

ANNEE 2004

**ELEVAGE ET REPRODUCTION DES RONGEURS
MYOMORPHES DOMESTIQUES EN FRANCE**

THESE

pour le

DOCTORAT VETERINAIRE

présentée et soutenue publiquement
devant

LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL

le

par

Gersende-Morgane, Stéphanie DOUMERC

née le 05 décembre 1979 à Nantes (Loire-Atlantique)

JURY

Président : M.
Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil

Membres

Directeur : Dr FONTBONNE

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

Assesseur : Dr ARNE

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

ELEVAGE ET REPRODUCTION DES RONGEURS MYOMORPHES DOMESTIQUES EN FRANCE

NOM et Prénom : DOUMERC Gersende-Morgane

RESUME :

Les Nouveaux Animaux de Compagnie représente en France les deux tiers de la population des animaux de compagnie. La SOFRES a estimé qu'en 2000 5% des foyers possédait au moins un rongeur ou lagomorphe et en 2003 le taux de possession s'élevait à 6,2% avec 4,1 millions d'animaux.

Cette étude présente les rongeurs myomorphes domestiques (rats, souris, hamsters dorés, chinois et nains et gerbilles), donne les bases de leur élevage et présente des moyens pour l'optimiser. Les points abordés sont le logement et les normes environnementales, l'alimentation, la reproduction et quelques aspects de génétique (détermination génétique des robes et principales maladies génétiques).

Chaque espèce présente ses spécificités indispensables à connaître pour un éleveur. Les élevages difficiles à mettre en place sont ceux du hamster chinois, du hamster de Roborovski et du hamster doré et sont donc réservés aux éleveurs confirmés.

Mots-clés : rongeur, myomorphe, élevage, logement, alimentation, reproduction, génétique, bien-être, rat, souris, hamster, gerbille.

JURY :

Président : Pr

Directeur : Dr FONTBONNE

Assesseur : Dr ARNE

Adresse de l'auteur :

Melle Gersende-Morgane DOUMERC

157 allée de la Clairière

91190 Gif-sur-Yvette.

REPRODUCTION AND BREEDING TECHNIQUES FOR DOMESTIC MYOMORPH RODENTS IN FRANCE

NAME and Surname : DOUMERC Gersende Morgane

SUMMARY :

Exotics animals represent two thirds of the pets in France and the market is growing rapidly. SOFRES estimated that 5% of French homes possessed at least one rodent or lagomorph in 2000 and 6.2% in 2003 with a population of 4.1 millions pets.

My thesis covers all aspects of breeding such as husbandry, nutrition, reproduction and genetics for the myomorph rodents : rats, mice, gerbils and hamsters (Golden, Chinese, Russian, Siberian and Roborovski). Moreover, my work presents some solutions for the most common problems that a breeder can encounter and is aimed to be as practicable as possible. Each species has some specificities that a breeder should know about in order to be successful in breeding. Moreover, some rodent pets are difficult to breed (in order of difficulty : Chinese hamsters more difficult than Roborovski hamsters which are more difficult than Golden hamsters) and are reserved to experienced breeders.

Key-words : rodents, myomorph, breeding, husbandry, nutrition, reproduction, genetics, welfare, rat, mouse, hamster, gerbil.

JURY :

President : Pr

Director : Dr FONTBONNE

Assessor : Dr ARNE

Author's Address :

Miss Gersende-Morgane DOUMERC

157 allée de la Clairière

91190 Gif-surYvette

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier un certain nombre de personnes. Tout d'abord, je pense à mes êtres chers qui sont ma famille : ma mère, Annick, mes grand-mères, Linette et Mamie, ma grande sœur Aurélie qui s'est vue affublée de nombreux surnoms plus rocamboliques les uns que les autres, mon frère Ghislain (ou Gis pour les intimes) qui a bien tenté à plusieurs reprises de me faire arrêter le piano en utilisant des moyens dont certains étaient douteux et avec qui j'ai appris que le père Noël n'existait pas un soir où nous avions décidé d'espionner de la mezzanine ce fabuleux personnage... Juste après je pense à mon ami Alban qui m'accompagne depuis quelques années, ce qui représente cependant une partie non négligeable de ma courte vie et qui m'a fait connaître le monde fabuleux des Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC) en m'offrant ma première ratte, Perlounette...
Merci à ma grande amie Justine avec qui j'ai passé mes premières nuits de solitude à tenter d'exercer la fabuleuse profession de vétérinaire et appris à manier la plume de diverses manières !

Ensuite, je tiens à remercier le Professeur Fontbonne, directeur de la thèse, qui m'a proposé ce sujet et aidé à maintes reprises au cours de son élaboration, Monsieur Arné qui a accepté d'être mon assesseur de thèse sans hésiter.

Merci à tous les éleveurs qui ont coopéré à ce travail et partagent leur expérience avec les internautes. Merci tout particulièrement à Mademoiselle Pamela Lefranc éleveur amateur de rats et autres animaux en France et Hélène, responsable de l'association Rattus Quebecus, qui ont passé toutes deux beaucoup de leur temps personnel pour me procurer des renseignements et des photos de qualité. Merci aux personnes de l'association Ratibus qui ont organisé la première exposition de rats en France qui a réuni plus de 180 personnes ! Merci à Julian Baker, éleveur de gerbilles faisant partie du National Council of Gerbils au Royaume-Uni. Merci à tous les autres que je ne cite pas ici.

Merci aux Docteurs Boussarie et Quinton qui m'ont appris à leurs côtés ou grâce à leurs publications quasiment tout ce que je sais sur la médecine et la chirurgie des NAC.
Merci à tous les autres vétérinaires, français ou étrangers, qui sont passionnés par les NAC et ouvrent petit à petit le monde des NAC à la profession vétérinaire.

Merci à tous mes animaux, présents ou disparus, Kelly, Oeden, Orcades, Océane, Perle, Ally et Owen. Merci à tous les autres, chevaux, chiens, rats..., qui ont croisé mon chemin et ont renforcé ma passion : Ratigan, Gothica, Rocco, Stella, Bidule, Clip, Phustanelle, le beau Kalidad, la blanche Jésabelle, la douce Vanilla, le fougueux Vicky, mon Darling et tous les autres.

*A mon père disparu qui me manque tous les jours et
que j'aime de tout mon cœur.*

SOMMAIRE

<i>SOMMAIRE</i>	1
<i>Liste des figures, tableaux et encadrés</i>	9
Liste des tableaux	9
Liste des figures	10
Liste des encadrés.....	10
<i>Introduction</i>	13
<i>Première partie</i>	14
<i>Définition de l'espèce souris</i>	19
1.1. Classification.....	19
1.2. Paramètres zoologiques	19
1.2.1. Taille.....	19
1.2.2. Poids vif adulte.....	20
1.2.3. Formule dentaire	20
1.2.4. Caractéristiques morphologiques	20
1.3.1. Espérance de vie/ longévité.....	21
1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque	21
1.3.3. Température corporelle	21
1.3.4. Production quotidienne d'urine et de fèces.....	21
<i>Définition de l'espèce rat</i>	23
1.1. Classification.....	23
1.2. Paramètres zoologiques	23
1.2.1. Taille.....	23
1.2.2. Poids vif adulte.....	24
1.2.3. Formule dentaire	24
1.2.4. Caractéristiques morphologiques	24
1.3. Paramètres physiologiques.....	25
1.3.1. Espérance de vie et âge à la sénescence.....	25
1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque	26
1.3.3. Température corporelle	26
1.3.4. Production quotidienne d'urine et de fèces.....	26
<i>Élevage des souris et des rats</i>	27
1. Le logement	27
1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage	27
1.2. L'enrichissement de l'environnement : matériel de nid, accessoires et limites	28
1.2.1. Les accessoires de jeu	28
1.2.2. Le matériel de construction d'un nid	28
1.2.3. Limite de l'enrichissement physique du milieu face à l'enrichissement social	28
1.2.4. Les signes d'un environnement pauvre	28

1.3. La litière	29
1.4. Entretien	29
1.4.1. Le nettoyage.....	29
1.4.2. La désinfection	30
1.5. Environnement	30
1.5.1. La température	30
1.5.2. L'humidité.....	31
1.5.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation	31
1.5.4. L'éclairage.....	32
1.5.5. La densité animale	33
1.5.6. L'ambiance et le bruit.....	33
2. L' Alimentation et la boisson	34
2.1. L'alimentation.....	34
2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques	34
2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive	35
2.1.3. Souris et rats adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et souriceaux sevrés en croissance .	35
2.1.4. Alimentation pratique	41
2.1.5. Souriceaux et ratons orphelins	43
2.2. La boisson	45
2.2.1. Comportement dipsique et besoin en eau	45
2.2.2. Nature de l'eau	46
2.2.3. Accessoires pour la boisson et entretien	46
3. La reproduction des souris et des rats	46
3.1. Rappels de physiologie sexuelle	46
3.1.1. La puberté.....	46
3.1.2. La fertilité du mâle et de la femelle	49
3.1.3. Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus	50
3.1.4. Synchronisation des chaleurs.....	55
3.1.5. Quelques notions importantes sur la fécondation	55
3.1.6. L'infertilité en élevage	55
3.2. La copulation	56
3.2.1. Choix des reproducteurs	56
3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum.	56
3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement.....	59
3.3. La gestation	60
3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons	60
3.3.2. Durée d'une gestation, cas particuliers de l'effet de Bruce et de la gestation retardée	61
3.3.3. Diagnostic de gestation	62
3.3.4. Taille des portées	65
3.3.5. Cas de plusieurs femelles gestantes	67
3.3.6. Cas de la pseudo-gestation (effet Lee Boot)	67
3.3.7. Conduite à tenir face à une femelle gestante.....	68
3.4. La mise bas	69
3.4.1. Signes avant coureurs	69
3.4.2. Durée, moment et déroulement	69
3.5. Les nouveau-nés	73
3.5.1. Développement normal des souriceaux et des ratons	73
3.5.2. Distinction entre mâle et femelle (sexage).....	76
3.5.3. Comportement maternel et interactions nouveau-nés / mère	76
3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir	78
3.5.5. Les orphelins : que faire ?.....	79
3.6. Techniques de reproduction assistée	80
3.6.1. Insémination artificielle	80
3.6.2. Transfert d'embryons	81
3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire	83
3.7.1. Stérilisation des mâles	83
3.7.2. Stérilisation des femelles.....	85

4. Systèmes et modes d'élevage	87
4.1. Les systèmes d'élevage	87
4.2. Les modes d'élevage	87
4.2.1. Le couple monogame	87
4.2.2. Le harem	88
4.2.3. La rotation	88
5. Quelques aspects sur la génétique du rat et de la souris	89
5.1. La génétique des robes	89
5.1.1. Rappels sur la mélanogenèse	89
5.1.2. Détermination génétique de quelques robes de la souris	90
5.1.3. Détermination génétique de quelques robes du rat	94
5.2. Maladies héréditaires principales	101

Deuxième partie 97

Définition des cinq espèces de hamsters domestiques..... 105

1.1. Classification	105
1.2. Paramètres zoologiques	106
1.2.1. Taille et poids vif	106
1.2.2. Dentition	106
1.2.3. Caractéristiques morphologiques	106
1.2.3.1. Caractéristiques générales	106
1.2.3.2. Caractéristiques spécifiques	107
1.2.4. Diagnose d'espèces de hamsters : taille, morphologie globale et pelage	108
1.2.4.1. Le hamster doré	108
1.2.4.2. Le hamster chinois	108
1.2.4.3. Les hamsters nains	108
1.2.4.3. Les hamsters nains	109
1.3. Paramètres physiologiques	109
1.3. Paramètres physiologiques	110
1.3.1. Espérance de vie et âge à la sénescence	110
1.3.1.1. Le hamster doré	110
1.3.1.2. Le hamster chinois	110
1.3.1.3. Les hamsters nains	110
1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque et température corporelle	110
1.3.3. Production quotidienne d'urine et de fèces	111

Elevage des hamsters domestiques..... 113

1. Le logement	113
1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage	113
1.1.1. Hamster doré et hamster chinois	113
1.1.2. Hamsters nains	113
1.2. La densité animale dépend de la sociabilité des hamsters	113
1.2.1. Le hamster doré et le hamster chinois : des hamsters solitaires	113
1.2.2. Les hamsters nains : des hamsters sociaux	114
1.3. L'enrichissement de l'environnement : matériel de nid, accessoires et limites	115
1.3.1. Le matériel de construction d'un nid	115
1.3.2. Les accessoires de jeu	115
1.3.3. Avantages et limites	116
1.4. La litière et la cage	116
1.4.1. Choix de la cage	116
1.4.2. Choix de la litière	116

1.5. Entretien	117
1.5.1. Le nettoyage.....	117
1.5.2. La désinfection.....	117
1.6. Environnement	117
1.6.1. La température	117
1.6.2. L'humidité	117
1.6.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation.....	117
1.6.4. L'éclairage.....	118
1.6.5. L'ambiance et le bruit	118
1.7. L'hibernation et la torpeur	118
2. L'alimentation et la boisson	119
2.1. L'alimentation.....	119
2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques	119
2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive	119
2.1.3. Hamsters adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et souriceaux sevrés en croissance.....	120
2.1.4. Alimentation pratique	122
2.2. La boisson	124
2.2.1. Besoin en eau	124
2.2.3. Nature de l'eau, abreuvoirs et entretien.....	124
3. La reproduction des hamsters.....	124
3.1. Rappels de physiologie sexuelle	124
3.1.1. La puberté.....	124
3.1.2. La photopériode et la reproduction : cycle annuel	126
3.1.3. La fertilité du mâle et de la femelle	127
3.1.4. Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus.....	128
3.1.5. Synchronisation des chaleurs.....	131
3.1.6. L'infertilité en élevage	131
3.1.7. Quelques notions importantes sur la fécondation	132
3.2. La copulation	132
3.2.1. Choix des reproducteurs	132
3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum. ..	133
3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement	135
3.3. La gestation	136
3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons	136
3.3.2. Durée d'une gestation et cas particulier de la gestation retardée.....	136
3.3.3. Diagnostic de gestation	137
3.3.4. Taille des portées et néomortalité	139
3.3.5. Conduite à tenir face à une femelle gestante.....	143
3.4. La mise bas	143
3.4.1. Signes avant coureurs	143
3.4.2. Durée, moment et déroulement.....	143
3.4.3. Conduite à tenir face à une femelle prête à mettre bas.....	144
3.5. Les nouveau- nés.....	144
3.5.1. Développement normal des hamsters	144
3.5.2. Sexage.....	149
3.5.3. Comportement maternel et paternel et interactions nouveau-nés / mère	151
3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir.....	152
3.5.5. Les orphelins : que faire ?	153
3.6. Techniques de reproduction assistée	153
3.6.1. La récolte du sperme	153
3.6.2. Technique pour provoquer une super ovulation	153
3.6.3. La récolte des œufs	154
3.6.4. La conservation et la culture des embryons in vitro.....	154
3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire	154
3.7.1. Stérilisation des mâles	154
3.7.2. Stérilisation des femelles	155

4. Systemes et modes d' eleavage	155
4.1. Les systèmes d'élevage.....	155
4.2. Les modes d'élevage.....	155
4.2.1. Description des différents modes d'élevage utilisables chez les hamsters	155
4.2.2. Choix du mode d'élevage en fonction de l'espèce des hamsters	156
5. Quelques aspects sur la génétique du hamster	158
5.1. La génétique des robes	158
5.1.1. Détermination génétique de quelques robes du hamster doré.....	158
5.1.2. Détermination génétique de quelques robes du hamster chinois.....	162
5.1.3. Détermination génétique de quelques robes du hamster russe.....	162
5.1.4. Détermination génétique de quelques robes du hamster sibérien	163
5.2. Maladies héréditaires principales	164
5.2.1. Chez le hamster doré	164
5.2.2. Chez le hamster chinois	164

Présentation de la gerbille..... 165

1. Classification.....	165
2. Paramètres zoologiques.....	165
2.1. Taille et poids vif	165
2.1.1. Longueur du corps et de la queue	165
2.1.2. Poids	166
2.2. Dentition	166
3. Paramètres morphologiques	166
4. Comportement des gerbilles à l'état sauvage.....	167
5. Paramètres physiologiques.....	167
5.1. Espérance de vie et âge à la sénescence	167
5.2. Quelques éléments de physiologie en chiffres	167
5.3. Quantité d'urines et fèces produites quotidiennement.....	167

Elevage de la gerbille..... 169

1. Le logement.....	169
1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage.....	169
1.2. L'enrichissement de l'environnement : sorties, matériel de nid et accessoires.....	157
1.2.1. Présence d'un nid et de matériel de construction	169
1.2.2. Les accessoires de jeu	169
1.2.3. Les sorties à l'extérieur de la cage.....	170
1.2.4. Les signes d'un environnement pauvre	170
1.3. La litière	170
1.3.1. Choix de la litière pour les gerbilles	170
1.3.2. Fréquence de changement de la litière.....	171
1.4. Le bac à sable	171
1.5. Entretien	171
1.6. Environnement	171
1.6.1. La température.....	172
1.6.2. L'humidité.....	172
1.6.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation.....	172
1.6.4. L'éclairage.....	172
1.6.5. La densité animale	173
1.6.6. L' ambiance et le bruit.....	173
2. L' alimentation et la boisson	174
2.1. L'alimentation.....	174

2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques	174
2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive	174
2.1.3. Gerbilles adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et en croissance	174
2.1.4. Alimentation pratique	177
2.1.5. Orphelins	178
2.2. La boisson	178
2.2.1. Comportement dipsique et besoin en eau	178
2.2.2. Nature de l'eau	179
2.2.3. Accessoires pour la boisson et entretien	179
3. La reproduction des gerbilles	179
3.1. Rappels de physiologie sexuelle	179
3.1.1. La puberté	179
3.1.2. La fertilité et l'infertilité du mâle et de la femelle	181
3.1.3. Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus	182
3.1.4. Quelques notions importantes sur la fécondation	184
3.2. La copulation	184
3.2.1. Choix des reproducteurs	184
3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum. ..	185
3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement.....	186
3.3. La gestation	187
3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons	187
3.3.2. Durée d'une gestation, cas particulier de la gestation retardée.....	187
3.3.3. Diagnostic de gestation	188
3.3.4. Taille des portées : fonction de la prolificité des parents, d'une éventuelle mortalité embryonnaire, d'un avortement ou de néomortalité	189
3.3.5. Cas de la pseudo-gestation (effet Lee Boot)	190
3.3.6. Conduite à tenir face à une femelle gestante.....	191
3.4. La mise bas	191
3.4.1. Signes avant coureurs et détermination du moment de la parturition	191
3.4.2. Durée, moment et déroulement	191
3.4.3. Conduite à tenir face à une femelle prête à mettre bas.....	192
3.5. Les nouveaux- nés	192
3.5.2. Distinction entre mâle et femelle (sexage)	196
3.5.3. Comportement maternel, parental et interactions nouveau-nés / mère	197
3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir.....	198
3.5.5. Les orphelins : que faire ?	199
3.6. Techniques de reproduction assistée : l'insémination artificielle	199
3.6.1. La récolte du sperme.....	199
3.6.2. La préparation de la femelle	199
3.6.3. L'insémination : méthode chirurgicale.....	200
3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire	200
4. Systemes et modes d' elevage	202
5. Quelques aspects sur la génétique de la gerbille	202
5.1. La génétique des robes	202
5.1.1. Gènes responsables de la couleur du pelage	202
5.1.2. Gènes responsables de tâches blanches	205
5.1.3. Gènes responsables du type de poils.....	206
5.1.4. Gènes incriminés dans le phénotype "gerbille nue"	206
5.1.5. Gènes de pigmentation et performances zootechniques	206
5.2. Maladie héréditaire principale : l'épilepsie.....	206

Conclusion..... 209

Discussion..... 211

<i>Annexes</i>	213
Annexe 1 : liste des aliments que l'on peut utiliser en rationnement ménager chez les Myomorphes.....	215
Annexe 2 : photographies de quelques robes chez les différentes espèces étudiées de rongeurs domestiques.....	219
1. Les rats	221
1.1. Les variétés agoutis.....	221
1.2. Les variétés de couleurs simples.....	223
1.3. Les variétés bleues.....	227
1.4. Les variétés himalayenne et siamoise.....	229
1.5. Les variétés de rats nus.....	231
1.6. Les variétés de patron.....	233
1.7. Les autres variétés : oreilles et yeux.....	235
2. Les souris	237
3. Les hamsters	239
3.1. Le hamster doré.....	239
3.2. Le hamster russe.....	243
3.3. Le hamster de Roborovski.....	245
4. Les gerbilles	247
4.1. Les variétés de gerbilles unicolores.....	247
4.2. Les variétés avec du blanc : spotted, patched, pied, mosaïque.....	249
Annexe 3 : conduite de l'élevage : local de quarantaine, identification et transport des animaux.....	253
1. Les locaux à fonction particulière et la quarantaine.....	253
2. L'identification des animaux.....	253
3. Le transport des animaux.....	254
Annexe 4 : zoonoses transmises par les rongeurs domestiques et risque allergique.....	255
1. Les zoonoses majeures du rat et de la souris	255
1.1. Les zoonoses parasitaires dues à des acariens.....	255
1.2. Les zoonoses parasitaires internes.....	255
1.3. Les zoonoses fongiques.....	255
1.4. Les zoonoses bactériennes.....	255
1.5. Les zoonoses virales.....	256
2. L'allergie humaine développée au contact des rats et des souris	256
3. Les zoonoses transmises par les hamsters et le risque allergique.....	257
3.1. Les zoonoses majeures.....	257
3.2. L'allergie humaine développée au contact des hamsters et des gerbilles.....	259
Annexe 5 : protocoles analgésiques chez les Myomorphes.....	261
Annexe 6 : protocoles anesthésiques utilisables chez les Myomorphes	263
<i>Bibliographie</i>	265

Liste des figures, tableaux et encadrés

LISTE DES TABLEAUX

- Tableau I : calcul du Besoin Energétique des souris et des rats selon leurs statuts physiologiques.
- Tableau II : recommandations alimentaires chez le rat avec une DE comprise entre 3800 et 4100 kcal EM/ kg d'aliment et une humidité d'environ 10%.
- Tableau III : recommandations alimentaires chez la souris avec une DE comprise entre 3800 et 4100 kcal EM/ kg d'aliment et une humidité d'environ 10%.
- Tableau IV : paramètres indiquant la puberté chez les souris et les rattes.
- Tableau V : paramètres indiquant la puberté chez les souris et rats mâles.
- Tableau VI : les quatre phases du cycle de la souris et de la ratte et leurs caractéristiques anatomiques.
- Tableau VII : causes majeures de mortalité embryonnaire chez le rat et la souris.
- Tableau VIII : performances de reproduction en fonction du rang de portée et de l'âge des souris femelles.
- Tableau IX : taille moyenne d'une portée et pourcentages des anomalies en fonction de la parité des souris femelles.
- Tableau X : caractéristiques morphologiques et générales lors du développement normal d'un souriceau et d'un raton de sa naissance à l'âge de 6 semaines.
- Tableau XI : avantages et inconvénients des différents modes d'élevage des souris.
- Tableau XII : génotypes des robes chocolat et cannelle chez le rat.
- Tableau XIII : génotypes des robes siamois, himalayen et leurs dérivés, chez le rat.
- Tableau XIV : génotypes des phénotypes bleus et leurs dérivés, chez le rat.
- Tableau XV : génotypes des robes noire, bleu (américain), café et lavande, chez le rat.
- Tableau XVI : génotypes des différentes robes déclinant la couleur fauve jusqu'au beige, chez le rat.
- Tableau XVII : génotypes de quelques robes silver chez le rat.
- Tableau XVIII : génotypes des robes déterminées par le locus Sand (Sd) chez le rat.
- Tableau XIX : gétails et génotypes (si connus) des principaux patrons de robes chez le rat.
- Tableau XX : les glandes des flancs et ventrales chez les différents hamsters.
Localisation des glandes des flancs, face dorsale du hamster doré..
- Tableau XXI : paramètres biologiques généraux des hamsters.
- Tableau XXII : recommandations alimentaires chez les hamsters.
- Tableau XXIII : paramètres indiquant la puberté chez les hamsters femelles.
- Tableau XXIV : paramètres indiquant la puberté chez les hamsters mâles.
- Tableau XXV : les quatre phases du cycle du hamster doré et leurs caractéristiques anatomiques.

