de nombreux parasites, dont seulement certains sont capables d'entraîner une entéropathie, en général lors d'infestation massive ou dans un contexte de stress ou d'immunodépression. Par ailleurs, les animaux de compagnie sont moins souvent atteints que les animaux d'élevage de même espèce (lapins, souris, rats), du fait de leur mode de vie.

e₁. Protozoaires

La coccidiose intestinale est de loin la parasitose digestive la plus fréquente d'après BOUSSARIE (2003a). Elle s'observe surtout chez le lapin (une dizaine d'espèces de coccidies, plus ou moins pathogènes, réparties de manière spécifique entre le duodénum et le côlon), mais aussi chez le cobaye, le chinchilla, l'octodon, le rat et la souris (voir le tableau 22 p72). La coccidiose, ou « maladie du gros ventre », présente une évolution aiguë. Elle provoque, au moment du sevrage ou après un stress, une diarrhée plus ou moins aqueuse, parfois hémorragique, accompagnée d'un tympanisme abdominal, une anorexie, une polydipsie et une déshydratation, parfois des crises convulsives, et la mort.

La coccidiose hépatique touche les jeunes lapins juste sevrés : anorexie, diarrhée, hépatomégalie entraînant une dilatation abdominale ; ascite et ictère peuvent apparaître. Se reporter au paragraphe I-B (p56).

Les autres protozooses

les ne

profuse, anorexie, apathie, la mort pouvant intervenir en 1 à 7 jours. Dans les autres espèces, la présence de *Giardia* ne suffit pas à déclencher une diarrhée, mais peut y participer en cas de stress, d'immunodépression, ou à la suite d

la cryptosporidiose (*Cryptosporidium parvum*) peut occasionnellement entraîner un syndr

	Lapin	Cobaye	Chinchilla	Octodon	Gerbille	Hamster	Rat	Souris
Coccidies								
<i>Eimeria</i> sp.	+	+	+	+	-	-	+	+
<i>Cryptosporidium parvum</i>	-	+	+	-	-	-	-	-
Flagellés								
<i>Giardia muris</i>	-	+	-	-	-	+	+	+
<i>G.duodenalis</i>	+	+	+	-	-	+	+	-
<i>Trichomonas microti</i>	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>T.cavia</i>	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>T.criceti</i>	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>T.minuta</i>	-	-	-	-	-	+	-	-
Ciliés								
<i>Entamæba caviae</i>	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>E.muris</i>	-	+	-	-	+	+	+	+
<i>Balantidium</i> sp.	-	+	+	-	-	+	-	-
<i>Hexamita muris</i>	-	-	-	-	-	+	-	-

Tableau 22 : Principaux protozoaires à l'origine de diarrhées chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après AUBERT, (1998), BOUSSARIE (2002), HAFFAR (1994)).

NB : Peu de données concernant les parasites du chien de prairie sont disponibles dans la littérature. Il semble qu'il soit assez souvent porteurs de flagellés du genre *Trichomonas* d'après BOUSSARIE (1999c).

Trématodes et cestodes sont devenus très rares chez les rongeurs de compagnie. On retiendra, parmi les cestodes, *Hymenolepis nana*, qui est à l'origine d'une entérite sévère chez la souris, le rat et la gerbille, d'une entérite catarrhale chronique chez le hamster, d'occlusions intestinales et de mortalité. Ce parasite est transmissible à l'homme par ingestion des œufs directement infestants ou de l'hôte intermédiaire (puce, coléoptère).

f. Entérites virales

Les entérites virales s'observent surtout sur la souris, le rat et le lapin, et plus précisément sur des animaux nouveaux-nés d'après BOUCHER (1999c) et BOUSSARIE (2003a).

f₁. Rotavirus

Des rotavirus sont fréquemment mis en évidence sur des lapins diarrhéiques. Leur rôle pathogène semble mineur, sauf chez les lapereaux de 4 à 10 semaines : une entérite à rotavirus entraîne une léthargie, une anorexie sévère, une diarrhée aqueuse à mucoïde, et la mort. Plusieurs rotavirus sont impliqués dans des diarrhées néonatales chez le rat et la souris, rarement mortelles : les jeunes entre 8 et 12 jours présentent une diarrhée et une distension abdominale.

f₂. Coronavirus

Une entérite à coronavirus est décrite chez le lapin. Elle touche des jeunes entre 3 et 10 semaines, plus rarement des adultes. La diarrhée s'accompagne d'une distension abdominale et une léthargie. L'évolution est mortelle sans traitement.

Le Mouse Hepatitis Virus provoque une entérite sévère, souvent mortelle, chez les souriceaux nouveaux-nés.

f₃. Parvovirus

Les parvovirus provoquent des diarrhées hémorragiques fulgurantes chez le lapin.

f₄. Virus de la chorioméningite lymphocytaire chez le chinchilla

L'infection par le virus de la chorioméningite lymphocytaire peut entraîner une diarrhée chez le chinchilla, mais des troubles neurologiques sont toujours associées (convulsions et tremblements), et parfois une conjonctivite (cf. p85).

A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Lors du recueil des commémoratifs, le vétérinaire cherchera à savoir si un traitement antibiotique a été administré dans les 3 jours précédents, si un changement alimentaire récent a eu lieu ou si l'animal a eu accès à des quantités importantes de végétaux. La connaissance du mode de vie est également importante pour évaluer le risque parasitaire et infectieux.

D'après BOUCHER (1998), un étalement frais de selles permet de visualiser les divers flagellés et les ookystes coccidiens. La présence de protozoaires en grande quantité est indicatrice d'un dérèglement de la flore digestive, mais cette observation doit être complétée par une coproscopie quantitative, afin d'évaluer le niveau d'infestation. Un frottis de selles et une coloration de Gram sont un moyen simple d'identifier une prolifération bactérienne.

L'hématocrite et la protéinémie totale sont utiles pour la mise en place du traitement immédiat et le suivi clinique de l'animal (estimation de la déshydratation). D'autres

paramètres biochimiques (urée, créatinine, enzymes hépatiques, bilirubine) et hématologiques (numération et formule sanguine) peuvent être évalués en fonction des hypothèses diagnostiques retenues et de l'état général de l'animal.

Le recours aux techniques d'imagerie (radiographie avec ou sans produit de contraste et échographie) est parfois nécessaire, surtout lors de suspicion d'occlusion intestinale.

A. 3) Prise en charge immédiate

Réchauffer et réhydrater l'animal sont les premières mesures à mettre en place. Une réhydratation parentérale permet de combattre la fuite hydrique et ionique, le soluté de choix est alors un mélange de 2/3 de lactate de Ringer et de 1/3 de glucose à 5% (voir p121). Du chlorure de potassium peut être administré par voie intraveineuse ou intra-osseuse, à raison de 0,5 mEq/kg/h d'après BOUCHER (1999)

BOUCHER (1999) recommande l'administration de 9 à 12 heures pour combattre l'hyperpéristaltisme par voie orale ou parentérale. Il n'est pas utile de donner des vomitifs. Par ailleurs, la voie orale peut être maintenue si l'animal ne vomit pas. Par ailleurs, le Biodiet®, réhydratant oral pour veaux, donne de bons résultats. La dose doit être suivie d'un rationnement sévère pendant toute la durée du traitement (75% de la ration habituelle). L'alimentation normale, éventuellement corrigée, est ensuite reprise progressivement.

Les régulateurs du transit doivent être administrés avec précaution selon BOUCHER (1999b) car l'usage de laxatifs bactériens peut favoriser le développement de bactéries pathogènes. Il faut éviter de prolonger le contact avec les laxatifs osmotiques. Les antispasmodiques tels que le P-antagoniste portés ; les dérivés opiacés (lopéramide) sont à réserver aux cas les plus graves. Leur usage est contre-indiqué en cas d'entérotaxémie. Des pansements intestinaux contenant des adsorbants, comme le charbon, le kaolin ou la smectine, peuvent par contre être administrés dans les cas graves, notamment lors d'entérite induite par un traitement antibiotique et d'entérotaxémie. Voir tableau 38 p144.

Un traitement anti-infectieux et/ou anticoccidien est instauré dès l'apparition des symptômes, « en attendant les résultats des examens complémentaires. Les sulfamides (sulfamonométhoxime, sulfadiazine, ...) ont la double action anti-infectieuse et anticoccidienne. Le traitement doit être administré (car le médicament est très efficace) par voie orale. Les sulfamides anticoccidiens sont répertoriés dans les tableaux 35 et 36 (p138 à 140). L'acidification favorise le retour à un fonctionnement normal du caecum. Les modalités d'utilisation figurent dans le tableau 24 (p7 à titre indicatif) (voir également la section sur l'utilisation hors A.D. Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le tableau 37 de BOUSSA (2000)). Les sulfamides anticoccidiens doivent être administrés avec précaution car ils peuvent être responsables de réactions allergiques. Ils doivent être administrés pendant toute la durée du traitement antibiotique et pendant la semaine après son arrêt, d'après BOUSSA (2000).

L'adjonction d'antispasmodiques à la réhydratation et à l'administration d'antibiotiques est recommandée. Ils doivent être administrés pendant toute la durée du traitement antibiotique et pendant la semaine après son arrêt, d'après BOUSSA (2000).

Infection	Antibiotiques conseillés	Remarques
Iléite proliférative du hamster	Chloramphénicol Oxytétracycline	
Entérite colibacillaire de sevrage	Néomycine Fluoroquinolones	Acidifier l'eau de boisson (pH compris entre 5,5 et 6,5).
Colibacillose vraie	Gentamycine Enrofloxacin	Par voie injectable de préférence. Traitement d'une semaine minimum.
Maladie de Tyzzer	Chloramphénicol Quinolones Tétracyclines Métronidazole	Nettoyer le milieu (formol ou eau de Javel).
Entérotoxémies	Spiramycine * Enrofloxacin Chloramphénicol Métronidazole Sulfamides	Acidifier l'eau de boisson (pH compris entre 5,5 et 6,5).
Salmonelloses	Chloramphénicol Enrofloxacin Marbofloxacin	Hygiène stricte. Traitement d'une semaine minimum, à renouveler 15 jours plus tard.

* : Uniquement chez le lapin.

Tableau 23 : Les traitements anti-infectieux utilisés en pratique courante lors de diarrhées chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUCHER (1999b), BOUSSARIE (2003a), HAFFAR (1994)).

Infestation	Antiparasitaires conseillés	Nom déposé	Posologie	Voie	Durée
Coccidiose intestinale	Toltrazuril	BAYCOX	7 mg/kg/24h	PO	2 jours
	Sulfaquinoxaline	LAPICRINE SULFA	20 mg/kg/24h	PO	5 jours
	Sulfadiméthoxine-pyriméthamine	OCECOXIL	7 mg/kg/24h	PO	5 jours
Protozooses à flagellés	Métronidazole	FLAGYL ^(H)	50 mg/kg/24h	PO	7 jours
	Dimétridazole	ALAZOL	30 mg/kg/24h	PO	5 jours
Nématodoses	Fenbendazole	PANACUR	10-20 mg/kg/24h	PO	5 jours
	Mebendazole	SUPAVERM	50 mg/kg/12h	PO	2 jours
	Thiabendazole	NEMAPAN	100-200 mg/kg	PO	1 fois
	Pyrantel	STRONGID	50 mg/kg	PO	1 fois
	Ivermectine*	IVOMEC	400 mg/kg	PO, SC	1 fois
Cestodoses (<i>Hymenolepsis</i> sp.)	Thiabendazole	NEMAPAN	100-200 mg/kg/24h	PO	5 jours
	Praziquantel **	DRONCIT	5-10 mg/kg	PO, SC, IM	1 fois
	Niclosamide	VITAMINTHE	100-200 mg/kg/24h	PO	2 jours

* : Ne pas utiliser chez les femelles gestantes.

** : Sensibilité locale lors d'injection sous-cutanée.

Tableau 24 : Les traitements antiparasitaires utilisés en pratique courante lors de diarrhées chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUCHER (1999b), BOUSSARIE (2003a), CHARONDIERE (2001)).

B. CONSTIPATION

Les problèmes de constipation sont surtout décrits chez l'octodon, le chinchilla, le hamster et le cobaye, mais toutes les espèces peuvent être touchées, et il n'existe aucune cause spécifique.

La constipation s'accompagne d'une baisse d'appétit pouvant aller jusqu'à l'anorexie, d'une polydipsie et d'une apathie. L'animal montre des efforts de défécation plus ou moins douloureux, parfois il ne défèque plus du tout. Il adopte une position antalgique, avec le dos voussé. Les selles sont petites, dures et sèches, avec parfois des traces de sang. Un prolapsus rectal peut apparaître. La principale complication est l'occlusion intestinale, mais l'arrêt du transit entraîne également la résorption de toxines digestives, et la mort peut intervenir en quelques heures.

B. 1) Diagnostic différentiel

a. Abreuvement insuffisant

Un abreuvement insuffisant favorise l'atonie digestive, le bol alimentaire trop sec ayant tendance à rester dans l'estomac. Mais il augmente surtout le risque d'iléus caecal, et le transit est ensuite difficile à rétablir.

b. Déséquilibre de la ration alimentaire

Un excès de concentrés et un manque de fibres sont des facteurs déclenchants de la constipation.

c. Atonie digestive

Le transit digestif est plus lent chez les animaux âgés, obèses ou manquant d'exercice, ce qui favorise la constipation.

d. Gestation

Le risque de constipation augmente fortement en fin de gestation, quand l'utérus est susceptible d'exercer une compression intestinale gênant le transit. La prévention passe par l'apport de foin et de légumes frais.

e. Lésions de la paroi intestinale

Différents types de lésions de la paroi intestinale, parfois sténosantes, sont susceptibles d'être à l'origine d'une constipation. Tumeurs et abcès de la paroi intestinale sont rares, selon TOFT (1992). Des calcifications coliques sont décrites chez le cobaye âgé. Une sténose post-cicatricielle est également possible.

B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Une radiographie abdominale (figures 12 p46, 13-14 p47, 15 p54) permet d'objectiver les signes d'occlusion intestinale, de stase gastrique ou caecale. En cas de doute, un transit baryté est effectué (voir p50). L'échographie est utile si une lésion pariétale est suspectée. Un examen de la cavité buccale à l'otoscope est conseillé, pour rechercher une éventuelle malocclusion dentaire, cause ou conséquence de la dysorexie souvent associée.

B. 3) Prise en charge immédiate

Dans les cas bénins, lorsque l'animal continue à s'alimenter, un traitement hygiénique par une alimentation purgative peut suffire : fruits, légumes verts frais, jus de fruit (tomate, ananas) et foin à disposition. L'animal est sollicité pour faire de l'exercice.

Si la constipation persiste, différents traitements peuvent être prescrits (voir tableau 38 p144) :

- des purgatifs et laxatifs : huile de paraffine, lactulose.
- des lavements à l'eau savonneuse tiède ou avec Microlax Bébé®
- des modificateurs du transit digestif : cisapride (contre-indiqué en cas d'occlusion intestinale), métoclopramide.
- des antispasmodiques (dipyron) ou des analgésiques (flunixin) en cas de douleur importante.
- en cas d'atonie digestive, de la prostigmine peut être prescrite, avec un risque de diarrhée iatrogène.

L'animal est réhydraté si nécessaire. Le maintien d'un état d'hydratation correct est indispensable à la persistance (ou au rétablissement) d'un transit digestif normal. Une réalimentation forcée est parfois nécessaire. Des antibiotiques peuvent être administrés en couverture. Dans les cas de stase caecal, le salicylate d'ésérine (Feligastryl®) aide à rétablir le transit et augmente les sécrétions digestives.

En cas d'occlusion, une entérotomie est pratiquée, mais le pronostic est réservé (voir p151).

C. MÉLÉNA

Le méléna est un motif rare de consultation chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

C. 1) Diagnostic du méléna

Le méléna est rapporté chez le cobaye, le hamster, le chinchilla et le rat, lors d'ulcères gastriques étendus (voir p49). Une période de dysorexie ou d'anorexie précède son apparition, et l'animal est plus ou moins amaigri et anémié. Les selles sont plus foncées (présence de sang digéré). Comme lors de tous les troubles de la prise alimentaire, une stase gastro-intestinale est susceptible de se mettre en place rapidement, et l'arrêt du transit digestif est alors le principal élément menaçant à court terme la vie de l'animal.

C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Une radiographie abdominale, sans préparation puis éventuellement après un repas baryté (figures 12 p46, 13-14 p47, 15 p54), permet de rechercher un corps étranger gastro-duodéal ou des signes de stase gastro-intestinale. L'échographie est un bon moyen pour vérifier l'intégrité de la muqueuse gastro-duodénale, mais elle est difficile à réaliser sur de si petits animaux, d'autant plus qu'à ce stade, l'estomac et le caecum sont souvent déjà en stase et plus ou moins dilatés par de l'air.

C. 3) Prise en charge en urgence

Une réhydratation parentérale est souvent nécessaire. Le traitement des ulcères nécessite l'administration d'un anti-acide (cimétidine, ranitidine) associé à un pansement gastrique

contenant un adsorbant (smectine, kaolin, charbon) : voir tableau 38 p144. L'administration d'anti-inflammatoires est bien entendu contre-indiquée, et un traitement antibiotique n'est en général pas nécessaire.

L'animal doit se réalimenter rapidement. Il est parfois nécessaire de le nourrir de force dans un premier temps. Les mesures concernant la prise en charge des stases gastro-intestinales sont détaillées dans le paragraphe I-A (p51).

D. PROLAPSUS RECTAL

Le prolapsus du rectum est essentiellement rencontré chez le chinchilla, mais il peut potentiellement se produire dans toutes les espèces, essentiellement dans un contexte de diarrhée, de parasitisme intestinal, de constipation, ou au moment où l'on prend la température sur un animal stressé. D'après BOUSSARIE (2002), il atteint surtout les jeunes chinchillas âgés de 1 à 3 mois, suite à un épisode de diarrhée ou de constipation, mais il peut également s'observer sur des individus plus âgés recevant une alimentation contenant des fibres grossières.

D. 1) Diagnostic du prolapsus rectal

Le diagnostic du prolapsus rectal est simple (figure 20 p80) : on observe un renversement du rectum au travers de l'anus, sur une longueur plus ou moins importante. La muqueuse rectale est rouge et oedématisée. En fonction de l'ancienneté du prolapsus, une nécrose ou des lésions (automutilation) de la muqueuse peuvent s'être développées.

D. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Le choix des examens complémentaires dépend de l'état général de l'animal au moment de la consultation. En général, les propriétaires consultent rapidement lorsqu'ils constatent ce type de lésion, et l'état général de l'animal n'est pas altéré. Dans le cas contraire, il convient de vérifier si l'animal est en état de supporter une anesthésie générale.

D. 3) Prise en charge immédiate

Si le prolapsus du rectum est mineur, une réduction simple sous anesthésie générale est envisageable. La muqueuse rectale est abondamment rincée avec du sérum physiologique, lubrifiée (Vaseline®) puis remise en place, à l'aide d'un coton-tige par exemple. Une suture en bourse de l'anus est mise en place pour quelques jours.

Chez le chinchilla, le prolapsus rectal s'accompagne fréquemment d'une intussusception de l'intestin grêle ou du gros intestin, selon BOUSSARIE (2002). Une laparotomie est donc conseillée : elle permet dans le meilleur des cas de réaliser une rectopexie ou une colopexie pour éviter les récurrences, et dans le pire des cas de pratiquer une entérectomie, voire de décider une euthanasie.

Si le prolapsus est ancien et que la muqueuse rectale est nécrosée ou lésée, son exérèse est nécessaire. Les soins post-opératoires après une entérectomie doivent être énergiques pour rétablir rapidement le transit digestif (voir p151).



Figure 20 : Prolapsus rectal chez un chinchilla (D.BOUSSARIE)
Le rectum est extériorisé sur plusieurs centimètres. La muqueuse est fortement hyperémiée et des lésions nécrotiques sont visibles. Dans ce cas, une entérectomie est indispensable.

III - TROUBLES NEUROLOGIQUES

L'examen neurologique est difficile chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et la localisation précise de la ou des lésions est rarement possible. Le niveau de conscience peut être évalué assez simplement : les mouvements du nez et des oreilles sont normalement quasi permanents. Par contre, le clignement à la menace est physiologiquement absent.

Le vétérinaire examinera attentivement les oreilles de l'animal et recherchera des signes infectieux associés aux troubles neurologiques, notamment des signes ou des antécédents d'infections respiratoires.

A. ATAXIE – DÉVIATION DU PORT DE TÊTE

La distinction entre une affection vestibulaire centrale ou périphérique est rarement possible chez le lapin et les rongeurs de compagnie. D'après SUEDEMEYER *et al.* (2000), un nystagmus horizontal chez le lapin est en général en relation avec une atteinte de l'oreille interne, alors qu'un nystagmus vertical accompagne plutôt une lésion vestibulaire centrale. Le vétérinaire doit examiner les oreilles de l'animal, tout en sachant que les otites externes non compliquées sont rarement à l'origine de troubles neurologiques, et rechercher des signes d'infections respiratoires, car les otites internes sont des séquelles courantes d'infections des voies respiratoires supérieures (tableau 25). Un port anormal de la tête ou torticolis est plus ou moins bien toléré par l'animal, le pronostic étant meilleur s'il continue à s'alimenter seul.

A. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatisme

Une atteinte vestibulaire s'observe en cas de traumatisme crânien, avec parfois une fracture de la boîte crânienne, ou lors de traumatisme facial avec une lésion du 8^{ème} nerf crânien.

b. Intoxications

Le lapin et les rongeurs de compagnie laissés en liberté sans surveillance sont susceptibles d'entrer en contact avec une grande variété de toxiques : des plantes, des rodenticides, des métaux lourds, etc. L'administration de médicaments par les propriétaires (par exemple la streptomycine, qui provoque un blocage neuromusculaire chez la gerbille et la souris) ou l'utilisation intempestive d'insecticides, que ce soit directement sur l'animal, dans son environnement immédiat ou sur les plantes qu'il grignote, peuvent également être à l'origine des troubles observés. Voir le paragraphe V-C (p109).

c. Otites moyennes et internes

Les otites externes, notamment les gales d'oreilles, fréquentes chez le lapin, sont rarement à l'origine de troubles neurologiques, mais elles peuvent se compliquer d'une otite moyenne si elles ne sont pas traitées. En cas d'otites moyennes ou internes, l'animal penche la tête du côté atteint (figure 21 p84).

Les otites moyennes et internes suppurées à *Pasteurella multocida* sont les causes les plus fréquentes de déviation du port de tête chez le lapin de compagnie. Un nystagmus est souvent associé. Une atteinte des voies respiratoires, voire une pneumonie, peuvent être associées ou avoir été traitées récemment. Le tympan est en général bombé à cause du pus accumulé dans l'oreille moyenne. Lors de rupture du tympan, un pus jaunâtre est présent dans le conduit auditif.

	Lapin	Cobaye	Chinchilla	Octodon	Chien de prairie	Gerbille	Ecureuil	Hamster	Rat	Souris
Traumatisme – Intoxication	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Otites moyennes / internes	++	+	+	rare	rare	+	rare	rare	+	+
Encéphalites parasitaires										
* Encephalitozoonose	+	+	-	-	-	-	-	+	-	-
* Toxoplasmose	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-
Encéphalites bactériennes										
* Listériose	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-
* Pasteurellose	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
* Streptococcose	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
Chorioméningite lymphocytaire	-	+	+	-	-	-	-	++	-	++
Toxémie de gestation	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-
Hypocalcémie	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-
Tumeurs du système nerveux	-	-	-	-	-	-	-	-	++	-
Accident vasculaire cérébral	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Carence en thiamine	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-

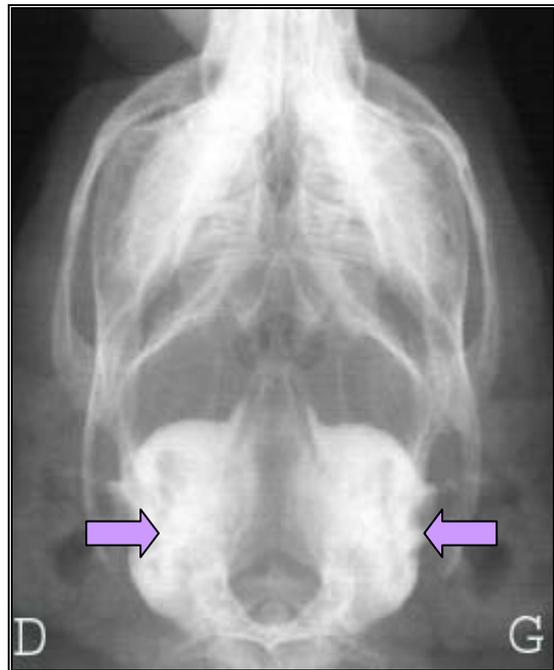
Tableau 25 : Principales hypothèses diagnostiques à explorer lors d'ataxie chez le lapin et les rongeurs de compagnie.



Lapin : bulles tympaniques normales, vue ventro-dorsale (D.BOUSSARIE).



Lapin : opacification partielle des bulles tympaniques (D.BOUSSARIE). Otite interne bilatérale.



Cobaye : opacification complète des bulles tympaniques (D.BOUSSARIE). Otite interne bilatérale

Figure 21 : Examen radiographique des bulles tympaniques chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

Le diagnostic de certitude passe par une étude anatomopathologique ; il est le plus souvent post-mortem. Un taux sérologique élevé en anticorps dirigés contre le parasite ne permet pas d'affirmer que le parasite est à l'origine des signes cliniques observés. Des techniques d'imagerie, scanner et IRM, permettent d'orienter le diagnostic mais sont rarement accessibles.

Un traitement de soutien à base d'anti-inflammatoire et d'antibiotique, et des mesures de nursing sont applicables, pour limiter les risques de complications. SUTER *et al.* (2001) rapportent qu'après l'administration de fenbendazole à la dose de 20mg/kg/24h pendant 4 semaines à 8 lapins séropositifs, le parasite n'a pu être isolé dans le tissu cérébral de ces animaux, alors qu'il a été isolé chez 7 des 9 animaux témoins. Le même traitement, commencé 7 jours avant l'infection expérimentale par les spores, semble prévenir l'infestation (sérologie négative et parasite non retrouvé dans le tissu cérébral des lapins 120 jours après l'exposition).

β. Toxoplasmose

La toxoplasmose est une cause rare de déviation du port de tête ou d'autres troubles neurologiques chez le lapin, le chinchilla et le cobaye. L'infestation est probablement due à l'ingestion de fèces de chats infectés ou d'eau souillée. Elle provoque une méningo-encéphalite nécrotique.

d₂. Encéphalites bactériennes

α. Listériose

L'infection par *Listeria monocytogenes* est rare. Elle est décrite chez le lapin, le cobaye et le chinchilla. Elle provoque une méningo-encéphalite localisée au tronc cérébral. Les signes cliniques décrits par GENTZ et CARPENTER (1997) sont déviation du port de tête et troubles de l'équilibre.

Selon HOEFER (1994), le chinchilla est très sensible à *Listeria monocytogenes*. Des formes encéphaliques et entériques de l'infection sont décrites (voir p70). Les signes cliniques observés avant la mort de l'animal sont : ataxie, marche sur le cercle, convulsions, hyperesthésie, parésie des postérieurs, bruxisme, ptyalisme. De mauvaises conditions sanitaires et la distribution d'aliments contaminés sont en général à l'origine de la maladie.

β. Pasteurellose et Streptococcose

Une encéphalite à *Pasteurella multocida* est décrite chez le lapin et le cobaye, avec des abcès pasteurelliques dans le tissu cérébral. L'encéphalite est en général l'extension d'une otite interne, et à ce stade, les signes neurologiques se limitent rarement à une déviation du port de tête.

Dans le même contexte, une encéphalite à streptocoques est rapportée chez le chinchilla, et de même, la déviation du port de tête est rarement le seul symptôme.

d₃. Encéphalites virales : la chorioméningite lymphocytaire

Le virus de la chorioméningite lymphocytaire est un Arénavirus qui peut infecter tous les rongeurs. Cette affection est une zoonose, qui se manifeste par un syndrome grippal, une atteinte foétale, et parfois une méningoencéphalomyélite mortelle. D'après SCHAEFFER et DONNELLY (1997), le hamster et la souris sont plus souvent atteints que les autres espèces, mais le chinchilla et le cobaye peuvent également être affectés. L'infection n'est pas décrite chez l'octodon, le chien de prairie et l'écureuil de Corée. C'est le hamster qui est le plus souvent impliqué dans les cas de transmission à l'Homme, surtout par morsure.

Le réservoir naturel du virus est le mulot gris, *Apodemus sylvaticus*. La transmission a lieu directement (*in utero*, par aérosol, et surtout par morsure) ou indirectement par des arthropodes piqueurs. Les matières contaminantes sont les fèces, l'urine, le lait et la salive.