- Tableau XXVI : utilisation d'un calendrier hebdomadaire comme aide au planning d'accouplements chez les hamsters dorés
- Tableau XXVII : causes majeures de mortalité embryonnaire et d'avortement chez les hamsters.
- Tableau XXVIII : chronologie des principaux événements du développement des hamsters.
- Tableau XXIX : âge et poids vif minimal pour le sevrage des jeunes hamsters.
- Tableau XXX : liste des principaux allèles sauvages et mutants chez le hamster doré.
- Tableau XXXI : paramètres physiologiques chez la gerbille.
- Tableau XXXII : recommandations alimentaires de la gerbille.
- Tableau XXXIII : paramètres indiquant la puberté chez les femelles gerbilles.
- Tableau XXXIV : paramètres indiquant la puberté chez les gerbilles mâles.
- Tableau XXXV : les 4 phases simplifiées du cycle de la gerbille et leurs caractéristiques anatomiques et comportementales.
- Tableau XXXVI : caractéristiques morphologiques et générales lors du développement normal d'une gerbille de sa naissance au sevrage.
- Tableau XXXVII : récapitulatif des différents phénotypes reconnus chez les gerbilles avec leurs génotypes respectifs.
- Tableau XXXVIII : résultats du croisement entre une gerbille agouti doré et une autre agouti gris.
- Tableau XXXIX : résultats du croisement entre une gerbille tachetée et une autre non tachetée.
- Tableau XXXX : résultats du croisement entre deux gerbilles tachetées.

LISTE DES FIGURES

- Figure 1 : position des espèces de rongeurs étudiées dans la Systématique actuelle.
- Figure 2 : position de la souris domestique dans la Systématique.
- Figure 3 : topographie des mamelles chez la souris.
- Figure 4 : position du rat domestique dans la Systématique.
- Figure 5 : topographie des mamelles de la ratte (vue ventrale).
- Figure 6 : temps quotidien moyen passé hors du nid, notamment pour boire et manger chez la souris.
- Figure 7 : variation de la quantité quotidienne moyenne d'eau bue et d'aliment ingéré chez la souris en fin de gestation jusqu'au pic de lactation.
- Figure 8 : photographie montrant l'estomac d'un nouveau-né rempli de lait.
- Figure 9 : âge des rattes au moment de l'ouverture vaginale en fonction de leur poids vif.
- Figure 10 : forme du pénis du rat à sa naissance (V), la puberté (W) et l'âge adulte (U).
- Figure 11 : profil hormonal de la ratte au cours du cycle.
- Figure 12 : configuration du vagin distal de la ratte.
- Figure 13a : interprétation des frottis chez la ratte.
- Figure 13b : interprétation des frottis vaginaux chez la souris.
- Figure 14 : photographies de monte de rats.
- Figure 15 : aspect d'un coagulum de ratte in situ [CL] et isolé.
- Figure 16 : frottis vaginal d'une ratte après un coït avec visualisation des spermatozoïdes (S).
- Figure 17 : courbe de poids vif d'une souris gestante comparée à celle d'une souris non gestante.
- Figure 18 : distension abdominale d'une ratte à J18 à gauche et J21 à droite.

Figure 19 : photographies de deux rattes, à J21 à gauche et après la mise bas à droite.

Figure 20 : aspect radiographique des fœtus de souris entre J16 et J18.

Figure 21 : aspect de l'utérus en collier de perle et aspect d'un embryon de souris au treizième jour de gestation.

Figure 22 : durée de vie du corps jaune et de la pseudo-gestation (barres noires) par rapport à la durée de la gestation chez la ratte et la souris (barres ponctuées) en comparaison avec d'autres espèces (P = parturition) .

Figure 23 : photographies illustrant les principales étapes de la mise bas de la ratte.

Figure 24 : photographies de ratons nouveau-nés.

Figure 25 : comparaison des courbes de croissance de souris albinos mâles et femelles avec celles de ratons mâles et femelles.

Figure 26 : sexage des ratons nouveau-nés en fonction de la distance ano-génitale.

Figure 27 : évolution du poids du nid en fonction du statut physiologique de la souris.

Figure 28 : amélioration du comportement de retrieving avec l'expérience des souris.

Figure 29 : illustration du flushage de l'oviducte de ratte pour la récolte des œufs.

Figure 30 : illustration du flushage de l'utérus de ratte pour la récolte des œufs.

Figure 31 : anatomie de l'appareil reproducteur mâle du rat, vue de face (A) et vue de profil (B).

Figure 32 : anatomie de l'appareil reproducteur femelle de la souris.

Figure 33 : schématisation du système « rotation » simple.

Figure 34 : détail des poils agoutis.

Figure 35 : détail des poils et vibrisses rex (rats).

Figure 36 : position des espèces de hamsters domestiques dans la Systématique à l'heure actuelle.

Figure 37 : topographie des mamelles du hamster doré.

Figure 38 : photographies de hamsters dorés agouti doré à poils ras (type sauvage).

Figure 39 : photographie d'un hamster chinois.

Figure 40 : photographie d'un hamster de Roborovski.

Figure 41 : photographies de hamsters russes (à gauche) et de hamsters sibériens (à droite).

Figure 42 : profil hormonal au cours du cycle de la femelle du hamster.

Figure 43 : influence du statut physiologique de la femelle du hamster doré sur son activité locomotrice (roue).

Figure 44 : influence du numéro de portée de la femelle du hamster sibérien sur la taille de la portée.

Figure 45 : influence de la présence du père du hamster russe sur le mortalité néonatale.

Figure 46 : influence du numéro de portée (âge) et de la taille de la portée sur le taux de survie des petits chez la femelle du hamster sibérien.

Figure 47 : courbe de croissance d'un jeune hamster doré.

Figure 48 : courbe de croissance jusqu'à l'âge adulte d'un hamster doré.

Figure 49 : photographies illustrant le développement des hamsters dorés.

Figure 50 : schéma résumant les principaux éléments du sexage chez le hamster doré.

Figure 51 : schémas de l'appareil reproducteur mâle du hamster doré.

Figure 54 : courbe de croissance des gerbilles.

Figure 55 : sexage des gerbilles pubères avec la distance ano-génitale.

Figure 56 : schémas de l'appareil reproducteur mâle et femelle de la gerbille.

Figure 57 : exemple d'un croisement entre une gerbille agouti et une gerbille noire.

LISTE DES ENCADRES

Encadré 1 : la dominance chez les souris : organisation sociale et manifestations de la dominance.

Encadré 2 : réalisation pratique des frottis chez la ratte.

Encadré 3 : exemples de quelques croisements de hamsters avec les prévisions de la couleur des petits.

Encadré 4 : l'agressivité des egrilles, généralités et causes principales.

Introduction

Depuis quelques années, de nouveaux animaux sont arrivés dans les domiciles français en tant qu'animaux de compagnie. Ce sont les petits mammifères (furets, lapins et rongeurs), les oiseaux (exotiques ou non) et les reptiles (tortues, serpents et lézards). Malgré leur grande diversité, ils ont été regroupés pour former ce qu'on appelle les NAC (Nouveaux Animaux de Compagnie), sans doute parce qu'un grand nombre d'entre eux a connu un engouement auprès du grand public au cours de ces dix dernières années avec la mise en place de véritables filiales commerciales.

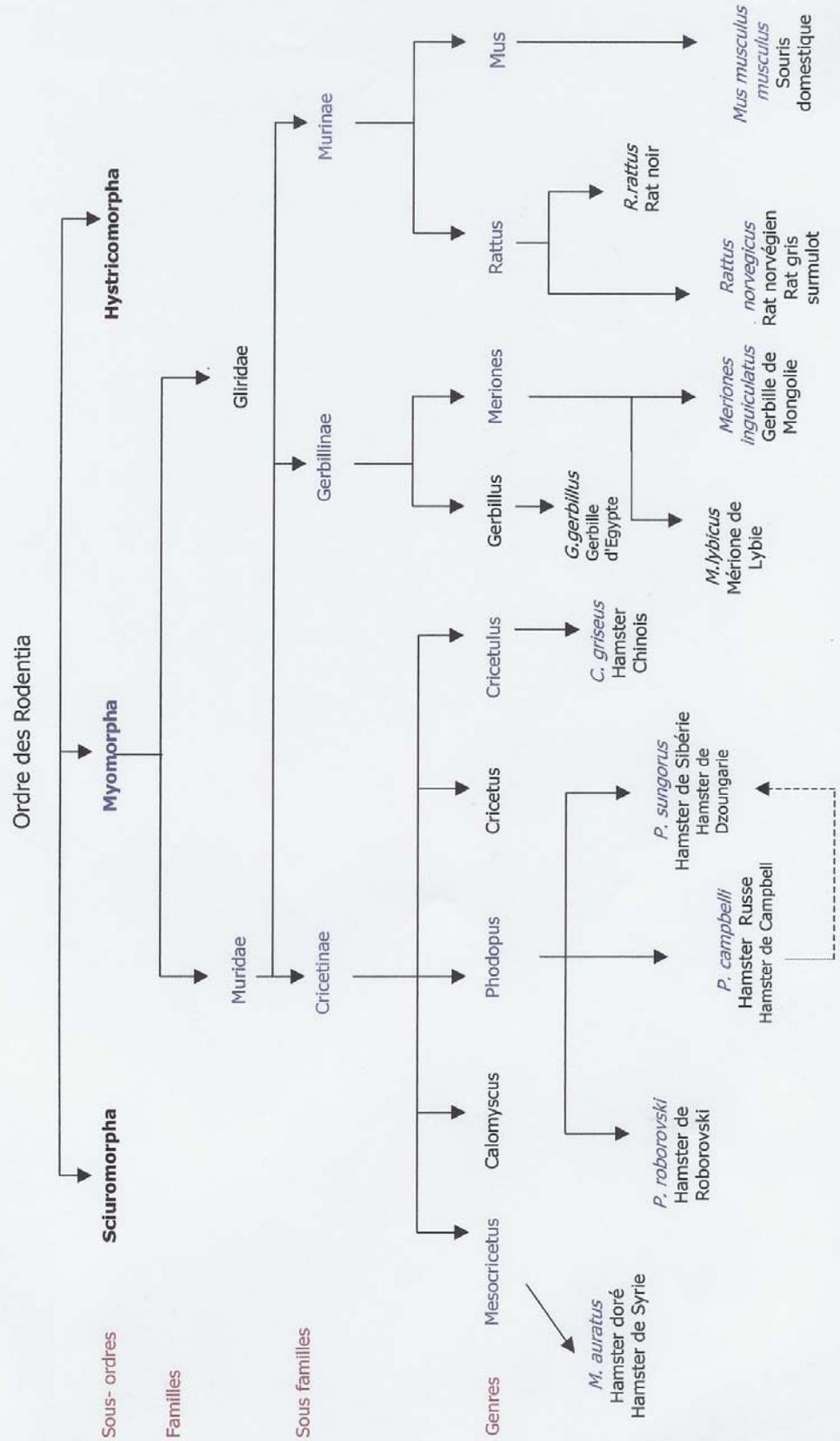
Mon travail consiste à présenter les divers aspects de l'élevage des rongeurs appartenant à la famille des Myomorphes (rats, souris, hamsters et gerbilles) en tant qu'animaux de compagnie. Il a pour but d'aider les personnes intéressées à mettre en place un élevage performant tout en respectant le bien être et les besoins des animaux et de fournir aux vétérinaires un outil pour ne pas se sentir démunis face aux éleveurs.

J'ai choisi d'organiser cet exposé en deux parties : la première traite des rats et des souris qui se ressemblent sur de nombreux points. Celle-ci sert de base à ma seconde partie relative aux gerbilles et aux hamsters (dorés, chinois, russes, sibériens et de Roborovski). Cette présentation permet d'une part de ne pas répéter des éléments communs qui pourraient alourdir la clarté de l'exposé et d'autre part de mettre en lumière les différences des gerbilles et des hamsters par rapport aux rats et aux souris qui sont les espèces les plus connues.

Dans chaque partie, les espèces sont dans un premier temps succinctement définies puis les divers aspects de l'élevage (logement, alimentation, reproduction, systèmes et modes d'élevage et enfin quelques aspects importants sur la génétique) sont présentés avec pour principal objectif d'apporter des conseils pratiques.

Enfin, de nombreuses informations sont apportées en annexes afin d'aérer ce travail (cf. annexe 4 sur les zoonoses et les risques allergiques) et de permettre aux lecteurs de différencier les informations les plus importantes, de celles qui m'apparaissent plus secondaires mais néanmoins pertinentes (exemple : annexe 3 « fiche pratique sur la conduite de l'élevage », traitant de la quarantaine et de l'identification des animaux).

Figure 1 : position des principaux rongeurs myomorphes dans la Systématique à l'heure actuelle[57].



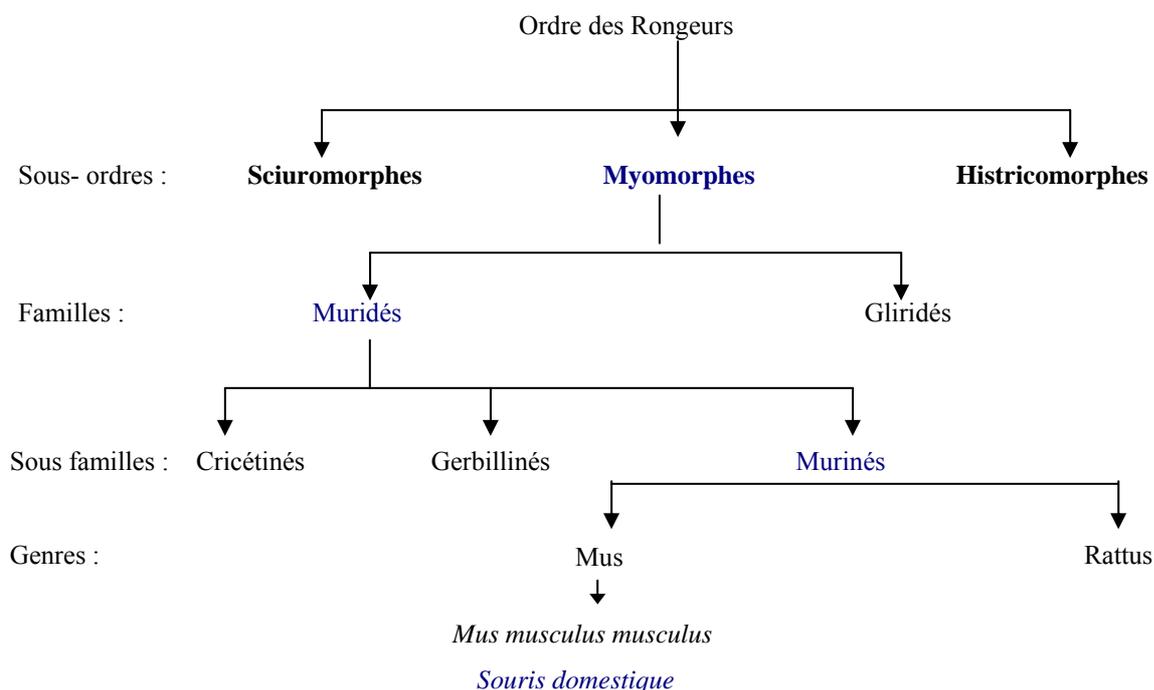
Première partie
Etude des rats et des souris

Définition de l'espèce souris

1.1. CLASSIFICATION

La souris domestique ou *Mus musculus musculus* fait partie de l'embranchement des vertébrés, la classe des Mammifères, l'ordre des Rongeurs, le sous- ordre des Myomorphes, la famille des muridés et la sous famille des murinés (cf. figures 1 et 2).

Figure 2 : position de la souris domestique dans la Systématique actuelle [57].



1.2. PARAMETRES ZOOLOGIQUES :

[34, 50, 57, 58, 75, 97, 125, 142, 146, 162, 163, 168]

1.2.1. Taille

Une souris mesure en moyenne 12 à 18 cm de long avec la queue. Celle-ci est de longueur quasiment égale à celle du corps (voire un peu plus longue). La taille adulte est à peu près atteinte à l'âge de 5 à 6 semaines mais la croissance ne se termine que vers l'âge de 6 mois. Les facteurs de variation sont : le génotype, le sexe (les mâles sont plus grands que les femelles), la souche, l'âge de la souris et des facteurs environnementaux tels que l'alimentation, le nombre d'animaux par cage et la température. Ces deux derniers facteurs ont un effet positif sur la prise alimentaire.

1.2.2. Poids vif adulte

Un mâle adulte pèse entre 20 et 40 grammes alors que la femelle pèse entre 25 et 40 grammes.

1.2.3. Formule dentaire

La formule dentaire de la souris est : I 1/1, C 0/0, P 0/0, M 3/3.

Les incisives sont hypsodontes (à racines ouvertes), c'est-à-dire qu'elles poussent continuellement. Elles présentent un émail orangé. Les incisives inférieures sont 3 fois plus longues que celles supérieures de façon physiologique car elles n'ont pas la même vitesse de croissance.

Leur usure les rend plus tranchantes. D'ailleurs, elles sont spécialisées pour ronger.

Les molaires sont brachyodontes (à racines fermées) et sont spécialisées dans le broyage.

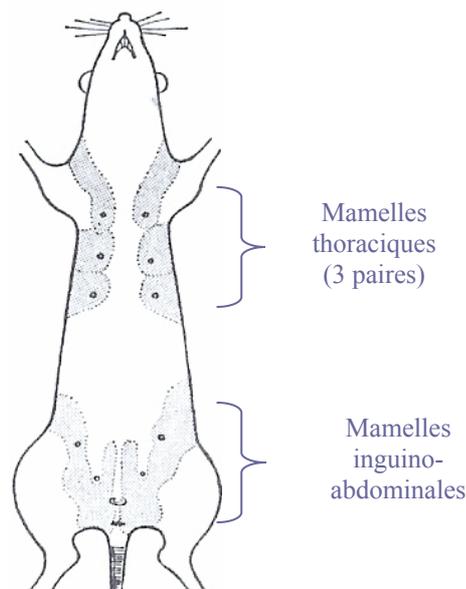
1.2.4. Caractéristiques morphologiques

Comme les rats, les souris ont 4 doigts aux membres antérieurs et 5 doigts aux membres postérieurs.