La chorioméningite lymphocytaire est presque toujours subclinique, mais elle peut être à l'origine de troubles neurologiques chez les animaux atteints : tremblements, convulsions, troubles de l'équilibre, paralysie des membres postérieurs. Une méningite associée à une paralysie des membres antérieurs est décrite chez le cobaye. Convulsions, tremblements et conjonctivite sont décrits chez le chinchilla, parfois associés à une diarrhée (voir p73). Les lésions consistent en un infiltrat lymphocytaire des plexus choroïdes, de l'épendyme et des méninges.

Il n'existe pas de traitement spécifique. Les animaux peuvent guérir spontanément (c'est le cas du hamster, qui peut guérir complètement en 3 semaines environ) ou mourir.

e. Toxémie de gestation

La toxémie de gestation se déclare pendant le dernier tiers de la gestation ou la première semaine de lactation. Elle peut se développer chez toutes les espèces, mais le lapin, le cobaye, le chinchilla et le rat à robe diluée semblent plus souvent concernés. L'obésité et le stress, qui induit une anorexie, sont des facteurs favorisants. Une hypocalcémie subclinique, fréquente chez la lapine, est prédisposante.

En fin de gestation et en début de lactation, de multiples facteurs sont susceptibles d'induire un déficit énergétique chez la femelle (anorexie, capacité d'ingestion diminuée par l'encombrement fœtal, etc.). La resynthèse de glucose à partir des produits de la dégradation des lipides entraîne alors l'accumulation de corps cétoniques dans l'organisme, puis rapidement un état acido-cétosique. La dégénérescence graisseuse du foie est rapide et irréversible (voir p48). Chez le cobaye, la compression aortique par l'utérus gestant peut aggraver ce phénomène : l'ischémie utéro-placentaire conduit à une mort fœtale et à une coagulation intra-vasculaire disséminée.

Les signes cliniques sont évocateurs et peuvent évoluer rapidement (en 1 à 6 jours) : affaiblissement, anorexie et adypsie, hypersalivation, puis prostration et dyspnée (surtout chez le cobaye). On observe par la suite un avortement, un abandon des jeunes ou un arrêt de la lactation, ainsi que des troubles neurologiques : ataxie, spasmes musculaires, convulsions, paraplégie, coma. Les modifications des paramètres sanguins sont caractéristiques (hypoglycémie, hypocalcémie, hyperphosphatémie, hyperazotémie, hyperlipémie et une hyperkaliémie), tout comme les signes urinaires (acidification des urines qui deviennent plus claires, protéinurie et cétonurie).

f. Hypocalcémie

Chez l'écureuil de Corée et le chinchilla, l'hypocalcémie est fréquente après la mise-bas, en début de lactation (elle est liée à une trop grande exportation de calcium vers la mamelle), mais elle existe aussi chez les jeunes mâles qui ont une croissance rapide. Elle se manifeste par une parésie des membres postérieurs, des contractures musculaires, parfois des convulsions, une incoordination motrice, un tésisme, une asthénie progressive puis une perte de conscience.

Chez la lapine également, l'hypocalcémie est fréquente : elle se produit avant et surtout 1 à 3 semaines après la mise-bas, quand la sécrétion lactée est maximale. Les signes cliniques sont évocateurs : abattement, ataxie plus ou moins marquée, anorexie, abandon des jeunes. Dans les cas graves, une hypothermie s'installe, ainsi qu'une cyanose des muqueuses. Des cas aigus se développent parfois, avec météorisation, troubles convulsifs et parésie des postérieurs.

g. Carence en thiamine

La carence en thiamine (vitamine B1) est à l'origine de troubles neurologique chez le rat et le chinchilla. Chez ce dernier, elle provoque des crises épileptiformes d'apparition brutale (voir p89). Chez le rat, elle peut se manifester par une ataxie, une déviation du port de tête ou des convulsions, l'évolution pouvant être aiguë ou chronique.

h. Tumeurs du système nerveux central

D'après TOFT (1992), les tumeurs du système nerveux central sont très rares chez le lapin et les rongeurs de compagnie, sauf les adénomes hypophysaires chez le rat âgé. L'incidence de ces tumeurs augmente avec l'âge, et les femelles sont davantage touchées que les mâles. Il s'agit essentiellement d'adénomes à cellules chromophobes. Les macroadénomes ont tendance à s'étendre dorsalement jusqu'à l'hypothalamus, et peuvent parfois comprimer le diencéphale et le chiasma optique. Les manifestations cliniques sont alors très variables : apathie, anorexie, incoordination motrice, déviation du port de tête, marche en cercle, convulsions.

i. Accident vasculaire cérébral

Les accidents vasculaires cérébraux sont rares. BROWN (2001) rapporte quelques cas chez le lapin âgé. Comme chez les carnivores domestiques, les manifestations cliniques sont très variables en fonction de la région de l'encéphale qui est touchée et de l'étendue des lésions. Le diagnostic est fait par exclusion des autres causes possibles d'atteinte cérébrale.

A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Dans un contexte de gestation ou de lactation, la glycémie et la calcémie doivent être évaluées si l'état de l'animal autorise la réalisation d'une prise de sang. Une analyse des urines au moyen d'une bandelette permet de détecter l'acidification des urines, la protéinurie et la cétonurie qui accompagnent la toxémie de gestation.

La radiographie est un examen complémentaire de choix, en première intention, lors de troubles neurologiques. Elle permet de rechercher des fractures de la boîte crânienne suite à un traumatisme. Elle permet également de visualiser les bulles tympaniques, sur une vue ventro-dorsale (figure 21 p84). Ce cliché doit être parfaitement symétrique pour être interprétable : sa réalisation nécessite souvent une sédation de l'animal. Une radiographie abdominale permet parfois de mettre en évidence des métaux lourds dans l'estomac.

En cas d'encéphalite, il n'existe pas de moyens diagnostiques rapides. D'autres techniques d'imagerie (scanner, IRM), des recherches sérologiques ou des analyses de liquide céphalorachidien peuvent être proposés en fonction de leur disponibilité.

A. 3) Prise en charge immédiate

Les mesures de réanimation pour réchauffer et réhydrater l'animal sont mises en place si nécessaire. Les mesures de soutien sont par contre indispensables. Il faut prévenir l'apparition d'ulcères de décubitus, principalement en ne laissant pas l'animal souillé par ses urines, et éviter qu'il ne se blesse en chutant. Il est installé sur un support meuble, sans objet blessant, et au calme. Il est surtout primordial d'assurer un support nutritionnel. L'eau et la nourriture doivent être facilement accessibles, et l'animal est nourri à la seringue s'il est incapable de s'alimenter seul.

Dans un contexte de gestation, l'injection de calcium est préconisée pour le lapin, le chinchilla et l'écureuil de Corée (gluconate de calcium, 100 mg/kg par voie sous-cutanée ou intraveineuse). Le traitement de la toxémie de gestation est avant tout symptomatique : perfusion de lactate de Ringer additionnée de bicarbonates (environ 2 mEq/kg/24h), injection de gluconate de calcium et apport de glucose (voie orale et parentérale), éventuellement césarienne si l'animal est en état de supporter l'intervention. Ce traitement est souvent illusoire. L'administration de sirop de sucre de canne par voie orale est un moyen simple d'apporter rapidement des quantités importantes de sucres rapides et de rétablir un métabolisme normal (5 ml de sirop par kg de poids vif, 2 fois par jour). Il est également important de réalimenter l'animal dès que possible.

Un traitement antibiotique (fluoroquinolones, chloramphénicol) se justifie dans la plupart des situations (tableaux 35-36 p138 à 140). Si une lésion neurologique centrale est suspectée, des corticoïdes peuvent être administrés pendant 3 à 4 jours, associés à un antibiotique à large spectre et à un pansement gastrique (cimétidine, hydroxyde d'aluminium) lors d'utilisation par voie orale. Seuls les corticoïdes de courte durée d'action doivent être utilisés, en respectant strictement les posologies car la marge thérapeutique est faible (voir p141). En pratique, selon BOUCHER (1999d) et BOUSSARIE (1999d), les posologies moyennes sont de 0,1 à 0,5 mg/kg pour la dexaméthasone, 0,5 mg/kg pour la prednisolone et 0,4 mg/kg pour la méthylprednisolone. JOHNSON-DELANAY et SUEDEMEYER (2000) et SUEDEMEYER *et al* (2000) préfèrent un traitement à base d'anti-inflammatoires non stéroïdiens, mieux toléré et pouvant être prolongé à plus long terme. On peut également l'envisager en relais d'une administration initiale de corticoïdes, en maintenant les pansements gastriques.

Dans tous les cas, un oxygénateur cérébral, comme la vincamine et la papavérine (Candilat®), peut être administré à la posologie de 0,15 ml/kg deux fois par jour.

B. CONVULSIONS

Les crises convulsives sont peu fréquentes chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Comme pour les carnivores domestiques, il est important de faire cesser rapidement les convulsions sous peine de lésions cérébrales irréversibles. Pour cela, le vétérinaire doit connaître les quelques causes de convulsions très particulières à ces espèces, car leur traitement l'est aussi.

B. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatisme

Un traumatisme crânien peut provoquer l'apparition de convulsions chez le lapin et toutes les espèces de rongeurs. Le diagnostic et la prise en charge ne sont pas spécifiques.

b. Intoxications

Divers toxiques peuvent induire des crises convulsives chez le lapin et les rongeurs de compagnie : plantes, rodenticides, médicaments, produits phytosanitaires, etc. Se reporter au paragraphe V-C (p109).

c. Coup de chaleur

Chez le lapin, des convulsions peuvent se déclencher après un coup de chaleur non pris en charge médicalement. Les 1^{ers} signes sont une hyperthermie, une polypnée, une congestion des vaisseaux périphériques et un ptyalisme abondant. Après apparition des convulsions, l'évolution est en général inéluctablement mortelle. Se reporter au paragraphe V-A (p104).

d. Crises épileptiformes propres à une espèce

d₁. Epilepsie essentielle de la gerbille

Des crises épileptiformes spontanées sont la conséquence de manipulations ou d'un stress chez la gerbille. Ces crises convulsives sont cataleptiques, hypnotiques, ou de « grand mal » selon BOUSSARIE (1998). Elles apparaissent vers l'âge de 2 mois. Le fait que ces crises soient plus fréquentes chez certaines lignées sélectionnées laisse suspecter une origine génétique. Selon DONELLY (1997), 20 à 40% des gerbilles seraient touchées.

d₂. Carence en thiamine chez le chinchilla

Lors de carence en thiamine chez le chinchilla, le tableau clinique évoque, pour QUINTON (2001), celui de l'épilepsie essentielle chez les carnivores domestiques : convulsions, marche sur le cercle, tremblements. La vitamine B1 doit être apportée à raison de 1mg/kg/j dans l'alimentation (végétaux frais, graines germées laissées ½ heure à disposition, foin de bonne qualité). Elle est nécessaire au métabolisme des glucides et à la synthèse protéique. La carence occasionne des lésions réversibles des nerfs moteurs périphériques, d'après STRAKE *et al.* (1996).

Une carence en thiamine est également décrite chez le rat : elle provoque des convulsions, une ataxie, une déviation du port de tête. L'évolution peut être aiguë ou chronique.

d₃. Epilepsie chez l'écureuil de Corée

Les crises épileptiformes sont rares chez l'écureuil de Corée, et leur étiologie est mal connue. L'animal présente brutalement une intense agitation avec des mouvements incoordonnés, avant de tomber sur le côté et de perdre conscience.

e. Hypocalcémie

Se reporter au paragraphe III-A (p86).

f. Encéphalites

Les encéphalites du lapin et des rongeurs de compagnie, décrites au paragraphe III-A (p83), peuvent toutes être à l'origine de crises convulsives.

g. Otites moyennes et internes

Chez le rat essentiellement, une otite moyenne ou interne peut provoquer des crises convulsives. Se reporter au paragraphe III-A (p81).

h. Toxémie de gestation

Les convulsions apparaissent au terme de l'évolution d'une toxémie de gestation non traitée médicalement. Quand elles se déclenchent, le pronostic devient très sombre : en général, l'animal tombe dans le coma et meurt rapidement. Se reporter au paragraphe III-A (p86).

i. Tumeurs du système nerveux central

Les macroadénomes hypophysaires, fréquents chez le rat âgé, peuvent être à l'origine de crises convulsives. Se reporter au paragraphe III-A (p87).

B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

L'urgence est de stopper les convulsions et de stabiliser l'état de l'animal : le recueil rapide des commémoratifs suffira dans un premier temps à orienter le diagnostic.

B. 3) Prise en charge immédiate

Chez le chinchilla, le traitement des convulsions est spécifique, et fonction de la carence suspectée :

- vitamine B1, 10 mg/kg par voie intramusculaire, intrapéritonéale ou intraveineuse.
- gluconate de calcium, 100 mg/kg par voie sous-cutanée ou intraveineuse.

Pour le lapin et les autres rongeurs, le traitement est identique à celui des carnivores domestiques :

- diazépam, 2 à 10 mg/kg par voie intraveineuse, intrapéritonéale, ou éventuellement intramusculaire ; réadministrations "à la demande".
- En cas d'échec, phénobarbital, 10 à 20 mg/kg par voie intraveineuse.

Une fois l'animal stabilisé, la cause des convulsions doit être recherchée et traitée.

La gestion du coup de chaleur après l'apparition des convulsions est difficile : il faut lutter contre l'état de choc et le risque de collapsus cardio-vasculaire avec une perfusion à haut débit, arrêter les convulsions (diazépam), administrer des corticoïdes et faire baisser progressivement la température corporelle de l'animal (voir p104).

De la même manière, le traitement d'une toxémie de gestation après l'apparition des convulsions est souvent illusoire. Ce traitement est avant tout symptomatique : perfusion de lactate de Ringer additionné de bicarbonates, injection de gluconate de calcium et de glucose, et éventuellement d'un anti-convulsivant (voir p88).

C. PARÉSIE DES POSTÉRIEURS

Face à un animal présenté pour une parésie des membres postérieurs, le vétérinaire vérifiera qu'il ne s'agit pas d'un refus de déplacement causé par une douleur abdominale aiguë. S'il s'agit effectivement d'une parésie, un examen neurologique complet est réalisé, afin de distinguer une atteinte de type motoneurone périphérique ou motoneurone central.

Des paralysies spastiques héréditaires des membres postérieurs sont décrites chez le lapin. La paralysie rachidienne spastique concerne surtout les races anglaises pluricolores, et une paralysie du rectum et de la vessie est associée. La syringomyélie, ou « splay leg », peut commencer par la rotation et l'ankylose d'un postérieur, puis elle provoque une paralysie spasmodique asymétrique des membres postérieurs puis antérieurs.

C. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatisme

Une parésie, voire une paralysie du train postérieur peut apparaître brutalement chez le lapin et les rongeurs de compagnie suite à un traumatisme du bassin ou des vertèbres thoraco-lombaires (figure 22 p93). Les animaux confinés dans leur cage et ne disposant pas de plages quotidiennes d'exercice sont prédisposés du fait d'une diminution de la densité osseuse. BROWN (2001) décrit quelques cas de hernies discales chez le lapin.

Chez le lapin, la principale cause de parésie des postérieurs est une contention inadaptée : l'animal se débat violemment avec ses pattes arrières, et une luxation ou une fracture des vertèbres se produit, le plus souvent au niveau de la jonction lombo-sacrée (L6-L7). Une incontinence urinaire et fécale est parfois associée. En fonction de l'étendue des lésions médullaires, les signes peuvent aller de la parésie à la paralysie avec perte de la sensibilité profonde. Le pronostic est réservé à sombre, la récupération, quand elle est possible, demande plusieurs semaines.

Les jeunes chiens de prairie de 3 à 9 mois sont fréquemment victimes de fractures pelviennes.

b. Encéphalites

Les encéphalites du lapin et des rongeurs de compagnie, décrite au paragraphe III-A (p83), peuvent toutes être à l'origine d'une parésie des postérieurs.

c. Hypocalcémie

Se reporter au paragraphe III-A (p86).

d. Spondylose des vertèbres lombaires

La spondylose des vertèbres lombaires concerne surtout les lapins de plus de 4 ans, et particulièrement les femelles de races moyennes à grandes d'après BROWN (2001). L'évolution est très progressive, mais des crises douloureuses peuvent intervenir brutalement et mimer une affection aiguë.

e. Tumeurs

Les tumeurs du système nerveux et les tumeurs osseuses sont très rares chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Par contre, d'après TOFT (1992), le lymphosarcome est la tumeur la plus fréquente chez le lapin après l'adénocarcinome utérin. Ce sont de jeunes adultes, entre 8 et 18 mois, qui sont touchés. De même, le système lympho-hématopoïétique du hamster est le principal site de développement de tumeurs malignes, et les lymphosarcomes peuvent envahir n'importe quel organe.

Les lymphomes peuvent, comme ce que l'on observe chez le chat, avoir une localisation médullaire et provoquer un syndrome de type motoneurone central (MNC) sur les membres postérieurs, d'évolution chronique.

C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

En fonction de la localisation de la lésion suite à l'examen clinique et neurologique, des radiologies sans préparation du rachis et du bassin sont réalisées (figure 22 p93). Une myélographie par voie basse est éventuellement proposée pour le lapin si elles ne sont pas concluantes.

En cas d'encéphalite, le diagnostic est difficile car les examens complémentaires sont peu disponibles ou difficilement réalisables étant donné la petite taille des animaux : IRM, scanner, ponction de liquide céphalo-rachidien.

Une évaluation de la glycémie et de la calcémie est conseillée pour les espèces prédisposées à l'hypocalcémie, dans la mesure où le prélèvement sanguin est réalisable.

C. 3) Prise en charge immédiate

Des mesures de réanimation particulières sont rarement nécessaires. En cas de fractures vertébrales ou du bassin, une réduction chirurgicale est rarement possible et la restriction stricte des mouvements pendant 4 à 6 semaines, l'animal restant confiné dans une cage, est en général le meilleur traitement (se reporter au paragraphe V-B p105). Pour les traumatismes médullaires, l'euthanasie est proposée dans les cas graves : perte de la douleur profonde, incontinence urinaire et fécale. Dans les autres cas, une restriction stricte des mouvements pendant 6 à 8 semaines permet parfois une récupération partielle à complète, mais demande une implication importante de la part des propriétaires. Des corticoïdes (dexaméthasone) sont administrés pendant 4 à 5 jours, associés à un traitement antibiotique. La vincamine associée à la papavérine (Candilat®) à la posologie de 0,15 ml/kg deux fois par jour peut améliorer les possibilités de récupération.

Les mesures de soutien sont indispensables et doivent être envisagées sur le long terme (prévention de l'apparition d'ulcères de décubitus, accès aisé à l'eau et la nourriture : voir p88). Si l'animal n'est plus capable de recueillir ses cæcotrophes, il faut réaliser cette opération pour lui et compléter son alimentation en vitamines.

Dans un contexte de gestation ou de lactation, une injection de gluconate de calcium (100 mg/kg par voie sous-cutanée ou intraveineuse) est préconisée pour le lapin, le chinchilla et l'écureuil de Corée, même si la calcémie n'a pas pu être évaluée.

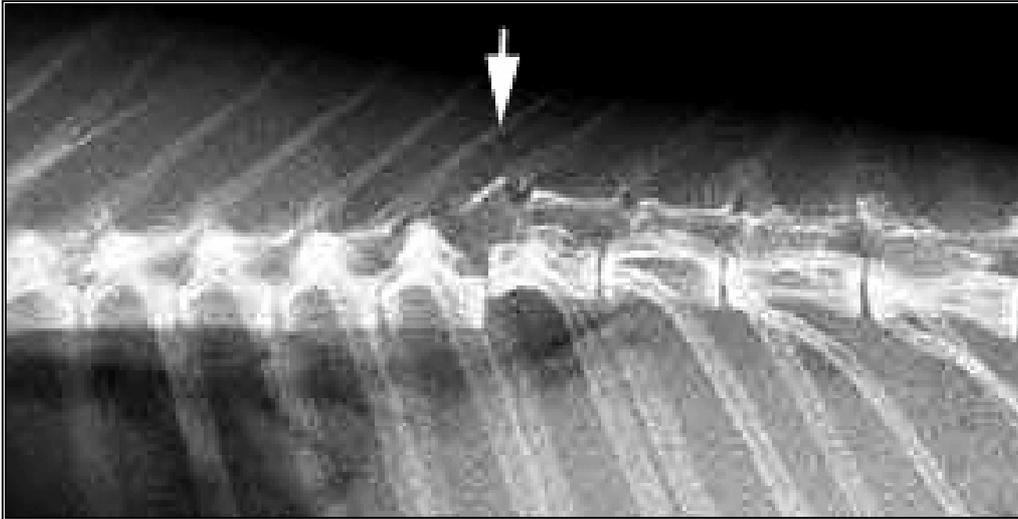


Figure 22 : Luxation et fracture vertébrale chez un lapin (d'après 79).
Les vertèbres thoraciques T8 et T9 sont luxées et le processus épineux de T8 est fracturé. L'importance du déplacement entre les 2 vertèbres indique que les lésions médullaires sont majeures, il y a peut-être eu section de la moelle épinière.

IV - TROUBLES GÉNITO-URINAIRES

A. DYSTOCIE

Les rongeurs ont un placenta discoïde décidual de type hémochorial, la lapine un placenta de type hémoendothélial, et le cordon ombilical est très court. Les dystocies dues aux annexes et au cordon sont donc rarissimes ou passent inaperçues, selon BOUCHER (2000). Les cas de dystocies sont presque toujours dus à la mère ou au fœtus, et intéressent essentiellement le lapin, le chinchilla, le cobaye et l'octodon.

Dans toutes les espèces, certains facteurs sont susceptibles de provoquer un part dystocique :

- obésité
- excès de volume fœtal
- épuisement
- portée trop nombreuse
- femelles âgées multipares
- femelles saillies trop jeunes
- toute infection génitale ou générale

L'anamnèse permet d'orienter le pronostic, mais il est parfois difficile d'obtenir des renseignements précis de la part du propriétaire. Le vétérinaire, en plus de la race, l'âge et l'état d'embonpoint de l'animal, cherchera à connaître la date présumée du part, la taille du père et le déroulement de gestations antérieures.

A. 1) Diagnostic de la dystocie

Au cours de l'examen

- un com

térinaire recherchera :

beaux de tissus)

insi, pour chaque espèce concernée, quelques éléments concernant la parturition normale, les éléments s dystocie et les signes cliniques à rechercher sont repris

du 0

D' è

La mise-bas elle-même est rapide : elle

ours de la mise-bas et perturber son

Les signes d'appel sont une apathie de la lapine, en essayant de distinguer fatigue et état comateux, la persistance de contractions sans expulsion, des écoulements vulvaires sanguinolents. Une absence de congestion de la vulve peut indiquer une torsion utérine.

b. Cobaye

La femelle cobaye ne prépare pas de nid : elle se met dans un coin de sa cage, au calme, et se couche. La mise-bas dure 30 minutes en moyenne, 5 à 7 minutes séparant l'expulsion de 2 petits. La symphyse pubienne commence à s'écarter une semaine avant le part.

Une mise à la reproduction après l'âge de 8 mois entraîne systématiquement un part dystocique car la symphyse pubienne est alors complètement soudée. Une gestation de plus de 72 jours est également synonyme de dystocie. Une carence en vitamine C et un mâle de trop grand gabarit sont d'autres facteurs favorisants.

Les signes d'appel sont une agitation excessive ou au contraire un état comateux, la persistance de contractions sans expulsion 3 heures après le début de la mise-bas et des écoulements vulvaires sanguinolents ou verdâtres.

c. Chinchilla

Juste avant le part, la femelle chinchilla devient apathique et cesse de s'alimenter. Elle peut se montrer agressive si elle est dérangée. Elle ne construit généralement pas de nid. La mise-bas a lieu pendant la nuit ou la matin avant l'aube, et dure normalement moins de 4 heures. Une vingtaine de minutes, au maximum une heure, sépare l'expulsion de 2 petits.

Une mise à la reproduction avant l'âge de 6 mois ou une saillie dès l'oestrus post-partum, soit 12 heures environ après la saillie, augmente fortement le risque de part dystocique. Dans les conditions normales, les dystocies sont rares chez le chinchilla. Elles sont souvent dues à des malpositions ou des excès de volume fœtaux. La mort de la mère est fréquente. Les signes d'appel sont souvent une agitation importante, l'attention de la femelle étant constamment dirigée vers sa région ano-génitale, et un travail durant depuis plus de 4 heures.

d. Octodon

La femelle octodon construit un nid avant la mise-bas. Celle-ci a normalement lieu tôt le matin. Elle dure en général quelques heures, avec un temps maximal de 30 minutes entre 2 naissances. L'expulsion d'un petit peut durer jusqu'à 45 minutes.

Une mise à la reproduction avant l'âge de 6 mois ou une saillie dès l'oestrus post-partum, soit 12 heures environ après la mise-bas, augmente fortement le risque de part dystocique. Les signes d'appel sont un travail durant plus de 4 heures, une agitation excessive ou au contraire un état comateux, des écoulements vulvaires sanguinolents.

A. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

La radiographie abdominale est l'examen complémentaire de choix pour dénombrer les fœtus, évaluer leur taille et leur position, et ainsi prendre la meilleure décision obstétricale (figure 23 p96). Une échographie permet de visualiser les battements cardiaques des fœtus, et donc de juger de leur viabilité et de l'urgence de l'intervention. Chez la lapine, un dosage de l'urée sanguine est conseillé, ainsi qu'une évaluation de la calcémie.

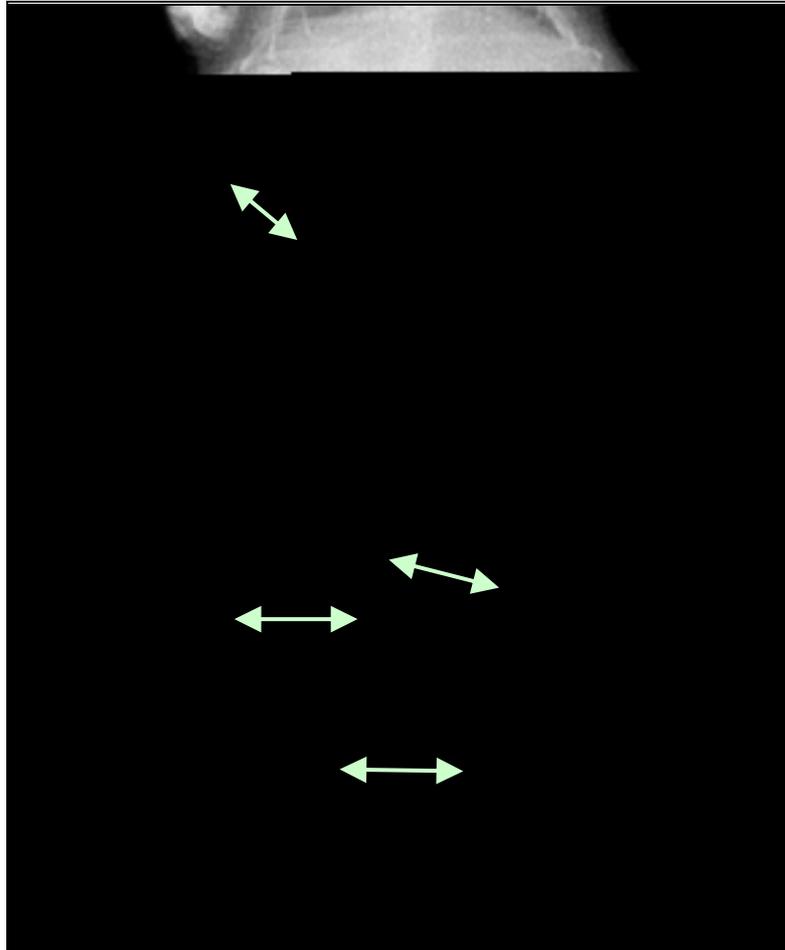


Figure 23 : Cliché radiographique de l'abdomen d'une femelle cobaye gestante (D.BOUSSARIE).

A ce stade, le diagnostic de gestation peut se faire par une palpation abdominale douce. Le cliché radiographique permet de dénombrer les fœtus (3 fœtus sont visibles ici) et de rechercher une disproportion foeto-maternelle (flèches au niveau de la symphyse pubienne et des 3 crânes).

A. 3) Prise en charge immédiate

a. Manœuvres obstétricales

Lorsque qu'un petit est engagé dans la filière pelvienne, il est parfois possible d'aider la femelle à mettre bas en tirant légèrement sur une patte, tout en aidant le passage de la tête et de l'autre patte. Une pression continue sur le bas de l'abdomen peut aider à la propulsion et favoriser un meilleur engagement du fœtus. Si le fœtus est volumineux mais que le bassin est assez large, une épisiotomie facilite l'expulsion.

b. Traitement médical

Si l'examen radiologique ne montre pas de disproportion foeto-maternelle ou de malposition fœtale, un traitement médical est mis en place pour lutter contre l'atonie utérine.

– Du chlorhydrate de vétrabutine (Monzal®) permet d'abaisser le tonus de base des contractions utérines, de régulariser leur rythme et d'augmenter leur amplitude. La posologie recommandée par BOUCHER (2000) est de 1 mL/kg.

– De l'ocytocine est administrée en parallèle par voie intramusculaire ou sous-cutanée, à la posologie de 1 à 3 UI/kg.

– Si une hypocalcémie est suspectée ou mise en évidence, notamment chez le lapin et le chinchilla, l'administration de gluconate de calcium par voie orale ou intramusculaire est réalisée 15 à 30 minutes avant l'injection de l'ocytocine. Les recommandations sont assez variées : 100 à 200 mg/kg de gluconate de calcium par voie sous-cutanée ou intramusculaire selon STRAKE *et al.* (1996) et BOUSSARIE (2003a).

La femelle est ensuite placée dans une pièce calme, à la semi obscurité, pendant l'heure qui suit.

c. Traitement chirurgical

médical n'est pas envisageable ou sans effet au bout d'une heure, une ovariectomie ou, en cas de dystocie, une ovariohystérectomie peut être décidée.

La technique de la césarienne est similaire à celle pratiquée chez les carnivores.

Le cropropamide (Respirot®) est placée sur la langue

B. GONFLEMENT TESTICULAIRE

C'est un motif de consultation peu fréquent chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et c'est rarement un motif de consultation d'urgence, sauf lorsque la douleur occasionnée affecte l'état général de l'animal, notamment sa prise alimentaire.

B. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatisme – Torsion testiculaire

Les traumatismes en région scrotale peuvent s'accompagner de l'apparition d'un œdème ou d'un épanchement sanguin. En cas de plaie, la prise en charge doit être rapide car c'est une zone fréquemment souillée et soumise à des frottements répétés : la cicatrisation est donc rarement spontanée.

La torsion testiculaire est très rare chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

b. Pasteurellose

Pasteurella multocida est principalement responsable de troubles respiratoires chez le lapin. Cependant, tous les organes peuvent être touchés (dissémination du germe par voie hématogène) et être le siège de lésions suppuratives. Ainsi, une orchite se développe parfois, mais c'est presque toujours dans le cadre de l'évolution d'une pasteurellose respiratoire chronique (ou syndrome coryza). Se reporter au paragraphe I-C (p58-60).

c. Salmonellose chez la gerbille

La gerbille atteinte est en mauvais état général : elle est abattue, amaigrie, avec le poil piqué. La diarrhée est inconstante (voir p71), mais une distension abdominale est fréquemment notée d'après LABER-LAIRD (1996). Le gonflement testiculaire est un élément fortement en faveur d'une infection par *Salmonella*.

d. Tumeurs testiculaires

Les tumeurs testiculaires se développent chez les mâles âgés. BOUSSARIE (2003a) et TOFT (1992) indiquent que les leydigomes sont fréquentes chez le rat, et rapportent quelques cas de séminomes chez le lapin et la gerbille. L'évolution est progressive, mais la survenue d'ulcérations du scrotum peut nécessiter une prise en charge rapide, à cause du risque d'infection et d'automutilation.

B. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Le seul geste pouvant orienter immédiatement le vétérinaire est une ponction, pour mettre en évidence du pus en cas de phénomène infectieux, ou du sang s'il s'agit d'un hématome. Une échographie testiculaire est l'examen de choix, mais elle est difficilement réalisable en pratique. Le diagnostic de pasteurellose ou de salmonellose nécessite le recours au laboratoire.

B. 3) Prise en charge immédiate

En cas de traumatisme, un anti-inflammatoire non stéroïdien peut être prescrit pendant quelques jours pour améliorer le confort de l'animal (tableau 37 p143). Pour les plaies scrotales, des soins locaux classiques sont suffisants s'ils sont répétés 2 à 3 fois par jour (voir

p108). L'animal sera placé sur du papier absorbant changé régulièrement pour le temps de la cicatrisation.

Torsion et tumeurs testiculaires nécessitent une castration, qui peut être différée. La castration est également conseillée dans les cas d'orchite due à une pasteurellose chronique.

Lors d'orchite infectieuse, l'animal reçoit un traitement antibiotique. La salmonellose étant une zoonose, des précautions doivent être prises et l'euthanasie peut être envisagée, car les gerbilles qui guérissent restent en général porteuses et deviennent ainsi des réservoirs du germe. Face à une pasteurellose chronique, mieux vaut attendre le résultat de l'antibiogramme.

C. PERTES VULVAIRES

Un écoulement vulvaire purulent et persistant est noté, l'arrière train est souvent souillé. Il ne doit pas être confondu chez le hamster avec l'écoulement post-oestral, visqueux et transparent, qui dure une journée et réapparaît tous les 4 jours.

C. 1) Diagnostic différentiel

a. Vaginite, métrite et pyomètre

Le lapin et les rongeurs de compagnie sont susceptibles de développer des infections à différents niveaux de l'appareil génital femelle. Pyomètre, métrite et pyosalpingite sont les atteintes les plus fréquentes d'après DONNELLY (1997) et PAUL-MURPHY (1997). Ces infections apparaissent le plus souvent après une mise-bas ou un avortement, surtout si la vidange utérine est incomplète. L'infection peut également être ascendante. Les signes cliniques sont des écoulements vulvaires mucopurulents à hémorragiques, souvent un abattement et une baisse d'appétit. Lors de pyomètre, l'abdomen est distendu et douloureux, et une masse fluctuante ou pâteuse est palpable dans l'abdomen caudal (voir p53).

Le germe le plus souvent isolé lors de métrite et de pyomètre chez la lapine est *Pasteurella multocida*. L'infection se développe à partir du vagin ou par voie hématogène, et d'autres sites infectieux peuvent exister. L'animal évolue souvent dans un contexte d'atteinte respiratoire chronique (voir p59). Les commémoratifs font souvent état d'une mise-bas récente, d'une pseudogestation ou de troubles de la reproduction (avortement, résorption foetale, petits morts nés), bien que métrite et pyomètre se développent parfois chez des femelles n'ayant jamais eu de portée.

Chez les rongeurs de compagnie, les bactéries isolées sont *Corynebacterium pyogenes*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus* sp. et *Streptococcus* sp. D'après FALLON (1996), *Mycoplasma pulmonis* peut être impliqué chez le rat. Les kystes ovariens favorisent l'hyperplasie de la muqueuse utérine du fait de l'hyperœstrogénisme induit et le développement de pyomètre. Ces kystes sont fréquents chez les femelles âgées, particulièrement chez le cobaye et la gerbille. Ils peuvent atteindre une taille très importante et provoquent alors une distension abdominale. Se reporter au paragraphe I-B (p55).

b. Avortement

Après un avortement, des écoulements vulvaires sont normaux pendant quelques jours. L'avortement peut ne pas être remarqué par les propriétaires, même s'il a lieu peu de temps avant le terme de la gestation, car la femelle mange les avortons. Les rétentions fœtales sont

rare, mais sont une cause possible de pertes vulvaires car une infection utérine se développe systématiquement.

c. Tumeurs

Les tumeurs de l'utérus et du vagin sont une cause fréquente d'écoulements vulvaires chez les femelles âgées.

c₁. Adénocarcinome utérin

L'adénocarcinome de l'endomètre utérin est la tumeur la plus fréquente de la lapine : TOFT (1992) indique que l'incidence est supérieure à 60% après 4 ans, que la femelle ait reproduit ou non. D'après HILLYER (1994), les races Polonaise, Belge et Rex sont rarement touchées. La tumeur est en général multicentrique et concerne les deux cornes utérines. Son évolution est lente. L'invasion locale du myomètre et de la cavité péritonéale est assez précoce, les métastases pulmonaires, hépatiques et osseuses sont tardives (1 à 2 ans). Mais le diagnostic est lui aussi souvent tardif.

Les signes cliniques rapportés peuvent être une hématurie ou des pertes vulvaires hémorragiques, un comportement plus agressif, une hyperplasie du tissu mammaire, une distension abdominale. Une ou plusieurs masses sont palpables dans l'abdomen caudal.

c₂. Autres tumeurs utérines

De nombreux autres types de tumeurs ont été décrits chez les rongeurs, et peuvent favoriser l'apparition d'écoulements vulvaires. Selon TOFT (1992), les tumeurs bénignes de l'endomètre utérin sont les tumeurs utérines les plus fréquentes chez la ratte, l'incidence étant plus importante chez les femelles n'ayant jamais reproduit. Les polypes utérins, à l'origine de petites hémorragies, sont fréquents chez la souris et le hamster.

c₃. Tumeurs vaginales

Diverses tumeurs vaginales (leiomyomes et leiomyosarcomes, papillomes, carcinomes cervicaux), décrites surtout chez la femelle hamster âgée, peuvent s'accompagner de saignements ou de vaginites.

d. Infection urinaire

Comme pour les carnivores domestiques, un écoulement vulvaire purulent peut avoir une origine urinaire et non pas génitale. Les cystites et les infections du bas appareil urinaire concernent surtout le cobaye et le chinchilla, parfois l'écureuil de Corée, la souris et le rat (voir p102). Les signes rapportés sont une baisse d'appétit, une dysurie, une strangurie, parfois une hématurie. L'infection urinaire peut être associée à une infection génitale.

e. Septicémie puerpérale

C'est une infection septicémique qui apparaît dans les 24 heures suivant le part chez le cobaye et le chinchilla. L'animal, abattu et anorexique, présente une hyperthermie, une agalactie et des écoulements vulvaires. La prise en charge doit être précoce, et le pronostic est sombre.

f. Rétroversion du vagin

Une rétroversion du vagin et de l'utérus se produit après une saillie brutale ou une mise-bas difficile. Elle est décrite chez le lapin, le cobaye et le chinchilla.

C. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

La réalisation d'une bandelette urinaire est le moyen le plus simple pour rechercher une infection urinaire.

Comme chez les carnivores domestiques, l'échographie est plus indiquée que la radiographie abdominale pour explorer les atteintes de l'appareil reproducteur femelle et de l'appareil urinaire. Une radiographie permet néanmoins de confirmer l'expulsion des fœtus en cas d'avortement. Pour les tumeurs, un bilan d'extension métastatique est indispensable pour établir un pronostic.

En fonction de l'état général de l'animal, un examen biochimique de base (urée, créatinine et glycémie) est utile, notamment en cas de pyométre ou de septicémie puerpérale.

C. 3) Prise en charge immédiate

Les mesures de réanimation adéquates doivent être mises en place rapidement (réhydratation, maintien au chaud : voir p115). Dans les cas d'infection ou de tumeur génitales, un traitement de soutien et une couverture antibiotique sont appliqués en attendant l'ovariohystérectomie. Des irrigations de l'utérus avec de l'acide borique à 2% ou de la pividone iodée (Vétédine®) diluée à 0,05% sont souvent efficaces pour stabiliser temporairement l'animal. La prise en charge est identique en cas de septicémie puerpérale, mais le pronostic est plus sombre.

La rétroversion vaginale est réduite manuellement sous anesthésie générale, et la vulve est suturée en bourse pour 4 à 5 jours. La femelle est isolée pendant 3 à 4 semaines.

Les infections urinaires sont traitées avec des fluoroquinolones ou des sulfamides potentialisés (tableaux 35-36 p138-140). Il faut également stimuler la prise de boisson pendant le traitement (eau sucrée ou parfumée avec du sirop).

D. HÉMATURIE

Les propriétaires peuvent noter des traces de sang dans les urines, mais le plus souvent, le motif de consultation est la présence de sang au niveau de l'orifice urinaire ou bien des pertes de sang intermictionnelles. Chez le lapin, la couleur des urines peut varier de jaune à brun rouge en fonction de l'alimentation, des pigments porphyriques étant éliminés dans les urines à l'état normal

D. 1) Diagnostic différentiel

a. Traumatisme

Comme chez les carnivores domestiques, une hématurie peut faire suite à un traumatisme, avec des lésions possibles à tous les niveaux de l'appareil urinaire. La démarche diagnostic est identique à celle utilisée pour les carnivores domestiques.

b. Infections urinaires basses

Les cystites et infections du bas appareil urinaire concernent surtout le cobaye et le chinchilla, parfois l'écureuil de Corée, la souris et le rat. L'hématurie apparaît lors de processus inflammatoire aigu (voir aussi p100). Elle peut s'accompagner de dysurie, strangurie, baisse d'appétit. Chez les mâles, on note parfois une extériorisation et une congestion du pénis.

D'après JOHNSON-DELANEY (1998), le germe le plus souvent en cause chez le cobaye est *Streptococcus pyogenes*, mais des coliformes fécaux ou des staphylocoques peuvent être impliqués. Chez les mâles, cystites et urétrites sont souvent les séquelles d'obstructions urétrales partielles par des bouchons formés de sécrétions séminales et de fractions d'éjaculats, ou par des calculs urinaires. Chez les femelles âgées, ce sont plutôt les cystites bactériennes qui favorisent la formation de calculs.

Chez le chinchilla, les anneaux de poils se formant parfois sur le pénis sont à l'origine d'une stase de l'urine. Ils favorisent l'apparition d'urétrites et de cystites, et les infections urinaires (se reporter au paragraphe IV-E p104).

c. Urolithiases

c₁. Lapin et hamster

Les urolithiases sont relativement fréquentes chez le lapin et le hamster mâles. Leur urine est alcaline (pH=8,2 pour le lapin et 8 à 8,5 pour le hamster) et riche en cristaux à l'état physiologique (carbonate de calcium, phosphate ammoniaco-magnésien, phosphate tricalcique). Une alcalinisation des urines, secondairement à une infection urinaire ou à un défaut d'abreuvement, favorise la précipitation des cristaux. Par ailleurs, le lapin est incapable de réguler l'absorption intestinale de calcium : un excès de calcium alimentaire, notamment par surconsommation de crucifères et de légumineuses, augmente l'excrétion calcique urinaire, et donc le risque de lithiase.

Les signes cliniques sont souvent peu caractéristiques : douleur et dilatation abdominale, hématurie, pollakiurie, strangurie, léchage du méat urinaire, anorexie, adynamie, dos voussé, parésie des postérieurs. La vessie est douloureuse à la palpation, le prépuce oedématié et la région périnéale inflammée. Ténésme et prolapsus rectal font parfois penser à une coprostase.

BOUSSARIE (2002) décrit deux présentations des calculs urinaires : une lithiase vésicale et/ou urétrale comparable au syndrome urologique félin, ou la présence d'un ou plusieurs calculs parfois très volumineux dans la vessie, l'urètre pelvien ou pénien. Ces calculs ont une trame calcique et sont radiodenses (figure 16 p54). Des modifications biochimiques s'observent dans les cas avancés d'obstruction urinaire : élévation de la calcémie, de la créatininémie, de la phosphorémie et de l'urémie.

c₂. Cobaye

Les urolithiases sont également assez fréquentes chez le cobaye mâle et femelle, qui présentent une cristallurie physiologique. Leurs localisations sont variables (bassinets, urètre, vessie, uretère). Ces calculs ont presque toujours une base calcique (carbonate, phosphate ou oxalate de calcium, phosphate ammoniaco-magnésien). Chez les vieux mâles, les urolithiases trouvées au niveau de l'urètre ou du prépuce sont dues le plus souvent à la concrétion d'un mélange d'éjaculat coagulé et de cristaux, selon AUBERT (1998). Face à un cobaye présenté pour une hématurie, surtout si elle ne rétrocede pas au traitement antibiotique, une dysurie, une strangurie ou une douleur abdominale, le vétérinaire recherchera des calculs urinaires (radiographie abdominale).

c₃. Rat et souris

Les urolithiases sont moins fréquentes dans ces espèces, elles concernent surtout les mâles âgés. Les calculs peuvent être libres dans la vessie ou adhérents à la muqueuse. Ce sont en général des cristaux de phosphate ammoniaco-magnésien.

d. Atteintes de l'appareil reproducteur femelle

Chez les femelles, le vétérinaire devra distinguer si le sang est d'origine urinaire ou génitale, en cas de tumeurs vaginales ulcérées par exemple. L'infection urinaire peut aussi être secondaire à une infection génitale (voir p100).

D. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Une radiographie de l'abdomen permet la visualisation des calculs, qui sont toujours radiodenses chez le lapin et les rongeurs (figure 16 p54), ou une éventuelle atteinte de l'appareil génital femelle. L'échographie est également indiquée.

Le recueil des urines avant tout traitement est indispensable. Le vétérinaire en effectuera une première analyse par mesure de la densité et réalisation d'une bandelette urinaire. L'observation du culot urinaire est utile pour objectiver l'hématurie en cas de doute. La plupart des espèces présentant une cristallurie physiologique, l'identification des cristaux n'est pas très significative. Par contre, une analyse cyto-bactériologique est indispensable.

Une analyse biochimique sanguine s'impose pour évaluer au minimum la fonction rénale en cas de syndrome obstructif ou de pyomètre, et la calcémie chez le lapin.

D. 3) Prise en charge immédiate

Les mesures de réanimation adéquates sont mises en place rapidement (réhydratation, maintien au chaud : voir p115). Un traitement antibiotique (marbofloxacine, chloramphénicol) et antalgique (anti-inflammatoires non stéroïdiens) est mis en place (voir p132).

En cas de syndrome obstructif, la vessie est vidangée par cystocentèse. Quand l'état de l'animal est stabilisé, la prise en charge est identique à celle d'un chat : tentative de sondage urétral sous anesthésie, recours à la chirurgie si nécessaire. Les calculs doivent la plupart du temps être extraits chirurgicalement, à la faveur d'une cystotomie ou d'une urétrostomie. L'acidification des urines pour tenter de dissoudre les cristaux n'est pas conseillée, la seule prévention efficace est de limiter l'apport en calcium dans l'alimentation, surtout chez le lapin. Le traitement de l'infection associée et la prévention des récurrences sont indispensables.

En cas d'infection urinaire, des anti-inflammatoires non stéroïdiens et éventuellement un antispasmodique sont associés au traitement antibiotique. En fonction des résultats de la bandelette urinaire, il peut être utile d'ajuster le pH urinaire, notamment chez les Myomorphes, car le pH urinaire est souvent augmenté. L'adjonction de Ketchup® à l'alimentation est un moyen simple et efficace de l'abaisser.

Pour une atteinte de l'appareil génital femelle, se reporter au paragraphe IV-C (p101). La prise en charge d'un traumatisme des voies urinaires n'est pas spécifique.

E. PARAPHIMOSIS

E. 1) Diagnostic du paraphimosis

Le diagnostic de paraphimosis est facile à établir. C'est un problème rencontré essentiellement chez le chinchilla, et parfois chez le cobaye d'après AUBERT (1998). Un anneau de poils se forme régulièrement autour de la base du pénis et sous le fourreau, empêchant sa rétraction à l'intérieur du prépuce. Cet anneau de poils se forme systématiquement après l'accouplement, mais peut s'observer sur des mâles non reproducteurs. En plus de la congestion et de la douleur, il y a un risque de constriction urétrale et de rétention urinaire, et en cas de paraphimosis chronique, infection et nécrose du pénis peuvent apparaître.

E. 2) Examens complémentaires à réaliser en urgence

Il n'y a aucun examen complémentaire à réaliser, mais l'examen complet de l'animal nécessite souvent une anesthésie.

E. 3) Prise en charge immédiate

Après une anesthésie légère, le pénis est lubrifié et extériorisé, puis l'anneau de poils est retiré en douceur. L'application de compresses d'eau froide aide à décongestionner le pénis, puis il est rétracté dans le prépuce après application d'un lubrifiant et d'une pommade antibiotique. Un point en U peut être mis en place à l'extrémité du fourreau, pour 24 heures, si le pénis est très congestionné. Une surveillance des mictions pendant 24 heures est indiquée.

D'après BOUSSARIE (2002), un chinchilla présenté pour paraphimosis doit impérativement être castré sous peine de récurrence. L'administration d'acétate de delmadinone (Tardak®) à la dose de 10 mg/kg par voie sous-cutanée permet d'obtenir une castration chimique pendant une quinzaine de jours, et donc de différer la castration chirurgicale.

V - ACCIDENTS DOMESTIQUES

A. COUP DE CHALEUR

Le coup de chaleur est dû à un échec de la thermorégulation de l'animal quand celui-ci est soumis à une température environnementale trop élevée. Si tous les animaux sont exposés à ce genre d'accident, le lapin, le cobaye et le chinchilla sont des espèces particulièrement sensibles à ce phénomène. Il existe de nombreux facteurs favorisants :

- température supérieure à 28°C
- forte humidité (hygrométrie supérieure à 70%)
- ventilation insuffisante
- surpopulation
- exposition directe à la lumière du soleil
- manque d'eau
- obésité
- gestation

Il faut être particulièrement vigilant lors de voyage en voiture (dans le coffre) ou lorsque la cage est placée à l'extérieur (sur le balcon ensoleillé).

En cas de chaleur excessive, les rongeurs secrètent une salive abondante qui permet d'humidifier leur corps et qui a un effet rafraîchissant par évaporation, selon PICHARD (1990). Quand ce procédé devient insuffisant, les premiers signes d'indisposition apparaissent : congestion des vaisseaux périphériques et polypnée. La température rectale a alors nettement augmenté : elle peut être supérieure à 41°C. Apparaissent ensuite une cyanose des muqueuses, une prostration de l'animal et des tremblements musculaires. L'évolution est rapidement mortelle.

Le traitement de base consiste à refroidir progressivement l'animal pour ramener sa température corporelle à un niveau normal. Pour cela, on utilise de l'eau fraîche en bain, en pulvérisations ou en enveloppant l'animal dans des serviettes humides. L'utilisation de glace est déconseillée car un refroidissement trop brutal déclenche souvent des convulsions. En parallèle, un plan de réhydratation par voie parentérale est mis en place (voir p118), l'animal reçoit des corticoïdes de courte durée d'action et éventuellement des analeptiques cardiovasculaires et respiratoires (tableaux 37 p143 et 39 p145). Une oxygénothérapie au masque augmente les chances de succès.

B. TRAUMATISMES DIVERS

Le lapin et les rongeurs de compagnie ont besoin de périodes de liberté quotidiennes, mais ces sorties de la cage doivent se faire sous surveillance, car c'est à cette occasion qu'interviennent la plupart des traumatismes.

B. 1) Fractures dentaires

Les fractures des incisives sont fréquentes lors de chutes. D'après VISTICOT (2002), la dent se brise souvent à la hauteur de la gencive. Cette fracture favorise la formation d'un abcès dentaire à l'apex de la dent, il est donc conseillé d'administrer à l'animal une antibiothérapie par voie générale. La croissance de l'incisive continue après la fracture, mais il faut surveiller l'occlusion des incisives le temps qu'elle retrouve sa longueur normale. Il est souvent nécessaire de raccourcir au moins une fois l'incisive opposée.

B. 2) Fractures osseuses

Les causes de fractures sont très variées : chute, mauvaise réception après un saut, réaction de défense lors de la contention, coup de pied, patte coincée entre les barreaux de la cage, animal happé par l'aspirateur, etc. Les fractures intéressent le plus souvent les os des membres (à l'origine de boiteries) et les vertèbres thoraco-lombaires (parésie des membres postérieurs). En cas de suspicion de fracture, l'examen clinique est complété par des clichés radiographiques, afin de déterminer le traitement le plus adapté (figures 22 p93 et 24 p107). Il est impératif de ne pas léser les tissus mous et les éléments vasculaires lors de la manipulation de l'animal.

Pour les fractures fermées des membres, la réduction parfaite n'est pas indispensable, selon BOUSSARIE (2002), MAROLLEAU (1996) et VISTICOT (2002). CHEKROUN (2003) considère que les fractures simples de l'humérus et du fémur ne nécessitent pas de traitement particulier : les masses musculaires réalisant un bon maintien, le repos associé à une mise en cage de l'animal permet la plupart du temps une bonne récupération. Pour les fractures de l'avant-bras, de la jambe ou des doigts, le repos doit être complété par la pose d'une attelle. La mise en place d'un pansement de type Robert-Jones allégé, ou mieux d'une résine, est envisageable sur des animaux dociles et bien socialisés. Mais ces montages sont difficiles à réaliser, mal acceptés et souvent rongés. Le chien de prairie peut aller jusqu'à s'amputer, et le maintien d'un pansement sur un écureuil de Corée est illusoire. Le confinement dans une petite cage est alors la meilleure solution, et permet en général d'obtenir une guérison spontanée : il dure le temps nécessaire à la cicatrisation osseuse, 3 à 6 semaines en pratique.

Les fractures du radius et du tibia, très instables, ainsi que les fractures ouvertes ou fortement déplacées, doivent être traitées chirurgicalement, avec un montage le moins invasif possible. D'après BOUSSARIE (2002), MAROLLEAU (1996) et VISTICOT (2002), la mise en place de fixateurs externes est envisageable sur le lapin, l'octodon et le chinchilla : cette solution apporte la stabilité nécessaire à la cicatrisation osseuse tout en endommageant peu les tissus environnants. Ce type de montage est intéressant pour les fractures ouvertes, complexes ou proches d'une articulation, mais il n'est envisageable que sur des animaux dociles, qui supporteront le matériel et les soins quotidiens. Selon CHEKROUN (2003), l'enclouage centro-médullaire (figure 24) est la technique la mieux adaptée et la plus utilisée. BOUSSARIE (2002) indique qu'elle offre les meilleures garanties de guérison sur les animaux très actifs malgré une restriction stricte des mouvements, et les soins post-opératoires sont peu contraignants. Sont utilisables des broches de Kirchner et la partie métallique des aiguilles hypodermiques. En cas de fracture ouverte ancienne ou souillée, le risque infectieux peut faire envisager d'emblée un traitement plus radical : l'amputation, si elle est techniquement envisageable et si elle ne compromet pas trop le confort de vie de l'animal, ou l'euthanasie.

Quelle que soit la méthode choisie, un traitement à base d'anti-inflammatoires non stéroïdiens est institué au minimum pendant la première semaine, puis ensuite à la demande en fonction des manifestations de douleur de l'animal (voir p141). Cette gestion de la douleur diminue le risque d'apparition d'une anorexie secondaire à la douleur, ainsi que le risque d'automutilation. Un traitement antibiotique peut être prescrit après une chirurgie, il est indispensable en cas de fracture ouverte. Des clichés radiographiques de contrôle sont réalisés 2 à 3 semaines plus tard, afin d'évaluer la progression de la cicatrisation. L'arrêt du traitement est envisagé lorsque le cal osseux formé est suffisamment solide.



Figure 24 : Fracture du tibia chez un lapin et réduction par enclouage centromédullaire (D.BOUSSARIE)

La fracture du tibia est diaphysaire proximale, simple et transverse. Une réduction par enclouage centromédullaire permet d'obtenir une réduction satisfaisante du point de vue anatomique et une bonne stabilité. La pose d'une résine ou d'un pansement de Robert-Jones, laissés en place les 15 premiers jours après l'intervention chirurgicale, augmente la solidité du montage.

B. 3) Plaies

Comme pour les carnivores domestiques, la région entourant la plaie est tonduée et nettoyée, puis l'antisepsie locale réalisée à l'aide d'eau oxygénée à 10 volumes puis d'un désinfectant usuel (chlorhexidine, polyvidone iodé) dilué au 1000^{ième}. L'alcool, trop irritant, est à éviter. Lorsque la plaie est superficielle, des soins locaux une à 4 fois par jour sont suffisants et la cicatrisation ne demande que quelques jours selon VISTICOT (2002). Les traitements topiques, notamment les pommades, ont tendance à stimuler le comportement de toilette : l'animal s'intéresse davantage à sa plaie et la guérison est ralentie. Par ailleurs, l'ingestion de la pommade peut provoquer des troubles digestifs. D'après BOUSSARIE (2003b), les topiques à base de plantes aromatiques, à propriétés antiseptiques et cicatrisantes (Cothivet®), sont les produits les plus efficaces à l'heure actuelle. Les topiques à base d'acide acétylsalicylique (Dermaflon®) et les sprays à usage humain fabriqués à partir de sérum équin (Pulvo 47®) donnent également de bons résultats.

Pour les plaies plus profondes, et notamment pour les plaies par morsure, les règles de prise en charge sont les mêmes que pour les carnivores domestiques (MOISSONNIER (2000)).

– Les plaies récentes (moins de 6 heures) sont traitées par première intention : parage le plus conservateur possible, hémostase, drainage avec un antiseptique afin de décontaminer le site, et suture. La plaie est ensuite maintenue propre jusqu'à sa cicatrisation complète, elle peut être protégée par un pansement sec.

– Les plaies datant de 6 à 12 heures sont traitées de même mais le parage doit se faire en bloc, comme l'exérèse d'une tumeur.

– Les plaies anciennes (au-delà de 12 heures) et les plaies par morsure sont traitées par 2^{ième} ou 3^{ième} intention. Le parage est minimal, sans entraîner de saignement des tissus sains. La réparation est différée après une phase de traitement sous pansement stérile (pendant 3 à 8 jours), jusqu'à obtenir un bourgeon charnu. La plaie peut alors être suturée au-dessus du tissu de granulation.