Le mâle comme la femelle possèdent 5 paires de mamelles. La présence de tétines surnuméraires est possible. Le tissu mammaire est très développé : il s'étend jusque dans la région du cou, des épaules, entre les cuisses, autour des organes génitaux et parfois jusqu'à la ligne du dos (cf. figure 3).

Bien que les souris sauvages soient de couleur agouti à ventre plus clair, il existe une grande variété de robes allant de l'albinos au noir. Ces robes sont détaillées dans le paragraphe 5.1.2. concernant la génétique de la pigmentation des souris (page 84).

Figure 3: topographie des mamelles chez la souris [97].



1.3. Paramètres physiologiques :

1.3.1. Espérance de vie- longévité [34, 75, 105, 125]

Une souris vit entre 12 à 36 mois soit 2 ans en moyenne. Cette variabilité dépend de facteurs génétiques et environnementaux. Les facteurs génétiques sont le sexe, la longévité de la souche, la prédisposition à développer des tumeurs et la présence de gènes mutants délétères. Les facteurs environnementaux sont l'alimentation, le nombre d'animaux par cage, le mode d'élevage et l'existence d'une infection sub-clinique.

1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque [45, 58, 100, 105, 117]

La fréquence respiratoire d'une souris adulte est comprise entre 91 et 216 mouvements par minute avec un volume courant de 0,15 mL par individu et un volume minute de 24 mL par minute.

Rappel : Volume courant = volume inspiré = volume expiré

Volume minute = volume courant X fréquence respiratoire.

La fréquence cardiaque s'élève de 427 à 697 battements par minute.

1.3.3. Température corporelle [45, 58, 100, 105, 117, 146, 162]

La température rectale d'une souris adulte est en moyenne égale à 37,1°C.

L'intervalle physiologique va de 36,5° à 38°C.

La souris ne peut pas haleter comme le fait le chien et ne possède de glandes sudoripares qu'entre les coussinets plantaires, rendant ce mécanisme de thermorégulation insuffisant. Aussi, elle utilise d'autres mécanismes pour abaisser sa température corporelle en cas de nécessité : d'une part elle peut adopter des comportements particuliers tels que s'enfouir dans des terriers où la chaleur est moindre et d'autre part utiliser des moyens physiologiques de thermorégulation tels que produire plus de salive et dilater de gros vaisseaux passant au niveau de zones glabres comme la queue, les oreilles et les coussinets plantaires.

1.3.4. Production quotidienne d'urine et de fèces[105, 162]

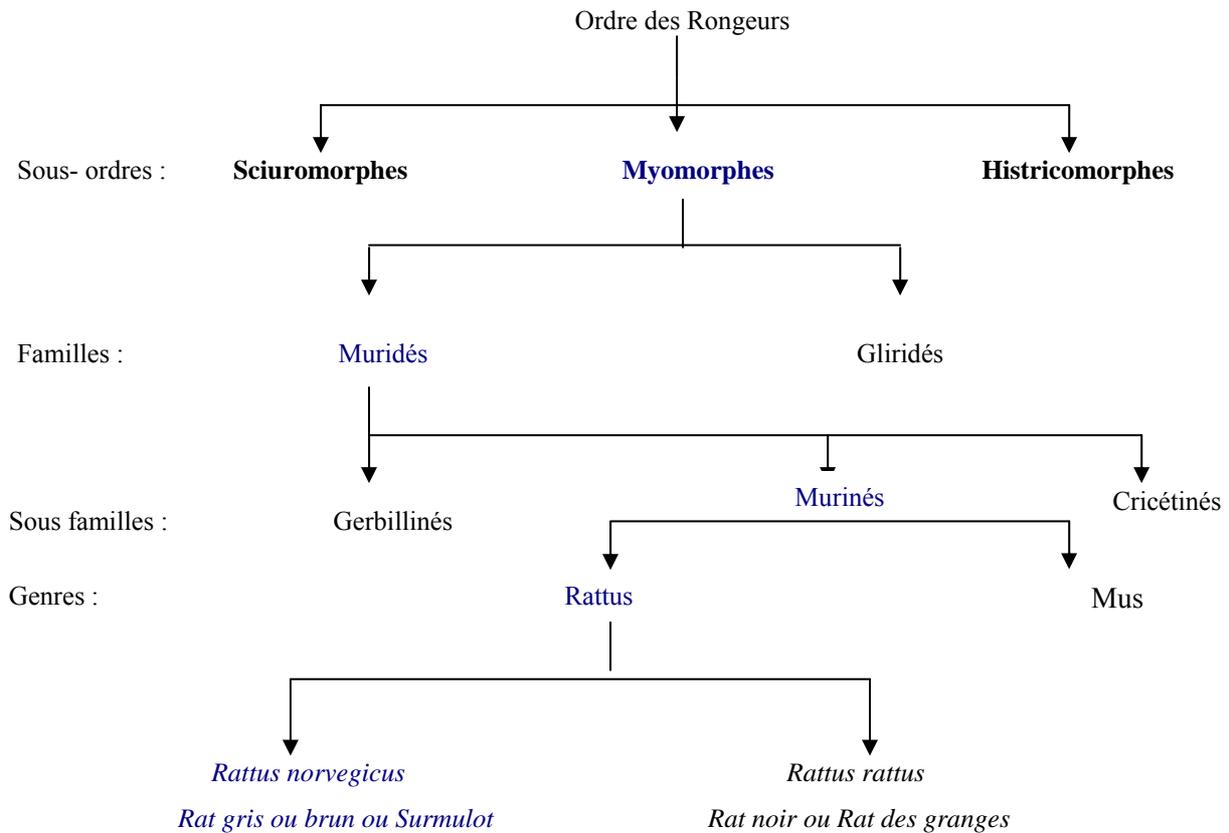
Une souris adulte produit en moyenne 0,5 à 2 mL d'urine et 1 à 1,5 grammes de fèces par jour selon les auteurs.

Définition de l'espèce rat

1.1. CLASSIFICATION

Le rat domestique ou *Rattus norvegicus* fait partie comme la souris de l'embranchement des Vertébrés, la classe des Mammifères, l'ordre des Rongeurs, le sous- ordre des Myomorphes, la famille des Muridés et la sous famille des Murinés (cf. figures 1 et 4).

Figure 4 : position du rat domestique dans la Systématique actuelle [57].



1.2. PARAMETRES ZOOLOGIQUES :

1.2.1. Taille [75, 105, 129, 161]

Un rat adulte mesure en moyenne 35 à 50 cm de long avec la queue. Celle-ci est, contrairement aux souris, discrètement plus courte que le corps et mesure entre 17 et 23 cm. Cependant, sa longueur ainsi que son aspect semblent être influencés par les conditions d'élevage lors de la croissance des animaux : la queue des rats élevés dans une pièce où la température ambiante est de 30° Celsius est plus longue et plus fine que celles des rats élevés à 10° Celsius. De même, ils ont des pavillons auriculaires plus grands, des pattes plus longues, un thorax plus étroit et un duvet moins important.

La taille adulte est à peu près atteinte à l'âge de 5 à 6 semaines mais la croissance ne se termine réellement que très tardivement, plus tard chez le mâle que chez la femelle. Par exemple, l'ossification des mâles ne s'achève que lors de leur deuxième année. Les facteurs de variation sont : le génotype, le sexe (les mâles sont plus grands que les femelles), la souche, l'âge et des facteurs environnementaux tels que l'alimentation, le nombre d'animaux par cage et la température. Ces deux derniers facteurs ont un effet positif sur la prise alimentaire.

1.2.2. Poids vif adulte [35, 58, 89, 124, 161, 168]

Un mâle adulte pèse entre 300 et 500 grammes alors que la femelle pèse entre 200 et 400 grammes. Certains individus obèses (génétiquement ou suralimentés) peuvent atteindre plus de 1 kilogramme.

1.2.3. Formule dentaire [45, 50, 58, 89, 105, 153, 161, 168]

La formule dentaire du rat est : I 1/1, C 0/0, P 0/0, M 3/3.

Les incisives sont hypsodontes et présentent un émail orangé. Les incisives inférieures sont 3 fois plus longues que celles supérieures de façon physiologique car elles n'ont pas la même vitesse de croissance : 2,2 mm par semaine pour les supérieures et 2,8 mm par semaine pour les inférieures. Leur usure les rend plus tranchantes. Elles sont spécialisées pour ronger.

Les molaires sont brachyodontes et sont spécialisées dans le broyage.

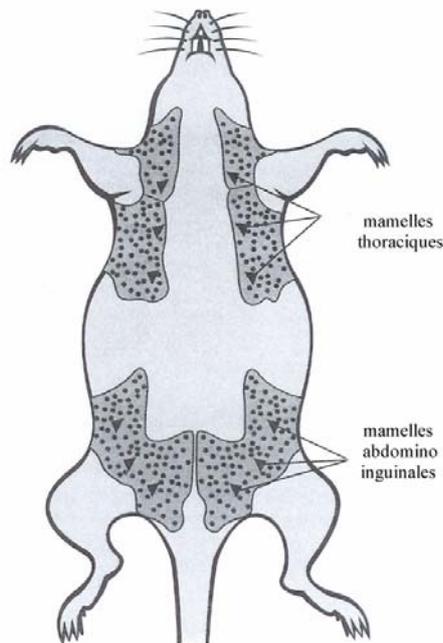
1.2.4. Caractéristiques morphologiques [33, 75, 89, 124, 130, 161, 168]

Comme les souris, les rats ont 4 doigts aux membres antérieurs et 5 doigts aux membres postérieurs.

Le mâle comme la femelle possèdent 6 paires de mamelles, 3 paires thoraciques et 3 paires abdomino-inguinales. La présence de tétines surnuméraires est possible. Le tissu mammaire est très développé : il s'étend jusque dans la région du cou, des épaules, entre les cuisses, autour des organes génitaux et parfois jusqu'à la ligne du dos, comme le montre la figure 5.

Bien que les rats sauvages soient de couleur agouti à ventre plus clair, il existe une grande variété de robes et de poils allant de l'albinos au noir, du poil satin au poil frisé voire sans poil et avec ou sans marques blanches. Ces robes sont détaillées dans le paragraphe 5.1.3. concernant la génétique de la pigmentation des rats (page 88).

Figure 5 : topographie des mamelles de la ratte (vue ventrale) [130].



1.3. PARAMETRES PHYSIOLOGIQUES :

1.3.1. Espérance de vie et âge à la sénescence [24, 26, 45, 58, 59, 75, 89, 105, 161, 168]

Un rat domestique vit entre 24 à 48 mois avec un record enregistré de 4 ans et 3 mois. Cette grande variabilité dépend de facteurs génétiques et environnementaux. Les facteurs génétiques sont :

- le sexe. Certaines études montrent que les rattes vivent plus longtemps que leurs congénères mâles. L'hypothèse principale est que les mâles seraient atteints plus tôt par les affections gériatriques telles que les maladies prostatiques, les ulcères gastriques et tumeurs de nature diverse.
- la longévité de la souche, notamment par une éventuelle prédisposition à développer des tumeurs (notamment des leucémies, tumeurs mammaires, pulmonaires ou de la rate). L'espérance de vie peut avoir jusqu'à 6 mois de différence selon les souches entre individus de même sexe et élevés dans les mêmes conditions.
- la présence de gènes mutants délétères.

Les facteurs environnementaux sont :

- l'alimentation. De nombreuses études ont montré qu'une suralimentation responsable d'un excès pondéral réduisait de façon significative l'espérance de vie des rats et à l'opposé qu'une restriction calorique raisonnée était bénéfique. La qualité de l'aliment semble aussi jouer sur la longévité.
- le nombre d'animaux par cage. Détenir un rat seul peut conduire celui-ci à un état de stress chronique (cf. paragraphe 1.5.5., page 26). A l'opposé, maintenir des animaux en trop grand nombre dans un espace insuffisant peut générer un mal-être d'où des agressions bien que moins fréquentes par rapport aux souris.

Tout ceci est lié à un mal-être qui s'auto entretient et augmente la susceptibilité des animaux aux infections. Le mieux consiste à les placer en petits groupes compatibles.

- le mode d'élevage et l'ambiance. Ces facteurs jouent aussi sur le stress des animaux.
- l'existence d'une infection sub-clinique, notamment la mycoplasmosse pulmonaire.
- du statut vierge ou reproductrice des femelles : il a été prouvé que pour certaines souches, les anciennes reproductrices vivaient moins longtemps que des femelles n'ayant jamais reproduit. Cependant, trop peu d'études ont été menées donc aucune généralisation ne peut actuellement être faite.

On parle de sénescence lorsqu' un rat atteint l'âge auquel 50% des individus ont survécu. Selon cette définition, un rat est dit "vieux" à partir de 30 mois en moyenne, âge relativement tardif compte tenu de l'espérance de vie. Cependant, à partir de cet âge, le taux de mortalité augmente de façon très rapide puisque seulement 10% des individus survivent vers l'âge de 37 à 39 mois.

1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque [26, 45, 58, 75, 105, 124, 162, 168]

La fréquence respiratoire d'un rat adulte est comprise entre 66 et 115 mouvements par minute (soit en moyenne 85 mpm) avec un volume courant compris entre 1,5 et 1,8 mL par individu (soit en moyenne 1,6 mL)

Rappel : Volume courant = volume inspiré = volume expiré

Volume minute = volume courant X fréquence respiratoire.

La fréquence cardiaque s'élève entre 250 et 500 battements par minute.

1.3.3. Température corporelle [26, 45, 75, 105, 162, 168]

La température rectale d'un rat adulte est en moyenne égale à 37,7°Celsius.

L'intervalle physiologique va de 36,5° à 39°C.

Le rat présente les mêmes particularités concernant les mécanismes de thermorégulation.

1.3.4. Production quotidienne d'urine et de fèces [26, 75, 105]

Un rat adulte produit en moyenne 5..5 mL d'urine/ 100 grammes de poids vif soit 10 à 23 mL par jour par adulte et 9 à 15 grammes de fèces par jour.

Elevage des souris et des rats

Il est important que les animaux puissent exprimer leurs comportements naturels tant pour leur bien être que pour leur santé et donc la productivité de l'élevage. Ces comportements sont d'ordre social, alimentaire et sexuel. Un bon rendement de l'élevage implique une bonne maîtrise des paramètres influençant ces comportements : le logement, l'alimentation et le système de reproduction.

1. LE LOGEMENT

1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage [7, 45, 58, 75, 81, 124, 129]

Les normes citées ci-dessous et dans le reste de l'exposé ont été établies dans le but d'assurer un bien-être aux animaux mais il n'existe à ce jour aucune norme minimale imposée par la réglementation pour les animaux domestiques. Ceci explique qu'il y ait de grandes différences dans la littérature. Le choix des normes citées a été basé sur deux points : l'ancienneté des références et la nature des animaux (laboratoire ou de compagnie). Ainsi, les références les plus récentes et/ ou celles concernant les animaux en tant qu'animaux de compagnie ont été privilégiées.

Pour les souris, les cages doivent mesurer au minimum 30 cm de long X 20 cm de large soit 600 cm² au sol pour un animal et 13 cm de haut. Un individu supplémentaire demande une augmentation de la surface au sol proportionnelle au poids des animaux.

Pour les rats adultes de format moyen, la surface minimale au sol est estimée à 50 cm de long X 30 cm de large soit 1500 cm² et la hauteur minimale est de 20 à 30 cm selon les auteurs. Cependant, pour un rat de grand format, une surface de 2500 cm² est souhaitable. Enfin, pour des jeunes rats en post sevrage, une hauteur de 15 cm est acceptable.

En fait, plusieurs facteurs entrent en compte :

- la détention en groupe ou individuelle sachant que la surface minimale par animal est supérieure dans le second cas car les rats vivant en groupe partagent certaines aires comme celles du repos, de l'alimentation et des déjections ;
- le poids et la taille des animaux ;
- l'âge des animaux puisque les vieux animaux sont moins actifs et utilisent moins l'espace disponible ;
- l'enrichissement du milieu.

Une fois apparus, les problèmes d'agressions entre mâles sexuellement matures dans un groupe (on parle de groupe socialement instable) ne se résolvent pas en augmentant les dimensions de la cage. La solution consiste à diviser le groupe en petits groupes compatibles c'est-à-dire exempts d'agression.

Chez les souris et les rats de laboratoire, des études ont permis d'évaluer la surface minimale au sol de la cage en tenant compte du poids, du nombre d'animaux et du mode de vie mais les recommandations des animaux de laboratoire restent très inférieures à celles de leurs homologues de compagnie. Le lecteur, si il veut avoir plus de détails notamment concernant les chiffres, peut lire les références 124, 129.

1.2. L'enrichissement de l'environnement : matériel de nid, accessoires et limites

De nombreuses études récentes prouvent que l'enrichissement de l'environnement par divers moyens améliorent la qualité de vie et le bien être des rats et des souris. Ainsi, le nombre de combats et le stress sont diminués [8, 27, 28, 29, 33, 161, 155]. Les moyens les plus fréquemment utilisés sont l'ajout de matériel (enrichissement physique du milieu) : placer des accessoires de jeu dans la cage et mettre à disposition du matériel pour la fabrication d'un nid.

1.2.1. Les accessoires de jeu [37, 89, 125, 161, 162]

Les accessoires de jeu permettent aux animaux de satisfaire en partie leurs besoins d'exercice. Les roues, trapèzes, échelles, cordes suspendues et tuyaux de toute sorte (tuyaux en plastique, rouleau de papier sopalin ou hygiénique...) plaisent beaucoup. Pour ce qui est des roues, celles sans barreaux sont à préférer. Pour le rat, la roue doit avoir un diamètre minimal de 27,5 cm.

1.2.2. Le matériel de construction d'un nid [27, 29, 120, 155]

Fabriquer un nid avec des mouchoirs ou des morceaux de papier est un comportement qui se retrouve en dehors de la période de reproduction. Chez la souris, il semble être génétiquement déterminé alors que le rat a besoin d'un apprentissage auprès de ces congénères plus âgés. Chez ce dernier, plus le matériel est apporté pour la première fois tardivement, moins il l'utilisera pour construire un nid et plus il le détruira, le souillera voire tentera de l'ingérer. Les nids réalisés pendant la gestation et la lactation sont beaucoup plus volumineux et leur poids varie au cours du temps, cf. paragraphe 3.5.3.1., page 70. Les matériaux préférés sont ceux qui permettent aux animaux de réaliser facilement un nid tels que le papier toilette, les mouchoirs en tissu ou en papier ou encore du papier filtre déchiré en petits lambeaux.

1.2.3. Limite de l'enrichissement physique du milieu face à l'enrichissement social [30]

Les bénéfices de l'enrichissement physique de l'environnement des souris et des rats semblent cependant inférieurs face à ceux apportés par la vie en collectivité et ce d'autant plus que les animaux vieillissent.

En aucun cas l'enrichissement physique du milieu ne se substitue au bien être apporté par la vie en collectivité c'est pourquoi il est important de savoir reconnaître les signes évocateurs d'un tel déficit.

1.2.4. Les signes d'un environnement pauvre [59, 161, 162]

Un environnement pauvre est un milieu de vie dans lequel il n'existe pas assez de stimuli sociaux ou sensoriels pour les animaux (archétype = animal seul dans une cage simplement munie d'une mangeoire et d'un abreuvoir et placée dans une pièce isolée et calme). Un tel environnement induit un stress chronique influant sur les relations interspécifiques (inhibition, niveau de stress abaissé), alimentaire (ingéré diminué, amaigrissement) et pouvant être responsable de photophobie et/ ou de comportements répétitifs anormaux (stéréotypies). Ainsi, les rattes souffrant d'un appauvrissement de leur environnement prennent leur queue dans leur bouche et la transportent de l'autre côté de la cage pendant la nuit et/ ou le jour et peuvent aussi se gratter jusqu'au sang au niveau de la base du cou.

1.3. La litière [8, 45, 52, 55, 58, 105, 161, 162]

Le bien être des rats et des souris est supérieur lorsque les cages présentent un sol plein avec de la litière par rapport à celles qui ont une surface grillagée.

La litière idéale est celle n'étant pas nuisible pour les animaux, possédant une bonne capacité d'absorption de l'urine et des odeurs, n'émettant pas de poussières et restant économique. Il en existe dans le commerce une grande variété pour les rongeurs de compagnie : paille, foin, copeaux ou sciures de bois variés (sapin, pin...) parfumés ou non, papier recyclé compressé et cœurs de maïs concassés. La litière à chat est à réserver en sous couche car elle est très peu isolante.

Les types de litière à préférer sont les copeaux ou sciures de bois, à une exception près, le cèdre rouge. En effet, des études ont montré que l'essence de ce bois contient de l'acide plicatique. Cette molécule possède des facultés irritantes pour les voies respiratoires supérieures et serait responsable ou favoriserait l'apparition de pathologies hépatiques. De plus, les litières de pin et de cyprès contiennent aussi une huile volatile, la thujone, irritante pour les voies respiratoires et potentiellement cancérigène. Une exposition prolongée peut provoquer des convulsions et des lésions du cortex.

Enfin, les litières doivent être inodores car tout parfum additionné (miel, fruits des bois...) peut être irritant pour les muqueuses respiratoires et oculaires.

En pratique :

- *La litière de chanvre est idéale pour les animaux sensibles aux irritations des muqueuses respiratoire et oculaire car elle présente très peu de poussière et est bien tolérée.*
- *L'utilisation de copeaux de sapin convient aussi.*

1.4. Entretien

1.4.1. Le nettoyage

1.4.1.1. Procédure de nettoyage [81]

Un protocole d'entretien en animalerie est proposé par les Docteurs EPHRATI et PIZZINAT [81] : il consiste à retirer la litière et tous les déchets organiques à l'aide d'une brosse dure, d'un goupillon ou d'une raclette, utiliser un détergent dilué dans une solution d'eau tiède et laisser agir un délai suffisant dépendant selon la nature du produit. Ensuite, il faut rincer abondamment à l'eau tiède puis laisser sécher à l'air ambiant. Enfin, il reste à replacer de la litière propre.

☛ Tous les accessoires doivent également être nettoyés minimum une fois par semaine.

1.4.1.2. Fréquence du nettoyage [7, 81, 123]

- Cas général

Le nettoyage doit être réalisé de façon régulière 1 à 3 fois par semaine en fonction des dimensions de la cage et de la densité animale, avec de l'eau savonneuse. Celui-ci permet d'éviter l'accumulation d'urines qui est non seulement nuisible pour la santé des animaux (cf. paragraphe 1.5.3) mais aussi désagréable par l'odeur qui s'en dégage.

- Conséquences d'une fréquence trop élevée

Le nettoyage ne doit cependant pas être effectué trop souvent car il détruit les odeurs et enlève les phéromones ce qui peut altérer non seulement le comportement social des animaux mais aussi les performances de reproduction avec une augmentation du cannibalisme.

- Cas particulier de la période de lactation

Il est conseillé d'attendre 1 voire 2 semaines après la naissance de souriceaux ou de ratons avant de nettoyer la cage. De plus, laisser une partie du matériel à chaque nettoyage permet de réduire le stress et les agressions dans des groupes instables de souris.

1.4.2. La désinfection [7, 8, 81, 123]

La désinfection réalisée une fois par semaine est effectuée avec de l'eau de Javel diluée trente fois par exemple. Chez le rat, les produits alcalinisants sont utilisés plus souvent que ceux acidifiants.

Il faut toutefois bien rincer et sécher après la désinfection car il a été montré que les souris mâles sont très sensibles aux hydrocarbures chlorés. En effet, ils peuvent entraîner une nécrose rénale massive étant fatale en quelques jours, cela en relation avec les androgènes circulants ce qui explique que les femelles et les mâles castrés ne soient pas sensibles.

Ainsi, une vérification du pH au fond de la cage grâce à un papier indicateur assure que le rinçage a été suffisant.

L'utilisation de produits désodorisants est déconseillée.

1.5. Environnement [81, 105]

La cage doit être disposée dans une pièce répondant à certains critères environnementaux tant pour le bien-être des animaux que pour les performances zootechniques de l'élevage et la santé des animaux.

1.5.1. La température [8, 26, 58, 81, 84, 100, 124, 129, 161, 162]

1.5.1.1. Intervalle recommandé

La température optimale de la pièce où se trouvent les souris et les rats se situe dans un intervalle compris entre 22 et 24°C. Cependant, un intervalle entre 18 et 26°C reste acceptable sauf pour les nouveau-nés ou les animaux nus chez qui la température doit être absolument maintenue entre 22 et 24°C.

1.5.1.2. Les dangers : variation de température et type de chauffage

Les variations brutales de la température sont à éviter dans un sens comme dans l'autre car elles prédisposent les animaux à faire un coup de froid ou un coup de chaleur, tous deux étant potentiellement fatals. Rappelons que la souris et le rat possèdent des mécanismes physiologiques de thermorégulation peu efficaces et qu'ils ne peuvent reproduire certains comportements sauvages en cage.

De plus, il faut se méfier du type de chauffage utilisé et mesurer parallèlement l'hygrométrie. Par exemple, le chauffage électrique a tendance à assécher l'air ambiant.

1.5.2. L'humidité

1.5.2.1. Valeur recommandée [8, 20, 26, 58, 84, 105, 129]

L'humidité relative optimale est comprise entre 45 et 55 %. Selon certains auteurs, l'humidité relative reste acceptable entre 40 et 70%. Pour d'autres, l'humidité ne devrait jamais descendre chez le rat en dessous de 50%.

1.5.2.2. Risques sanitaires liés à une humidité trop élevée ou faible [34, 161]

Une hygrométrie trop élevée peut favoriser le développement de certains germes dans l'environnement de l'animal et donc l'apparition de maladies infectieuses. Une hygrométrie trop basse peut entraîner une irritation des muqueuses respiratoires et oculaires, directement ou indirectement par l'augmentation de la mise en suspension de la poussière issue de la litière et de l'alimentation. Chez les jeunes non sevrés ou en post sevrage, une humidité faible (< 30%) associée ou non à une température ambiante basse peut être responsable d'une affection de la queue : la "ring tail". Cette désignation est liée au fait que des lésions nécrotiques annulaires se forment à proximité de sa base. Si l'humidité ambiante n'est pas normalisée, le bout de la queue situé en aval de la constriction enfle, se dévitalise puis tombe par défaut de vascularisation (ischémie).

1.5.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation [81]

1.5.3.1. Le taux d'ammoniac

1.5.3.1.1. Rôle toxique de l'ammoniac et recommandation

Le taux d'ammoniac joue directement sur la santé des animaux puisque à partir d'une concentration de 8 ppm il devient irritant pour les voies respiratoires et les yeux et à partir de 25 ppm il devient toxique pour l'organisme. Lorsque la concentration devient supérieure à 100 ppm, les animaux présentent des éternuements, un ptyalisme et une inflammation des muqueuses, les animaux sont prédisposés aux affections respiratoires et digestives et ils peuvent présenter des troubles de la reproduction. Le rat est tout particulièrement sensible. Ce taux doit donc être maintenu inférieur à 8 ppm.

1.5.3.1.2. Origine de l'ammoniac et mesures préventives

Le taux d'ammoniac est lié à la production et à l'accumulation d'urines. En effet, l'urée présente dans les urines se transforme en ammoniac au contact de l'air ambiant et en présence de bactéries synthétisant une enzyme spécifique, l'uréase.

En pratique, il faut changer la litière à une fréquence suffisante (2 à 3 fois par semaine) voire enlever tous les jours les souillures et assurer une bonne ventilation.

1.5.3.1.3. Méthodes de mesure du taux d'ammoniac

Pour s'assurer que le taux d'ammoniac est correct, deux moyens sont possibles :

- l'odorat : une odeur est perceptible dès 5 ppm ;
- la mesure directe du taux d'ammoniac dans l'air avec un appareil.

1.5.3.2. La vitesse de l'air

1.5.3.2.1. Importance de ce paramètre

La vitesse de l'air est un paramètre lié à la ventilation de la pièce qui a pour rôle d'éliminer le surplus de chaleur et d'humidité ainsi que les gaz toxiques produits par les animaux. De ce fait, elle doit être mesurée et maîtrisée pour éviter d'une part que le taux d'ammoniac ne s'élève trop par manque de renouvellement de l'air ambiant et d'autre part que les animaux soient exposés à des courants d'air.

1.5.3.2.2. Recommandation et méthodes de mesure [8, 20, 58, 81, 129]

La recommandation est de 0.30 m/ s soit 10 à 20 changements d'air par heure selon la densité animale et le volume de la pièce. Malgré une ventilation correcte de la pièce, la ventilation dans la cage peut être insuffisante. Pour limiter ce phénomène, il existe des cages munies d'un système de ventilation propre. Cependant, ces cages sont réservées pour les très grands élevages et les laboratoires.

Des appareils de mesure se trouvent dans le commerce.

1.5.4. L'éclairage

1.5.4.1. La photopériode [22, 26, 36, 75, 84]

L'éclairage doit être assuré pendant 10 à 12 heures par jour voire pendant 14 à 16 heures en continu pour optimiser les performances de reproduction. Il est important de respecter la photopériode et une intensité lumineuse nulle à quasi nulle (< 1 lux) durant la phase d'obscurité. En effet, des études ont démontré qu'une modification de la photopériode entraîne des troubles dans le rythme chrono biologique des femelles avec des répercussions sur la reproduction et qu'un éclairage même minime durant la phase obscure est responsable de modifications ovariennes chez la ratte jusqu'à l'atrophie des ovaires et un retard voire un arrêt de l'ovulation. Enfin, supprimer la phase d'obscurité c'est-à-dire éclairer pendant 24 heures/ 24 produit un oestrus quasi-permanent avec un hyper-oestrogénisme, la présence de kystes ovariens et une hypertrophie de l'endomètre, associé à une diminution de la consommation alimentaire.

1.5.4.2. Le spectre lumineux [7, 20, 22, 75]

La cage doit être placée dans une pièce lumineuse, de préférence avec une lumière artificielle. Si cela n'est pas possible, la cage ne doit pas être éclairée directement par les rayons du soleil en particulier pour les animaux albinos qui sont prédisposés à développer une atrophie de la rétine et les animaux nus qui sont plus sensibles aux rayons solaires.

1.5.4.3. L'intensité lumineuse [2, 7, 8, 20, 22, 58, 75, 81, 124, 129]

L'intensité recommandée pour des animaux pigmentés varie entre 250 et 400 lux par m² à 1 mètre du sol (soit 30 à 40 watt par m²) ce qui équivaut à un maximum de 130 lux au niveau des animaux. Pour des animaux albinos, l'intensité recommandée s'élève au maximum à 60 lux (de préférence égale à 40 lux) au niveau des animaux. Ces recommandations ont été établies pour minimiser les effets secondaires des rayons lumineux sur l'œil et ses annexes tels que la dégénérescence et l'atrophie de la rétine très fréquentes chez les individus albinos ; la

nécrose des cellules glandulaires des glandes de Harder due à une action photo-dynamique des pigments porphyriques contenus dans ces glandes ; la cécité et peut-être la cataracte. Pour donner un ordre d'idée, un rat albinos présente des lésions rétiniennees lorsqu'il est soumis à une intensité lumineuse de 130 à 270 lux, 12 heures par jour, en quelques jours.

1.5.5. La densité animale [26, 123]

La densité animale préconisée dépend du mode d'élevage. Chez le rat une étude basée sur la cortisolémie suggère que le stress est minimal pour des groupes inférieurs à 5 individus ou compris entre 10 et 30 individus.

La détention d'un rat ou d'une souris en solitaire doit être évitée comme nous l'avons vu précédemment au paragraphe 1.2.4.

A l'opposé, une surpopulation peut entraîner une instabilité sociale se traduisant par une augmentation des agressions. De plus, mettre plus de 30 souris ensemble est dangereux car elles ont l'habitude de dormir les unes sur les autres et celles situées tout en bas et au milieu de la pyramide peuvent mourir suffoquées.

Encadré 1 : la dominance chez les souris : organisation sociale et manifestations de la dominance. [33, 72, 75, 78, 124]

- Dans un groupe social, un seul mâle est dominant. Il conserve son statut pendant quelques mois. Le reste de la hiérarchie est linéaire. Lors de la mise en place de la hiérarchie, des combats (parfois jusqu'à la mort) peuvent avoir lieu.
- dominant : mordillement des poils et mâchonnement des moustaches des autres souris ; seul à conserver ses moustaches intactes c'est pourquoi on le nomme "souris barbier" ;
- dominé : moustaches peu fournies +/- dépilations sur le train arrière à la base de la queue.

1.5.6. L'ambiance et le bruit

1.5.6.1. L'ambiance [81]

L'ambiance doit être calme et permettre aux animaux bien-être et confort . Ceci est vrai tout particulièrement lors de l'arrivée de nouveaux individus dans un élevage ou une animalerie : un repos de 48 heures dans un local très calme est souhaitable avec une ration composée de foin les premières 24 heures.

1.5.6.2. Le bruit

1.5.6.2.1. Intensité sonore [8]

Certains auteurs préconisent un fond musical qui apaiserait les souris et les rats et diminuerait leurs réactions de stress lors de stimuli sonores intenses et/ ou brutaux. Dans tous les cas, le fond sonore ne doit pas excéder 85 dB.

1.5.6.2.2. Fréquence sonore [7, 8, 22]

Une exposition à de trop basses fréquences (< 1000 Hz) peut conduire à une altération du comportement maternel avec du cannibalisme et une diminution de la fertilité donc de la productivité. De plus, les rats pouvant entendre des fréquences plus hautes que nous (ultrasons de plus de 80 kHz) et communiquant à l'aide de vocalisations ultrasonores, une exposition à de hautes fréquences peut "au mieux" provoquer des troubles dans le

comportement social (agressivité) et sexuel et au pire causer des dommages auditifs (surdité) et non auditifs (abattement, diminution de la fertilité,  osinop nie).

1.5.6.2.3. En pratique [22]

Il faut éloigner au maximum la cage de tout appareil pouvant émettre des ondes sonores de haute fréquence (non audibles pour nous) tels que les appareils TV, vidéo, alarme ou les radios et les enceintes. De plus, une habitude au bruit peut être tentée en laissant durant la période lumineuse un fond musical puisqu'il semblerait que les rats et souris habitués à un niveau sonore présentent des réactions de stress moins intenses et moins longues que les autres.

2. L' ALIMENTATION ET LA BOISSON :

2.1. L'alimentation

Il est difficile d'estimer les besoins alimentaires des souris et des rats du fait de la grande variabilité des souches (génétique, croissance, efficacité métabolique...), de l'utilisation des animaux (en laboratoire, en semi- liberté...), des modes d'élevage et des statuts physiologique et sanitaire. Toutefois, il est important de s'en rapprocher le plus afin de ne pas avoir de répercussions sur les performances de l'élevage d'une part et sur la santé des animaux d'autre part. En effet, certaines carences ou excès peuvent entraîner une diminution de la fertilité voire une infertilité complète ou une augmentation des pertes embryonnaires. De même, l'alimentation est une des causes majeures rentrant dans les diagnostics différentiels du syndrome "anorexie/ amaigrissement/ déshydratation" et de la malocclusion. Aussi, elle est un point clé dans l'élevage des souris et des rats.

2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques [75, 151, 162]

Les souris et les rats sont des animaux crépusculaires   nocturnes. Ils consomment une grande variété d'aliments dont les produits céréaliers comme l'avoine, le riz ou le blé sont les favoris. L'alimentation est une activité cyclique qui se déroule 24 heures sur 24 mais qui atteint un pic pendant la nuit c'est pourquoi :

- l'alimentation à volonté semble plus adaptée que le rationnement ;
- l'alimentation fraîche doit être distribuée le soir pour éviter qu'elle ne reste trop longtemps dans la cage avant d'être mang e. Les restes sont enlevés au matin.

Ils peuvent s'alimenter directement dans la mangeoire notamment la nuit lorsqu'ils sont au calme et en confiance mais le plus souvent ils effectuent des réserves pour se nourrir plus tard (généralement au même endroit). En effet, les souris et les rats divisent leur cage en aires dévolues spécifiquement à une activité telles que l' aire de couchage, l'aire d'alimentation et l'aire d'élimination.

Le fait de faire des réserves semble être un besoin et non un signe d'un manque alimentaire et est lié à la qualité de proie de ces animaux pour de nombreux prédateurs.

Ils sont coprophages c'est-à-dire qu'ils ingèrent une partie de leurs fèces. Ce comportement leur permet de récupérer des vitamines du complexe B, de la vitamine K et d'autres nutriments synthétisés par la flore digestive pendant le transit. Cependant, cela ne leur permet de couvrir qu' une partie de leurs besoins.

Enfin, rappelons que la souris et le rat sont des rongeurs et qu'ils passent une partie de leur temps à ronger, ce qui contribue à équilibrer la pousse continue des incisives.

2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive [60, 138, 150, 151]

La souris et le rat sont des animaux monogastriques omnivores.

L'estomac est divisé en 2 parties : une partie non glandulaire, la portion cardiaque, et une partie glandulaire, la portion pylorique. Il ne possède pas de proventricule ce qui explique que ni la souris ni le rat peuvent vomir. De plus, les sécrétions gastriques sont continues que les animaux s'alimentent ou non.

Le cæcum est peu développé.

Le transit gastro-intestinal dure entre 8 et 14 heures. Cette rapidité ainsi que le très haut métabolisme de base font qu'ils ont besoin d'ingérer des quantités très importantes de nourriture. Ainsi, il est estimé qu'une souris adulte doit ingérer en entretien 15 % de son poids quotidiennement.

2.1.3. Souris et rats adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et souriceaux sevrés en croissance

2.1.3.1. Recommandations

Les recommandations citées sont issues du National Research Council datant de 1995 et figurent sous forme de tableaux, les tableaux I, II et III.

2.1.3.1.1. Besoin énergétique selon le statut physiologique des rats et des souris

Tableau I : calcul du Besoin Energétique (BE) des souris et des rats selon leurs statuts physiologiques [138].

Statut physiologique	Espèce	Besoins énergétiques estimés par jour (BE)
Adulte à l'entretien	Souris	$BE = 160 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$
	Rat	$BE = 114 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$ (- 15% si obèse)
Jeune sevré en croissance	Souris (J21 à J42)	$BE = 263 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$
	Rat (J21 à J49)	$BE \geq 227 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$
Femelle en gestation	Souris	1 ^{er} tiers : $BE = 160 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$ 3 ^{ème} tiers : $BE = 360 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$ (si portée nombreuse)
	Rat	1 ^{er} tiers : $BE = 143 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$ 3 ^{ème} tiers : $BE = 265 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$
Femelle en lactation	Souris	$BE = 310 \text{ à } 430 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$ au pic (J10) puis décroissance jusqu'au sevrage (BE entretien)
	Rat	Au pic de lactation (J12-J14) : $BE \geq 311 \text{ kcal EM} \times PV^{0,75}$

Ces formules ne sont que des approximations du fait de la grande variabilité entre les souches (croissance plus ou moins rapide, portée plus ou moins nombreuse, métabolisme de base plus ou moins élevé, ...). Toutefois, elles donnent un ordre d'idée sur les différences considérables des besoins selon le statut physiologique.

2.1.3.1.2. Densité énergétique de la ration

Chez les animaux adultes à l'entretien, la densité énergétique brute de la ration doit être supérieure à 2700 kcal / kg pour les souris et 2500 kcal/ kg pour les rats sinon la capacité d'ingestion ne peut pas couvrir leurs besoins.

Pour les ratons sevrés, la densité minimale est de l'ordre de 2900 kcal/ kg.

Chez les femelles en fin de gestation et jusqu'au pic de lactation, l'augmentation des besoins énergétiques (et en eau) vont de paire avec une diminution du temps imparti à cette occupation du fait de l'arrivée des petits (cf. figure 6) d'où une quantité ingérée (et bue) limitée (cf. figure 7). Ceci explique que la densité énergétique de la ration doit être augmentée pendant cette période critique.

Figure 6 : temps quotidien moyen passé hors du nid, notamment pour boire et manger chez la souris [25].

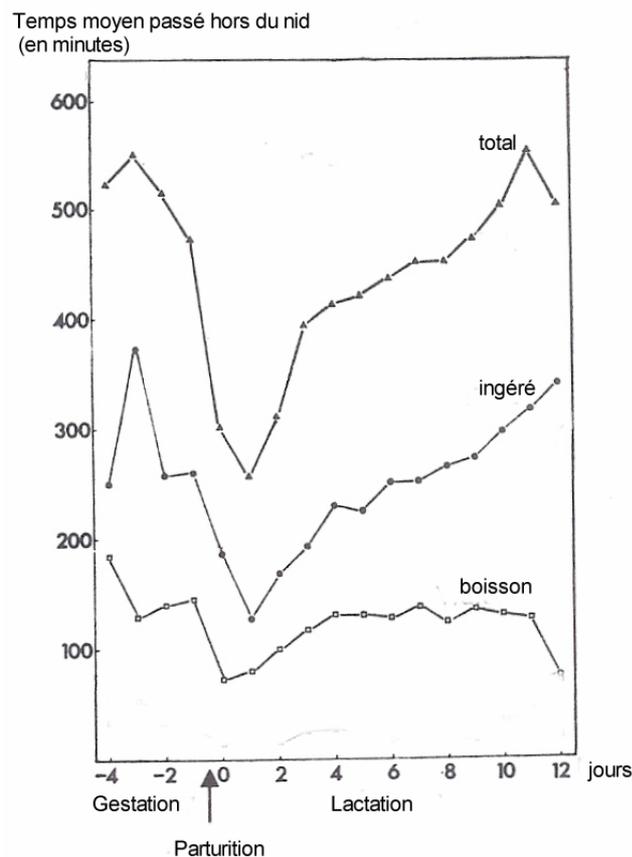
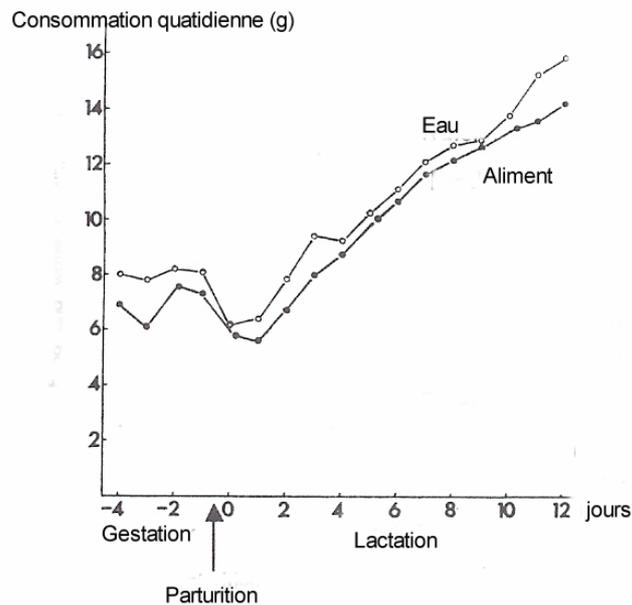


Figure 7 : variation de la quantité quotidienne moyenne d'eau bue et d'aliment ingéré chez la souris en fin de gestation jusqu'au pic de lactation [25].