Selon BOUSSARIE (2003b), la suture cutanée chez le lapin doit être précédée, dans la mesure du possible, par une suture (de préférence un surjet) du tissu conjonctif sous-cutané. Le but est de favoriser l'affrontement des bords de la plaie sans exercer de tension particulière. La suture proprement dite est ensuite réalisée à l'aide de points en U. Chez les rongeurs, la suture du conjonctif sous-cutané n'est pas toujours possible, mais les points en U sont également à privilégier pour les sutures cutanées. En effet, ils permettent un meilleur affrontement que les points simples, avec moins de risque de compromettre la revascularisation de la zone. Les fils à résorption lente (Polysorb®, Biosyn®, Dexon®) donnent de bons résultats et s'éliminent spontanément au bout de quelques semaines. BOUSSARIE (2003b) conseille d'utiliser des fils de décimales 2 à 3 pour le lapin et les gros rongeurs (cobaye, chinchilla, chien de prairie) et de décimales 1,5 à 2 pour les petits rongeurs.

Une antibiothérapie par voie générale est mise en oeuvre, avec de préférence un seul antibiotique à large spectre (fluoroquinilones), et un anti-inflammatoire non stéroïdien est prescrit pour atténuer la douleur pendant les premiers jours (tableaux 35-36 p139-140 et 37 p143).

B. 4) « Tail slip » et « Fur slip »

D'après VISTICOT (2002), les octodons et les chinchillas possèdent un mécanisme de défense contre les prédateurs, connu sous le nom de « tail slip ». Lorsque l'animal effrayé est tenu trop fermement par la queue, la peau du bout de la queue se détache en laissant les vertèbres à nu. La peau ne repousse pas, et l'extrémité de la queue se dessèche. Généralement, l'octodon ou le chinchilla finit par ronger lui-même la partie morte. Une amputation chirurgicale et des soins locaux avec un désinfectant usuel sont envisageables.

Le chinchilla possède un autre mécanisme de défense appelé « fur slip » ou « lâcher de poils ». Lorsque l'animal effrayé est empoigné par la fourrure, une vasoconstriction brutale des vaisseaux cutanés entraîne une chute massive des poils. La peau est intacte, et il faut attendre la repousse des poils.

B. 5) Electrocution et brûlures

Les électrocutions se produisent sur des animaux qui apprécient la consistance de la gaine plastique des fils électriques, selon VISTICOT (2002). Les chances de survie lors d'une électrocution sont faibles à cause de la petite taille des animaux et de l'intensité du courant. Le passage du courant à travers le corps provoque des effets électriques sur les organes excitables (cerveau, cœur, muscles), des brûlures et des hémorragies.

Les brûlures (au contact du four ou des plaques chauffantes dans la cuisine) sont rares. Le traitement est le même que pour les carnivores domestiques.

C. INTOXICATIONS

Les intoxications domestiques du lapin et des rongeurs de compagnie sont rarement évoquées dans la littérature. Pourtant, même si l'on exclut les accidents liés à une mauvaise utilisation des antibiotiques, les risques d'intoxications sont nombreux dès que l'animal sort de sa cage. En effet, le lapin et les rongeurs sont curieux, et d'après VISTICOT (2002), ils sont susceptibles de grignoter certaines plantes d'intérieur, du chocolat ou des cigarettes, ou de « goûter » des produits phytosanitaires, des médicaments ou du café.

Les symptômes sont plus ou moins spécifiques en fonction du toxique ingéré. Les plus souvent rencontrés sont : hypo- ou hyperthermie, prostration, dyspnée, ptyalisme, convulsions ou ataxie, diarrhée. Etant donné qu'il existe un traitement spécifique pour certaines catégories de toxiques, le recueil des commémoratifs est primordial. Les principales causes d'intoxications rapportées dans la littérature et leur traitement figurent dans le tableau 26 (p110-111).

Un traitement symptomatique et éliminatoire est mis en place dans tous les cas d'intoxication avérée ou suspectée. Ce traitement a pour but de limiter l'absorption du toxique, de favoriser son élimination et de maintenir les fonctions vitales. Il est mis en place dès réception de l'animal, puis adapté en fonction de son évolution clinique.

	Toxique	Usage	Symptômes	Traitements
Pesticides	Organophosphorés Carbamates	Insecticides (consommés avec les plantes vertes)	Diarrhée - Hypersalivation intense Tremblements musculaires Convulsions continues	Symptomatique et éliminatoire. Atropine 10 mg/kg toutes les 20 min (IV ou SC). Chlorure de pralidoxine ⁽¹⁾ (Contrathion®) 10 à 100 mg/kg SC
	Organochlorés	Insecticides	Tremblements, hyperexcitabilité Convulsions discontinues Opisthotonos Blépharospasme, mydriase Ptyalisme - Hyperthermie	Symptomatique et éliminatoire (une diurèse osmotique est conseillée).
	Rodenticides anticoagulants	Rodenticides	Muqueuses pâles, léthargie Dyspnée, toux Hémorragies multiples Gonflements articulaires	Vitamine K1 5 mg/kg IV ou IM, 2 fois à 12 heures d'intervalle, puis par voie orale, en 2 prises quotidiennes dans un corps gras (beurre de cacahuète), pendant 3 semaines minimum.
	Métaldéhyde	Molluscicide, combustible (allume- barbecue)	Convulsions continues Hyperexcitabilité Ptyalisme - Hyperthermie	Symptomatique et éliminatoire.
	Crimidine	Souricide (céréales)	Convulsions discontinues Hyperexcitabilité Ptyalisme - Hyperthermie	Symptomatique et éliminatoire. Vitamine B6 50 mg/kg IV ou IP

(1) Uniquement lors d'intoxication avérée par un organophosphoré.

Tableau 26 : Principales intoxications domestiques rapportées chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et leurs traitements (d'après BOUSSARIE (2003a), MAROLLEAU (1996), RICHARDSON et GWALTNEY-BRANT (2002) et VAUDESCAT (1993)).

	Toxique	Usage	Symptômes	Traitements
Polluants	Plomb	Peinture, objets en plomb	Anorexie, léthargie, anémie (chronique) Ataxie, convulsions, amaurose Diarrhée, larmoiement	Plombémie diagnostique (>25 µg/dl) Eliminer la source. EDTA 30 à 100 mg/kg SC pendant 5 jours.
Végétaux	Plantes cyanogénétiques (laurier cerise, amande, ...)	Plantes d'ornement	Mort foudroyante.	Illusoire.
	Lathyrus (pois de senteur, ...)		Mouvements désordonnés, ataxie, convulsions.	Symptomatique et éliminatoire.
Divers	Tabac	/	Hyperthermie Tremblements Troubles cardiaques	Symptomatique et éliminatoire.
	Chocolat, cacao, café		Prostration ou agitation Ataxie, convulsions, coma Diarrhée, météorisme - Ptyalisme Tachycardie et arythmie sinusales	Symptomatique et éliminatoire. Propranolol ou vérapamil, et lidocaïne si troubles cardiaques.
	Cannabis		Hyperesthésie - Ataxie Indifférence à l'environnement Coma	Symptomatique et éliminatoire.

Tableau 26 (suite) : Principales intoxications domestiques rapportées chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et leurs traitements (d'après BOUSSARIE (2003a), MAROLLEAU (1996), RICHARDSON et GWALTNEY-BRANT (2002), VAUDESCAT (1993)).

Le charbon végétal activé adsorbe et neutralise l'équivalent de son poids en toxique (sauf les métaux lourds). Il est administré par voie orale, à raison de 1 à 5 g/kg PV en suspension dans l'eau (1g dans 5 ml d'eau), en prenant garde au risque de fausse déglutition. Le lavage gastrique n'est indiqué que si l'ingestion du toxique est récente (moins de 4 heures). Il est réalisé sous anesthésie générale, après la mise en place d'une sonde gastrique, et si possible d'une sonde endotrachéale (voir p118). Un morceau de tubulure de perfusion peut être utilisé comme sonde gastrique. En l'absence de sonde trachéale, il faut être particulièrement vigilant pour éviter le passage de liquides dans la trachée. Le lavage gastrique consiste à introduire 5 ml/kg PV d'eau tiède, à laquelle on peut ajouter du charbon activé, puis à aspirer le contenu stomacal. 10 à 15 cycles de lavage sont en général nécessaires pour éliminer la totalité du contenu initial de l'estomac. Si l'ingestion du toxique est plus ancienne, l'utilisation de purgatifs permet d'accélérer l'élimination des résidus : huile de paraffine, 1 à 10 ml/kg, ou sulfate de sodium, 1 g/kg en solution dans l'eau, par voie orale. Dans tous les cas, les poils souillés sont lavés ou tondu, les selles et les urines recueillies, pour éviter toute ré-ingestion du toxique.

Le maintien des fonctions vitales est un autre élément primordial de la prise en charge des animaux intoxiqués. Les techniques de réanimation cardio-respiratoire sont détaillées au chapitre 3 (p118). Il faut prévenir ou combattre la déshydratation, l'hypoglycémie et l'acidose métabolique : l'animal est perfusé avec du lactate de Ringer, additionné de soluté glucosé isotonique si son état d'hydratation est correct (voir p121). La température corporelle est vérifiée régulièrement : elle doit rester comprise entre 36 et 39°C. Lors d'hyperthermie, l'animal est baigné ou enveloppé dans des serviettes humides ; lors d'hypothermie, il est placé sur un tapis chauffant ou sous une lampe infrarouge. L'hyperactivité du système nerveux va de l'excitation légère aux convulsions. Pour la contrôler, du diazépam est administré à la dose de 2 à 10 mg/kg par voie intraveineuse, intrapéritonéale ou éventuellement intramusculaire, et réadministré « à la demande », d'après BOUSSARIE (2003a). En cas d'échec, du phénobarbital sodique est injecté à la dose de 10 à 20 mg/kg par voie intraveineuse, jusqu'à obtenir une anesthésie de l'animal (risques de détresse cardiaque et respiratoire).

Pour favoriser l'élimination du toxique, le plus simple est de réaliser une diurèse osmotique. Selon BOUSSARIE (2003a), l'animal reçoit une perfusion intraveineuse lente de mannitol à 10% (1 ml/kg sur 15 min), ou de glucose isotonique ou légèrement hypertonique (10%). Du furosémide est administré si l'émission d'urine est insuffisante. La diurèse osmotique est contre-indiquée lors d'insuffisance cardiaque et d'œdème pulmonaire, et si l'animal est déshydraté. Une dialyse péritonéale est réalisable dans les cas graves, mais c'est une technique coûteuse. Après la pose d'un cathéter intra-péritonéal, la cavité abdominale est rincée avec une solution standard pour dialyse péritonéale.

CHAPITRE 3 :

PRISE EN CHARGE EN URGENCE DU LAPIN ET DES RONGEURS DE COMPAGNIE.

Ce chapitre détaille les techniques permettant la prise en charge en urgence du lapin et des rongeurs de compagnie. Il est volontairement axé sur la mise en pratique effective de ces différentes techniques, dans l'exercice courant du vétérinaire praticien. Dans ce but, il se base avant tout sur une expérience personnelle acquise auprès de vétérinaires spécialisés. A titre d'exemple, les noms déposés de médicaments qui sont cités ne disposent pas d'AMM pour les espèces concernées, mais ils correspondent à des formulations facilitant la prescription chez ces animaux de petite taille. Certaines spécialités humaines destinées aux enfants et aux nourrissons sont particulièrement bien adaptées aux petites espèces.

I - MESURES IMMÉDIATES DE RÉANIMATION ET DE SOUTIEN

A. CONTENTION ET HOSPITALISATION

La technique de contention et les conditions d'hospitalisation sont des éléments importants en terme de survie pour le lapin et les rongeurs de compagnie, qui sont très sensibles au stress. La technique de contention doit être sûre pour le manipulateur et pour l'animal, afin de réaliser l'examen clinique et d'administrer les soins. L'hospitalisation, si elle est indispensable, doit être la plus courte possible.

Tout animal hospitalisé est pesé. Une balance électronique, précise à un ou deux grammes, permet une pesée la plus exacte possible et un suivi du poids de l'animal.

A. 1) La contention

Le lapin et les rongeurs de compagnie sont, de manière générale, dociles et se manipulent facilement. Il faut cependant garder à l'esprit que ce sont des animaux très sujets au stress, qui manifestent des comportements de fuite ou d'attaque assez brutaux, et leur petite taille en fait des animaux physiquement fragiles. La manipulation doit donc toujours se faire avec douceur et précaution, et même si l'animal se débat, l'emploi de la force reste proscrit. Dans ce cas, l'animal est remis dans sa cage et une contention chimique est à envisager.

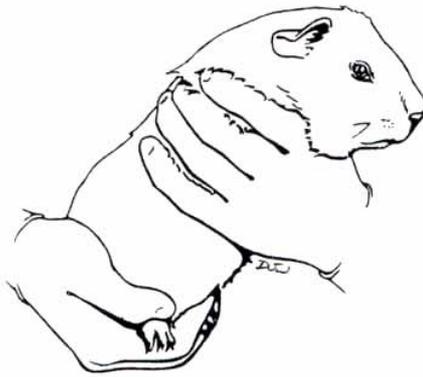
Le matériel de contention comprend une serviette, qui permet d'attraper les petits rongeurs sans risque de morsure ou de griffure, un paire de gants en cuir, pour examiner les rongeurs agressifs ou peu familiers (chien de prairie, écureuil, octodon), et un filet à papillon, pour attraper un écureuil de Corée dans sa cage.

Les techniques de contention par espèce sont détaillées dans la première partie. Différents exemples de contention du lapin et des rongeurs de compagnie sont représentés sur la figure 25 (p116-117).

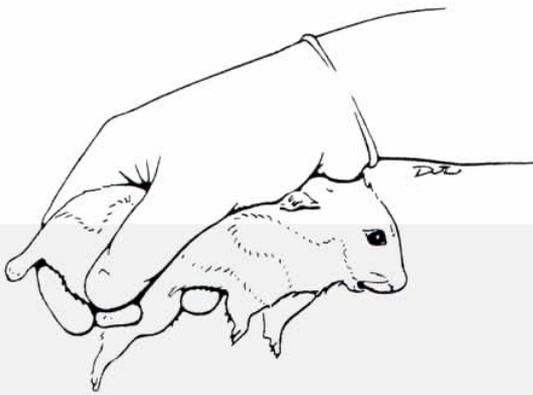
A. 2) L'hospitalisation

Le lapin et les rongeurs de compagnie sont hospitalisés dans la zone la plus calme de la clinique, à l'écart du chenil pour les carnivores domestiques. L'animal est laissé dans sa cage habituelle si sa taille le permet (ni trop grande, ni trop petite) et si ses ouvertures autorisent un accès facile à l'animal. Dans le cas contraire, l'animal est installé dans une cage d'hospitalisation. BOUSSARIE (2001) conseille de posséder un lot de cages d'hospitalisation adaptées aux espèces concernées. Ces cages doivent être métalliques, à fond non grillagé et amovible, équipées de divers accessoires (biberons, mangeoires, râteliers, abris). Une source de chaleur, en général une lampe infrarouge, peut être installée à une distance supérieure à 50 cm, afin d'éviter un surchauffage dangereux et d'être hors de portée de l'animal.

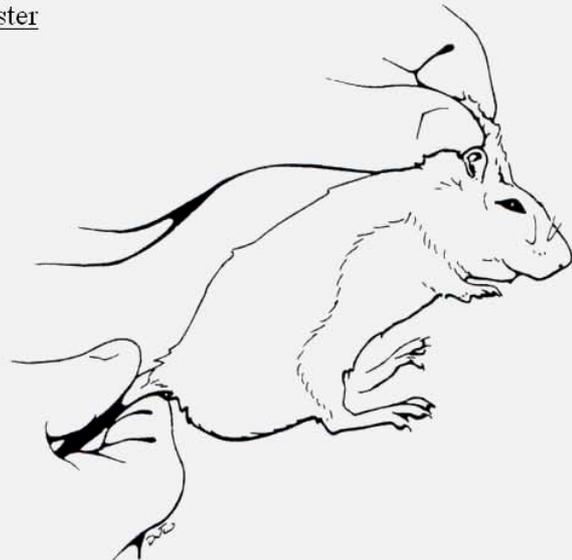
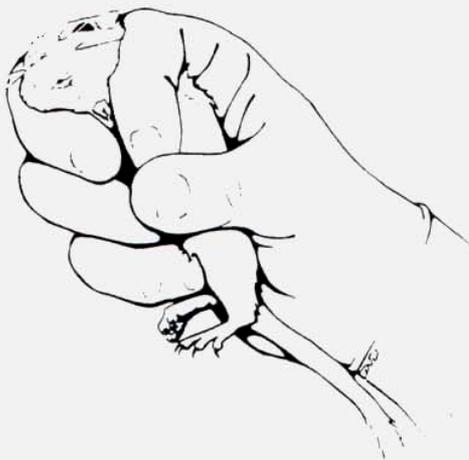
Un animal très débilité est placé sur une alèse ou sur du papier absorbant, renouvelés régulièrement. Si l'animal est capable de se déplacer, il est préférable de le laisser accéder à son fond de cage habituel ou à un substrat approchant (copeaux, sciure, foin, paille brisée), afin qu'il y fasse ses besoins. La litière pour chat est à éviter à cause du risque d'impaction gastro-intestinale si elle est ingérée.



Cobaye

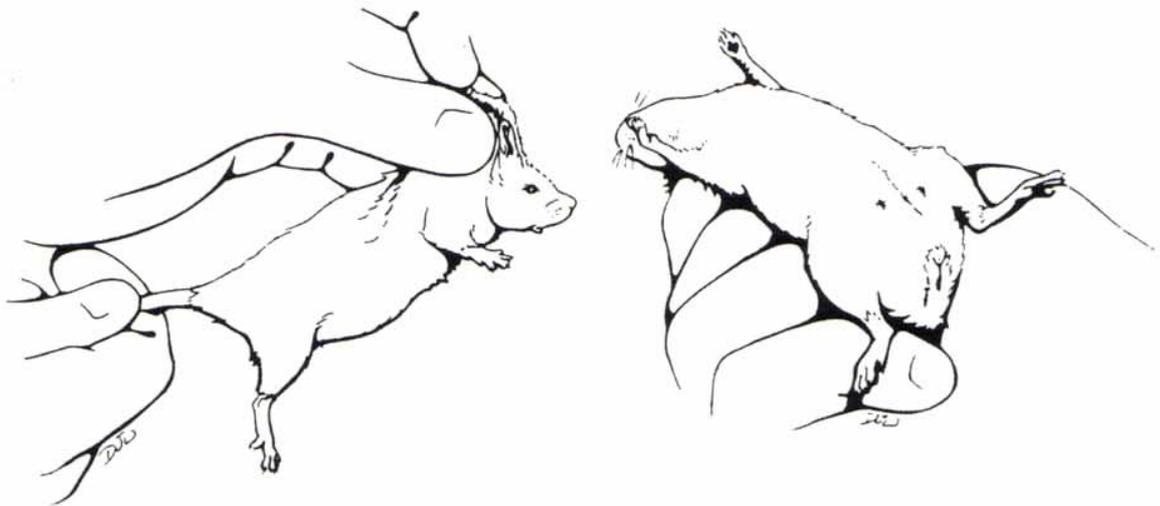


Hamster

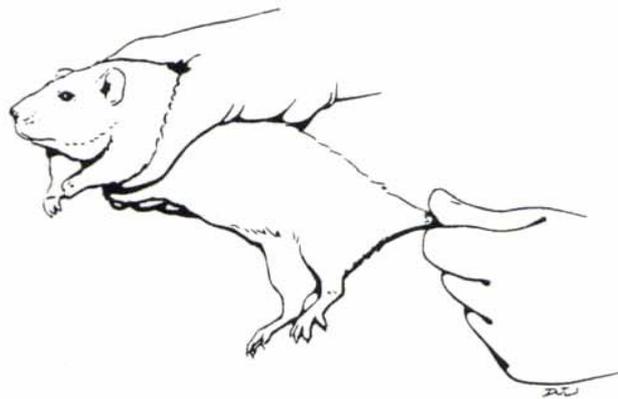


Gerbille

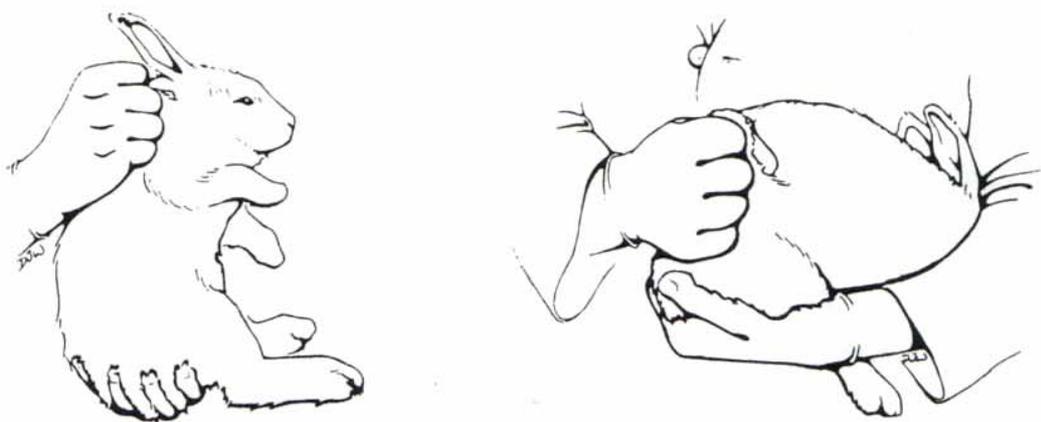
Figure 25 : Exemples de contention de quelques espèces étudiées (d'après AUBERT (1998)).



Souris



Rat



Lapin

Figure 25 (suite) : Exemples de contention de quelques espèces étudiées (d'après AUBERT (1998)).

La semi-obscurité diminue le stress, mais il est judicieux de laisser, à proximité du lieu d'hospitalisation, une source lumineuse suffisante pour réaliser les soins : cela évitera que l'animal soit soumis brutalement à un éclairage cru juste avant qu'il ne soit manipulé. Si l'animal est hospitalisé dans une cage à barreaux, celle-ci peut être recouverte avec un linge pour diminuer les contacts visuels avec l'environnement, tout en surveillant que le linge ne soit pas grignoté. Il faut également prévoir dans la cage un abri où l'animal puisse s'isoler et aménager un nid.

Même si l'animal ne s'alimente pas spontanément, des aliments sont laissés à disposition en permanence. Ils sont choisis en fonction du régime alimentaire, de l'affection et surtout des habitudes alimentaires de l'animal : les bases de l'alimentation sont reprises dans les fiches par espèce du chapitre 1. L'eau doit être facilement accessible, dans une gamelle ou dans un biberon selon l'habitude de l'animal et sa capacité à l'atteindre.

Enfin, la température ambiante doit être la plus proche possible de la température optimale de vie de l'animal hospitalisé. Un excès de chaleur ou de froid est néfaste, ainsi que, et surtout, toute variation brutale de température (courants d'air, proximité de portes, retrait brutal de lampe infrarouge). Les recommandations d'ambiance en terme de température et d'hygrométrie sont reprises dans le tableau 27 (p120).

B. RÉANIMATION CARDIAQUE ET RESPIRATOIRE

B. 1) Réanimation respiratoire

Tout animal présentant une respiration dyspnéique ou des muqueuses cyanosées reçoit immédiatement une oxygénothérapie, après avoir vérifié que les voies respiratoires supérieures ne sont pas obstruées. Une oxygénation au masque est possible si elle ne nécessite pas une contention trop importante. Les animaux trop stressés sont installés dans une cage à oxygène.

En cas d'arrêt respiratoire, une ventilation assistée est réalisée en comprimant le thorax entre le pouce et l'index, à raison de 60 compressions par minute, toujours sous 100% d'oxygène, selon FLECKNELL (1996). La fonction respiratoire peut également être stimulée par l'administration de doxapram (Dopram-V®, 10 mg/kg par voie intraveineuse, intrapéritonéale ou sous la langue). L'intubation endotrachéale est très difficile en raison de la taille de l'animal, surtout quand il ne respire plus. En pratique, seul l'intubation du lapin, avec une sonde de 2,5 à 3,5 mm de diamètre et sans ballonnet, est réalisable mais reste difficile. Si l'intubation endotrachéale n'est pas réalisée dans la minute qui suit l'arrêt respiratoire, la dernière alternative consiste en la mise en place d'une sonde de trachéostomie.

La pose d'une sonde de trachéostomie rencontre les mêmes difficultés en terme de dimensions du matériel : les sondes de trachéostomie de 2 mm de diamètre sont utilisables pour le lapin et éventuellement le cobaye, mais des solutions de dépannage doivent être trouvées pour les autres espèces (sondes urinaires raccourcies, cathéters). D'après RAMEL *et al.* (1999b), la région ventrale du cou est rapidement tondu et nettoyée pour visualiser la trachée. La peau est incisée sur la trachée, immédiatement en arrière du larynx, les muscles sont écartés pour saisir la trachée. Des sutures de traction, avec un fil résorbable, sont placées autour des troisième et quatrième anneaux trachéaux, puis la trachée est incisée

horizontalement entre les 2 sutures. La sonde de trachéostomie est alors introduite sans forcer, en s'aidant des sutures de traction. A ce stade, l'oxygénothérapie par ventilation assistée peut être effectuée.

En cas d'épanchement pleural volumineux ou de pneumothorax important, une ponction évacuatrice permet d'améliorer la fonction respiratoire de l'animal. La thoracocentèse se fait de la même manière que pour les carnivores domestiques, si possible sur animal vigile, debout ou en décubitus latéral. On utilise une aiguille ou un Epijet® montés sur un robinet à 3 voies. L'hémithorax qui doit être ponctionné est tondu et préparé aseptiquement. Le point d'entrée dans la cavité thoracique est situé au niveau du 7^{ème} ou du 8^{ème} espace intercostal, à mi-hauteur du thorax. Mais pour augmenter l'étanchéité du montage, il est préférable de créer un tunnel sous-cutané en ponctionnant la peau entre les 9^{ème} et 10^{ème} espaces intercostaux. Pour éviter les lésions des vaisseaux et des nerfs intercostaux, l'aiguille est insérée près du bord crânial de la côte. L'aspiration est lente pour ne pas léser le parenchyme pulmonaire. La mise en place d'un drain thoracique n'est envisageable que sur les animaux de grande taille. Si une sédation est nécessaire, HOFFER (2001) conseille d'utiliser pour le lapin dyspnéique du midazolam à la posologie de 5 mg/kg par voie intramusculaire.

B. 2) Réanimation cardiaque

En cas d'arrêt cardiaque, il faut avant tout vérifier que les voies respiratoires supérieures ne sont pas obstruées et placer l'animal sous 100% d'oxygène. S'il ne respire plus, l'assistance respiratoire décrite précédemment est mise en place. En parallèle, un massage cardiaque externe est commencé, en comprimant le thorax entre le pouce et l'index, à raison de 100 compressions par minute, selon BOUSSARIE (2003a) et FLECKNELL (1996). L'hypovolémie est corrigée par l'administration de fluides (lactate de Ringer ou chlorure de sodium à 0,9%) par voie intraveineuse ou intrapéritonéale.

L'administration d'un traitement médicamenteux adéquat pour restaurer une fonction cardiaque normale nécessite au minimum, comme pour les carnivores domestiques, un contrôle électrocardiographique, et dans l'idéal, la sélection du traitement repose sur l'interprétation des arythmies. Or, seul un appareillage particulier est capable d'enregistrer des signaux de faible amplitude et de fréquence très élevée comme ceux rencontrés chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Les traitements sont administrés si possible par voie intraveineuse (chez le lapin), par voie intra-osseuse dans le tibia (voir p124), ou à défaut par voie intracardiaque, avec une aiguille de 25 G pour réduire le risque de lésion myocardique. Les posologies sont regroupées dans les tableaux 28 (p120) et 39 (p145).

Espèce	Température optimale	Hygrométrie
Lapin	18 °C (16-21 °C)	40-60 %
Chinchilla	18 °C (10-20 °C)	50 %
Cobaye	21 °C (18-26 °C)	40-70 %
Octodon	24 °C (23-26 °C)	50 %
Chien de prairie	20-22 °C	30-70 %
Hamster	18-21 °C	40-60 %
Rat	22 °C (18-27 °C)	50-60 %
Souris	22 °C (18-27 °C)	50-60 %
Gerbille	22 °C (18-29 °C)	30-50 %
Ecureuil de Corée	18-26 °C	50-60 %

Tableau 27 : Recommandations d'ambiance pour le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après AUBERT (1998) et BOUSSARIE (1998)).

Principe actif	Posologie
Adrénaline	0,1 mg/kg
Lidocaïne	1-2 mg/kg
Atropine	0,1 -0,5 mg/kg
Propranolol	0,1 mg/kg

Tableau 28 : Posologie des traitements médicamenteux utilisés lors d'arrêt cardiaque chez le lapin (d'après FLECKNELL (1996)).