En pratique :

Chez la souris, une densité de 3800 – 3900 kcal / kg à l'entretien et jusqu'à 4100 kcal / kg en fin de gestation, en lactation et en croissance sont conseillées. Chez le rat, une densité de 3600 kcal/ kg à l'entretien et en croissance et plus pour les femelles en reproduction sont conseillées.

Remarque :

Dans le commerce, les moulées pour souris et rats sont souvent les mêmes et aussi moins énergétiques que les recommandations, entre 2800 et 3000 kcal/ kg, tandis que les mélanges de graines sont de l'ordre de 3000 à 3500 kcal/ kg.

* **Autres besoins :**

Tableau II : Recommandations alimentaires chez le rat avec une densité énergétique comprise entre 3800 et 4100 kcal EM/ kg d'aliment et une humidité d'environ 10% [60, 138, 150, 151].

Nutriments	Unité	Quantité / kg d'aliment			
		Entretien	Croissance	Gestation	Lactation
Matières grasses	g	50	50	50	50
Acide linoléique	g	mâle : 6 femelle : 2	mâle : 6 femelle : 2	mâle : - femelle : 3	mâle : - femelle : 3
Protéines	g	>50 à 70	150	150	150
Acides aminés :					
Arginine	g	?	4,3	4,3	4,3
Acides aminés soufrés	g	1,9	10,9	10,9	10,9
Histidine	g	0,8	2,8	2,8	2,8
Isoleucine	g	3,1	6,2	6,2	6,2
Leucine	g	1,8	10,7	10,7	10,7
Lysine	g	1,1	9,2	9,2	9,2
Méthionine +cystine	g	2,3	9,8	9,8	9,8
Thréonine	g	1,8	6,2	6,2	6,2
Tryptophane	g	0,5	2	2	2
Valine	g	2,3	7,4	7,4	7,4
Autres (non aae)	g	41,3	66	66	66
Minéraux :					
Calcium	g	5	5	6,3	6,3
Phosphore	g	3	3	3,7	3,7
Sodium ou chlore	g	0,5	0,5	0,5	0,5
Magnésium	g	0,5	0,5	0,6	0,6
Potassium	mg	3,6	3,6	3,6	3,6
Fer	mg	35	35	75	75
Cuivre	mg	5	5	8	8
Zinc	mg	12	12	25	25
Manganèse	mg	10	10	10	10
Iode ou molybdène	µg	150	150	150	150
Sélénium	µg	150	150	400	400
Vitamines :					
A	mg	0,7	0,7	0,7	0,7
	UI	2300	2300	2300	2300
D	mg	0,025	0,025	0,025	0,025
	UI	1000	1000	1000	1000
E	mg	18	18	18	18
	UI	27	27	27	27
K	mg	1	1	1	1
B1 (thiamine)	mg	4	4	4	4
B2 (riboflavine)	mg	3	3	3	3
B3 (niacine)	mg	15	15	15	15
B5 (pantothénate)	mg	10	10	10	10
B6 (pyridoxine)	mg	6	6	6	6
B8 (biotine)	mg	0,2	0,2	0,2	0,2
B9 (acide folique)	mg	1	1	1	1
B12	µg	50	50	50	50
Choline bi tartrate	g	750	750	750	750

Tableau III : recommandations alimentaires chez la souris avec une densité énergétique comprise entre 3800 et 4100 kcal EM/ kg d'aliment et une humidité d'environ 10%. [60, 138, 151]

Nutriments	Unités	Quantité / kg d'aliment			
		Entretien	Croissance	Gestation	Lactation
Matières grasses	g	30 à 50	30 à 50	30 à 50	30 à 50
Acide linoléique	g	6,8	6,8	6,8	6,8
Protéines	g	>50 à 70	180 à 200	180	180
Acides aminés :					
Arginine	g	3	3	3	3
Histidine	g	2 à 4	2 à 4	2 à 4	2 à 4
Isoleucine	g	4	4	4	4
Leucine	g	7	7	7	7
Lysine	g	4	4	4	4
Méthionine	g	5	5	5	5
Thréonine	g	4	4	4	4
Tryptophane	g	1	1	1	1
Valine	g	5	5	5	5
Phénylalanine	g	7,6	7,6	7,6	7,6
Minéraux :					
Calcium	g	5	5	5	5
Phosphore	g	3	3	3	3
Sodium ou chlore	g	0,5	0,5	0,5	0,5
Magnésium	g	0,5	0,5	0,5	0,7
Potassium	mg	2	2	2	2 à 8
Fer	mg	35	35	35	75
Cuivre	mg	6	6	8	8
Zinc	mg	10	10	30	30
Manganèse	mg	10	10	10	10
Iode ou molybdène	µg	150	150	150	150
Sélénium	µg	150	150	150	150
Vitamines :					
A	mg	0,72	0,72	0,72	0,72
	UI	2400	2400	2400	2400
D	mg	0,025	0,025	0,025	0,025
	UI	1000	1000	1000	1000
E	mg	22	22	22	22
	UI	32	32	32	32
K	mg	1	1	1	1
B1 (thiamine)	mg	5	5	5	5
B2 (riboflavine)	mg	7	7	7	7
B3 (niacine)	mg	15	15	15	15
B5 (pantothénate)	mg	16	16	16 à 36	16 à 36
B6 (pyridoxine)	mg	1	1	8	8
B8 (biotine)	mg	0,2	0,2	0,2	0,2
B9 (acide folique)	mg	0,5	0,5	0,5	0,5
B12	µg	10	10	10	10
Choline bi tartrate	g	2	2	2	2

2.1.3.2. Aliments disponibles : industriels versus ménagers [151]

Les aliments industriels sont à ce jour nombreux. On distingue deux grandes catégories : les aliments en granulés (moulée) et ceux en graines variées. Les premiers offrent la garantie que l'animal n'effectue pas de tris, ils sont pratiques d'emploi et peu coûteux et ils se conservent facilement (local < 25°C et < 50% d'humidité). Leur inconvénient majeur est leur faible appétence pour certains individus.

Les mélanges de graines sont appétants et attractifs, faciles d'emploi et se conservent facilement mais les animaux trient les graines et de ce fait l'alimentation devient déséquilibrée au détriment des minéraux et des vitamines.

L'alimentation ménagère est la plus appétante mais reste très contraignante et difficile à réaliser pour obtenir une ration finale équilibrée. Elle est à réserver uniquement en supplément d'une alimentation industrielle ou pour les animaux débilités dys- ou an-orexiques.

La liste des aliments utilisables chez la souris et le rat figure en annexe 1 (page 201).

2.1.3.3. Mode de distribution : ad libitum vs rationnement

2.1.3.3.1. Avantages et inconvénients de chaque mode [151]

Comme nous l'avons déjà évoqué, une alimentation à volonté semble convenir davantage que le rationnement pour que le comportement alimentaire des souris et des rats domestiques soit le plus proche de celui de leurs homologues sauvages.

De plus, étant donné la grande variation des besoins selon le statut physiologique, ce mode de distribution est le plus sûr, les animaux adaptant la quantité de nourriture ingérée à leurs besoins.

Il est cependant écrit dans la littérature qu'un rationnement est préférable dans la mesure où ils sont sujets à l'obésité. Dans ce cas, deux repas au minimum (matin et soir) doivent être distribués.

2.1.3.3.2. En pratique [151]

Un bon compromis semble être de laisser une alimentation à volonté pour les femelles du dernier tiers de gestation jusqu'au sevrage et pour les jeunes en croissance c'est-à-dire jusqu'à l'âge de 6 mois. Pour les adultes à l'entretien, la quantité de ration quotidienne est ajustée en fonction de l'état d'embonpoint, de l'activité et du nombre d'animaux et est estimée à partir de leurs poids. Une première estimation est faite sur l'observation qu'une souris ingère quotidiennement 12 à 18 grammes d'aliments par 100 grammes de poids vif soit en moyenne 15 % de son poids vif et qu'un rat ingère environ 5 à 6 grammes d'aliments par 100 grammes de poids vif par jour. La présence de quelques refus consommables signifie que le rationnement est correct.

Pour suivre le rationnement, un suivi de la courbe de poids peut être utile.

2.1.3.4. Relation suralimentation, excès pondéral, croissance et faible espérance de vie chez le rat [24]

Il a été démontré lors de nombreuses études que les rats présentant de l'embonpoint ou de l'obésité suite à une suralimentation vivaient moins longtemps que les autres rats, élevés dans les mêmes conditions.

Ceci s'explique par une augmentation de l'incidence des tumeurs et maladies dégénératives, cardiomyopathies, néphropathies et autres maladies. A l'échelle cellulaire, la suralimentation est responsable d'une augmentation de la formation de radicaux libres et/ ou de la production de molécules réactives suite à la réaction de glycation (réaction entre un sucre réducteur comme le glucose avec des protéines).

Il semblerait que le poids des rats à l'âge de 12 mois soit corrélé au taux de survie à l'âge de 2 ans et pourrait donc servir comme indicateur de l'espérance de vie des rats.

2.1.3.5. Les mangeoires : types et entretien [151]

Il existe de nombreux types de mangeoires dans le commerce : les bols en terre cuite, les mangeoires en inox fixées aux barreaux, les distributeurs...

La mangeoire idéale est accessible, facilement démontable pour le nettoyage, à bonne hauteur du sol pour éviter qu'elle ne soit souillée par la litière ou les déjections et ne se renversant pas sous le poids des animaux. Aussi, celles en inox fixées aux barreaux de la cage ou celles en terre cuites vernies semblent être les plus adaptées et faciles d'emploi.

L'alimentation doit être changée tous les jours pour éviter que ses qualités nutritionnelles ne se détériorent voire qu'elles ne soient contaminées par des agents pathogènes (champignons ou bactéries) et devienne ainsi néfaste pour les animaux.

Les produits frais doivent être enlevés au bout de quelques heures.

Le nettoyage des mangeoires s'effectue entre chaque changement de nourriture soit tous les jours et la désinfection doit être réalisée une fois par semaine.

2.1.4. Alimentation pratique [60, 151, 161, 162]

1/ Choix de l'aliment industriel en granulés = aliment de base

L'aliment industriel doit être adapté aux besoins nutritionnels. Sa composition devrait donc être calquée sur les recommandations fournies ci-dessus. Cependant, hormis les aliments pour animaux de laboratoire, la teneur de chaque nutriment ne figure pas sur l'étiquette. Aussi, voici quelques valeurs utiles pour choisir un aliment d'entretien pour une souris :

16 à 25 % de la Matière Sèche (MS) en Matières Azotées Totales (MA_t) ;

3 à 5 % de la Matière Sèche (MS) en Matières Grasses Brute (MG_b) ;

2 à 5 % de la Matière Sèche (MS) en Cellulose Brute (Cb) ;

50 à 60 % de la Matière Sèche (MS) en Glucides.

Pour une femelle en fin de gestation ou en lactation, le taux de protéines doit être supérieur à 20% de la MS et le taux de matières grasses compris entre 7 et 11 % de la MS.

Pour un rat à l'entretien, l'aliment doit répondre aux critères ci-dessous :

18 à 23 % de la Matière Sèche (MS) en protéines ;

5 % de la Matière Sèche (MS) en lipides ;

2 à 5 % de la Matière Sèche (MS) en cellulose brute.

2/ Détermination de la quantité quotidienne d'aliments à distribuer :

La moulée doit représenter 80 à 100 % des besoins selon que l'on apporte ou non des produits frais.

Si le mode « moulée à volonté » est choisi, les souris et les rats mangent plus volontiers les produits frais ou les graines car ils sont plus appétants, il faut tout de même rationner ces derniers.

Exemple : pour une souris adulte à l'entretien pesant 30 grammes, il faut :

$$BE = 160 \times (0,030)^{0,75} = 11,5 \text{ kcal EM par jour.}$$

Quantité de moulée Q : 80% de l'énergie soit $0,80 \times 11,5 / \text{DE}_{\text{moulée}}$

$$\text{DE}_{\text{moulée}} \text{ objectif entretien} = 3800 \text{ kcal EM/ kg} = 3,8 \text{ kcal/ g}$$

$$Q = 0,80 \times 11,5 / 3,8 = 2,5 \text{ grammes par jour de moulée.}$$

Pour une moulée de $\text{DE} = 3000 \text{ kcal / kg}$, $Q = 3$ grammes par jour.

$$\text{Quantité de l'aliment complémentaire Q}' : \text{il reste } 11,5 - (2,5 \times 3,8) = 2,3 \text{ kcal}$$

Soit : $2,3 \times 100 / 124 = 2$ grammes de pâtes alimentaires aux œufs par jour

$$\text{Ou : } 2,3 \times 100 / 91 = 2,5 \text{ grammes de purée de pomme de terre par jour}$$

$$\text{Ou : } 2,3 \times 100 / 378 = 0,6 \text{ grammes d'emmental par jour}$$

$$\text{Ou : } 2,3 \times 100 / 31 = 7,4 \text{ grammes de carottes crues par jour}$$

$$\text{Ou : } 2,3 \times 100 / 49 = 5 \text{ grammes de pomme crue par jour.}$$

Attention , il faut veiller à ne pas dépasser la capacité d'ingestion des animaux :

$$\text{DE (moulée + carottes)} = 1,1 \text{ kcal/ gramme ! } \ll 3,8 \text{ kcal/ grammes.}$$

$$\text{DE (moulée + pommes)} = 1,4 \text{ kcal/ gramme.}$$

3/ Choix des aliments frais complémentaires

Les aliments frais que l'on peut donner à manger aux souris et aux rats figurent en annexe 1.

Une possibilité est d'alterner entre une pincée de graines, du pain sec, un morceau de fruit, un peu de verdure ou un petit morceau de fromage.

4/ Laisser à disposition un aliment à ronger et un fourrage

Nécessaire pour l'usure des dents et le bien être des animaux, des pierres ou des bâtons à ronger doivent être laissés à disposition.

Les bâtons peuvent être issus par exemples de pommiers, charmes, érables, saules, genêts, vignes, sorbiers, merisiers, noisetiers ou aulnes.

Un fourrage sec peut aussi être donné à volonté bien que la souris comme le rat n'en mange que très peu. Un foin de prairie naturelle (foin d'alpage) de bonne qualité représente une excellente source de lest pour la digestion.

5/ Supplémentation vitaminique et minérale ?

Les granulés pour souris et rats contiennent suffisamment de vitamines et de minéraux pour couvrir les besoins à l'entretien. Aussi, ces compléments doivent être réservés pour les périodes critiques telles que la croissance, la fin de gestation, la lactation et les périodes de baisse de l'état général. Par exemple, pendant la période de reproduction, la femelle voit ses besoins augmentés pour les vitamines A, B5 et B6, le calcium, le zinc, le cuivre, le fer et le magnésium.

A l'opposé, lors de rationnement ménager, leur utilisation est importante pour limiter les risques de carences.

Attention toutefois aux excès.

6/ Plan d'alimentation d'une femelle reproductrice :

- Pendant les deux premiers tiers de la gestation, laisser une alimentation d'entretien.
- Pendant le dernier tiers de gestation, augmenter de 10 à 25 % jusqu'à la mise bas.
- De la mise bas au pic de lactation (J10, souris ; J12 à 14, ratte), augmenter jusqu'à doubler voire quadrupler l'énergie ingérée en fonction du nombre de petits.

Etant donnée la nette augmentation des besoins de la femelle, il est nécessaire d'utiliser un aliment ou un complément plus énergétique (graines ou granulés) en plus de l'aliment d'entretien et en cas de rationnement de procéder à de nombreux petits repas.

- Du pic de lactation au sevrage, diminuer progressivement jusqu'à revenir à une ration d'entretien. Il faut toutefois noter que pendant cette période, les souriceaux commencent à manger l'alimentation de la mère c'est pourquoi il vaut mieux laisser une alimentation à volonté.
- Au sevrage, certains auteurs préconisent de mettre la femelle à la diète hydrique pendant 24 heures. Cependant, cette diète génère beaucoup de stress et si le sevrage s'est passé progressivement (entre 5 et 6 semaines), cette mesure n'est pas utile.

7/ Gérer la période du sevrage

A partir de J14 les souriceaux et les ratons commencent à manger une alimentation autre que le lait.

Cependant, leurs incisives viennent juste d'émerger et elles sont encore immatures. La moulée doit donc être humidifiée avec de l'eau (vaporisée) ou du jus de fruit. Pour éviter la pourriture de l'aliment, il faut le changer matin et soir. Sinon, le sevrage peut se pratiquer avec des bouillies de céréales ou des petits pots pour bébé (aux légumes et à la viande) dont la composition stable et connue est proche de leurs besoins. Attention toutefois à ne pas sevrer les petits uniquement avec ces purées car ils auront du mal à revenir à une alimentation industrielle par la suite.

A partir de 3 semaines, des croûtons de pain peuvent être distribués.

2.1.5. Souriceaux et ratons orphelins [11, 25, 44, 45, 55, 58, 77, 92, 100, 117, 130, 142, 161, 162, 168]

2.1.5.1. Nature et composition du lait artificiel

2.1.5.1.1. Composition du lait maternel

Lait de souris =

73,1% eau + 12,1% de lipides + 9% de protides + 3,2% de lactose + 1,5% de minéraux

Lait de ratte =

70 à 74 % eau + 10 à 15 % de lipides + 7 à 12% de protéines + 3 à 3,5% de lactose + 1,4% de minéraux.

2.1.5.1.2. Première option : lait de carnivores domestiques

La tétée s'effectue de préférence avec des préparations de lait maternisé adaptées aux chiots et chatons qui ont une composition voisine de celle du lait de souris et de ratte en divisant de moitié la concentration du lait. En pratique, il faut ajouter la même quantité d'eau que celle du lait artificiel dont on dispose.

2.1.5.1.3. Autres options

Il existe quatre autres options moins idéales ou plus contraignantes pour remplacer le lait maternel.

1. Une recette permet de produire un lait de composition voisine :

90 mL de lait homogénéisé à 3,25%

5 mL de lait en poudre pour bébé soit 1 cuillère à thé

3 gouttes de sirop de maïs

2,5 grammes de céréales mixtes pour bébé, soit ½ cuillère à thé

3 gouttes de multi-vitamines pour rongeurs.

Cette préparation se conserve 24 heures au réfrigérateur.

2. Allaiter avec du lait de vache dilué et complété avec une bouillie de céréales type pour bébé, des légumes et des fruits, le tout finement mixé ;
3. Allaiter avec une préparation contenant 1/3 de lait concentré et 2/3 d'eau bouillie + des vitamines ;
4. Allaiter avec du lait de chèvre.

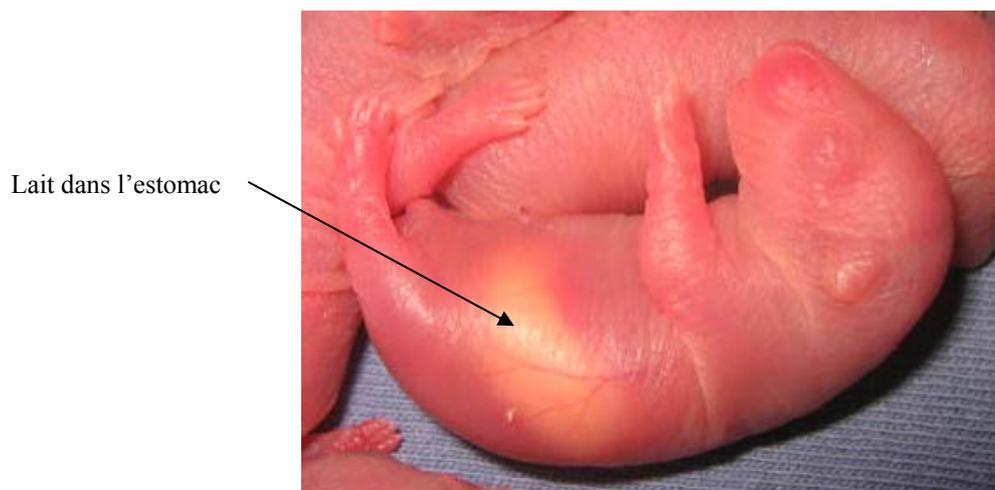
2.1.5.1.4. A partir de J15

La proportion de céréales peut être progressivement augmentée et de la moulée humidifiée peut être proposée. Dès J21, la moulée normale est placée à volonté.

2.1.5.2. Comment procéder : soins et allaitement

- Avant la tétée, il faut stimuler la région ano-génitale avec un coton-tige humide afin de déclencher les réflexes de miction et de défécation.
- Réchauffer à 37°Celsius le lait au bain marie.
- Aspirer le lait à l'aide d'une seringue de 1 mL ou d'un compte goutte qu'il faut nettoyer entre chaque utilisation en les trempant dans de l'eau bouillante.
- Maintenir le souriceau ou le raton verticalement dans une main (réchauffée) et présenter l'embout de la seringue ou du compte goutte avec une goutte de lait. Si l'embout est trop grand, il est possible de relier la seringue ou le compte goutte avec un cathéter intraveineux démuné de son mandrin.
- Laisser boire l'animal :
 - * de J0 à J7 : jusqu'à ce que l'estomac (visible à travers la peau en position abdominale rétro costale gauche) soit rempli et apparaisse blanc par le lait qu'il contient, comme on peut l'observer à la figure 8.
 - * après J7 : jusqu'à ce que l'animal ne s'allaité plus et se détourne de la seringue.

Figure 8 : photographie montrant l'estomac d'un nouveau-né rempli de lait [147]



L'allaitement dure au minimum 5 minutes par individu. Si il s'effectue trop rapidement, des bulles d'air sortent par les narines. Rappelons que les souris et les rats ne peuvent pas vomir. Il est estimé qu'un raton boit pendant 30 minutes par jour environ même s'il reste beaucoup plus longtemps suspendu aux tétines de sa mère. Lorsque la tétée est effective, le raton pétrit la mamelle avec ses antérieurs.

- Après la tétée, il faut à nouveau déclencher les réflexes de miction et de défécation.

2.1.5.3. Rythme des tétées à suivre

La fréquence des tétées à réaliser varie avec l'âge.

Pour le souriceau :

- de 1 à 7 jours : toutes les 2 heures pendant le jour soit 6 à 8 tétées par journée et une tétée pendant la nuit ;
- de 8 à 15 jours : toutes les 3 à 4 heures pendant le jour soit 4 à 5 tétées par jour et une tétée pendant la nuit ;
- de 16 à 21 jours : toutes les 5 à 6 heures soit 2 à 3 tétées le jour ;
- à partir de 22 jours : 2 puis 1 tétée jusqu'au sevrage complet (J28).

Pour le raton :

- de 1 à 7 jours : toutes les 2 heures pendant le jour soit 6 à 8 tétées par journée et une tétée pendant la nuit ;
- de 8 à 15 jours : toutes les 4 heures pendant le jour soit 4 tétées par jour uniquement ;
- à partir de 16 jours : allaiter une à deux fois par jour jusqu'au sevrage.

2.1.5.4. Cas particuliers des orphelins âgés de plus de deux semaines

Pour les orphelins de deux semaines environ, la tétée est souhaitable mais non indispensable. Une alimentation en poudre associée à une alimentation en soupe sont mises à disposition des orphelins. A partir de J18 – J19, quelques morceaux d'une alimentation molle (pots pour bébé, légumes, fruits, pain ou moulée trempés) sont ajoutés et enfin dès J21, une alimentation normale est donnée.

2.2. La boisson

2.2.1. Comportement dipsique et besoin en eau [24, 26, 58, 75, 129, 153, 158]

La boisson est comme l'alimentation une activité cyclique avec un pic atteint au cours de la nuit. Une restriction en eau entraîne un amaigrissement très rapidement (chute de 10 à 17% du PV initial en 5 jours avec un accès à l'eau limité de 2 à 10 minutes deux fois par jour) et un comportement dipsique anormal.

Une souris adulte consomme entre 4 et 9 mL d'eau par jour . Cette quantité dépend du régime alimentaire (jusqu'à 15 mL si le régime est très sec), de la température ambiante, du poids de l'animal et de son statut physiologique (les femelles reproductrices et les jeunes ont des besoins supérieurs).

Un rat adulte boit quant à lui entre 8 et 12 mL d'eau /100 grammes de poids vif par jour. Les facteurs de variation sont les même que pour la souris.

Une femelle reproductrice voit son besoin en eau doubler voire tripler entre la fin de gestation et le pic de lactation. Une insuffisance d'abreuvement en fin de gestation est néfaste pour la mise bas et peut conduire à du cannibalisme si la mère est sujette à des carences alimentaires secondaires et une insuffisance d'abreuvement pendant la lactation se traduit par une diminution de la production de lait néfaste pour les nouveau-nés (retard de croissance, compétition accrue, affaiblissement...).

☛ L'eau doit être impérativement laissée à volonté quel que soit le statut physiologique des animaux.

2.2.2. Nature de l'eau [8, 22, 24, 75, 100, 105, 123, 129, 150, 151, 161, 162, 166]

De l'eau minérale, de source ou du robinet peuvent être utilisées. On trouve d'ailleurs dans le commerce de l'eau "adaptée" pour les rongeurs qui n'est en fait que de l'eau minérale faiblement concentrée.

Il faut toutefois que le taux de chlore ne soit pas trop élevé car la vitamine C est dégradée par celui-ci. Pour déchlorer l'eau, il faut la laisser sédimenter quelques heures dans un récipient ou la faire bouillir quelques minutes.

De plus, un taux de calcaire élevé produit à moyen terme des dépôts qui s'accumulent dans l'embout des biberons et peuvent entraver le fonctionnement des billes. Enfin, une prolifération d'algues vertes ou de bactéries est possible si l'eau stagne et si les conditions d'hygiène insuffisantes. Pour prévenir l'encrassement du biberon et une pullulation d'agents pathogènes, il faut changer l'eau tous les jours voire la stériliser ou l'acidifier avec de l'acide chlorhydrique (pH = 2,5 à 3). Cette précaution est très importante chez les animaux immunodéprimés comme les souris nude.

2.2.3. Accessoires pour la boisson et entretien [123, 138, 151, 161, 162]

Les biberons verticaux en plastique représentent l'option la plus convenable. Ces biberons sont munis d'un embout en acier inoxydable fixés aux barreaux de la cage de telle sorte que leur embout soit situé entre 2 et 5 cm du sol chez les souris (plus chez les rats).

Toutefois, certains animaux n'ayant pas pris l'habitude pendant la période post-sevrage de boire au biberon préféreront boire dans un bol. Celui-ci devra être suffisamment lourd pour ne pas être renversé sous le poids des animaux et assez haut pour que l'eau ne soit pas constamment souillée par la litière ou les déjections. Pour une bonne stabilité de celui-ci, sa base doit être plus large que sa hauteur. Un bol en céramique de 3 à 5 cm de haut peut être utilisé. Sinon, les bols en inox qui se fixent aux barreaux sont adaptés pour les animaux qui renversent souvent leur bol. L'eau doit être changée dès qu'elle est souillée avec un minimum de 1 à 2 fois par jour selon la densité animale.

Les biberons et bols doivent être nettoyés tous les jours et désinfectés une fois par semaine. Attention de bien rincer les accessoires après avoir utilisé des produits pouvant être nocifs pour les souris. Rappelons qu'une solution d'hypochlorite de sodium à 1/30^{ème} très usitée pour la désinfection des bacs et accessoires pour rongeurs peut provoquer en cas de mauvais rinçage et d'ingestion une nécrose rénale massive et fatale chez les souris mâles adultes.

3. LA REPRODUCTION DES SOURIS ET DES RATS

3.1. Rappels de physiologie sexuelle :

3.1.1. La puberté

3.1.1.1. Quand ? [20, 26, 33, 58, 75, 82, 84, 130, 153, 161, 162, 163, 167, 168]

La puberté peut se prévoir en fonction de l'âge, du poids vif ou de la longueur du corps. Ce dernier paramètre semble être le plus constant.

La majorité des individus (rats ou souris) deviennent sexuellement matures entre 6 et 9 semaines. Cependant, certains sont plus précoces et deviennent pubères à partir de la 5^{ème} semaine.

3.1.1.1.1. Chez la femelle

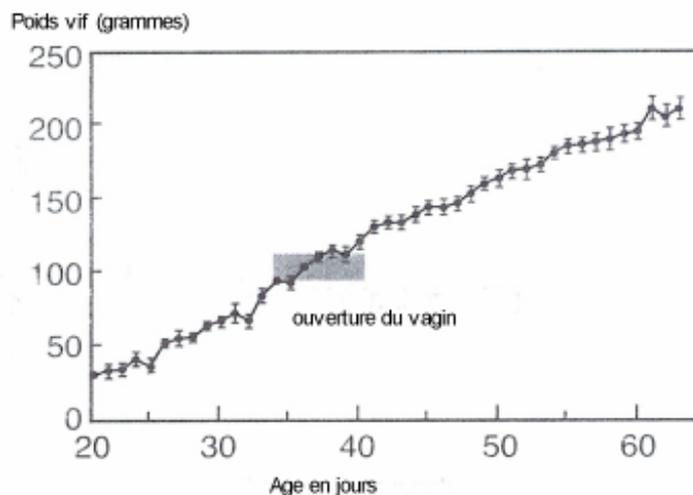
Un signe précurseur de la puberté chez la femelle est la disparition de la membrane vaginale. Cet événement précède de quelques jours le premier œstrus. La figure 9 indique le moment de cet événement en fonction du poids et de l'âge des ratte.

La maturité sexuelle se manifeste par l'acquisition des comportements sexuels et la capacité à devenir gestante et s'occuper de nouveau-nés. Les dates de ces événements sont répertoriées dans le tableau IV. Notons toutefois que seulement 75 à 85% des souris s'accouplent lors de leurs premiers œstrus et que le taux de gestation n'atteint que 48 à 57% contre 80 à 90% chez des femelles plus âgées.

Tableau IV : paramètres indiquant la puberté chez les femelles.

Puberté des femelles	Souris	Ratte
Ouverture du vagin [20, 26, 33, 75, 82, 84, 130, 168]	J24 à J49	J28 à J109 Moyenne = J72
Intervalle ouverture vagin / premier œstrus [20, 26, 33, 75, 84, 130, 153, 167]	1 à 10 jours	5 à 7 jours
Poids vif moyen à la puberté [33, 75, 130, 163]	PV puberté ≈ 25 g	PV puberté ≈ 50% PV adulte ≈ 100 g à 200 g (parfois 80 g)
Longueur du corps moyenne à la puberté [33]	?	L puberté ≈ 148 à 150 mm

Figure 9: âge des ratte au moment de l'ouverture vaginale en fonction de leur poids vif. [130]



3.1.1.1.2. Chez le mâle

La puberté s'accompagne d'un signe visible à l'œil nu : la descente des testicules dans les scrotums. Le mâle semble devenir mûre sexuellement plus rapidement que la femelle vers 2 mois. Cependant, certains ne le deviendront qu'à l'âge de 3 mois. Toutes les données chiffrées figurent dans le tableau V.

Tableau V : paramètres indiquant la puberté chez les souris et rats mâles.

Puberté des mâles	Souris	Rat
Descente des testicules dans les scrotums [20, 26, 75, 84, 130, 168]	J30 à J60	J15 à J60 (en moyenne J40)
Age à la puberté [20, 26, 33, 75, 82, 84, 124, 130]	A partir de J40	J40 à J60
Poids vif moyen à la puberté [33, 75, 130, 163]	PV puberté ≈ 28 g (jusqu'à 35 g)	PV puberté ≈ 100 à 300 g
Longueur du corps moyenne à la puberté [33]	?	L puberté ≈ 148 à 150 mm

Chez le rat mâle, un critère morphologique peut être pris en compte pour évaluer la survenue de la puberté. Il s'agit de la forme du pénis. A un stade sexuellement immature, le pénis a une forme en V. Pendant le stade intermédiaire, vers J20-J30, son extrémité forme un W et lorsque le rat est finalement mûre, il s'apparente à un U (cf. figure 10). La seule limite de cette technique est qu'elle nécessite de l'expérience.

Figure 10 : Forme du pénis d'un rat à sa naissance (V), à la puberté (W) et à l'âge adulte (U) [130]. La première image est le pénis vu de face et la deuxième correspond à une vue de profil.



3.1.1.2. Facteurs de variation [33, 100, 130, 153, 166]

Il existe de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui interviennent et influencent l'âge à la puberté du mâle et de la femelle. Ce sont :

- * la précocité de la souche ;
- * le degré de consanguinité : plus il est important, plus la puberté est tardive ;
- * la vitesse de croissance des animaux et leur taille : plus l'alimentation est riche, plus la croissance est rapide et plus la puberté est précoce ;
- * la présence d'un mâle adulte retarde la puberté des mâles immatures et accélère celle des femelles immatures par les phéromones présentes dans les urines ;
- * la présence de femelles adultes retarde la puberté chez des femelles immatures par le même mécanisme ;
- * la durée d'éclaircissement et/ ou la saison : les femelles sont plus précoces lorsque la durée d'éclaircissement est élevée comme en été (12 à 14 heures par jour) ;
- * la température ambiante : le froid retarde l'âge à la puberté ;
- * la proportion mâles/ femelles.

3.1.2. La fertilité du mâle et de la femelle

3.1.2.1. La fertilité de la femelle [20, 26, 58, 72, 75, 85, 123, 124, 129, 167]

Les souris et les rattes se reproduisent tout au long de l'année, depuis la puberté jusqu'à la sénescence. Toutefois chez certaines souches de rats, la productivité diminue en automne.

La femelle n'est pas fertile toute sa vie à cause du vieillissement de l'utérus qui devient incapable d'assurer le bon développement des embryons et du phénomène d'atrésie folliculaire qui consiste en la dégénérescence des follicules. Ce processus physiologique commence pendant la période prénatale et se termine lorsqu'il n'y a plus de cellules germinales. La femelle présente une ménopause. Ainsi, une femelle peut ne plus avoir de chaleurs à partir de 18 à 24 mois pour les souris et 15 à 18,4 mois pour les rattes. Certaines rattes seront encore cyclées jusqu'à l'âge de 32 mois.

Cet âge à la ménopause dépend de plusieurs facteurs génétiques et endocriniens tels la souche, certains gènes mutants délétères (les homozygotes White Spotting sont infertiles à la naissance ou quelques jours après), le taux d'oestrogènes et de FSH circulantes. Le fait que la femelle ait eu une ou plusieurs portées voire aucune n'influence pas le moment de la ménopause.

Durant sa vie reproductrice, la femelle présente une fertilité qui augmente jusqu'à J100, reste stable jusqu'à J300 puis diminue. Les 4^{ème}, 5^{ème} et 6^{ème} portées de la ratte sont en général les plus nombreuses.

De plus, une étude a montré que les souris dont le premier accouplement était réalisé à l'âge de 35 jours mettaient bas des souriceaux de poids égal et de croissance semblable à ceux issus de femelles accouplées pour la première fois à l'âge de 80 jours. Cependant, les portées étaient moins grandes.

Ceci explique qu'il est conseillé de mettre la femelle à la reproduction après 2 mois pour une souris (PV > 25 g) [58, 72] ou 3 mois pour une ratte (PV > 250 g) [129] et de la laisser reproduire pendant 9 mois pour une souris [123, 124] ou 12 à 18 mois pour une ratte [75] voire plus si la femelle est une très bonne reproductrice (comportement maternel ou potentiel génétique exceptionnel).

3.1.2.2. La fertilité du mâle [26, 58, 75, 125, 129]

Le mâle est quant à lui fertile parfois tout au long de sa vie. Il devient cependant moins fertile et sa libido diminue après 8 à 10 mois de reproduction active. Certains auteurs estiment qu'un rat n'est plus fertile à partir de 16 à 20 mois.

Il est conseillé de le mettre à la reproduction à partir de l'âge de 2 voire 3 mois chez les souris (PV objectif > 25 g) [58, 125, 129] ou 3 mois chez le rat (PV objectif = 300g) pendant 9 à 24 mois selon la valeur de l'individu [75].

3.1.3. Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus [33, 82, 84, 85, 105, 123, 129, 130, 145, 167, 168]

La souris et la ratte sont polyœstriennes continues à ovulation spontanée. Le cycle dure dans sa totalité 4 à 5 jours en fonction de l'individu, de la présence d'autres animaux, de l'alimentation (carence protéique) et surtout de la photopériode (cf. paragraphe 1.5.4.).

3.1.3.1. Les quatre phases du cycle et le profil hormonal

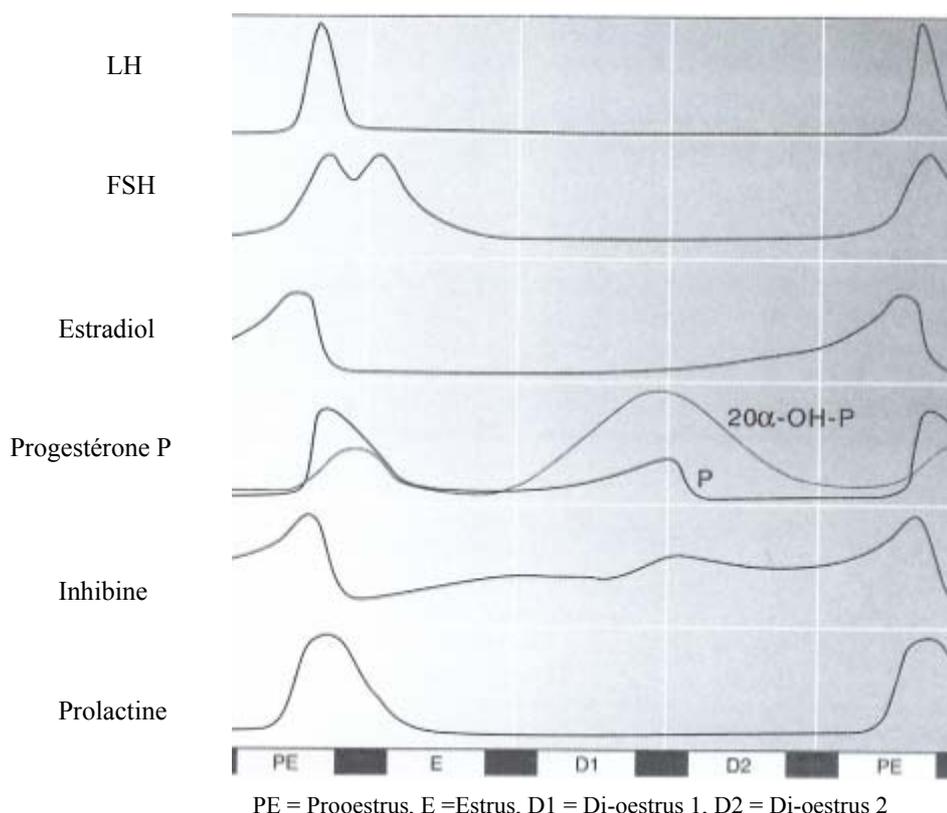
Le cycle est divisé en 4 phases : le proœstrus, l'œstrus, le diœstrus 1 et le di œstrus 2. Chacune de ses phases est caractérisée par des modifications :

- comportementales : il existe chez les rats et souris plusieurs comportements sexuels hormono-dépendants dont le plus universel est l'acceptation de la monte lors de l'œstrus. Pour plus de détails, voir le paragraphe suivant 3.1.3.2.
- physiologiques : l'activité ovarienne est régulée durant le cycle œstral par des hormones dont les concentrations varient au cours du temps (cf. le profil hormonal de la ratte à la figure 11 [130]).
- anatomiques : ovariennes, vaginales et utérines (cf. tableau VI).

Tableau VI : les quatre phases du cycle de la souris et de la ratte et leurs caractéristiques anatomiques. [20, 26, 33, 72, 75, 84, 124]

Phases	Durée en heures	Modifications vaginales		Modifications de l'utérus	Modifications des ovaires et des oviductes
		Vulve / vagin	Frottis vaginal		
Proœstrus	<i>Souris</i> : 24 à 36 <i>Ratte</i> : 12 à 24	Vulve de couleur rosée à rouge, humide et dilatée plis longitudinaux (PL) vaginaux en développement	cellules épithéliales nucléées , quelques leucocytes quelques cellules cornées	gonflement congestion Hyperhémie Activité glandulaire	Follicules >380µm (souris)
Oestrus	<i>Souris</i> : 12 à 14 <i>Ratte</i> : 12	Œdème de la vulve Vulve dilatée de couleur plus claire PL proéminents	Prédominance de cellules cornées en amas Rares cellules nucléées	Gonflement +++ Activité glandulaire +++	Follicules >550µm (souris) ovulation oviducte dilaté
Di-œstrus 1	<i>Souris</i> : 24 à 48 <i>Ratte</i> : 12 à 21	Œdème de la vulve Vulve sèche +/- débris cellulaires	Cellules cornées Nombreux leucocytes Quelques cellules nucléées superficielles	Gonflement Activité glandulaire	Corps jaune Ovules dans l'oviducte puis l'utérus
Di-œstrus 2	<i>Souris</i> : 36 à 72 <i>Ratte</i> : 48 à 57	Vulve fermée de Couleur pâle Humide	Mucus Quelques cellules à prédominance leucocytes	Mucus 0 activité glandulaire taille minimale	Croissance rapide de follicules

Figure 11 : profil hormonal de la ratte au cours du cycle. [130]



3.1.3.2. La détection de l'œstrus [20, 26, 33, 75, 84]

Divers méthodes permettent de détecter l'œstrus.

Le comportement de la femelle durant l'œstrus est bien décrit et utile pour déterminer si une femelle est en chaleurs ou non. Un signe précoce est le tremblement des oreilles provoqué par une caresse de la main sur la tête ou l'arrière train. Une autre méthode, pour certains plus précis sur le moment du début de l'œstrus, est d'enregistrer l'activité locomotrice qui augmente sensiblement. Mais le comportement sexuel le plus connu et utilisé reste cependant "le test de réponse copulatoire" dans lequel le manipulateur stimule doucement la région pelvienne de la femelle avec un doigt. La réponse est positive lorsque celle-ci adopte la position caractéristique de lordose qui normalement précède l'acceptation de la monte.