C. RÉHYDRATATION

C. 1) Estimation de la déshydratation

L'évaluation du degré d'hydratation du lapin et des rongeurs de compagnie est plus délicate que pour les carnivores domestiques car la persistance du pli de peau à elle seule n'est pas un élément fiable. Il est cependant possible d'apprécier ce taux de déshydratation en observant certains symptômes, regroupés dans le tableau 29 (p122), lors de l'examen clinique. Ce taux, exprimé en pourcentage du poids vif, permet de calculer la quantité de fluides à administrer afin de combler les pertes hydriques.

La plupart des animaux hospitalisés en urgence sont déshydratés et ont besoin d'une fluidothérapie. Si le degré de déshydratation ne peut pas être déterminé avec précision, le vétérinaire considèrera que l'animal est déshydraté à 5 ou 10 % pour le calcul de la quantité de fluides à administrer.

Une prise de sang en vue d'une mesure de l'hématocrite et du taux de protéines totales permet de confirmer, puis de suivre l'évolution de la déshydratation. Les valeurs normales de l'hématocrite et du taux de protéines totales figurent dans les fiches par espèce du chapitre 1.

C. 2) Plan de réhydratation

Les besoins hydriques à l'entretien du lapin et des rongeurs de compagnie sont estimés à 50 à 100 ml/kg/j, les besoins des animaux les plus petits étant les plus importants. Comme pour les carnivores domestiques, la quantité (Q) de solutés à administrer est calculée de la façon suivante :

$$Q \text{ (ml)} = \text{pourcentage de déshydratation} \times \text{poids (g)} \\ + \text{besoins d'entretien (ml)} \\ + \text{pertes éventuelles (diarrhée).}$$

L'administration de solutés doit, en théorie, être régulière et continue, afin de compenser les pertes hydriques (déficit hydrique lié à la déshydratation et pertes éventuelles), auxquelles viennent s'ajouter les besoins d'entretien quotidiens. Mais les aiguilles, cathéters et tubulures sont une source d'inconfort et de stress pour l'animal qui peut se débattre et arracher le matériel utilisé. Une solution est alors d'administrer les solutés en bolus, à raison de 10 à 25 ml/kg sur une période de 5 à 10 minutes. Si l'animal est laissé sous perfusion, l'utilisation d'une pompe à perfusion est un moyen sûr d'éviter une hyperhydratation. D'après GUITTIN (1999), les perfusions longues ne doivent pas dépasser 10% du volume sanguin par jour, le volume sanguin des petits mammifères étant d'environ 55 à 70 ml/kg. Un plan de réhydratation est proposé dans le tableau 30 (p122).

< 5 %	Signes imperceptibles.
5 à 7 %	Perte de brillance des yeux. Légère perte de souplesse de la peau.
7 à 10 %	Enfoncement des yeux – Aspect terne de la cornée. Muqueuse buccale sèche avec présence de fausses membranes dans la bouche. Perte d'élasticité de la peau.
10 à 12 %	Forte dépression générale. Extrémités froides au toucher. Temps de recoloration capillaire augmenté. Fausses membranes dans la bouche – Cornée sèche. Pli de peau persistant.
> 12 %	Accentuation des signes précédents. Dépression marquée - Léthargie. Etat de choc - Tachycardie. (Mort)

Tableau 29 : Estimation du pourcentage de déshydratation selon les symptômes observés (d'après ANDERSSON (1995)).

Dans les 12 premières heures	Administration de 50% du déficit hydrique estimé + besoins d'entretien.
Dans les 48 à 72 heures suivantes	Compléter à 100% du déficit initial estimé + besoins d'entretien.

Tableau 30 : Plan de réhydratation préconisé pour le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après ANDERSON (1995)).

Poids de l'animal	Diamètre du cathéter intra-osseux
< 300 g	≥ 23 G (6/10)
300 à 750 g	21 G (8/10) à 23 G (6/10)
750 g à 3 kg	20 G (9/10)

Tableau 31 : Diamètre des cathéters intra-osseux pour le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après ANDERSON (1995)).

C. 3) Voies d'administration et techniques de réhydratation

Diverses voies d'administrations sont envisageables : orale, sous-cutanée, intraveineuse, intra-osseuse, intra-péritonéale. Elles peuvent être associées. La dose totale de fluides est répartie en plusieurs administrations dans la journée, sauf si une perfusion continue est possible. Dans tous les cas, les solutés de réhydratation doivent être réchauffés avant leur utilisation, à 37-38°C. Le suivi de la réhydratation est effectué en parallèle, grâce à l'examen de l'évolution des symptômes précédemment décrits et à la pesée quotidienne de l'animal.

a. Voie intraveineuse

Pour les animaux dans un état critique, un accès rapide à la circulation générale est impératif. La voie intraveineuse est en théorie la meilleure voie d'administration de solutés lors de déshydratation car elle permet un remplissage vasculaire immédiat. Mais la petite taille des animaux rend la cathétérisation des veines périphériques difficile, voire impossible, surtout en cas d'hypoperfusion périphérique associée à un état de choc.

BROWN (1997) et RAMEL *et al.* (1999b) conseillent d'utiliser des cathéters souples de petite taille pour chat et chaton, de 22 à 27 G. Ils peuvent être placés dans les veines céphalique, saphène externe et jugulaire. La veine auriculaire latérale est à éviter chez le lapin à cause du risque de nécrose cutanée (figure 28 p127). Des solutés classiques sont utilisés, comme le lactate de Ringer, les solutés isotoniques de chlorure de sodium ou de glucose, voire des solutés hypertoniques dans les cas les plus graves. Un soluté composé de 2/3 de chlorure de sodium à 0,9% et de 1/3 de glucose à 5%, associé à un support nutritionnel, semble donner de bons résultats, d'après BOUSSARIE (2003a).

b. Voie intra-osseuse

Lorsque la voie intraveineuse n'est pas utilisable, la voie intra-osseuse est sans doute le meilleur compromis entre l'efficacité et la faisabilité technique. Le passage des solutés dans la circulation générale est presque instantané : le remplissage vasculaire et la réhydratation sont donc aussi rapides que par la voie veineuse. La voie intra-osseuse a aussi l'avantage d'être plus facilement utilisable chez les rongeurs que la voie intraveineuse, et les cathéters intra-osseux sont en général plus faciles à fixer et mieux tolérés que les cathéters intraveineux. Il convient cependant de réaliser les injections lentement, sinon elles sont douloureuses et provoquent des réactions de défense de l'animal (ce qui solde le plus souvent, dans cette situation, par un retrait regrettable du cathéter).

D'après ANDERSON (1995), les fluides utilisés sont des solutés isotoniques (lactate de Ringer, chlorure de sodium à 0,9%, glucose à 5%). Il déconseille certains solutés hypertoniques tels que le glucose à 30%, mais le chlorure de sodium à 7,5%, les dérivés sanguins et les solutés colloïdes peuvent être administrés par cette voie, de même que la plupart des substances injectables par voie intraveineuse (atropine, adrénaline, bicarbonates, etc.). Les posologies et l'efficacité sont les mêmes que lors d'administration intraveineuse.

ANDERSON (1995) recommande d'utiliser des aiguilles à ponction lombaire de diamètre adapté à celui du fût osseux (20 à 23 G). Le diamètre du cathéter intra-osseux doit être compris entre 33 et 67% du plus petit diamètre de la cavité médullaire (voir tableau 31 p122), et sa longueur comprise entre 33 et 67% de la longueur du fût osseux. Dans la pratique courante, une aiguille hypodermique de diamètre identique donne un résultat similaire (pour

un moindre coût). Si un fragment de corticale osseuse bouche l'aiguille, une aiguille hypodermique plus fine ou une broche de Kirschner sert à le repousser dans la cavité médullaire. Pour des animaux de plus de 3 kg, des cathéters intra-osseux pédiatriques sont nécessaires.

Les cathéters intra-osseux sont placés dans le fémur à partir du grand trochanter, ou dans le tibia à partir du plateau tibial, selon ANDERSON (1995). La mise en place étant douloureuse, une anesthésie locale suffit pour des animaux très dociles ou très apathiques, mais une sédation est nécessaire pour les autres. En cas d'urgence, l'embout d'un cathéter intra-osseux peut être introduit dans la cavité médullaire à n'importe quel endroit de la face crânio-médiale du tibia, selon un angle de 90° par rapport à son grand axe (figure 26 p126). Ce type de cathéter ne peut être utilisé que de façon temporaire car il n'est pas stable, mais sa mise en place est facile et rapide, et il est très utile dans le cadre d'une manœuvre de réanimation.

La zone d'insertion du cathéter est tondu et préparée chirurgicalement. Si la peau est épaisse, elle est incisée à la lame froide. La figure 26 (p126) décrit la technique de pose :

– fémur : le cathéter est introduit à travers la fosse sous-trochantérienne, parallèlement à l'axe du fémur, jusque dans la cavité médullaire.

– tibia : le cathéter est introduit à travers la crête tibiale selon un angle de 45 à 90° par rapport au grand axe du tibia, jusque dans la cavité médullaire. Une fois la corticale osseuse franchie, le cathéter est repositionné parallèlement à l'axe du tibia et introduit dans la cavité médullaire.

Un petit volume de chlorure de sodium à 0,9% (2 à 3 ml) est injecté pour vérifier la perméabilité et le positionnement du cathéter (peu de résistance au passage du fluide, absence d'épanchement de liquide autour du site de ponction). Un cliché radiographique peut être réalisé en cas de doute (figure 27 p127). Le cathéter est fixé à la peau (suture ou SuperGlue™). Pour les aiguilles hypodermiques, un morceau de sparadrap replié sur lui-même crée l'équivalent des ailettes des cathéters intraveineux. Ce dispositif permet de fixer l'aiguille, au moyen de 2 points simples entre la peau et les ailettes en sparadrap, de chaque côté de l'aiguille. Une compresse imbibée d'antiseptique (Bétadine®) est appliquée au point de pénétration du cathéter, puis un pansement protecteur est mis en place pour éviter son retrait lors des mouvements de l'animal. Il faut veiller à ce que le pansement ne soit pas plus gênant que le cathéter lui-même pour l'animal. Il est conseillé d'hépariner le cathéter toutes les 4 à 6 heures.

Les cathéters intra-osseux peuvent être laissés en place pendant 3 jours au maximum, dans la mesure où le pansement de protection est changé tous les jours. ANDERSON (1995) et BROWN (1997) conseillent d'administrer une antibiothérapie par voie générale pendant la période où le cathéter est en place et jusqu'à 2 ou 3 jours après son retrait.

c. Voie intra-péritonéale

La voie intra-péritonéale ne doit être en théorie utilisée que si la pose de cathéter intraveineux et intra-osseux a échoué, mais en pratique, c'est sans doute la voie la plus accessible chez les petits rongeurs. L'abdomen est préparé chirurgicalement avant l'injection. OGLESBEE (1995) préconise de vidanger la vessie, puis l'animal étant tenu la tête vers le bas afin de refouler crânialement les organes abdominaux, d'injecter les solutés à une distance de 0,5 à 2 cm de la ligne blanche, dans le quadrant inférieur gauche de l'abdomen.

BOUSSARIE (1999b) et GUITTIN (1999) conseillent de tenir l'animal verticalement, la tête vers le haut, et ponctionner la ligne blanche en peu en arrière de l'ombilic.

Les fluides utilisés sont des solutés isotoniques (lactate de Ringer, chlorure de sodium à 0,9%, glucose à 5%). Un soluté composé de 2/3 de chlorure de sodium à 0,9% et de 1/3 de glucose à 5%, associé à un support nutritionnel, semble donner de bons résultats si cette voie de réhydratation n'est utilisée que de façon transitoire. Les ponctions répétées sont en effet à éviter à cause du risque de complications infectieuses ou de perforation du tube digestif. Pour un animal en très mauvais état général, il est possible de mettre en place provisoirement un cathéter intra-abdominal fixé à la peau du ventre, jusqu'à l'observation des premiers signes d'amélioration. Il est impossible d'utiliser ce type de dispositif sur un animal qui se déplace.

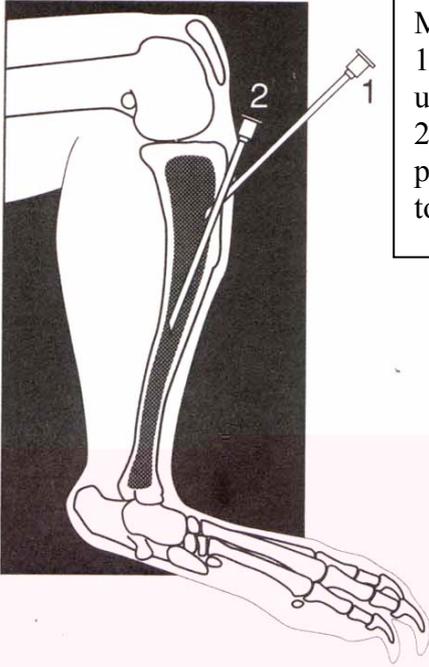
d. Voie sous-cutanée

La voie sous-cutanée est la voie d'administration la plus utilisée car c'est la plus facile d'accès. Le lapin et les rongeurs de compagnie ont un vaste espace sous-cutané entre les épaules, ce qui permet l'administration de volumes relativement importants de soluté isotonique stérile (lactate de Ringer ou chlorure de sodium à 0,9%) : les besoins d'entretien peuvent ainsi être couverts par 2 injections quotidiennes de solutés, d'après RAMEL *et al.* (1999b). Cependant, la voie sous-cutanée est davantage une voie d'entretien du niveau d'hydratation qu'une voie de réhydratation à proprement parlé, selon BROWN (1997) et OGLESBEE (1995). En effet, chez les animaux très déshydratés, la vasoconstriction périphérique retarde fortement l'absorption des fluides administrés par cette voie.

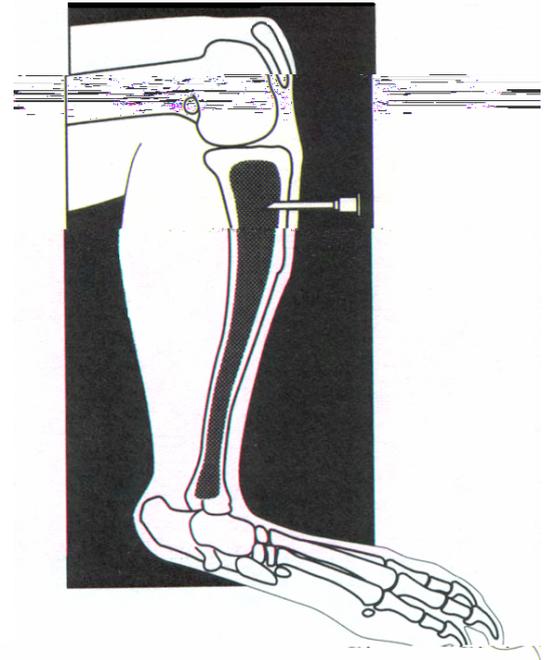
e. Voie orale

Lorsque l'animal ne présente pas de diarrhée ou de troubles nerveux (coma, convulsions), la voie orale peut être utilisée sans hésitation d'après BOUSSARIE (2003a) et RAMEL *et al.* (1999b). Cette voie naturelle d'administration permet de maintenir une activité physiologique minimale du tube digestif. Cette technique est en outre rapide et non traumatisante si l'animal est équipé d'une sonde naso-œsophagienne, qui permet d'administrer de l'eau, mais aussi des solutés de réhydratation orale (pour carnivores ou animaux de rente), des solutés glucosés (glucose 5%, sirop de sucre de canne, jus de fruit), ou des mélanges destinés à assurer un support nutritionnel comme décrit au paragraphe suivant.

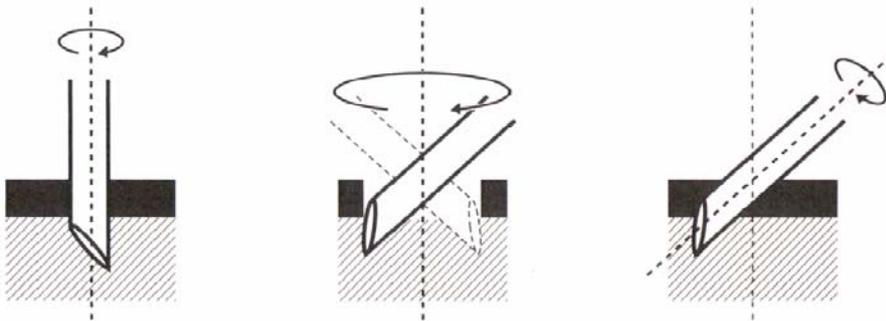
De l'eau fraîche doit être laissée à disposition de l'animal en permanence. L'eau peut être additionnée de sucre ou de jus de fruit pour stimuler la prise de boisson spontanée. Elle peut également être proposée à la seringue plusieurs fois par jour pour augmenter les quantités ingérées.



Mise en place d'un cathéter intra-osseux dans le tibia.
 1- Le cathéter est introduit à travers la crête tibiale selon un angle de 45 à 90° par rapport au grand axe du tibia.
 2- Une fois la corticale franchie, le cathéter est positionné parallèlement à l'axe du tibia et introduit en totalité dans la cavité médullaire.



Positionnement d'un cathéter intra-osseux provisoire dans le tibia en situation d'urgence. Il est inséré à partir de la face crânio-médiale du tibia, selon un angle de 90° par rapport à son grand axe, jusqu'à ce que l'extrémité franchisse la corticale.



Pour éviter l'extravasation de fluides, l'orifice dans la corticale doit avoir à peu près le même diamètre que le cathéter. Pour cela, le cathéter doit être maintenu dans un seul axe pendant son insertion et tourné sur lui-même pour traverser la corticale.

Figure 26 : Mise en place d'un cathéter intra-osseux (d'après ANDERSON (1995)).

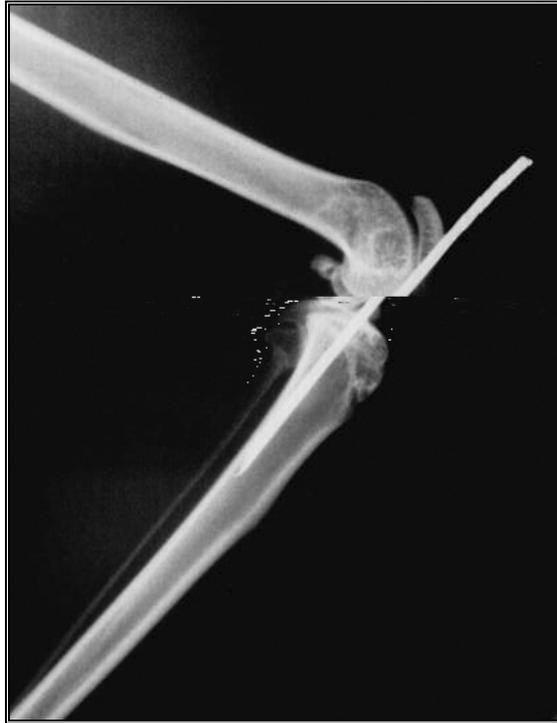


Figure 27 : Vérification du positionnement d'un cathéter intra-osseux (D.BOUSSARIE).
En cas de doute sur le positionnement du cathéter intra-osseux (ici, une aiguille intradermique), un cliché radiographique permet de vérifier s'il se situe dans la cavité médullaire de l'os (ici le tibia d'un lapin).

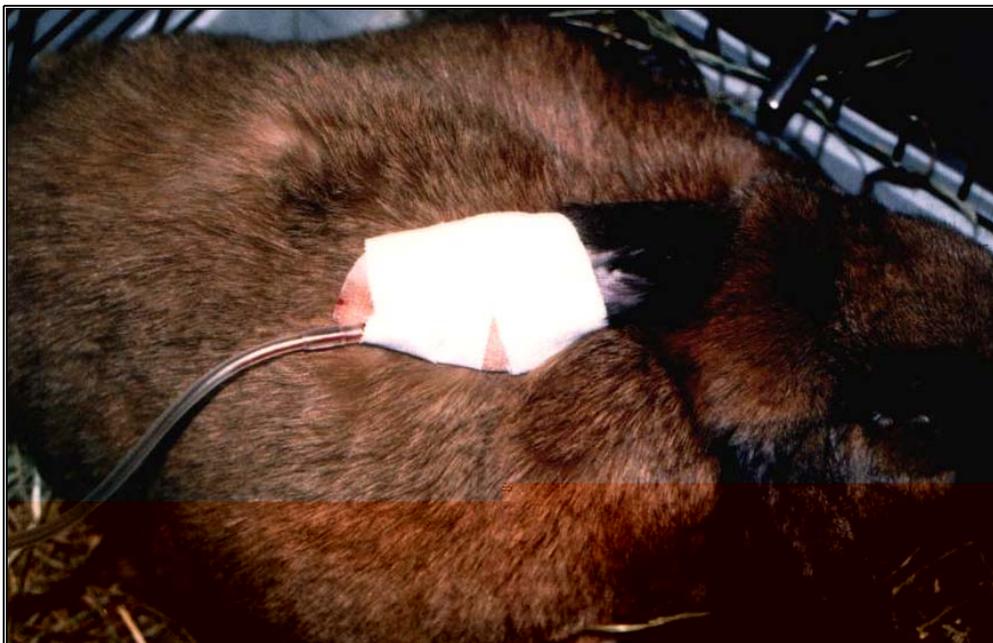


Figure 28 : Cathéter intraveineux à l'oreille chez un lapin (D.BOUSSARIE)
La voie intraveineuse est la meilleure voie d'administration des solutés de réhydratation, mais elle est souvent difficilement accessible en pratique. Chez le lapin, les veines de l'oreille sont à utiliser avec précaution à cause du risque de nécrose cutanée.

D. SUPPORT NUTRITIONNEL

Le lapin et les rongeurs de compagnie supportent mal les situations d'anorexie, quelle qu'en soit la cause. Leur petite taille s'accompagne de besoins élevés et d'une grande sensibilité à l'hypoglycémie, d'autant plus qu'ils sont soumis à un stress important. Par ailleurs, toutes ces espèces, et plus particulièrement les herbivores, développent rapidement une lipidose hépatique après 48 heures d'anorexie, ce qui compromet leurs possibilités de récupération (voir p48). L'installation d'une stase gastro-intestinale est également rapide lors d'anorexie ou de dysorexie, et vient compliquer le tableau clinique. Le maintien ou le rétablissement du transit digestif doit donc être l'une des priorités dans la prise en charge du lapin et des rongeurs de compagnie.

Il est primordial d'apporter un support nutritionnel à tout animal anorexique ou qui n'est pas en état de s'alimenter correctement. Il est recommandé d'assurer un support nutritionnel pour une perte de poids brutale supérieure à 10% et pour une perte de poids chronique supérieure à 20%. De l'eau et des aliments appétents sont laissés en permanence à disposition de l'animal, en fonction de son régime et de ses habitudes alimentaires. Si l'animal ne se nourrit pas spontanément, il faut l'alimenter de force, soit à la seringue, soit via une sonde naso-œsophagienne. RAMEL *et al.* (1999b) conseille d'associer systématiquement des modificateurs de la motilité intestinale, métoclopramide ou cisapride, chez le lapin et les rongeurs herbivores, pour lutter contre l'hypomotilité du tractus.

D. 1) Comment réalimenter

Pour nourrir de force à la seringue, une préparation semi liquide et tiède est administrée directement dans la bouche. La technique la plus sûre consiste à tenir la tête de l'animal dans une main, le sommet du crâne contre la paume de la main et le pouce sous la mâchoire inférieure. La tête est surélevée pendant qu'un aide maintient le reste du corps. L'embout de la seringue, éventuellement équipé d'une sonde de gavage métallique à bout rond, est glissé dans l'espace séparant les incisives des prémolaires, et la préparation est administrée lentement, à raison de 4 à 5 repas par jour.

D'après BROWN (1997), la sonde naso-œsophagienne ou naso-gastrique est bien tolérée par le lapin, pendant plusieurs semaines en l'absence de complications (rhinite, épistaxis, dacryocystite, reflux œsophagien). Elle est aussi utilisable chez le cobaye, les autres espèces étant trop petites (figure 29 p130). Les sondes pédiatriques humaines, de diamètre compris entre 3,5 et 8 French, sont adaptées en augmentant le nombre d'orifice à leur extrémité caudale. La mise en place de la sonde ne nécessite pas d'anesthésie chez le lapin, mais le cobaye doit en général être tranquilisé. L'animal est contenu par un aide, la tête vers le haut. Un anesthésique local, lidocaïne ou oxybuprocaine (Novésine®), est instillé au niveau des narines. Après avoir mesuré la distance entre les narines et la partie caudale du sternum, la sonde lubrifiée est introduite dans le méat ventral en direction ventrale et médiale. Le tube doit avancer sans résistance, mais le passage est souvent plus difficile à trouver chez le cobaye que chez le lapin. La tête peut être mise en extension pour faciliter le passage dans l'œsophage. La vérification de la position de la sonde se fait par radiographie si elle est radio-opaque, ou en injectant du sérum physiologique stérile pour déclencher une toux si elle est dans la trachée. La sonde est fixée au-dessus du nez et entre les oreilles (point cutané et laçage chinois ou SuperGlue™). L'extrémité de

nettoyage à l'eau après chaque utilisation, administration lente de la préparation pour éviter les régurgitations, nettoyage des sécrétions nasales. Quatre repas par jour sont préconisés.

Comme chez les carnivores domestiques, une sonde de pharyngostomie peut être mise en place à la faveur d'une intervention chirurgicale, elle permet alors d'apporter une alimentation plus consistante. Les sondes de gastrotomie sont difficiles à mettre en place du fait d'une ouverture de la bouche assez réduite.

D. 2) Avec quoi réalimenter

La composition du mélange utilisé pour nourrir de force dépend du régime alimentaire de l'animal : les régimes alimentaires du lapin et des rongeurs de compagnie sont détaillés dans le chapitre 1. Les recommandations nutritionnelles par espèce figurent dans le tableau 32 (p131).

Pour les omnivores (rat, souris, hamster), les aliments liquides complets formulés pour les carnivores (Fortol®) ou les humains (Renutryl®) sont une alternative pratique et acceptable du point de vue nutritionnel, pour un soutien à court ou moyen terme. Pour l'écureuil de Corée et la gerbille, des petits pots pour bébé à base de fruits additionnés de céréales instantanées pour bébé, en parts égales, éventuellement additionnés de miel, sont en général bien acceptés. L'ensemble peut être mixé si nécessaire, afin d'être plus fluide.

Pour les herbivores, un mélange pauvre en matières grasses et riche en fibres doit être utilisé pour éviter les risques de stase intestinale ou de diarrhée. En France, aucune préparation commerciale adaptée n'est disponible. Une préparation pour l'alimentation forcée des herbivores, Critical Care®, est distribuée par Oxbow Hay Company aux Etats-Unis. Plusieurs alternatives tout à fait acceptables sont facilement accessibles en pratique :

- petits pots pour bébé aux légumes et aux céréales
- soupes de légumes (de préférence du « velouté », plus fluide)
- granulés pour lapin ou rongeurs (de type Rongis®) humidifiés

On peut éventuellement mixer ces produits ou les diluer avec des solutés pour réhydratation orale ou des solutés glucosés (glucose 5%, sirop de sucre de canne) en fonction des besoins des animaux, jusqu'à obtenir la consistance d'une soupe fluide. Il est alors difficile d'évaluer avec précision la couverture des besoins. RAMEL *et al.* (1999b) recommande d'apporter quotidiennement 60 mL de mélange par kg PV, en 3 à 5 repas espacés de 4 heures. La référence la plus fiable pour évaluer si l'apport alimentaire est suffisant est une pesée quotidienne de l'animal (le poids doit rester constant) tout en surveillant l'état d'hydratation. Avec ce type d'alimentation, de petite crottes doivent être produites. Par ailleurs, un lapin ou un cobaye avec une sonde naso-œsophagienne peuvent s'alimenter normalement.

D'après RAMEL *et al.* (1999b), un animal en bon état général peut recevoir 75 à 100% de son besoin d'entretien dans les premières 24 à 48 heures. Un animal en mauvais état général ne recevra que 40 à 70% de son besoin énergétique dans les 24 premières heures, puis l'apport est progressivement augmenté pendant les 3 à 5 jours suivant, jusqu'à couvrir 100% du besoin. L'apport est fractionné en 4 repas minimum. L'administration en une seule fois d'un volume de 40 ml/kg dépasse le volume gastrique et perturbe inmanquablement la physiologie gastrique d'après GUITTIN (1999).