L'examen physique de la vulve peut avec un œil averti donner un élément supplémentaire. En effet, pendant l'œstrus, la vulve gonfle discrètement, se colore en rose pâle et devient humide (brillante).

Le frottis vaginal reste un outil très utile et facile en pratique chez la ratte, moins chez la souris du fait de sa petite taille. La façon de procéder au frottis et le matériel nécessaire sont indiqués ci-après dans l'encadré 2. La configuration du vagin distal de la ratte est schématisée à la figure 12 afin de se rendre compte de l'orientation qu'il faut utiliser lors de l'introduction de l'écouvillon (ou de la pipette).

L'interprétation du frottis se fait selon son aspect général (sa consistance, sa quantité et sa couleur) ainsi que selon le type de cellules prélevées et visualisées au microscope. Toutes les caractéristiques suivant le stade du cycle œstral figurent dans le tableau VI. Des exemples de frottis aux différents stades sont regroupés dans la figure 13a, pour la ratte et la figure 13b pour la souris.

Il est possible de suivre le cycle œstral par un dosage d'œstrogènes. Les normes chez la ratte sont les suivantes :

- En fin de di-œstrus : [œstrogènes]plasmatique = 1,5 ng/ mL
- En proœstrus : [œstrogènes]plasmatique = 4,5 ng/ mL
- En Œstrus : [œstrogènes]plasmatique < 1,0 ng/ mL
- En début de di-œstrus : [œstrogènes]plasmatique < 1,0 ng/ mL

Enfin, le suivi de la température rectale, bien que très imprécis, permet de détecter l'œstrus par la visualisation d'un pic compris entre 38,5 et 39,5°Celsius.

Encadré 2 : réalisation pratique d'un frottis chez une ratte [8, 106]

- réaliser une contention ferme et douce en tenant la ratte dans une main ;
- introduire dans le vagin sur 2 à 3 mm (voir la figure ci dessous)
 - * soit une pipette fine en plastique dont l'extrémité est non traumatisante pour la muqueuse ; injecter à l'aide de la pipette quelques gouttes d'eau distillée puis ré aspirer les quelques gouttes avec la pipette, l'eau s'étant chargée de quelques cellules. Déposer le liquide sur une lame ;
 - * soit une fine spatule élastique ou un cure-dent enrobés d'un peu de coton ou un écouvillon de taille adaptée ; gratter la paroi ventrale du vagin avec des mouvements doux et lents puis étaler sur une lame les cellules récoltées (attention stimulation : risque de pseudo-gestation) ;
- laisser sécher la lame ;
- observer au microscope à l'objectif x40 et x100.

Pour conserver un frottis, laisser tremper la lame dans une solution contenant 1 à 2 % de bleu de méthylène.

L'utilisation d'une solution physiologique saline est déconseillée car des cristaux peuvent se former lors du séchage de la lame et rendre l'interprétation du frottis difficile.

Figure 12 : configuration du vagin distal de la ratte. [97]

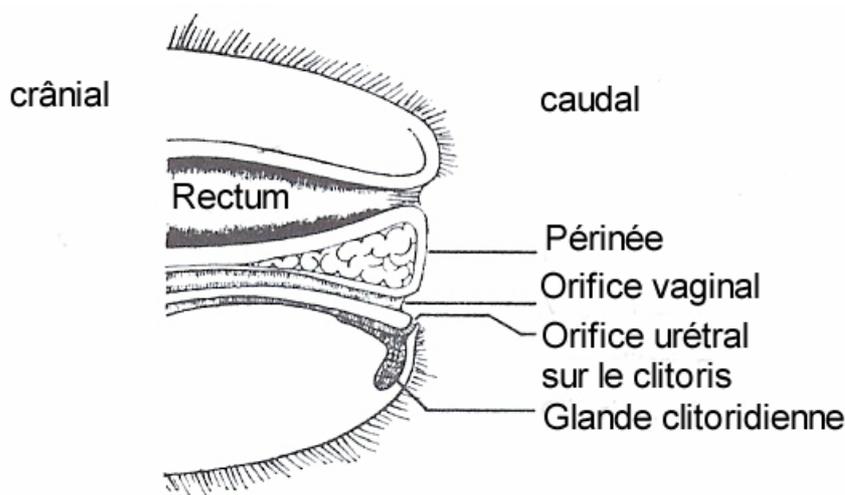
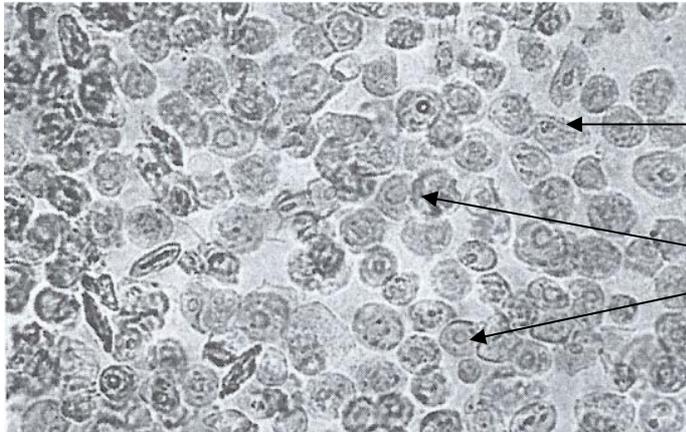


Figure 13a : interprétation des frottis chez la ratte [130].

Frottis de pro œstrus



Cellule intermédiaire

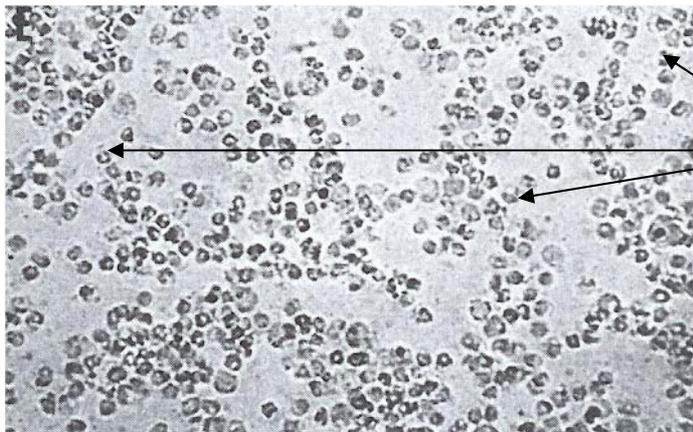
Cellules épithéliales
nucléées et rondes

Frottis d'œstrus



Cellules cornées
anucléées en amas

Frottis de di-oestrus (1)

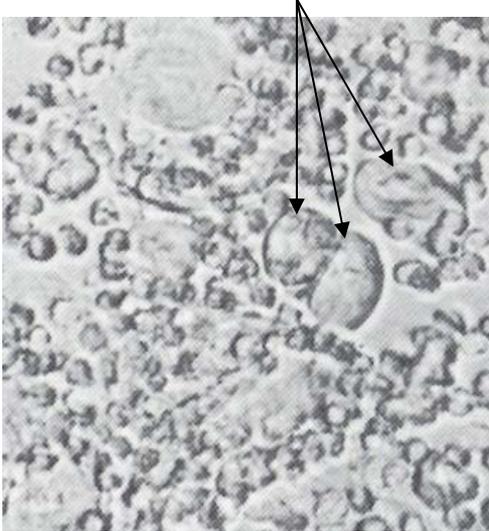


Leucocytes

Figure 13b : interprétation des frottis vaginaux chez la souris [72].

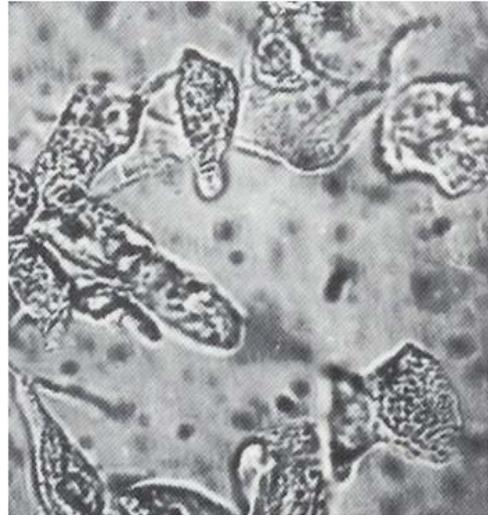
Frottis de proœstrus

(cellules épithéliales nucléées et rondes)



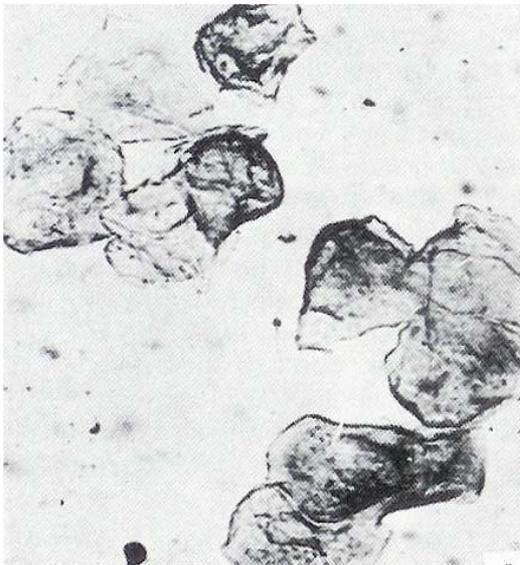
Frottis de début d'œstrus

(cellules cornées fusiformes +/- nucléées)



Frottis de milieu d'œstrus

(cellules cornées anucléées en amas)



Frottis de di-œstrus

(cellules cornées + cellules nucléées + leucocytes)



3.1.4. Synchronisation des chaleurs

3.1.4.1. L'effet Whitten [20, 26, 33, 72, 75, 84, 100, 161, 162, 168]

L'effet Whitten s'observe chez les souris et dans une moindre mesure chez les rattes (certains auteurs doutent de son existence chez les rattes) . Des femelles mises ensemble dans la même cage et sans contact avec un mâle entrent dans une période prolongée d' an œstrus. La reprise des cycles de toutes les femelles fertiles s'effectue par la mise en présence d'un mâle sexuellement mature ou de son odeur. Les retours en chaleurs s'observent en moyenne dans les 72 heures.

Il s'agit d'un phénomène de synchronisation des chaleurs naturel qui peut être utile en élevage surtout chez les souris lorsque l'on ne dispose d'un mâle que pendant une période courte et qu'il doit saillir plusieurs femelles ou lorsque l'on veut regrouper les mises- bas.

3.1.4.2. Protocoles médicaux de synchronisation [20, 26]

Chez les rattes, pour synchroniser les chaleurs de façon constante, des protocoles médicaux ont été mis en place. Deux sont bien décrits et fournissent de bons résultats :

- Mise en place d'une éponge de polyuréthane imprégnée de 0,75 mg de médroxyprogestérone dans le vagin de toutes les femelles à synchroniser entre J90 et J110, laissée pendant 7 jours. Une injection de 3 UI de PMSG à action LH- like est effectuée au moment du retrait de l'implant puis chaque femelle est mise en présence d'un mâle. Un accouplement est observé dans les 34 heures pour 93 % des rattes.
- Administration de 40 mg de médroxyprogestérone dilués dans 200 mL d'éthanol dans 1 litre d'eau de boisson pendant 6 jours. La préparation est réalisée chaque jour. Au terme du délai fixé, une injection de 1 UI de PMSG en intramusculaire est effectuée et les femelles sont placées avec un mâle. Cette méthode présente l'avantage de ne pas nécessiter la pose délicate d'une éponge vaginale.

3.1.5. Quelques notions importantes sur la fécondation [32, 33, 72]

Les chaleurs commencent dans 75% des cas entre 16 heures et 22 heures et durent en moyenne 14 heures. D'autres auteurs utilisent l'éclaircissement comme référence. Alors, les chaleurs débutent après 4 à 6 heures d'obscurité. L'ovulation a lieu quelques heures après le début des chaleurs soit 8 à 11 heures chez la ratte et 2 à 3 heures chez la souris, le plus souvent aux alentours de 2 à 4 heures du matin. La fécondation a lieu dans l'ampoule de l'oviducte. Il est estimé que 90% des ovules présents dans l'ampoule de l'oviducte sont fécondés dans les 3 heures après l'ovulation. La durée de survie des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles est d'environ 8 heures (6 à 12 heures) et celle d'un ovule entre 10 à 15 heures.

3.1.6. L'infertilité en élevage [10, 36, 79, 85]

L'infertilité en élevage peut être héréditaire ou acquise.

Les principales causes sont :

- des maladies infectieuses : les plus fréquentes sont les infections respiratoires ou pulmonaires d'origine bactérienne (salmonellose, pasteurellose, streptobacillose) ou virale (la pneumonie enzootique) ou la mycoplasmosse respiratoire et/ ou génitale ;
- une affection métabolique ;

- une alimentation déséquilibrée : par exemple une carence en vitamine E ;
- des conditions d'élevage inadaptées permettant le développement de parasites tels que *Notoedres spp*, *Polyplax serrate*, *Cimex lectularius*, *Ocyuroid*, *Hymenolepis nana* ;
- une cause iatrogène : l'actinomycine D, la caféine, les corticoïdes, l'insuline, la nicotine, l'acide salicylique....
- une cause physiologique : la ménopause chez la femelle, la période réfractaire du mâle après plusieurs saillies réalisées sur une période courte (cf. paragraphe 2.3.2.2.) ou la sénilité ;
- un problème au niveau de l'appareil reproducteur tels que la présence de kystes ovariens ou un pyomètre. Rappelons que chez la ratte, un changement dans la photopériode affecte le rythme chronobiologique et qu'une illumination même de très faible intensité durant la nuit pendant quelques semaines peut provoquer une atrophie ovarienne avec un retard ou un arrêt d'ovulation ;
- une surpopulation ;
- une faible libido : phénomène lié à l'âge chez le mâle et à une préférence sexuelle pour un mâle en particulier chez les femelles.

3.2. La copulation

3.2.1. Choix des reproducteurs

Les reproducteurs peuvent être choisis selon différents critères qui diffèrent en fonction des objectifs de l'élevage :

* des critères de santé et de longévité,

* des critères comportementaux,

* des critères esthétiques : couleur de robe, absence de poils, poils frisés ou angoras, format, type....

Il faudra tout de même veiller à ne pas appauvrir le pool génétique des lignées et éviter la consanguinité, excepté si c'est le choix précisément de l'élevage.

3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum.

3.2.2.1. Généralités sur la copulation [32, 33, 79, 130]

La copulation s'effectue uniquement pendant les chaleurs. La réceptivité maximale de la femelle se situe pendant les 3 premières heures des chaleurs. Ceci implique que l'accouplement se déroule durant la nuit. Toutefois, un accouplement fécondant peut avoir lieu en fin d'après midi du fait de la survie des spermatozoïdes dans l'oviducte de la femelle ou au petit matin lors d'une fécondation tardive et grâce à la survie de l'ovule dans l'ampoule de l'oviducte. Cependant, plus le délai entre l'ovulation et la fécondation est grande, plus le taux d'ovules fécondés diminue et le nombre de résorptions embryonnaires augmente.

Pour faciliter l'accouplement, des vocalisations sont émises par le mâle et la femelle d'une fréquence avoisinant 50 kHz. Le mâle émet d'autres vocalisations de fréquence égale à 22 kHz pendant la période réfractaire post éjaculatoire.

Les facteurs influant sur les performances de copulation sont la *motivation sexuelle* ; la présence ou non de *stimuli olfactifs* (phéromones renseignant sur l'état de réceptivité d'une

femelle) et de *stimuli tactiles* (il existe des récepteurs sensitifs androgéno-dépendants sur le pénis des rats) ; les *facteurs environnementaux* (les rats et souris s'accouplent surtout dans l'obscurité). Une restriction alimentaire ne semble pas avoir de répercussion sur le comportement sexuel des rats.

3.2.2.2. La rencontre entre les deux partenaires [26, 33, 79, 147, 161, 162]

La rencontre se déroule en 3 phases : la cour, l'accouplement et la toilette mutuelle.

3.2.2.2.1. La cour

La cour dure 15 à 20 minutes voire moins si le mâle est expérimenté. Elle consiste en une inspection de l'orifice génital de la femelle par le mâle. Celui-ci suit la femelle dans tous ses déplacements en flairant la vulve de celle-ci qui est rosée et gonflée et libère des phéromones particulières. Le mâle toilette la femelle longuement. Cette phase se termine lorsque la femelle est prête pour l'accouplement. Elle prend alors une position immobile, avec une dorso-flexion de la colonne (comportement de lordose) et présente des mouvements rapides des oreilles quand le mâle appuie sur son dos.

3.2.2.2.2. La monte (cf. figure 14)

Le mâle monte alors la femelle plusieurs fois de suite pendant quelques secondes sur une période de 5 à 20 minutes en fonction de l'expérience du mâle. Plus celui-ci est expérimenté, moins cette phase est longue. Durant toute **la monte**, les deux partenaires émettent des petits cris. Chaque monte ne s'accompagne pas forcément d'une pénétration mais lorsqu'il y a pénétration (qui dure entre 0,3 et 0,6 seconde), le mâle effectue un mouvement plus brutal du bassin. Chez le rat, des études montrent que plus le nombre de pénétrations est grand, plus la probabilité que le coït aboutisse à une gestation est grande. Ceci s'explique par le rôle très important de la stimulation vaginale pour la physiologie sexuelle. Le signal d'arrêt des intromissions est l'obtention d'une éjaculation dans le vagin qui se traduit par la séparation des deux partenaires après une pénétration plus longue que les précédentes. Il faut en moyenne 3 à 44 pénétrations avant que le mâle n'éjacule. Cependant, la "satiété" sexuelle du mâle n'est atteinte qu'après 3 à 10 éjaculations sur une durée de 3 heures environ puis elle est suivie d'une période réfractaire de 1 à 6 jours. *C'est pourquoi, on peut placer un mâle avec 5 à 6 femelles en chaleur sans souci relatif quant à la capacité du mâle pour féconder toutes les femelles.* Notons qu'un éjaculât contient en moyenne 60 millions de spermatozoïdes.

3.2.2.2.3. La toilette

Après que le mâle et la femelle se sont séparés, ils procèdent à une **toilette mutuelle** pendant quelques secondes et retournent à leurs activités respectives.

Figure 14 : photographies de monte de rats [147].



3.2.2.3. La confirmation d'un accouplement : bouchon vaginal et frottis

3.2.2.3.1. Chez la souris : la visualisation d'un bouchon vaginal est facile et suffisante [33, 79, 147, 161, 162]

La confirmation d'une monte réussie passe par la présence d'un bouchon vaginal blanchâtre, appelé aussi coagulum, au niveau de la vulve de la femelle. Ce bouchon vaginal peut être directement visualisé en soulevant la queue. Cependant, il faut parfois écarter délicatement les lèvres vulvaires à l'aide d'une pince non traumatisante ou deux doigts pour le mettre en évidence.

Il est composé de sécrétions des glandes accessoires du mâles (liquide vésical et sécrétions des glandes de coagulation). Toutefois, sa présence ne permet pas de prédire à 100% une gestation effective. Il marque seulement la traduction de la présence de sperme dans le vagin. Le coagulum reste en place entre 8 et 48 heures puis tombe au fond de la cage. Il est très adhérent aux voies génitales femelles c'est pourquoi il faut éviter de l'enlever sous peine de provoquer des traumatismes de la muqueuse vaginale. De plus, il serait responsable en partie de la stimulation de l'antéhypophyse de la femelle déterminant une sécrétion active de progestérone par le corps jaune nécessaire pour le maintien de la gestation jusqu'à ce que le relais placentaire soit effectif (vers J13). Dans le cas où aucun ovule n'ait été fécondé malgré une saillie correcte, elle est responsable du phénomène de pseudo-gestation. Voir le paragraphe 2.3.3.

3.2.2.3.2. Chez la ratte : un frottis peut être nécessaire [20, 26, 33, 124, 130]

Chez la ratte, le coagulum est logé dans la partie distale du vagin et il ne reste en place que quelques heures (au maximum 12 heures) avant de tomber au fond de la cage

Ainsi, la visualisation d'un coagulum aux marges de la vulve est plus rare que chez la souris et l'on recherchera plutôt le coagulum au fond de la cage. Deux photographies de bouchons vaginaux, le premier en place au niveau du vagin distal et le second isolé, figurent ci-dessous (figure 15).

Une autre méthode est plus sûre chez la ratte. Il s'agit de vérifier si des spermatozoïdes sont présents dans la cavité vaginale en réalisant un lavage vaginal ou un frottis simple (voir paragraphe 3.1.3.2.). Un tel frottis est illustré à la figure 16.

Figure 15 : aspect d'un coagulum de ratte in situ [126] et isolé [130].