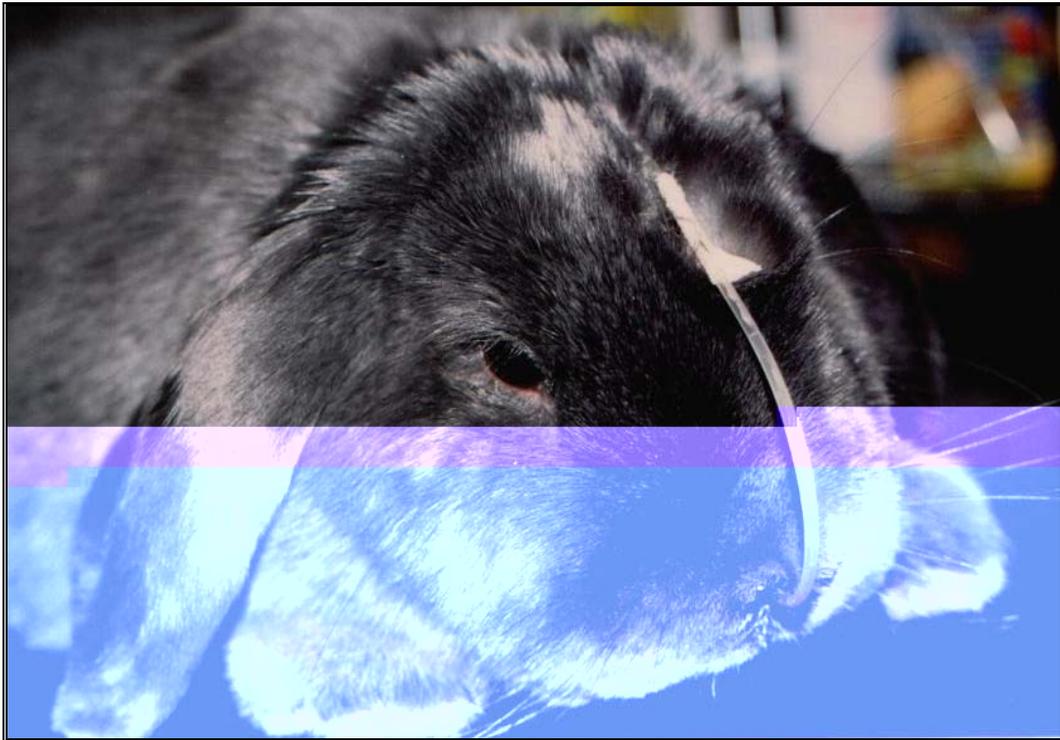


Figure 29 : Sondes naso-œsophagiennes chez un lapin et un cobaye (D.BOUSSARIE).
La mise en place d'une sonde naso-œsophagienne est réalisable sur un lapin vigile, mais nécessite une sédation pour le cobaye.

	Eau (ml/100g)	Besoin énergétique	Protéines (% MS)	Matières grasses (% MS)	Cellulose brute (% MS)	ENA (%MS)
Lapin	6-10	70 kcalEM.P ^{0,75}	16-18	3-4	15-18	40-55
Cobaye	10	136 kcalEM.P	18-20	3-4	15-16	40-55
Chinchilla	6-10	ND ^a	16-20	2-5	15-35	40-55
Octodon	10-15	ND	13-15	3-4	7-10	40-55
Chien de prairie	10-15	ND	15	2	18	40-55
Gerbille	4-10	28-31 kcalEM/100g	16-22	1-2	4-7	30-40
Ecureuil de Corée	10	ND	19	17-19	4-7	30-40
Hamster	8-10	28 à 58 kcalEM/100g	16-24	4-5	4-7	30-40
Rat	10-12	112 kcalEM.P ^{0,75}	7-10	5	4-7	30-40
Souris	10-15	160 kcalEM.P ^{0,75}	7-10	5	4-7	30-40

EM : Énergie métabolisable

P : Poids vif de l'animal

MS : Matière sèche

ND : non déterminé

^a : Consommation moyenne évaluée à 54 à 108 kcal EM par jour.

Tableau 32 : Recommandations nutritionnelles à l'entretien pour le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après ROSSE (1999) et AUBERT (1998)).

D. 3) Particularités d'espèce

Chez le lapin et les rongeurs herbivores, la caecotrophie et la coprophagie couvrent les besoins d'entretien en vitamines B et K. Lors d'une hospitalisation, il est donc indispensable d'apporter un complément polyvitaminé à ces animaux, car leur besoins sont augmentés par le stress et la maladie, et la pratique de la caecotrophie et de la coprophagie peut diminuer voire disparaître.

Le cobaye, lui, est incapable de synthétiser la vitamine C : l'apport doit être régulier. Les besoins journaliers à l'entretien sont estimés à 20 mg/kg/j, dans l'alimentation ou l'eau de boisson. En cas de baisse de l'état général, l'apport peut être augmenté jusqu'à 100 mg/kg/j pendant 15 jours selon BOUSSARIE (2003a) : une administration per os à la seringue est préférable, surtout si l'appétit de l'animal est diminué. Il semble que le chien de prairie présente, dans certains cas, des troubles de la synthèse de la vitamine C. Un supplément d'apport en cas de baisse d'état général est alors bénéfique.

Lors de troubles digestifs, il semble que l'ajout de lactobacilles à l'alimentation du lapin et des rongeurs herbivores favorise la restauration d'un état d'équilibre pour la flore saprophyte, même si leur intérêt n'est pas réellement prouvé.

II - TRAITEMENTS MÉDICAMENTEUX

A. MODES ET VOIES D'ADMINISTRATION

En théorie, toutes les voies d'administration d'un médicament sont utilisables chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Certaines précautions sont nécessaires pour pratiquer en toute sécurité ces différentes techniques d'administration. Le tableau 33 (p134) regroupe pour chaque espèce les sites d'administration à privilégier et les volumes d'injection optimaux.

A. 1) Voie orale

La voie orale est la plus utilisée en pratique, car elle permet la poursuite du traitement au domicile du propriétaire. Cependant, elle est peu adaptée aux situations d'urgence car l'absorption des principes actifs est beaucoup plus lente que par les voies parentérales. Pour pouvoir vérifier le respect des posologies, la seule solution sûre est le « gavage » à l'aide d'une seringue à insuline, d'une pipette ou d'une sonde, mais cela nécessite une contention adéquate et le bon vouloir de l'animal. L'incorporation du médicament dans un aliment très apprécié de l'animal peut en simplifier l'administration (tarama de poisson pour le chien de prairie, pâte à tartiner au chocolat ou banane pour le lapin, yaourt aux fruits, beurre de cacahuète, etc.).

A. 2) Voies parentérales

Les voies parentérales sont plus sûres et sont celles mises en œuvre par le vétérinaire lors d'une consultation d'urgence ou d'une hospitalisation.

a. Voie sous-cutanée

L'injection sous-cutanée est la plus utilisée car elle est a priori la plus facile à mettre en œuvre. Elle est indolore si les volumes optimaux d'injection sont respectés. Elle se fait sous la peau de l'abdomen, du flanc, du cou ou du pli interne de la cuisse, d'après GUITTIN (1999). Pour les femelles reproductrices, les injections sont à pratiquer sous la peau du flanc à cause de la dureté de la peau cervico-dorsale.

Cette voie est d'utilisation facile, mais l'absorption est plus lente que par les autres voies. En outre, certains produits ne peuvent pas être administrés par voie sous-cutanée (excipients mal tolérés).

b. Voie intramusculaire

L'injection intramusculaire se fait dans la cuisse ou en région lombaire, mais elle est très douloureuse chez les rongeurs. Des réactions de défense très vives sont fréquentes. En raison des risques de lésions nerveuses ou de nécrose au point d'injection (chinchilla), et des faibles volumes qu'il est possible d'injecter, l'utilisation de cette voie est limitée en clinique selon BOUSSARIE (2003a).

c. Voie intrapéritonéale

D'après BOUSSARIE (2003a), la voie intrapéritonéale est la meilleure voie d'administration pour les rongeurs de petite taille. Les injections sont pratiquées sur la ligne blanche, un peu en arrière de l'ombilic. L'animal est placé en décubitus dorsal avec la tête incliné vers le haut ou maintenu à la verticale la tête en haut, pour refouler les viscères vers l'arrière. Ce type d'injection est peu pratiqué chez les femelles gestantes : elle est effectuée en avant de l'ombilic en tenant l'animal à la verticale.

Les injections intrapéritonéales sont couramment utilisées car elles sont rapides, faciles et relativement peu douloureuses. La voie péritonéale permet l'injection de volumes importants, et une absorption rapide. Cette voie est néanmoins déconseillée pour des administrations répétées à cause du risque de complications infectieuses ou de perforation digestive.

d. Voies intraveineuse et intra-osseuse

Les voies intraveineuse et intra-osseuse sont difficiles d'accès, mais elles sont utilisables lors d'une hospitalisation, surtout si un cathéter intraveineux ou intra-osseux a été posé. Les posologies des médicaments et les volumes administrables sont identiques pour ces 2 voies. Pour la pose des cathéters intraveineux et intra-osseux, se reporter au paragraphe I-C (p123).

Les injections intraveineuses ponctuelles peuvent être pratiquées sur un animal non anesthésié mais correctement tenu. Elles ne doivent jamais durer plus de 1 minute selon GUITTIN (1999), ce qui limite le volume administrable par cette voie.

Les sites d'injection sont, selon les espèces :

- la veine jugulaire
- les veines marginales auriculaires rostrale et caudale
- la veine céphalique
- les veines saphènes externe et interne
- la veine latérale de la queue
- les veines métatarsiennes latérales

Voie		Lapin	Cobaye Chinchilla Lapin nain	Octodon	Rat Chien de prairie	Hamster Gerbille	Souris Ecureuil de Corée
Orale	Volume optimal (maximal)	10 ml/kg (15 ml/kg)	10 ml/kg (15 ml/kg)	10 ml/kg (15 ml/kg)	10 ml/kg (40 ml/kg)	10 ml/kg (40 ml/kg)	10 ml/kg (50 ml/kg)
SC	Volume optimal (maximal) Site préférentiel Site possible Aiguille	2 ml/kg (2 ml/kg) abdomen flanc 23 G	2 ml/kg (2 ml/kg) flanc abdomen 23 G	5 ml/kg (10 ml/kg) flanc abdomen 23 G	10 ml/kg (10 ml/kg) flanc cou 23 G	20 ml/kg (20 ml/kg) flanc abdomen 26 G	10 ml/kg (40 ml/kg) flanc cou 26 G
IM	Volume optimal (maximal) Site préférentiel Aiguille	0,25 ml/kg (0,5 ml/kg) lombes 23 G	0,25 ml/kg (0,5 ml/kg) quadriceps 23 G	0,25 ml/kg (0,5 ml/kg) quadriceps 26 G	0,1 ml/kg (0,2 ml/kg) quadriceps 23 G	0,05 ml/kg (0,1 ml/kg) quadriceps 26 G	0,05 ml/kg (0,1 ml/kg) quadriceps 26 G
IP	Volume optimal (maximal) Aiguille	5 ml/kg (20 ml/kg) 23 G	5 ml/kg (20 ml/kg) 23 G	5 ml/kg (20 ml/kg) 26 G	10 ml/kg (20 ml/kg) 23 G	10 ml/kg (20 ml/kg) 25 G	20 ml/kg (80 ml/kg) 25 G
IV	Volume optimal (maximal) Site préférentiel Site possible Aiguille	2 ml/kg (10 ml/kg) marginale oreille jugulaire, saphène 26 G	2 ml/kg (10 ml/kg) métatarsiennes jugulaire 26 G	2 ml/kg (10 ml/kg) jugulaire saphène, latérale de la queue 26 G	5 ml/kg (20 ml/kg) saphène latérale de la queue 26 G	5 ml/kg (20 ml/kg) jugulaire saphène, céphalique 26 G	5 ml/kg (25 ml/kg) saphène latérale de queue 26 G

Tableau 33 : Administration de médicaments chez le lapin et les rongeurs de compagnie : volumes et sites d'injection (d'après GUITTIN (1999)).

B. TRAITEMENTS ANTIBIOTIQUES

Tous les antibiotiques sont utilisés hors AMM les rongeurs de compagnie. Certains bénéficient d'une AMM pour le lapin (fluméquine, tétracycline, sulfadiméthoxine), mais les spécialités correspondantes sont proposées en conditionnements destinés à l'élevage cunicole (par litre ou par kilogramme), inutilisables par le détenteur d'un seul animal. Il est du devoir du vétérinaire d'avertir le propriétaire sur les effets secondaires éventuels, tels que colites, anorexie, perte de poids, réactions locales. Les risques de mortalité sont réels avec certaines molécules.

B. 1) Règles générales d'utilisation

Outre ses effets toxiques potentiels, une antibiothérapie inadaptée peut avoir des conséquences catastrophiques. C'est pourquoi il convient de respecter un certain nombre de précautions lors de l'administration d'antibiotiques.

Les associations d'antibiotiques sont à éviter, car si les antagonismes sont bien connus, il peut y avoir une potentialisation des effets toxiques. Par exemple, l'association de chloramphénicol et de tétracycline est souvent à l'origine d'entéropathies et de mortalité.

BOUSSARIE (1998) déconseille les traitements antibiotiques de plus d'une semaine à cause du risque d'apparition de troubles digestifs plus ou moins graves, dus à un déséquilibre de la flore bactérienne. Seules les quinolones peuvent être utilisées plus longtemps sans danger. Pour les autres familles, il est plus prudent de prévoir 2 cures de 5 à 7 jours espacées de 3 jours, même si l'efficacité n'est pas toujours aussi satisfaisante qu'avec un traitement continu.

Des lactobacilles ou des préparations commerciales de probiotiques doivent systématiquement être administrés pendant la durée du traitement antibiotique et pendant la semaine qui suit. Selon BOUSSARIE (2003a), ils doivent aussi, pour être efficaces, être administrés deux heures avant ou après l'antibiotique, pour éviter leur inactivation. Leur utilisation est controversée, mais il semble qu'elle soit bénéfique du point de vue clinique, en favorisant le rétablissement de la flore intestinale altérée par les antibiotiques. Des pansements gastriques sont parfois ajoutés.

B. 2) Toxicité des antibiotiques

Le lapin et les rongeurs de compagnie sont très sensibles aux antibiotiques. Certains antibiotiques ont un effet toxique direct sur l'organisme, d'autres entraînent des troubles digestifs mortels en détruisant la flore digestive Gram +.

a. Toxicité directe

Néphrotoxicité : tétracyclines, sulfamides et aminosides doivent être évités sur les animaux âgés, en cas d'insuffisance rénale, notamment chez les Myomorphes. Un examen urinaire simple (densité urinaire et recherche de protéines grâce à une bandelette) est recommandé avant leur administration.

Ototoxicité : le cobaye et le chinchilla sont très sensibles aux effets ototoxiques du chloramphénicol et des aminosides. L'application locale dans les oreilles de spécialités contenant de la polymyxine B, de la néomycine ou de la colistine peut provoquer des surdités irréversibles chez le chinchilla.

Neurotoxicité : elle s'observe avec la streptomycine et la dihydrostreptomycine chez tous les rongeurs, avec une plus grande sensibilité de la souris et de la gerbille. Ces molécules entraînent un blocage neuromusculaire et un état comateux, puis un collapsus cardio-pulmonaire et la mort.

La procaïne, anesthésique local souvent associé aux pénicillines longue action, provoque des paralysies ascendantes ou la mort chez la souris, le cobaye et les lapereaux de moins de 8 semaines.

b. Toxicité indirecte

C'est la plus fréquente selon BOUSSARIE (2003a). Une administration inadéquate d'antibiotiques entraîne une perturbation de la flore intestinale, principalement anaérobie, et la destruction d'une part importante de cette flore. Il en résulte une prolifération des clostridies et des coliformes présents, avec une libération de toxines qui peuvent provoquer une nécrose de la muqueuse intestinale. Les clostridies doivent être présentes dans le tube digestif avant le début de l'antibiothérapie pour provoquer une colite. En leur absence, on observe un état d'anorexie sans diarrhée.

Cette toxicité indirecte s'exprime donc cliniquement par une entérite et/ou une typhlite, entraînant le plus souvent la mort de l'animal entre 3 et 6 jours après le début du traitement. A cause de cette toxicité digestive, un certain nombre d'antibiotiques sont formellement contre-indiqués chez le lapin et les rongeurs de compagnie. D'autres sont à utiliser avec prudence. Les antibiotiques toxiques ou mal tolérés sont regroupés dans le tableau 34 (p137).

B. 3) Antibiotiques utilisables

Les posologies des antibiotiques utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie figurent dans les tableaux 35 et 36 (p138 à 140). Les noms déposés sont donnés à titre indicatif (utilisation hors AMM). Ils sont référencés dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le Dictionnaire VIDAL (2001). Les spécialités humaines sont signalées par la notation (H).

Lapin	Rongeurs
<u>Bêta-lactamines</u> autres que pénicilline G, ceftiofur et amikacine.	<u>Bêta-lactamines</u> (tous)
<u>Macrolides</u> autres que spiramycine, érythromycine et tylosine.	<u>Macrolides</u> (tous)
<u>Lincosamides</u> Lincomycine Clindamycine	<u>Lincosamides</u> : Lincomycine Clindamycine
<u>Aminosides</u> : Kanamycine	<u>Aminosides</u> : Streptomycine Dihydrostreptomycine
	<u>Tétracyclines</u> : entéropathies non spécifiques si dose > 50 mg/kg.

Tableau 34 : Antibiotiques toxiques et mal tolérés chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après VISTICOT (2002), BOUSSARIE (2003a)).

Principe actif	Nom déposé	Posologie	Voie
QUINOLONES Enrofloxacin ⁽¹⁾ Fluméquin ⁽²⁾ Marbofloxacin ⁽³⁾	BAYTRIL FLUMIQUIL MARBOCYL FD	5-20 mg/kg/12h 15-30 mg/kg/24h 2-5 mg/kg/24h	PO, SC, IM PO, SC, IM PO, SC
PHENICOLS Choramphénicol	MYCOLICINE	50 mg/kg/12h	PO
SULFAMIDES* Sulfadoxine-Tmp Sulfaméthoxazole-Tmp Sulfadiméthoxine	BORGAL BACTRIM ^(H) OCECOXIL	30 mg/kg/12h 40 mg/kg/24h 25-50 mg/kg/12h	PO, SC PO PO
TETRACYCLINES Tétracycline* Oxytétracycline* Doxycycline	FELIBIOTIC TERRAMYCINE RONAXAN	50 mg/kg/12h 50 mg/kg/12h 2,5 mg/kg/12h	PO PO, SC, IM PO
IMIDAZOLES Métronidazole	FLAGYL ^(H)	20 mg/kg/12h	PO
β-LACTAMINES Amikacine Ceftiofur Pénicilline G procaïne	AMIKLIN ^(H) EXCENEL DUPHAPEN LA	8-15 mg/kg/8h 3 mg/kg/24h 60 000-80 000 UI/kg/5j	SC, IM, IV SC, IM SC, IM
AMINOSIDES Gentamycine* Néomycine	GENTA-2 KAOMYCIN	4 mg/kg/24h 20-40 mg/kg/12h	SC, IM, IV PO
MACROLIDES Spiramycine Tylosine	SUANOVIL TYLAN	50 mg/kg/24h 10 mg/kg/24h	PO, SC, IM PO, SC, IM

Tableau 35 : Principaux antibiotiques utilisés en pratique courante chez le lapin (d'après AUBERT (1998), BOUSSARIE (2003a), KÜNZEL et SCHMEROLD (2001)).

*Assurer une bonne hydratation pour éviter un effet néphrotoxique.

⁽¹⁾ Risque de nécrose cutanée lors d'injections sous-cutanées répétées. Traitement de 15 à 30 jours pour les pasteurelloses.

⁽²⁾ Ne pas associer aux sulfamides potentialisés.

⁽³⁾ À éviter chez les femelles gestantes.

Principe actif	Nom déposé	Posologie	Voie	Remarques
QUINOLONES Enrofloxacin Flumiquine Marbofloxacin	BAYTRIL FLUMIQUIL MARBOCYL FD	2,5-10 mg/kg/12h 15-30 mg/kg/j 5 mg/kg/24h	PO, SC, IM PO, SC, IM PO, SC	Risque de nécrose cutanée lors d'injections SC répétées Ne pas associer aux sulfamides potentialisés. À éviter chez les femelles gestantes.
PHENICOLS Choramphénicol	MYCOLICINE	50 mg/kg/12h 50-200 mg/kg/12h	PO	Cobaye, chinchilla Rat, souris, gerbille, hamster
SULFAMIDES* Sulfadoxine-Tmp Sulfaméthoxazole-Tmp Sulfadiméthoxine	BORGAL BACTRIM ^(H) OCECOXIL	30 mg/kg/12h 40 mg/kg/24h 25-50 mg/kg/12h	PO, SC PO PO	Toutes espèces Toutes espèces Cobaye, chinchilla, hamster
TETRACYCLINES Tétracycline*	FELIBIOTIC	10-20 mg/kg/8-12h	PO	Toutes espèces
Oxytétracycline*	TERRAMYCINE	10-20 mg/kg/24h 50 mg/kg/12h 20 mg/kg/24h 6-10 mg/kg/12h	PO PO SC IM	Rat, souris, chien de prairie, hamster Chinchilla Gerbille Rat À éviter chez le cobaye et l'octodon
Doxycycline	RONAXAN	2,5-5 mg/kg/12h	PO	Toutes espèces

*Assurer une bonne hydratation pour éviter un effet néphrotoxique.

Tableau 36 : Principaux antibiotiques utilisés en pratique courante chez les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (2003a), CHAZEL (1999) et VISTICOT (2002)).

Principe actif	Nom déposé	Posologie	Voie	Remarques
IMIDAZOLES Métronidazole	FLAGYL ^(H)	10-40 mg/kg/24h	PO	Cobaye, chinchilla, rat.
β-LACTAMINES Amikacine Ceftiofur Céfalexine Pénicilline G procaïne	AMIKLIN ^(H) EXCENEL RILEXINE DUPHAPEN LA	10-15 mg/kg/8h 1 mg/kg/24h 50 mg/kg/24h 60 000 UI/kg/5j	SC, IM, IV IM IM IM	A éviter chez le chien de prairie Cobaye uniquement Cobaye uniquement Rat uniquement
AMINOSIDES Gentamycine*	GENTA-2	5 mg/kg/24h	SC, IM, IV	Toutes espèces
Néomycine	KAOMYCIN	15 mg/kg/24h 30 mg/kg/24h 50 mg/kg/24h 100 mg/kg/24h	PO	Chinchilla Cobaye Rat, souris Hamster, gerbille
MACROLIDES Tylosine	TYLAN	10 mg/kg/24h 2-8 mg/kg/24h	PO, SC, IM	Cobaye, chinchilla, gerbille, rat, souris Hamster

*Assurer une bonne hydratation pour éviter un effet néphrotoxique.

Tableau 36 (suite) : Principaux antibiotiques utilisés en pratique courante chez les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (2003a), CHAZEL (1999) et VISTICOT (2002)).

C. GESTION DE LA DOULEUR

C. 1) Les anti-inflammatoires non stéroïdiens

Actuellement, les anti-inflammatoires non stéroïdiens sont peu utilisés chez le lapin et les rongeurs de compagnie. L'expérience clinique des vétérinaires est très parcellaire, mais en se basant sur les indications existant chez les autres espèces, on peut penser que les anti-inflammatoires non stéroïdiens sont indiqués à chaque fois qu'il existe un phénomène inflammatoire ou douloureux que le clinicien souhaite contrôler. En effet, la douleur étant génératrice de stress, elle contribue à dégrader rapidement l'état de santé de ces animaux (anorexie, arrêt du transit digestif).

D'après DELANOUE (1999), les indications des anti-inflammatoires non stéroïdiens sont donc très nombreuses : affections de l'appareil musculo-squelettique, gastro-entérologie, maladies infectieuses générales, affections de l'appareil génito-urinaire, etc. Les contre-indications à leur emploi sont les mêmes que pour les carnivores domestiques : insuffisances rénale ou hépatique, toutes pathologies digestives (ulcères digestifs, gastrite, entérite), gestation.

Les effets indésirables digestifs sont les plus fréquents, quelle que soit la durée du traitement. Selon DELANOUE (1999), il s'agit essentiellement d'ulcérations gastro-intestinales et de diarrhées. Il faut donc être attentifs à toute manifestation digestive (dysorexie, anorexie, diarrhée, méléna), et suspendre le traitement si ces signes surviennent. Le traitement consiste en l'administration d'un pansement gastrique (pectine ou hydroxyde d'aluminium) et d'un anti-acide (cimétidine). Ces médicaments peuvent être prescrits préventivement (tableau 38 p144).

Les posologies des principaux anti-inflammatoires non stéroïdiens utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie sont regroupées dans le tableau 37 (p143). Les noms déposés sont donnés à titre indicatif (utilisation hors AMM). Ils sont référencés dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le Dictionnaire VIDAL (2001). Les spécialités humaines sont signalées par la notation (H).

C. 2) Les anti-inflammatoires stéroïdiens

Les corticoïdes sont, d'une façon générale, à utiliser avec précaution chez le lapin et les rongeurs de compagnie, notamment chez le cobaye et le chinchilla qui présentent une sensibilité particulière. La marge thérapeutique est faible, et les conséquences sont parfois imprévisibles ou incontrôlables. En effet, l'administration de forte dose de corticoïdes peut engendrer une entéropathie (maladie de Tyzzer ou entérotaxémie) parfois mortelle ou un syndrome respiratoire aigu. Les préparations auriculaires contenant des corticoïdes peuvent également provoquer des surdités définitives d'origine neurosensorielle chez le chinchilla. Néanmoins, leur utilisation reste possible dans des limites bien définies d'après BOUSSARIE (1999d) et BOUCHER (1999d).

L'utilisation des corticoïdes n'est indiquée que dans les cas suivant :

- traitement du choc, par exemple en cas de part dystocique chez le cobaye ou le chinchilla.
- recherche d'un effet anti-inflammatoire en traumatologie (traumatisme médullaire notamment), dans certaines maladies infectieuses aiguës (coryza, infection respiratoire haute, otite aiguë), en cas de coup de chaleur ou d'accident vasculaire cérébral.
- traitement de l'allergie (DHPP chez le cobaye).

Les contre-indications à l'emploi des corticoïdes sont, comme pour les carnivores domestiques, une gestation, la présence d'ulcères gastrique ou cornéens, et chez le lapin, une bronchite ou une rhinite bactériennes.

Par ailleurs, il est important de respecter certaines règles d'utilisation :

- utiliser uniquement des corticoïdes à courte durée d'action. Les corticoïdes à action retard sont à proscrire.
- associer systématiquement un antibiotique à large spectre (chloramphénicol, tétracyclines, quinolones) et des lactobacilles.
- lors d'administration par voie orale, prescrire un pansement gastrique (smectine ou hydroxyde d'aluminium) et/ou un anti-acide (cimétidine).
- respecter impérativement les posologies, la marge thérapeutique étant faible.

Les posologies des principaux anti-inflammatoires stéroïdiens utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie sont regroupées dans le tableau 37 (p143). Les noms déposés sont référencés dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le Dictionnaire VIDAL (2001). Les spécialités humaines sont signalées par la notation (H).

D. MÉDICAMENTS AGISSANT SUR L'APPAREIL DIGESTIF

Les posologies des principaux médicaments agissant sur l'appareil digestif utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie sont regroupées dans le tableau 38 (p144). Les noms déposés sont donnés à titre indicatif (utilisation hors AMM). Ils sont référencés dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le Dictionnaire VIDAL (2001). Les spécialités humaines sont signalées par la notation (H). Les circonstances et les modalités d'utilisation de ces différentes molécules sont détaillées dans le chapitre 2.

E. AUTRES TRAITEMENTS

Les autres traitements utilisables en situation d'urgence sont ceux agissant sur les appareils cardiovasculaire et respiratoire. Les posologies figurent dans le tableau 39 (p145). Les noms déposés sont donnés à titre indicatif (utilisation hors AMM). Ils sont référencés dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (2003) et dans le Dictionnaire VIDAL (2001). Les spécialités humaines sont signalées par la notation (H). Les circonstances et les modalités d'utilisation de ces différentes molécules sont détaillées dans le chapitre 2.

Principe actif	Nom déposé	Lapin		Rongeurs		Remarques
		Posologie	Voie	Posologie	Voie	
Acide acétylsalicylique	ASPEGIC ^(H)	50-100 mg/kg /12h ou /24h	PO, SC	80-90 mg/kg/4h 100 mg/kg/4h 240 mg/kg/24h	PO	Cobaye, octodon Rat, souris Hamster, gerbille A éviter chez le chinchilla
Acide tolfénamique	TOLFEDINE	2 mg/kg	SC	2-4 mg/kg/24h	SC	Toutes espèces
Carprofène	RIMADYL	2,2 mg/kg/12h	PO	4 mg/kg/24h	SC	Toutes espèces
Dexaméthasone*	DEXADRESSON	0,5 mg/kg 0,5-2 mg/kg**	SC, IM, IV, IP	0,1-0,6 mg/kg 0,5-2 mg/kg 0,5-2 mg/kg	IM PO SC, IM, IP, IV	Gerbille, rat, souris, chinchilla Hamster, cobaye Octodon
Flunixin	FINADYNE	0,3-2 mg/kg /12h ou /24h	SC, IM	1 mg/kg/12h ou /24h 2,5 mg/kg/12h ou /24h	SC, IM	Cobaye, chinchilla Rat, souris, hamster, gerbille
Ibuprofène	ADVIL ^(H)	7,5 mg/kg/8h	PO	7-15 mg/kg/4h 10-30 mg/kg/4h	PO	Souris Rat
Kétoprofène	KETOFEN	1 mg/kg/12h ou /24h	IM	5 mg/kg/24h	SC, IM	Souris, rat
Lysine acétylsalicylate	VETALGINE	50 mg/kg/12h	SC, IM	50 mg/kg/12h	SC, IM	Toutes espèces
Méloxicam	METACAM	0,1 mg/kg/24h	PO	0,1 mg/kg/24h	PO	Toutes espèces
Méthylprednisolone*	SOLU MEDROL	0,4-0,8 mg/kg 10 mg/kg**	PO, IM	0,4 mg/kg	SC, IM, IP	Toutes espèces
Prednisolone*	MICROSOLONE	0,5-1 mg/kg /12h ou /24h	PO, SC, IM	0,5-2 mg/kg	PO PO, SC SC, IM	Gerbille, octodon Rat, souris, chinchilla Hamster, cobaye, chinchilla

* : Associer un pansement gastrique.

** : Traitement de l'état de choc, une seule administration.

Tableau 37 : Principaux anti-inflammatoires utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (1999d et 2003a), BOUCHER (1999d), DELANOUE (1999) et QUINTON (2001)).

Principe actif	Nom déposé	Lapin		Rongeurs		Remarques
		Posologie	Voie	Posologie	Voie	
Charbon actif	CHARBON DE BELLOC	0,5-1 g/kg/12h	PO	0,5-1 g/kg/12h	PO	Adsorbant
Cimétidine	TAGAMET ^(H)	5-10 mg/kg/8h ou /12 h	PO, SC, IM, IV	5-10 mg/kg/6h ou /12h	PO, SC, IM	Anti-acide
Cisapride	PREPULSID ^(H)	0,5 mg/kg/8h ou /24h	PO	0,5 mg/kg/8h ou /24h	PO	Régulateur du transit
Clanobutine	BYKAHEPAR	10-20 mg/kg/24h	SC, IM	10-20 mg/kg/24h	SC, IM	Cholérétique
Dipyron	ESTOCELAN	0,5 à 1 ml/kg/6h	SC, IM	0,5 à 1 ml/kg/6h	SC, IM	Antispasmodique
Esérine	FELIGASTRYL	1 cp/kg/12h	PO	1 cp/kg/12h	PO	Purgatif
Huile de paraffine	LAXATONE	0,5-1 ml/kg/24h	PO, IR	0,5-1 ml/kg/24h	PO, IR	Laxatif
Lopéramide	IMODIUM ^(H)	0,1 mg/kg/8h	PO	0,1 mg/kg/8h	PO	Anti-diarrhéique, 3 jours maximum.
Métoclopramide	PRIMPERID	0,2-1 mg/kg/8h	PO, SC, IM, IV	0,5 mg/kg/8h	PO, SC, IM, IP	Régulateur du transit
Pectine et kaolin	KAOPECTATE	1 ml/kg/12h	PO	1 ml/kg/12h	PO	Pansement intestinal
Phosphate d'aluminium	PHOSPHALUVET	1 ml/kg 3 fois/j	PO	1 ml/kg 3 fois/j	PO	Pansement intestinal
Prostigmine	PROSTIGMINE ^(H)	0,5 mg/kg/24h	SC	0,5 mg/kg/24h	SC	Pro-kinétique
Ranitidine	RANIPLEX ^(H)	1-2 mg/kg/12h	PO	1-2 mg/kg/12h	PO	Anti-acide

Tableau 38 : Principaux traitements agissant sur le système digestif utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (2003a), KÜNZEL et SCHMEROLD (2001), VISTICOT (2002)).

Principe actif	Nom déposé	Lapin		Rongeurs		Remarques
		Posologie	Voie	Posologie	Voie	
Adrénaline	ADRENALINE AGUETTANT ^(H)	0,1 mg/kg	IM, IV	0,1 mg/kg	IM, IV, IP	Réanimation
Atropine	ATROPINE AGUETTANT	0,1-0,5 mg/kg	SC, IM	0,1-0,2 mg/kg 0,04 mg/kg	SC, IM	Cobaye, chinchilla Hamster, gerbille, rat, souris
Bicarbonate de sodium	BICARBONATE AGUETTANT	2 mEq/kg	IV, IP	2 mEq/kg	IV, IP	Lors d'acido-cétose (toxémie de gestation)
Butopirine	FELITUSSYL	1 cp/kg/12h	PO	1 cp/kg/12h	PO	Antitussif
Bromhexine	FLUBRON	0,1-0,3 mg/kg/24h	SC, IM	0,1-0,3 mg/kg/24h	SC, IM	Mucolytique
Copropamide	RESPIROT	1 goutte sous la langue	PO	1 goutte sous la langue	PO	Analeptique respiratoire
Doxapram	DOPRAM-V	10 mg/kg	PO, IV, IP	10 mg/kg	PO, IV, IP	Analeptique respiratoire
Enalapril	ENACARD	0,25-0,5 mg/kg /12h ou /24h	PO	0,25-0,5 mg/kg /12h ou /24h	PO	Insuffisance cardiaque
Etilefrine	EFFORTIL	4 mg/kg/8h 4 gouttes/kg	SC PO	4 mg/kg/8h 4 gouttes/kg	SC PO	Stimulant cardiovasculaire
Furosémide	DIMAZON	2-5 mg/kg/8h ou /12h	PO, SC, IM, IV	2-5 mg/kg/8h ou /12h	PO, SC, IM	Diurétique
Héparine	HEPARINE CHOAY ^(H)			5 mg/kg	IV	CIVD chez le cobaye
Lidocaïne	XYLOVET	1-2 mg/kg	IM, IV	1-2 mg/kg	IM, IV	Réanimation
Propranolol	AVLOCARDYL ^(H)	0,1 mg/kg	IM, IV	0,1 mg/kg	IM, IV, IP	Réanimation
Théophylline	PNEUMOGEINE ^(H)	2-4 mg/kg/8h	PO	2-4 mg/kg/8h	PO	Bronchodilatateur
Vérapamil	ISOPTINE ^(H)	0,2 mg/kg/8h	SC	0,2 mg/kg/8h	SC	Prévention de l'agrégat plaquettaire post-opératoire

Tableau 39 : Principaux traitements agissant sur les appareils cardiovasculaire et respiratoires utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (2003a), FLECKNELL (1996), KÜNZEL et SCHMEROLD (2001)).

III - PRÉLÈVEMENTS DE SANG ET D'URINE

Les prélèvements de sang et d'urines sont des étapes importantes de la consultation en urgence du lapin et des rongeurs de compagnie, comme c'est le cas chez les carnivores domestiques. Ces prélèvements requièrent quelques techniques particulières et une certaine adresse. Ils permettent d'orienter le diagnostic par des examens complémentaires classiques : analyses biochimiques et hématologiques, mesure de densité urinaire, réalisation de bandelettes urinaires, examen du culot urinaire. Pour les valeurs de référence par espèces de ces différents examens complémentaires, se reporter au chapitre 1. Quelques données sur l'exploration de l'hémostase figurent à la fin du paragraphe A.

A. PRÉLÈVEMENT DE SANG

Quelle que soit la méthode de prélèvement employée, le volume de l'échantillon récolté doit représenté au maximum 10% du volume sanguin total de l'animal, qui est compris entre 50 et 75 ml/kg.

A.1) Matériel de prélèvement

Les prélèvements de sang sont pratiqués à l'aide d'une seringue à insuline et d'une aiguille de faible diamètre (26 G). Les quantités de sang, toujours faibles, sont recueillies dans des microtubes héparinés ou de d'une se53 0 0 12 381.0729 5177.20051 Tm(crotub,nte0Tj0:Tj

gras dans cette région et la veine est peu visible. La ponction se fait en partie basse de l'encolure par rapport aux carnivores domestiques, et la veine est plus superficielle. Le positionnement de l'animal est identique, et une tranquillisation est généralement nécessaire.

c. Ponction des veines céphalique ou saphène

Les veines saphènes externe et interne et la veine céphalique peuvent être ponctionnées, si elles sont de diamètre suffisant. Ces sites de ponction sont surtout utilisés pour le lapin, le cobaye et le chien de prairie. Une bonne contention suffit pour les animaux les plus dociles.

d. Ponction des veines caudales

Les veines latérales de la queue sont larges chez l'octodon, le rat et la souris. Elles sont facilement accessibles pour collecter un peu de sang. L'animal est placé en décubitus dorsal, et la prise de sang se fait à la base de la queue.

e. Ponction du sinus veineux rétrobulbaire

Il est possible de ponctionner du sang au niveau du sinus veineux rétrobulbaire à l'aide d'un tube capillaire hépariné stérile, sous anesthésie générale. La compression de la veine jugulaire avec le pouce en arrière de la mandibule crée une légère exophtalmie. La paupière supérieure est relevée avec l'index. Le tube est introduit horizontalement dans l'angle interne de l'œil, puis incliné de 45° vers l'arrière. Après la ponction, il faut exercer une pression modérée sur l'œil fermé pour éviter une hémorragie. Selon BOUSSARIE (1999b), il est ainsi possible de recueillir quelques dizaines de millilitres de sang chez les myomorphes, un à trois millilitres chez le chinchilla. L'œil et l'état général ne semblent pas affectés si l'on opère sur des animaux correctement anesthésiés.

Ce site de ponction est intéressant chez le cobaye, animal gras et globuleux sur lequel les prélèvements de sang sont difficiles, chez le chinchilla, le hamster, la gerbille et l'écureuil.

f. Ponction cardiaque

La prise de sang au niveau cardiaque est à proscrire en clientèle en raison des risques encourus par l'animal. Elle permet de recueillir une quantité importante de sang.

A. 3) Exploration de l'hémostase

Les données bibliographiques concernant l'exploration de l'hémostase chez le lapin et les rongeurs sont rares. Les valeurs disponibles proviennent d'études sur le cobaye.

Hémostase primaire : Les valeurs de références de la numération plaquettaire figurent au chapitre 1. BOUSSARIE (1996) rapporte un temps de saignement capillaire de 30 secondes pour le cobaye. En extrapolant à partir des carnivores domestiques, on peut supposer qu'un temps de saignement gingival ou à l'oreille inférieur à 4 minutes est normal en l'absence de thrombocytopénie ou de purpura hémorragique (pétéchies, ecchymoses, épistaxis).

Hémostase secondaire : Les troubles de l'hémostase secondaire se manifestent par des hémorragies (suffusions, hématomes, hémorragies). Le moyen d'exploration le plus simple est l'évaluation du temps de coagulation : en extrapolant à partir des carnivores domestiques, il est considéré comme normal s'il est inférieur à 5 minutes. L'étude de KASPAREIT *et al.* (1988) donne une valeur normale pour le taux de fibrinogène chez le cobaye : entre 1,8 et 4,2 g/l. Aucune référence fiable concernant les temps de prothrombine, de thrombine et de céphaline n'est disponible.

Mode de prélèvement	Lapin	Cobaye	Chinchilla	Octodon	Chien de prairie	Gerbille	Ecureuil	Hamster	Rat	Souris
Section ou incision de l'extrémité de la queue	-	-	+	+	-	+	+	-	+	+
Section d'une griffe	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
Veine jugulaire	+	+	-	-	-	+	-	-	-	+
Veine céphalique	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
Veine saphène externe	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-
Veine fémorale	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-
Veine pénienne	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-
Veine caudale	-	-	+	+	+	+	+	-	+	+
Veine de l'oreille	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sinus veineux rétrobulbaire	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+

Tableau 40 : Sites de ponction sanguine possibles chez le lapin et les rongeurs de compagnie (d'après BOUSSARIE (1999b)).

B. PRÉLÈVEMENT D'URINE

Le prélèvement des urines est souvent techniquement difficile. Quelques astuces permettent néanmoins de recueillir la quantité nécessaire à la réalisation des examens complémentaires de base (bandelette urinaire et mesure de densité). Citons un cas classique où la bandelette urinaire est un examen simple et pourtant très important pour émettre un pronostic : c'est celui du cobaye dysorexique ou anorexique. La présence de corps cétonique est péjorative (voir p50). Comme pour les carnivores domestiques, la mesure de la densité urinaire doit être faite avant la mise sous perfusion, et le prélèvement d'urine en vue d'un examen bactériologique avant l'initiation du traitement antibiotique.

B. 1) Techniques

a. Sondage vésical chez le mâle

D'après BOUSSARIE (2001), les sondes urinaires félines, dont le diamètre est compris entre 0,9 et 1,1 mm, permettent un prélèvement urinaire par cathétérisme urétral chez le lapin et tous les rongeurs de compagnie, y compris chez les espèces de petite taille du type hamster. Le cathétérisme urétral est relativement facile chez le lapin, le cobaye, le chinchilla et l'octodon. Il est techniquement réalisable sous anesthésie générale chez le rat, la souris et le hamster. Il est beaucoup plus difficile pour les autres espèces, notamment chez le chien de prairie en raison de l'étroitesse du fourreau.

b. Sondage vésical chez la femelle

Le sondage vésical est réalisable chez la lapine. La femelle est maintenue sur le dos. Le vagin est tiré vers le bas et la sonde est introduite dans l'urètre de bas en haut, le long du bord ventral du vagin.

c. Autres techniques utilisables chez le mâle et la femelle

Le recueil des urines par une compression vésicale prudente est possible si le remplissage de la vessie est relativement important. La technique la plus simple consiste à recueillir les urines émises spontanément sur la table d'examen, ou bien à placer l'animal dans une cage à fond plastifié et à faire preuve de patience. La quantité d'urine émise quotidiennement par la gerbille est très faible : quelques gouttes peuvent être récoltées sur du papier filtre placé au fond de la cage.

La cystocentèse peut être réalisée avec prudence chez toutes les espèces, après tranquillisation le plus souvent. Les modalités sont les mêmes que pour les carnivores domestiques, et la ponction échoguidée est à privilégier dans la mesure du possible.

B. 2) Caractéristiques de l'urine

Chez le lapin, la couleur des urines peut varier de jaune à brun rouge en fonction de l'alimentation, des pigments porphyriques étant éliminés dans les urines à l'état normal. Chez de nombreux rongeurs, l'urine est habituellement trouble et laiteuse.

Le pH urinaire normal du lapin et des rongeurs de compagnie est plutôt alcalin sauf pour le rat, la souris et la gerbille. Cette alcalinité des urines peut entraîner une réaction faussement positive pour l'albumine sur la bandelette urinaire. Selon BOUSSARIE (1999b), seule une réaction négative ou fortement positive aux protéines doit être retenue comme fiable.

L'urine du lapin et de la plupart des rongeurs contient de nombreux cristaux à l'état physiologique (carbonate de calcium, phosphate ammoniaco-magnésien, phosphate tricalcique). Il est néanmoins utile de récolter le culot de centrifugation en vue d'un examen. Et pour cette raison, on peut filtrer l'urine si les résultats de l'analyse chimique sont douteux.

IV - INTERVENTIONS CHIRURGICALES EN URGENCE

Les interventions chirurgicales à réaliser dans un contexte d'urgence sont rares chez le lapin et les rongeurs de compagnie. Il s'agit d'interventions portant sur l'appareil génital femelle (césarienne et ovariohystérectomie) ou sur l'appareil digestif (gastrotomie et entérotomie). Dans tous les cas, le protocole anesthésique le plus sûr est une anesthésie gazeuse à l'Isoflurane® après une induction dans une cage anesthésique. L'animal est relié à un circuit ouvert, et un gant d'examen permet de confectionner un masque. Il est placé sur un tapis chauffant pendant toute la durée de l'intervention, et maintenu à une température ambiante de 25°C minimum jusqu'à son réveil complet.

A. CÉSARIENNE

La dystocie nécessite une intervention chirurgicale rapide pour stabiliser l'état de la mère et limiter le risque de choc endotoxémique suite à la mort des fœtus in utero. La survie des petits nés par césarienne est en général très compromise.

L'animal est placé en décubitus dorsal. Si le volume fœtal est très important, SWINDLE et SHEALY (1996) conseillent de surélever légèrement l'avant du corps de l'animal (10 à 20°), afin de limiter la pression du contenu abdominal sur le thorax. La ligne blanche est incisée du pubis jusqu'à l'ombilic. L'utérus est incisé au milieu de chaque corne, dans une zone avasculaire sur le bord anti-mésométrial. Chaque fœtus est extrait individuellement. Les enveloppes fœtales sont éliminées et les vaisseaux placentaires ligaturés. Si les nouveaux-nés sont vivants, ils doivent être pris en charge immédiatement.

A la fin de l'opération, chaque corne utérine est palpée une dernière fois pour vérifier que tous les fœtus ont été extraits, puis les deux incisions sont refermées par un surjet inversant (fil monofilament à résorption lente, décimale 2 ou 3). BOUSSARIE (2003a) préconise de pratiquer une ovariohystérectomie pour empêcher de nouvelles gestations. L'abdomen est rincé avec du lactate de Ringer tiédi. L'incision de laparotomie est refermée de manière habituelle, avec un fil monofilament résorbable de petit diamètre (décimale 1,5 à 2) : pour le plan musculaire, un surjet simple, et pour le plan cutané, des points en U. Un surjet sous-cutané est inutile.

Selon REDROBE (2002), si l'utérus ne présente pas de contractions lors de la fermeture de l'abdomen, de l'ocytocine peut être administrée pour stimuler la vidange utérine et la production lactée, à raison de 1 à 2 UI/kg IM ou IV, à répéter 2 à 4 heures plus tard.

B. OVARIOHYSTÉRECTOMIE

L'ovariohystérectomie en urgence est indiquée en cas de pyomètre, ou d'hémorragie provenant d'une tumeur ovarienne ou utérine. Chez les animaux âgés, le dépôt de tissu adipeux dans le mésométrium rend souvent difficile l'abord de l'utérus et la visualisation des structures vasculaires.

L'animal est placé en décubitus dorsal. La ligne blanche est incisée du pubis jusqu'à l'ombilic. Les ovaires sont localisés et les pédicules ovariens sont ligaturés comme chez la chatte.

Chez les animaux jeunes, le mésométrium peut être déchiré sans saignement le long des cornes utérines, jusqu'à hauteur du col, tout en respectant les artères utérines. Chez les femelles adultes ou âgées, opérées en période de chaleurs, lors d'une gestation ou pour une affection de l'utérus, les vaisseaux du mésométrium peuvent être de plus gros diamètre et SWINDLE et SHEALY (1996) conseillent d'en réaliser une hémostase préventive avant la section du mésométrium. Deux pinces hémostatiques sont mises en place perpendiculairement au corps de l'utérus, en avant du col. Une ligature unique autour de l'utérus est suffisante chez les rongeurs, mais des ligatures transfixantes peuvent être placées sur les vaisseaux utérins pour renforcer l'hémostase. L'utérus de la lapine est bifide, et chaque corne possède son propre col utérin, mais les deux cols sont solidaires et la même technique peut être utilisée sans problème.

Après section, un point en U est parfois nécessaire sur le moignon utérin lorsque la muqueuse est très développée, afin d'augmenter l'étanchéité et d'accélérer la cicatrisation. L'incision de laparotomie est refermée comme pour la césarienne.

C. ENTÉROTOMIE / GASTROTOMIE

L'entérotomie et la gastrotomie ne sont réalisées qu'en dernier recours, en cas d'obstruction digestive avérée. En effet, ces interventions sont assez mal tolérées, surtout par le lapin et par les rongeurs ayant un régime alimentaire essentiellement herbivore. Leur potentiel de récupération est faible. Les soins post-opératoires doivent être intensifs afin de rétablir rapidement le transit digestif et d'empêcher l'installation d'une anorexie.

L'animal est placé en décubitus dorsal. La ligne blanche est incisée sur une longueur suffisante, en fonction de la localisation de l'obstruction. Les techniques sont identiques à celles utilisées pour les carnivores, la principale difficulté est de réaliser des sutures étanches et non sténosantes sur des organes de très petite taille. Toutes les précautions pour empêcher une contamination de la cavité abdominale doivent être appliquées.

Pour la gastrotomie, l'incision se fait sur la grande courbure. Après le retrait du corps étranger, la lumière gastrique est rincée pour vérifier l'intégrité de la muqueuse. En fonction de la taille de l'estomac, l'incision est suturée par un ou deux surjets : SWINDLE et SHEALY (1996) conseillent de réaliser un surjet de Lembert seul, ou un surjet de Cushing doublé d'un surjet de Lembert.

Pour l'entérotomie, une incision linéaire sur le bord anti-mésentérique est réalisée, proximale au corps étranger. L'incision est ensuite refermée par des points simples. Toutes les autres sutures sont contre-indiquées car elles sont trop sténosantes.

Une antibiothérapie de couverture est mise en place (de préférence une fluoroquinolone). L'animal est réalimenté dès le lendemain de l'intervention. La motricité gastro-intestinale est stimulée par de la tisane de verveine, des cholérétiques (clanobutine, bétaine et acides animés ammoniacaux) et de la prostigmine pendant 3 jours (voir tableau 38 p144). Le transit digestif se rétablit en général en 3 à 5 jours (reprise de l'alimentation spontanée) selon BOUSSARIE (2002).

V - PRISE EN CHARGE DES NOUVEAUX-NÉS

En cas d'abandon d'une portée par la mère, de décès de celle-ci ou d'impossibilité d'allaiter (pour cause de mammité par exemple), le propriétaire peut essayer d'élever lui-même les petits, tout en sachant que le pronostic est d'autant plus réservé que l'abandon de portée a été précoce. La viabilité des jeunes nés par césarienne est compromise. Il faut les débarrasser rapidement des enveloppes fœtales et les maintenir la tête en bas afin de dégager les voies respiratoires. Une goutte d'analeptique respiratoire (cropropamide, Respirot®) est placée sur la langue et les nouveaux-nés sont maintenus au chaud, à une température ambiante de 30 à 35 °C. Une source de chaleur à 38-40 °C peut être installée directement dans le nid. Des fluides sont administrés dans les 2 premières heures : lactate de Ringer ou solution de réhydratation « maison » (1 cuillerée à café de sel et 3 morceaux de sucre dans un litre d'eau) à 38 °C.

Chez le hamster, la souris et le rat, il est facile de faire adopter les nouveaux-nés par une femelle allaitant une portée du même âge : la mère est retirée du nid et les petits à faire adopter y sont placés pour qu'ils s'imprègnent de l'odeur. La mère est réintroduite une demi-heure plus tard. Si elle n'accepte pas les nouveaux-venus, elle les expulse du nid dans les heures qui suivent. Pour trouver une mère adoptive, il est judicieux de s'adresser aux animaleries ou de consulter les forums de discussions spécialisés sur internet.

Lors de la tétée, le nourrisson est tenu dans le creux de la main, le ventre en l'air et le corps presque à la verticale. Un compte-goutte ou une seringue éventuellement prolongée d'un embout de cathéter sert de biberon. Le lait de substitution, dont la composition pour chaque espèce est indiquée dans le tableau 41 (p153), est distribué à 38 °C, à raison d'un repas toutes les 2 à 3 heures pendant la première semaine de vie, sauf pour le lapin. Les doses distribuées et les intervalles entre tétées augmentent ensuite progressivement. Il ne faut jamais forcer un petit à boire : quand il en a assez, il se détourne ou repousse le biberon. A la fin de chaque tétée, la région périnéale est frottée doucement avec un coton ou un linge trempés dans l'eau tiède, afin de stimuler la miction et la défécation.

	Composition du lait	Nombre de repas par jour	Volume par tétée (en mL)	Age au sevrage (en sem.)
Lapin	Lait maternisé pour carnivores peu dilué (la moitié du volume d'eau indiqué par volume de poudre).	1	20 % du poids du lapereau	3 – 4
Cobaye	80 % de lait de vache entier non pasteurisé, 20 % d'eau et vit C. Dès 15 jours, introduction progressive de petits pots et de céréales en poudre pour bébé.	6 à 8	2 à 3	3 – 4
Chinchilla	Lait maternisé pour carnivores. Jeunes rapidement autonomes, commencent à s'alimenter seuls au bout d'une semaine (petits pots bébé et céréales en poudre).	6 à 8	1 à 2	4 - 5
Octodon		6 à 8	1 à 2	3
Chien de prairie	Lait maternisé pour chatons.	3 à 5	1 à 2	4 - 5
Gerbille	1/3 de lait concentré dans 2/3 d'eau bouillie, complément polyvitaminé.	6 à 8	0,5 à 3	3
Ecureuil de Corée	Lait maternisé pour bébé ou pour carnivores, ½ cuillère à café de miel, complément polyvitaminé. Introduction progressive de matières grasses (crème, lait concentré, Nutri Plus® gel).	6	0,1 à 0,5	5
Hamster Rat Souris	Lait maternisé pour carnivores.	6 à 8	0,1 à 0,5 (50% du poids du petit / jour)	3

Tableau 41 : Composition du lait de substitution pour l'allaitement artificiel du lapin et des rongeurs de compagnie et modalités de distribution pour les 2 premières semaines de vie (d'après BOUCHER (2000), CHAZEL (1999), DESACHY (2001), GILLET et TEMPLE (1991), PICHARD (1990) et VISTICOT (2002)).

CONCLUSION

Le vétérinaire, qu'il soit canin ou rural, est souvent dérouté face à ces nouveaux patients que sont le lapin et les petits rongeurs. Pourtant, leur examen et leur chirurgie ne nécessitent pas de matériel particulier à quelques exceptions près, et ils peuvent pour l'essentiel être soignés avec les molécules disponibles sur le marché des carnivores domestiques. La prise en charge rapide et énergique des affections dès la première consultation donne de bons résultats en terme de guérison et de survie, et renforce par ailleurs l'image du professionnel vis-à-vis du client qui peut avoir aussi des chiens ou des chats.

Il est indéniable que le bon déroulement de la consultation dépend de la maîtrise de la contention et du savoir-faire des prélèvements, et que l'hospitalisation des NAC nécessite un local adapté et du personnel formé. Cependant, un minimum de connaissances et un peu d'habitude suffisent pour traiter efficacement les affections les plus courantes, sans contrainte technique majeure pour le vétérinaire. Dans ce contexte, savoir reconnaître les situations qui imposent une prise en charge en urgence pour empêcher la dégradation de l'état général de l'animal est indispensable, dans le but d'éviter l'hospitalisation ou de la réduire au minimum. Le vétérinaire devra notamment garder à l'esprit la sensibilité au stress de ces animaux, et les particularités de leur physiologie digestive, qui doit être gérée avec beaucoup d'attention.

D'après BELLANGEON (2000), des études prospectives relatives à l'évolution de la population des animaux de compagnie en France montrent que la proportion de NAC en consultation pourrait avoisiner les 30% en 2010, pour atteindre 50% en 2020. Aux Etats-Unis, dans une clinique comptant 2 ou 3 praticiens, l'un d'eux se consacre uniquement aux NAC. La prise en compte de ces nouvelles populations médicalisées ou à médicaliser est donc capitale.

ANNEXE 1 : LISTE DES ABRÉVIATIONS

ALAT	Alanine aminotransférase
AMM	Autorisation de mise sur le marché
cp	Comprimé
DHPP	Dermatite par hypersensibilité aux piqûres de puces
EDTA	Ethylène diamine tétra-acétique
EM	Énergie métabolisable
G	Gauge
h	Heure
IM	Intramusculaire
IO	Intra-osseux
IP	Intrapéritonéal
IRM	Imagerie par résonance magnétique
IV	Intraveineux
j	Jour
kcal	Kilocalorie
MS	Matière sèche
ND	Non déterminé
PAL	Phosphatase alcaline
PO	Per os
PV	Poids vif
SC	Sous-cutané
sem	Semaine
Tmp	Triméthoprim
UI	Unité internationale

Formule dentaire	
I	Incisives
C	Canines
PM	Prémolaires
M	Molaires

Formule vertébrale	
C	Vertèbres cervicales
T	Vertèbres thoraciques
L	Vertèbres lombaires
S	Vertèbres sacrées
Co	Vertèbres coccygiennes

ANNEXE 2 : DÉSIGNATION DES AIGUILLES

Diamètre (en gauge)	Diamètre (en mm)	Couleur
18 G	12/10	Rose
19 G	11/10	Crème
20 G	9/10	Jaune
21 G	8/10	Vert
22 G	7/10	Noir
23 G	6/10	Bleu
25 G	5/10	Orange
26 G	4,5/10	Marron

ANNEXE 3 : INDEX

Les chiffres en gras correspondent aux renvois principaux, les chiffres en italique aux illustrations.

A

Adénocarcinome utérin : 53, 56, 100
Adhérences abdominales : 50
Aérosolthérapie : 67
Allaitement artificiel : 97, 152, 153
Amyloïdose rénale : 55
Analeptiques respiratoires : 97, 118, 145, 152
Anémie : 65
Anorexie : **43**, 44, 77, 78, 128
Anti-acides : 78, 144
Antibiotiques : 51, 57, 67, 68, 75, 78, 85, 89, 92, 99, 101, 103, 124, **135**, 137, 139, 140
Anticonvulsivants : 90, 112
Antidiarrhéiques : 74, 144
Anti-inflammatoires : 67, 85, 89, 90, 92, 98, 103, 105, 106, 108, **141**, 143
Antiparasitaires : 74, 75
Antispasmodiques : 78, 144
Ascite : 55, 71
Ataxie : 49, 61, **81**, 82, 89, 109

B

Bordetellose : 58, 61, 62, 67, 83
Brûlures : 109
Bulles tympaniques : 81, 84, 87

C

Calculs biliaires : 49
Calculs urinaires : 54, 55, 102
Cardiopathies : 56, 60, 145
Carence en thiamine : **87**, 89, 90
Castration chimique : 104
Cathéter intra-osseux : 122, 123, 126, 127
Cathéter intraveineux : 123, 127
Césarienne : 88, 97, **150**, 152
Cétose : 50, 51, 86, 149
Chorioméningite lymphocytaire : 73, 85
Chromodacryorrhée : 31, 60
Coagulopathies : 65, 147
Coccidiose hépatique : 56, 71

Coccidiose intestinale : 71, 72
Colibacillose : 69, 136
Constipation : 45, **77**, 79
Contention : 12, 16, 18, 22, 24, 26, 30, 32, 34, 38, **115**, 116, 117
Convulsions : 49, 83, 85, 86, 87, **89**, 90, 105, 109, 112
Coronavirus : 73
Corticoïdes : 67, 88, 90, 92, 105, 141, 143
Coryza : 58, 81, 83
Coup de chaleur : 66, 89, **104**
Cryptosporidiose : 71, 72
Cystocentèse : 103, 149

D

Déshydratation : 121, 122
Diabète sucré : 49
Dialyse péritonéale : 112
Diarrhée : 48, **68**, 72, 75, 76
Dilatation abdominale : 45, **52**, 100
Diurèse osmotique : 112
Diurétiques : 57, 67, 112, 145
Dyspnée : 48, **58**, 59, 66, 86, 118, 145
Dystocie : 53, 94, **96**

E

Electrocution : 109
Emphysème : 62
Encéphalites : 83, 90, 91
Encéphalitozoonose : 83
Enclouage centro-médullaire : 107, 141
Entérite : 48, 53, **68**, 72, 75, 76
Entérotomie : 79, **151**
Entérotoxémie : 68, 70
Epilepsie essentielle : 89

F

Fractures dentaires : 105
Fractures osseuses : 105, 107
Fractures vertébrales : 91, 93, 105
Fur slip : 18, 109

G

Gastrotomie : 151
Gestation : 77, 96
Giardioses : 71, 72
Gonflement testiculaire : 98

H

Helminthoses : 71
Hématurie : 53, 55, **101**
Hémostase : 65, 147
Hospitalisation (conditions) : 115, 120
Hypocalcémie : 86, 90, 91

I

Iléite proliférative du hamster : 69
Iléus caecal : 45, 52, 53, 54
Iléus gastrique : 43, 44, 46, 47, 51, 52
Indigestion aiguë : 53, 57
Infections urinaires : 100, 102
Injection (sites) : 133, 134
Insuffisance cardiaque : 56, 60, 145
Intoxications : 68, 81, 89, **109**, 110, 111

K

Kystes ovariens : 55, 99

L

Lactobacilles : 74, 132, 135, 142
Lait de substitution : 97, 152, 153
Lavage gastrique : 57, 112
Lipidose hépatique : 43, 48, 51, 86
Listériose : 70, 85
Luxation vertébrale : 91, 93
Lymphosarcome : 50, 56, 65, 91

M

Maladie de Tyzzer : 48, 69
Maladie hémorragique du lapin : 58
Maladie polykystique du hamster : 56
Maladie respiratoire chronique du rat : 61
Malocclusion dentaire : 43
Manœuvres obstétricales : 97
Méléna : 49, **78**
Météorisme : 52, 57
Méthémoglobinisation : 65
Mycoplasmes : 61, 83, 99

N

Nouveaux-nés : 97, **152**

Nutrition : 128, 131

Nystagmus : 81

O

Obstruction gastro-intestinale : 52
Odontome : 58
Œdème pulmonaire : 60, 67
Otites : 81, 84, 90
Ovariohystérectomie : 151
Oxygénothérapie : 118

P

Pansement intestinal : 74, 78, 144
Paracentèse abdominale : 57
Paraphimosis : 105
Parésie du train postérieur : 83, 85, 86, 87, **91**
Pasteurelloses : 58, 60, 62, 67, 81, 85, 98, 99
Pertes vulvaires : 53, **99**
Peste : 48
Plaies : 108
Pleuropneumonie : 62, 64
Pneumonies à mycoplasmes : 61
Pneumonies bactériennes : 60, 63, 64, 81, 83
Pneumonies virales : 61
Prise de sang : **146**, 148
Prolapsus rectal : **79**, 80
Protozooses : 71, 72
Pyomètre : 53, 55, 99
Pyothorax : 62, 64

R

Réanimation cardio-respiratoire : **118**, 120, 145
Régulateurs du transit : 74, 144
Réhydratation : **121**, 122, 123
Rotavirus : 73

S

Salmonelloses : 48, 70, 98
Sondage vésical : 103, 149
Sonde naso-œsophagienne : 51, 128, 130
Stase caecale : 45, 52, 53, 54
Stase gastrique : 43, 44, 46, 47, 51, 52
Streptococcoses : 60, 61, 62, 83, 85, 99, 102
Support nutritionnel : 128
Sutures cutanées : 108

T

Tail slip : 22, 109
Thiamine : **87**, 89, 90
Thoracocentèse : 67, 119
Thrombose atriale : 56, 60
Toxémie de gestation : 49, 65, 86, 88, 90
Toxoplasmose : 85
Trachéotomie : 118
Transit baryté : 44, 47, 50
Trichobézoard : 43, 44, 51
Tumeurs du système lympho-
hématopoïétique : 50, 56, 91
Tumeurs du système nerveux central : 87,
90, 91
Tumeurs du tube digestif : 50, 77
Tumeurs hépatiques : 50
Tumeurs ovariennes : 55
Tumeurs testiculaires : 98
Tumeurs utérines : 53, 56, 100
Tympanisme : 53

U

Ulcères gastriques : 49, 78
Urines (prélèvement) : 149
Urolithiases : 54, 55, 102

V

Ventilation assistée : 118
Virus de Sendai : 61
Vitamine B1 : **87**, 89, 90
Vitamine C : 132

Y

Yersiniose : 48, 70

LISTE DES TABLEAUX

- Tableau 1 : Les constantes biochimiques usuelles du lapin.
Tableau 2 : Les constantes hématologiques du lapin.
Tableau 3 : Les constantes biochimiques usuelles du cobaye.
Tableau 4 : Les constantes hématologiques du cobaye.
Tableau 5 : Les constantes biochimiques usuelles du chinchilla.
Tableau 6 : Les constantes hématologiques du chinchilla.
Tableau 7 : Les constantes biochimiques usuelles de l'octodon.
Tableau 8 : Les constantes hématologiques de l'octodon.
Tableau 9 : Les constantes biochimiques usuelles du chien de prairie.
Tableau 10 : Les constantes hématologiques du chien de prairie.
Tableau 11 : Les constantes biochimiques usuelles de la gerbille de Mongolie.
Tableau 12 : Les constantes hématologiques de la gerbille de Mongolie.
Tableau 13 : Les constantes biochimiques usuelles du hamster de Syrie.
Tableau 14 : Les constantes hématologiques du hamster de Syrie.
Tableau 15 : Les constantes biochimiques usuelles du rat.
Tableau 16 : Les constantes hématologiques du rat.
Tableau 17 : Les constantes biochimiques usuelles de la souris.
Tableau 18 : Les constantes hématologiques de la souris.
Tableau 19 : Les constantes biochimiques usuelles de l'écureuil de Corée.
Tableau 20 : Les constantes hématologiques de l'écureuil de Corée.
Tableau 21 : Principales hypothèses diagnostiques à explorer lors d'anorexie chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 22 : Principaux protozoaires à l'origine de diarrhée chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 23 : Les traitements anti-infectieux utilisés en pratique courante lors de diarrhée chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 24 : Les traitements antiparasitaires utilisés en pratique courante lors de diarrhée chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 25 : Principales hypothèses diagnostiques à explorer lors d'ataxie chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 26 : Principales intoxications domestiques rapportées chez le lapin et les rongeurs de compagnie, et leurs traitements.
Tableau 27 : Recommandations d'ambiance pour le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 28 : Posologie des traitements médicamenteux utilisés lors d'arrêt cardiaque chez le lapin.
Tableau 29 : Estimation du pourcentage de déshydratation selon les symptômes observés.
Tableau 30 : Plan de réhydratation préconisé pour le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 31 : Diamètre des cathéters intra-osseux pour le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 32 : Recommandations nutritionnelles à l'entretien pour le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 33 : Administration de médicaments chez le lapin et les rongeurs de compagnie : volumes et sites d'injection.
Tableau 34 : Antibiotiques toxiques et mal tolérés chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
Tableau 35 : Principaux antibiotiques utilisés en pratique courante chez le lapin.
Tableau 36 : Principaux antibiotiques utilisés en pratique courante les rongeurs de compagnie.
Tableau 37 : Principaux anti-inflammatoires utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

Tableau 38 : Principaux traitements agissant sur le système digestif utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

Tableau 39 : Principaux traitements agissant sur les appareils cardiovasculaire et respiratoire utilisés en pratique courante chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

Tableau 40 : Sites de ponction sanguine possibles chez le lapin et les rongeurs de compagnie.

Tableau 41 : Composition du lait de substitution pour l'allaitement artificiel du lapin et des rongeurs de compagnie et modalités de distribution pour les 2 premières semaines de vie.

LISTE DES FIGURES

- Figure 1 : Classification simplifiée du lapin et des principaux rongeurs de compagnie présentés en consultation.
- Figure 2 : Lapin nain bleu et blanc.
- Figure 3 : Cobaye à poil normal, écaille de tortue et blanc.
- Figure 4 : Chinchilla, fourrure de couleur standard.
- Figure 5 : Octodon dans sa roue.
- Figure 6 : Chien de prairie à queue noire.
- Figure 7 : Gerbille de Mongolie explorant son environnement.
- Figure 8 : Hamster de Syrie faisant sa toilette.
- Figure 9 : Rat domestique, variété à tête de couleur.
- Figure 10 : Souris domestique, variété chinchilla gris.
- Figure 11 : Écureuil de Corée.
- Figure 12 : Dilatation gastrique chez un lapin.
- Figure 13 : Image radiographique de stase gastrique chez un cobaye.
- Figure 14 : Marquage baryté de l'estomac d'un lapin lors de stase gastrique.
- Figure 15 : Stase caecale chez un hamster.
- Figure 16 : Urolithiase chez un lapin.
- Figure 17 : Principales causes de dyspnée chez le lapin et les rongeurs de compagnie.
- Figure 18 : Abscès pulmonaire chez un cobaye.
- Figure 19 : Pleuropneumonie chez un chinchilla.
- Figure 20 : Prolapsus rectal chez un chinchilla.
- Figure 21 : Examen radiographique des bulles tympaniques.
- Figure 22 : Luxation et fracture vertébrale chez un lapin.
- Figure 23 : Femelle cobaye en fin de gestation.
- Figure 24 : Fracture du tibia chez un lapin : réduction par enclouage centromédullaire.
- Figure 25 : Exemples de contention de quelques espèces étudiées.
- Figure 26 : Mise en place d'un cathéter intra-osseux.
- Figure 27 : Vérification du positionnement d'un cathéter intra-osseux.
- Figure 28 : Cathéter intraveineux à l'oreille sur un lapin.
- Figure 29 : Sondes naso-œsophagiennes sur un lapin et un cobaye.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1 - ANDERSON NL. (1995) Intraosseous fluid therapy in small exotic animals. *In Kirk's Current Veterinary Therapy XII, Small Animal Practice*. WB Saunders Compagny, Philadelphia, 1331-1335.
- 2 - AUBERT C. (1998) *La consultation des Rongeurs et Lagomorphes*. Thèse Méd. Vét. Toulouse, n°103, 147 pp.
- 3 - BATTLES AH. (1985) Biology, Care and Diseases of the Syrian Hamster. *Comp. Cont. Edu. Pract. Vet.*, **7**, 815-824.
- 4 - BELLANGEON M. (2000) Pourquoi faut-il s'intéresser aux NAC ? In : Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A. - A.F.V.A.C.Paris, 24-26 mai 2000. Paris : C.N.V.S.P.A. - A.F.V.A.C., 2000, 9.
- 5 - BLANCHARD C. (1993) *La gerbille de Mongolie en expérimentation animale : bilan bibliographique (1893-1992)*. Thèse Méd. Vét., Lyon, n°97, 250 pp.
- 6 – BOUCHER S. (1998) Diagnostic et traitement des parasitoses digestives des lagomorphes et des rongeurs de compagnie. *Prat. Med. Chir. Anim. Comp.*, **33** : 303-316.
- 7 - BOUCHER S. (1999a) Jetage ou dyspnée chez les rongeurs et lagomorphes de compagnie. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 603-606.
- 8 - BOUCHER S. (1999b) Affection digestive chez les rongeurs et les lagomorphes. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 600-602.
- 9 - BOUCHER S. (1999c) Affections digestives chez le lapin de compagnie. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 574-576.
- 10 - BOUCHER S. (1999d) Peut-on employer les corticoïdes sans danger chez le lapin de compagnie ? *Prospective, spécial NAC* (publication Pharmacia et Upjohn SA), **5**, 7-8.
- 11 - BOUCHER S. (2000) Conduite à tenir devant une dystocie chez les rongeurs et les lagomorphes (de compagnie). *Point Vét.*, **31**, 589-591.
- 12 - BOUSSARIE D. (1996) La consultation du cobaye domestique. *Point Vét.*, **28**, 205-213.
- 13 – BOUSSARIE D. (1997) La consultation du hamster. *Point Vét.*, **28**, 1069-1079.
- 14 - BOUSSARIE D. (1998) *La consultation des Rongeurs et Lagomorphes de compagnie*. Cours à l'ENVA.
- 15 - BOUSSARIE D. (1999a) Utilisation des médicaments chez les rongeurs et lagomorphes de compagnie. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 611-615.
- 16 - BOUSSARIE D. (1999b) Prélèvements de sang et d'urine chez les petits mammifères. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 607-608.

- 17 - BOUSSARIE D. (1999c) La consultation du chien de prairie. *Prat. Med. Chir. Anim. Comp.*, **34** : 43-54.
- 18 - BOUSSARIE D. (1999d) Corticothérapie chez les petits rongeurs, le furet et autres espèces. *Prospective, spécial NAC* (publication Pharmacia et Upjohn SA), **5**, 5-6.
- 19 - BOUSSARIE D. (2001) Quel matériel utiliser pour la médecine et la chirurgie ? *Point Vét.*, **32**, 58-60.
- 20 - BOUSSARIE D. (2002) Médecine des NAC : 100 cas cliniques. Paris : éd. MED'COM.
- 21 - BOUSSARIE D. (2003a) *Consultation des petits mammifères de compagnie*. Maisons-Alfort : Editions du Point Vétérinaire, 218 p.
- 22 - BOUSSARIE D. (2003b) Chirurgie des furets, lapins et rongeurs : une cicatrisation spécifique. *Vétoquinol, Publi-information du 28 mai 2003*, édition spéciale « Chirurgie des NAC », réalisé par *L'Action Vétérinaire*, 13-18.
- 23 - BROWN SA. (1997) Clinical techniques in rabbits. *Semin. Avian Exotic Pet Med.*, **6**, 86-95.
- 24 - BROWN SA. (2001) Hind Limb Weakness in the Rabbit. *VIN - Client Education* [en ligne], mis à jour le 3 juillet 2001 [<http://www.vin.com>], (consulté le 03 février 2003).
- 25 - CAPELLO V. (2002) Pet Hamster Medicine and Surgery Part III : Infectious, Parasitic and Metabolic Diseases. *Exotic DVM*, **3.6**, 27-32.
- 26 - CHARONDIERE A. (2001) Comment vermifuger les lapins, les furets et les rongeurs ? *Le Nouveau Praticien Vétérinaire*, n°6, 73-75.
- 27 - CHAZEL S. (1999) *Contribution à l'étude du Chien de Prairie : Zoologie et maintien en captivité*. Thèse Méd. Vét., Nantes, n°70, 139 pp.
- 28 - CHEKROUN B. (2003) Fracture ouverte chez un chinchilla. *Pratique des Animaux Sauvages et Exotiques*, **3.1**, 15-17.
- 29 - DELANOUE AA. (1999) *Les anti-inflammatoires non stéroïdiens et les antalgiques mineurs chez les rongeurs et les lagomorphes : Perspectives d'utilisation clinique sur la base de données bibliographiques et expérimentales*. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°12, 108 pp.
- 30 - DESACHY F. (2001) La Gerbille. Paris : éd. DE VECCHI
- 31 - DESCAT F. (2002) *Hématologie du rat : hémogramme et myélogramme*. Thèse Méd. Vét., Toulouse, n°11, 104 pp.
- 32 - DONNELLY TM. (1997) Disease Problems of Small Rodents. In : HILLYER EV, QUESENBERRY KQ. *Ferrets, Rabbits and Rodents - Clinical Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 307-327.

- 33 – DMV (2003) Dictionnaire des médicaments vétérinaires et des produits de santé animale commercialisés en France. Maisons-Alfort : Editions du Point Vétérinaire (12^{ème} édition).
- 34 - FALLON MT. (1996) Rats and Mice. *In* LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 1-38.
- 35 - FLECKNELL P. (1996) Anaesthesia and analgesia for rodents and rabbits. *In* LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 219-237.
- 36 - GENTZ EJ, CARPENTER JW. (1997) Rabbits : Neurologic and Musculoskeletal Disease. *In* : HILLYER EV, QUESENBERRY KQ. *Ferrets, Rabbits and Rodents - Clinical Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 220-226.
- 37 - GILLETT KE, TEMPLE JD. (1991) Chipmunks. *In* BEYNON PH, COOPER JE, editors. *Manual of Exotic Pets*. Gloucester, England : British Small Animal Veterinary Association, 23-30.
- 38 - GOODLY L. (2001) Rabbit Hemorrhagic Disease. *Comp. Cont. Vet. Edu.*, **23**, 249-254.
- 39 - GUITTIN P. (1999) Voies d'administration des médicaments chez les petits mammifères. *Point Vét.*, **30**, n° spécial NAC, 609-610.
- 40 - HAFFAR A. (1994) Les Rongeurs, animaux de compagnie : dominantes pathologiques. *La Dépêche Vétérinaire*, n°40, 2-16.
- 41 - HARRENSTIEN L. (1994) Critical Care of Ferrets, Rabbits, and Rodents. *Sem. Avian Exotic Pet Med.*, **3**, 217-228.
- 42 - HARRENSTIEN L. (1999) Gastrointestinal Diseases of Pet Rabbits. *Semin. Avian Exotic Pet Med.*, **8**, 83-89.
- 43 - HILLYER EV. (1994) Pet rabbits. *Vet. Clinics North America, Small Anim. Practice*, **24**, 25-65.
- 44 - HOEFER HL. (1994) Chinchillas. *Vet. Clinics North America, Small Anim. Practice*, **24**, 103-111.
- 45 - HOEFER HL. (2001) Rabbit Respiratory Disease. *Atlantic Coast Veterinary Conference 2001 [en-ligne]*, création le 15 octobre 2001 [<http://www.vin.com>], (consulté le 03 février 2003).
- 46 - HUERKAMP MJ, MURRAY KA, OROSZ SE. (1996) Guinea Pigs. *In* LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 91-149.
- 47 - JENKINS JR. (1997) Rabbits : Gastrointestinal Diseases. *In* : HILLYER EV, QUESENBERRY KQ. *Ferrets, Rabbits and Rodents - Clinical Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 176-188.

- 48 - JOHNSON-DELANEY CA. (1998) Disease of the Urinary System of Commonly Kept Rodents : Diagnosis and Treatment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **7**, 81-88.
- 49 - JOHNSON-DELANEY CA., SUEDEMEYER (2000) Circling in Rodents. *Exotic Pet Practice*, **5**, 51-52.
- 50 - KASPAREIT J., MESSOW C., EDEL J. (1988) Blood coagulation studies in guinea pigs (*Cavia porcellus*). *Laboratory Animals*, **22**, 206-211.
- 51 - KISHIDA L. (2002) L'Octodon (*Octodon degus*) en consultation. *Point Vét.*, **33**, 32-38.
- 52 - KÜNZEL F, SCHMEROLD I. (2001) Arzneimitteltherapie bei kleinen Heimtieren. *Wien.Tierärztl. Mschr.*, **88**, 153-168.
- 53 - LABER-LAIRD K. (1996) Gerbils. In LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 39-58.
- 54 - LIPMAN NS, FOLTZ C. (1996) Hamsters. In LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 59-89.
- 55 - MAROLLEAU S. (1996) *La consultation du Chinchilla (Chinchilla laniger)*. Thèse Méd. Vét., Toulouse, n°18, 104 pp.
- 56 – MEREDITH A, RAYMENT L. (2000) Liver disease in rabbits. *Semin. Avian Exotic Pet Med.*, **9**, 146-152.
- 57 - MOISSONNIER P. (2000) *Cours de pathologie chirurgicale générale : les plaies*. Cours à l'ENVA.
- 58 – OGLESBEE B. (1995) Emergency medicine for pocket pets. In Kirk's Current Veterinary Therapy XII, Small Animal Practice. WB Saunders Compagny, Philadelphia, 1328-1331.
- 59 - PAUL-MURPHY J. (1997) Rabbits : Reproductive and Urogenital disorders. In : HILLYER EV, QUESENBERRY KQ. *Ferrets, Rabbits and Rodents - Clinical Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 202-211.
- 60 - PICHARD A. (1990) *Le Cobaye, animal de compagnie : comportement, entretien et pathologie*. Thèse Méd. Vét., Nantes, n°69, 215 pp.
- 61 - QUINTON JF. (2001) *Urgences chez les petits mammifères*. Cours à l'ENVA (le 12/03/2001).
- 62 – QUINTON JF. (2002) *Pathologie dentaire des rongeurs et des lagomorphes*. Cours à l'ENVA (le 17/09/2002).

- 63 - RAMEL JC, PAUL-MURPHY J, BENSON KG. (1999a) Evaluating and Stabilizing Critically Ill Rabbits - Part I. *Comp. Cont. Vet. Edu.*, **21**, 30-40.
- 64 - RAMEL JC, PAUL-MURPHY J, BENSON KG. (1999b) Evaluating and Stabilizing Critically Ill Rabbits - Part II. *Comp. Cont. Vet. Edu.*, **21**, 116-125.
- 65 - REDROBE S. (2002) Approach to surgical procedures in the Rabbit. *The Rabbit Charity - Information for Vets* [en-ligne], Création en 1999, [<http://www.therabbitcharity.freemove.co.uk/vet-approach.html>], (consulté le 25 avril 2003).
- 66 - RICHARDSON JA, GWALTNEY-BRANT SM. (2002) Tips for treating anticoagulant rodenticide toxicity in small mammals. *Exotic DVM*, **4**, 5.
- 67 - ROSSE D. (1999) *Alimentation des Rongeurs et Lagomorphes de compagnie*. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°10, 113 pp.
- 68 - SAVARY-BATAILLE K. (2002) Conduite diagnostique face à une anémie. *Point Vét.*, **33**, 50-53.
- 69 - SCHAEFFER DO, DONNELLY TM. (1997) Disease Problems of Guinea Pigs and Chinchillas. In : HILLYER EV, QUESENBERRY KQ. *Ferrets, Rabbits and Rodents - Clinical Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 260-281.
- 70 - STEIN S, WALSHAW S. (1996) Rabbits. In LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 183-217.
- 71 - STRAKE JG, DAVIS LA, LAREGINA M, BOSCHERT KR. (1996) Chinchillas. In LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 151-181.
- 72 - SUEDEMEYER WK, JOHNSON-DELANEY CA, CAMPBELL TW. (2000) Head tilt in Rabbits. *Exotic Pet Practice*, **5**, 3-5.
- 73 - SUTTER C, MULLER-DOBLIES U, HATT JM, DEPLAZES P. (2001) Prevention and treatment of Encephalitozoon cuniculi infection in rabbits with fenbendazole. *Vet. Record*, **148**, 478-480.
- 74 - SWINDLE MM., SHEALY PM. (1996) Common surgical procedures in rodents and rabbits. In LABER-LAIRD K, SWINDLE MM, FLECKNELL P. *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. Oxford, England : Elsevier Science Ltd, 239-254.
- 75 - TOFT JD. (1992) Commonly observed spontaneous neoplasms in Rabbits, Rats, Guinea Pigs, Hamsters, and Gerbils. *Semin. Avian Exotic Pet Med.*, **1**, 80-92.
- 76 - VAUDESCAT D. (1993) *Contribution à l'étude de la pathologie spontanée du cobaye*. Thèse Méd. Vét., Toulouse, n°40, 146 pp.
- 77 - VISTICOT ME. (2002) *Un NAC : l'Octodon, Octodon degus*. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°99, 180 pp.

78 – VIDAL (2001) *Le dictionnaire VIDAL® 2001*, 77^{ème} édition, Edition Le Vidal®.

79 - WALLACH JD, BOEVER WJ. (1983) *Diseases of Exotic Animals : Medical and Surgical Management*. Philadelphia : WB Saunders.

80 - Long Beach Animal Hospital – Rabbit X-Rays [en-ligne]. Mise à jour en 2002, [http://www.lbah.com/Rabbits/rabbit_x-rays.htm], (consulté le 25 avril 2003).

81 – Photographies de l'auteur.

82 – Photographies issues du site [<http://www.photos-animaux.com>].

83 – Axiom Veterinary Laboratory Ltd [en-ligne]. Mise à jour en septembre 2002, [<http://www.axiomvetlab.co.uk/AS%2042QM.html>], (consulté le 28 avril 2003).

LES URGENCES CHEZ LE LAPIN ET LES RONGEURS DE COMPAGNIE

NOM et Prénom : COMBARET Sandrine

Résumé :

Cette étude porte sur la prise en charge, dans un contexte d'urgence médicale, du lapin et des rongeurs de compagnie les plus courants : cobaye, chinchilla, octodon, chien de prairie, gerbille, hamster, rat, souris, écureuil de Corée. Dans un premier temps, les principales caractéristiques biologiques et cliniques de ces espèces sont rappelées sous la forme de fiches techniques. Puis les motifs de consultation en urgence de ces animaux sont passés en revue, avec leur diagnostic différentiel, les examens complémentaires à mettre en œuvre et leurs modalités immédiates de prise en charge. Enfin, l'auteur expose les différents éléments indispensables à la gestion des cas présentés en urgence, notamment la réhydratation, le support nutritionnel, les traitements et leur administration, ainsi que les techniques de prélèvement.

Mots clés : NAC, lapin, rongeurs, cobaye, chinchilla, octodon, chien de prairie, gerbille, hamster, rat, souris, écureuil de Corée, urgences, diagnostic, maladies, thérapeutique.

JURY :

Président : Pr.

Directeur : Dr Bruno POLACK

Assesseur : Dr Pascal ARNÉ

Adresse de l'auteur :

Mlle COMBARET Sandrine
2 rue des Charmes
91220 BRÉTIGNY-SUR-ORGE

EMERGENCY AND CRITICAL CARE OF RABBIT AND RODENT PETS

Sandrine COMBARET

Abstract :

This study deals with emergency and critical care practices for rabbit and common rodent pets, including guinea pigs, chinchillas, degus, prairie dogs, gerbils, hamsters, rats, mice, and chipmunks. Following a series of data sheets which outline each species' biological and clinical characteristics, the presenting signs of critically ill rabbits and rodents are reviewed and their differential diagnoses given. Relevant diagnostic tests and appropriate methods of treatment are suggested. Finally, essential emergency procedures are explained, in particular fluid therapy, nutritional support, and other therapeutic treatment as well as diagnostic sampling techniques.

Keywords : exotic pets, rabbit, rodents, guinea pig, chinchilla, degu, prairie dog, gerbil, hamster, rat, mouse, chipmunk, critical care, diagnosis, diseases, therapeutics plan.

DISSERTATION BOARD MEMBERS :

President : Prof.

Director : Dr. Bruno POLACK

Assessor : Dr. Pascal ARNÉ

Author's address:

Ms Sandrine COMBARET
2 rue des Charmes
91220 BRÉTIGNY-SUR-ORGE
FRANCE