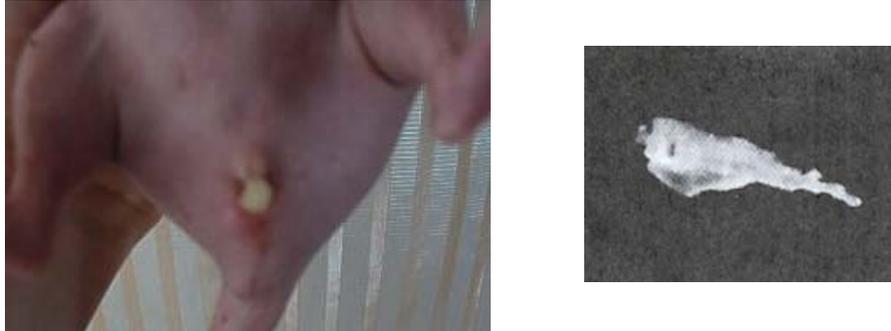
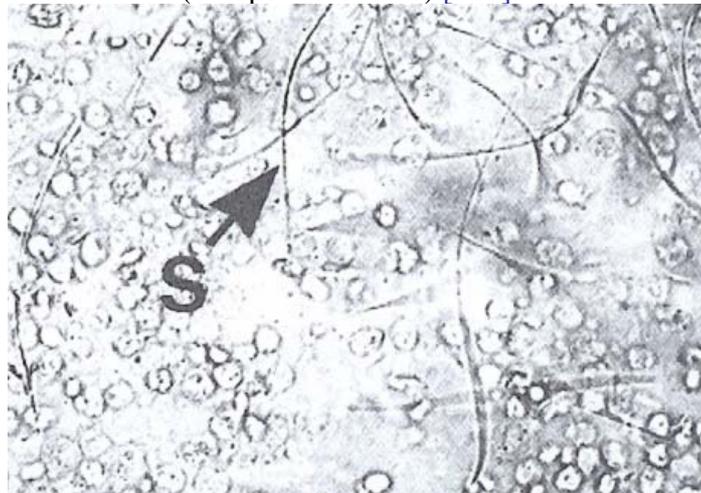


Figure 16 : frottis vaginal d'une ratte après un coït avec visualisation des spermatozoïdes (S= spermatozoïde) [130].



3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement

3.2.3.1. Conditions optimales (rappels)

Les animaux doivent être logés dans des cages de dimensions appropriées. Il faut notamment penser que la femelle va mettre bas jusqu'à 20 individus. La cage doit donc être suffisamment grande pour assurer une hygiène correcte.

Le local doit être au calme, éclairé pendant 12 à 14 heures par jour. La température doit se situer entre 22 et 24°Celsius et l'humidité relative entre 50% et 60%. L'alimentation de la femelle doit correspondre à ses besoins (cf. paragraphe 2.1.3.). Enfin, bien que la souris et la ratte se reproduisent toute l'année, il semblerait qu'il y ait un pic de prolificité entre les mois de juillet et septembre.

3.2.3.2. Comment procéder ?

3.2.3.2.1. Etape 1 : familiarisation des deux partenaires.

Lorsque le mâle et la femelle ne se connaissent pas, il faut procéder à une première étape de familiarisation de quelques jours en plaçant les 2 cages l'une à côté de l'autre. De cette façon, les phéromones présentes dans les urines, les fèces et dans les sécrétions sébacées des deux individus sont accessibles entre eux. En effet, les phéromones du mâle peuvent déclencher ou accélérer la survenue des chaleurs de la femelle et celles de la femelle vont indiquer au mâle son état de réceptivité sexuelle. L'odorat joue un rôle très important dans la vie sociale et sexuelle des souris et des rats.

Si l'un d'eux est réputé agressif, une première rencontre dans un terrain neutre tel qu'une troisième cage ou à l'extérieur des cages peut être organisée pour évaluer leurs comportements.

Si les partenaires se connaissent déjà, ces étapes sont inutiles.

3.2.3.2.2. Etape 2 : la mise en commun des deux partenaires dans l'obscurité

On place la femelle, seule ou avec d'autres femelles, dans la cage du mâle. La durée et le moment de la rencontre dépend du mode d'élevage. Voir paragraphe 4.2. En effet, le système le plus fiable et le moins contraignant consiste à laisser les individus ensemble jusqu'à la mise bas. Pour des raisons économiques, on peut préférer gagner du temps et ne mettre la femelle en présence du mâle que lorsqu'elle est prête c'est-à-dire lorsqu'elle est en chaleur. Les critères sont les suivants : sa vulve est gonflée et rosée ; lorsqu'on lui caresse le dos elle se cambre et bouge ses oreilles et le frottis vaginal est évocateur d'un œstrus (cf. paragraphe 3.1.3.2.).

De même, on peut séparer la femelle après l'accouplement (on visualise alors un bouchon vaginal à la vulve ou des spermatozoïdes sur un frottis vaginal) ou lorsque le diagnostic de gestation est positif.

Ainsi, la reproduction de la souris et du rat est elle à la portée de tous mais peut être optimisée pour des éleveurs se voulant performants.

3.3. La gestation

3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons [20, 32, 33, 51, 72, 75, 100, 123, 125, 130, 153, 163, 166]

La gestation peut être divisée en trois phases relatives au développement embryonnaire : de la fécondation à l'implantation (6 jours), l'organogenèse de base (6 jours) et la différenciation tissulaire.

Après l'ovulation, les ovocytes sont bloqués dans l'ampoule de l'oviducte pendant la fécondation par une constriction à la jonction entre l'ampoule et l'isthme. Après la fécondation, les embryons restent libres dans la lumière du tractus génital femelle jusqu'à la nidation qui a lieu vers le 6^{ème} jour, 18 à 22 heures après la fécondation les œufs se déplacent jusqu'à l'isthme où ils achèvent leurs premières divisions. Il leur faut 2 jours chez la souris et 3 à 4 jours chez le rat pour passer dans l'utérus, ils sont alors au stade *morula* à 16 ou 32 cellules. La vitesse de déplacement des embryons dépend des hormones : la progestérone l'augmente tandis que les œstrogènes la diminue, via la concentration en prostaglandines. Lorsque l'utérus est prêt, que les embryons sont développés au stade blastocyste et que le

contexte hormonal est favorable, l'implantation commence. Elle se déroule normalement entre le 4^{ème} et le 6^{ème} jours après la fécondation.

Une particularité concerne le rat : pour qu'une implantation réussisse, il faut non seulement que le contexte hormonal de la mère soit favorable et permette à l'utérus d'être prêt mais il faut aussi que l'embryon sécrète ses propres stéroïdes. Ainsi, tous les œufs pénétrant dans l'utérus ne s'implanteront pas. Certains auteurs estiment que le taux de perte pré-implantatoire s'élève chez le rat à 11,1%.

Trois phases hormonales sont distinguées pour aboutir à une implantation normale : l'imprégnation de l'utérus par des œstrogènes lors du proœstrus puis par de la progestérone pendant les 4 premiers jours de la gestation et enfin l'induction de modifications de l'endomètre par un pic d'œstrogènes le 4^{ème} jour de gestation. Cette dernière phase précède de 15 à 25 heures l'implantation.

Il existe cependant un phénomène commun aux souris et aux rats : celui de la gestation retardée qui consiste en un retard d'implantation dû à des perturbations hormonales (cf. paragraphe suivant 3.3.2.2.).

Après l'implantation, l'organogenèse puis la différenciation tissulaire se déroulent jusqu'après la mise bas pour certains organes.

3.3.2. Durée d'une gestation, cas particuliers de l'effet de Bruce et de la gestation retardée

3.3.2.1. Durée de la gestation chez la souris et la ratte [26, 72, 84, 161, 162]

La gestation dure entre 17 et 22 jours (en moyenne 19 à 20 jours) chez la souris et entre 19 à 23 jours (en moyenne 21 à 22 jours) chez la ratte. Cette grande variabilité est liée à la souche, l'âge de la mère et sa parité et le nombre de fœtus. En effet, plus la portée est nombreuse, plus la masse (placentas + fœtus) est lourde et moins la gestation sera longue. Une primipare aura une gestation plus longue qu'une multipare.

3.3.2.2. Cas de la gestation retardée [33, 153, 161, 162]

La gestation peut être prolongée de plusieurs jours dans le cas où la femelle est en lactation ce qui arrive lorsqu'elle a été fécondée pendant l'œstrus *post partum*. C'est le phénomène de la gestation retardée. L'importance de ce retard dépend du nombre de fœtus qui allaitent : moins de 3 souriceaux retarde la gestation de 7 jours tandis que plus de 3 souriceaux peuvent la retarder de 12 à 16 jours. En fait, cette prolongation s'explique par un retard d'implantation des embryons lié à un contexte hormonal propre à la lactation qui entraîne un blocage des embryons au stade blastocyste. Le déterminisme exact est inconnu. Cependant, le contrôle hormonal de l'implantation explique en partie ce phénomène : les œstrogènes sont nécessaires pour l'implantation des embryons (cf. paragraphe précédent) or la lactation inhibe la sécrétion de gonadotropine ce qui a pour conséquence de maintenir un taux d'œstrogènes bas. Une autre hypothèse propose l'existence d'une substance présente dans la lumière utérine qui inhiberait le développement des blastocystes et l'implantation. Notons que la diapause des blastocystes est stoppée si l'on enlève les souriceaux qui allaitent ou si l'on injecte des œstrogènes à la mère.

3.3.2.3. L'effet de Bruce [51, 168]

L'effet de Bruce est l'avortement spontané d'une femelle si elle est mise en contact avec un mâle sexuellement mature et étranger pendant les 4 premiers jours de sa gestation. Ce phénomène est lié aux phéromones du mâle. Ce phénomène n'existe que chez la souris.

Il est important de prendre en compte ce phénomène lors de l'introduction d'un nouveau mâle dans un élevage de souris pour éviter des avortements non désirés.

3.3.3. Diagnostic de gestation [20, 26, 33, 72, 75, 100, 147, 153, 168]

3.3.3.1. Eléments de suspicion d'une gestation

Chez la souris, la présence d'un coagulum après le coït est un bon élément de **suspicion** précoce. Certaines études montrent que le taux de gestation s'élève entre 80 et 90% lorsqu'un coagulum a été visualisé chez des femelles reproductrices expérimentées. Rappelons toutefois que ce critère n'est valable uniquement que si les deux partenaires sont fertiles.

Chez la ratte, la visualisation de spermatozoïdes sur un frottis vaginal a la même signification. Il est estimé que le taux de gestation suite à leur présence est compris entre 90 et 94%.

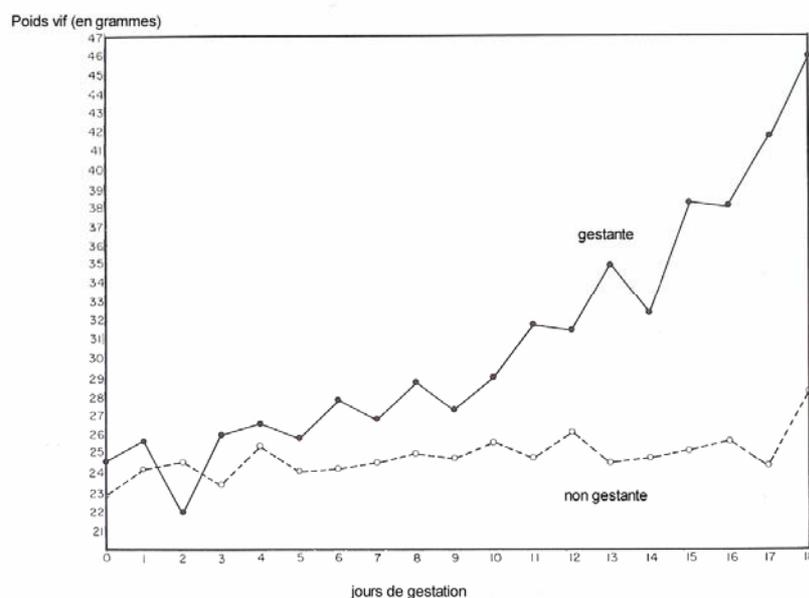
3.3.3.2. Eléments participant au diagnostic de gestation

Plus sûres, d'autres méthodes permettent de **confirmer ou d'infirmer une gestation**. Elles présentent cependant toutes un ou plusieurs inconvénients.

3.3.3.2.1. Critères cliniques

- Le suivi de la courbe de poids vif de la femelle est simple à mettre en œuvre, peu coûteux et fiable (cf. figure 17). Il consiste à peser la femelle quotidiennement. A partir du 13^{ème} jour de gestation chez la souris ou du 17^{ème} jour chez la ratte, le Gain Moyen Quotidien (GMQ) est quasiment constant jusqu'à la mise bas.

Figure 17 : courbe de poids vif d'une souris gestante comparée à celle d'une souris non gestante [72].



- la palpation abdominale est simple à mettre en œuvre et peu coûteuse. Elle permet de mettre en évidence chez la souris un cordon avec des nœuds entre J7 et J10, des petits pois alignés vers J14 qui s'allongent vers J15 et J16. Chez la ratte, les renflements de l'utérus dus aux embryons peuvent se palper à partir de J8 pour un manipulateur averti. Sinon, à partir de J12, lorsque l'on soulève doucement le train arrière de la femelle, on peut voir un bombement crânial. Un collier de perle se palpe très bien à J15. Ensuite, les embryons ne se différencient plus car sont collés les uns aux autres, on peut alors sentir l'utérus uniforme comme un cordon épais et ferme. Enfin, vers J17 et J18, on peut à nouveau palper les embryons grâce à leurs têtes puis leurs corps. Parfois, les mouvements des fœtus sont visibles à travers la paroi abdominale de la femelle. Il faut toutefois manipuler doucement sous réserve de faire avorter la femelle ou d'entraîner une douleur surtout durant le dernier tiers de la gestation. L'auscultation cardiaque est peu réalisable.
- la grosseur de l'abdomen est évocatrice dès J10 à J15 chez la souris et J14 pour la ratte (cf. figure 18), elle n'est cependant que peu spécifique. Associée à la palpation abdominale, elle devient une méthode intéressante.

Figure 18 : distension abdominale d'une ratte à J18 à gauche et J21 à droite [147].



- le développement du tissu mammaire est tardif puisqu'il est visible 2 jours avant la mise bas, il se traduit par un gonflement des mamelles puis une alopecie transitoire centrée autour des tétines (cf. figure 19). Il s'agit plus d'un signe évocateur d'une mise bas.

Figure 19 : photos de deux rattes, à J21 à gauche et après la mise bas à droite [147].



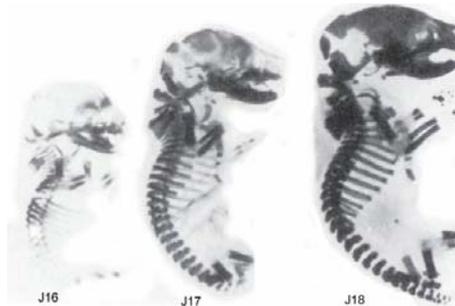
- le comportement de la femelle est un critère tardif, la femelle devient plus nerveuse, elle refuse qu'on la saisisse par le ventre et dès le 14^{ème} jour de gestation elle se met à former

un nid (voire 2 : une aire de repos et une aire pour le garde manger) et dispose des réserves alimentaires dans des endroits cachés (cf. paragraphe 3.5.3.1).

3.3.3.2.2. Examens complémentaires [33, 72]

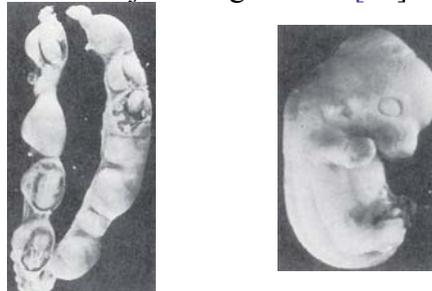
- la radiographie abdominale permet de mettre en évidence les fœtus lorsqu'ils sont ossifiés c'est-à-dire à partir de J15 à J17. Cette méthode permet de compter les fœtus mais il faut que la femelle reste calme, le diagnostic de gestation est tardif et la radiographie ne donne aucune information sur la viabilité des fœtus (cf. figure 20).

Figure 20 : aspect radiographique des fœtus de souris entre J16 et J18 [72].



- l'échographie génitale est comme chez les carnivores domestiques une méthode très utile cependant difficilement réalisable chez une souris et une ratte. L'utérus prend une forme de collier de perles à cause des ampoules foetales qu'il contient (cf. figure 21).

Figure 21 : aspect de l'utérus en collier de perle et aspect d'un embryon de souris au treizième jour de gestation [72].



- La réalisation d'un frottis vaginal chez la ratte permet d'objectiver entre J2 et J10 la présence de sang qui est normale. Attention toutefois à ne pas confondre ce phénomène avec une résorption embryonnaire (voire un avortement).
- la numération sanguine est une technique peu utilisée car invasive. Elle permet de mettre en évidence des fluctuations des populations des cellules blanches et rouges.

A la vue de ces données, un bon compromis semble être atteint lorsque l'on utilise la palpation abdominale et le suivi de la courbe de poids de la femelle après avoir visualisé ou non un bouchon vaginal post-coït ou des spermatozoïdes sur un frottis de ratte. Ce sont des critères simples, peu onéreux, fiables et complémentaires.

3.3.4. Taille des portées [33, 58, 72, 105, 123, 130, 153, 161, 162, 166, 167, 168]

3.3.4.1. Prolificité moyenne des rats et des souris

La souris et la ratte présentent un très haut potentiel de reproduction. Ainsi, on dénombre 1 à 19 souriceaux par portée avec en général 7 à 12 petits et 1 à plus de 20 ratons par portée avec en moyenne 8 à 12 petits. Selon, les modes d'élevages, une femelle a une portée toutes les 3 à 8 semaines durant toute sa vie reproductrice allant de 9 à 16 mois en élevage. Aussi, s'avère-t'elle très prolifique. Le choix des femelles reproductrices apparaît de ce fait primordial dans l'évolution génétique de l'espèce.

3.3.4.2. Facteurs de variation concernant la prolificité

Il existe de nombreux facteurs influençant cette prolificité auxquels il faut penser en cas de portées peu nombreuses. Ce sont :

- la souche ;
- la parité de la femelle : la première portée est généralement la plus petite puis on observe une augmentation de la taille des portées jusqu'à un plateau atteint lors de la quatrième et cinquième portée et perdurant jusqu'à 6 à 7 mois d'âge. Enfin, une diminution progressive s'observe jusqu'à la "ménopause" (cf. tableau IX). En outre, plus le rang de portée augmente, plus les anomalies observées sont nombreuses (cf. tableaux VIII et IX).
- l'âge de la femelle et son âge lors de la mise à la reproduction : une femelle mise à la reproduction trop tôt ou trop tard est moins prolifique et l'âge influe directement sur la fertilité (cf. tableau VIII) ;
- l'utilisation ou non de l'œstrus *post partum* : les portées issues de l'œstrus *post partum* sont moins importantes ;
- l'état de santé de la femelle : une femelle présentant une quelconque affection ou une maladie sous jacente est moins prolifique. On citera les affections respiratoires, prépondérantes du fait de leurs grandes fréquences (rappelons que, selon certaines études, 75% des souris adultes sont concernées) ;
- l'alimentation influe sur la vitesse de croissance, le poids et l'état de santé de la femelle
- la vitesse de croissance et le format de la femelle : plus la femelle est grande, plus la portée sera grande ;
- l'éclairage (et la saison) : une durée d'éclairage égale à 14 heures par jour est optimale pour les performances de reproduction ;
- la température des locaux optimale est comprise entre 22 et 24°C ;
- l'ambiance des locaux : une étude a montré que l'exposition à des bruits intenses intermittents chez des femelles avant l'accouplement entraînait une diminution de la taille des portées ;
- l'environnement social : une densité animale élevée avec notamment des problèmes d'agressivité entre mâles sont des facteurs responsables d'une prolificité moindre. Des études montrent que les systèmes de couple monogame et de trio (un mâle pour deux femelles) permettent une prolificité maximale.

Enfin, outre le nombre d'œufs libérés par cycle, la mortalité embryonnaire, l'avortement et la mortalité néonatale affectent la productivité de l'élevage.

3.3.4.3. Pertes embryonnaires, fœtales et néonatales (cannibalisme) [33, 45, 72, 75, 100, 105, 123, 153, 167]

La mortalité embryonnaire peut avoir une origine maternelle ou embryonnaire. Les causes majeures sont citées dans le tableau VII. Rappelons que les pertes pré-implantatoires sont estimées à 11,1% chez le rat (cf. paragraphe 3.3.1.).

Tableau VII : causes majeures de mortalité embryonnaire chez le rat et la souris. [33, 45, 153, 167]

Causes embryonnaires	Causes maternelles
Présence de gènes délétères Anomalies chromosomiques +++ (délétion / monosomie / trisomie...)	Cytoplasme de l'ovocyte anormal Environnement du tractus génital incompatible avec le développement d'embryons Stress (social, auditif, olfactif, environnement...) Troubles hormonaux et ovariectomie Causes iatrogènes (corticoïdes, caféine, acide folique, insuline, acide salicylique, excès vitamine A et E, actinomycine D, thiouracile...) L'effet de Bruce (souris) Age, impossibilité de l'utérus à assurer une gestation Alimentation : carence en vitamine E Santé déficiente

Les avortements ont une origine maternelle. Leur fréquence n'excède pas 2% chez les souris que la femelle soit primipare ou multipare. Toutefois, elle augmente lorsque la femelle est à la fin de sa vie reproductrice. Les causes sont les mêmes que celles citées dans le tableau VIII.

Tableau VIII : performances de reproduction en fonction du rang de portée et de l'âge des souris femelles [72].

Parité des femelles	Primipares		Multipares	
	3 à 5 mois	7 à 9 mois	7 à 9 mois	10 à 12 mois (en fin de vie reproductrice)
Nombre de portées	164	168	128	92
Nombre d'implantations par portée	11,42	11,04	12,36	10,37
Nombre de souriceaux nés par portée	9,48	9,01	10,35	7,63
% nés sains	83,03	81,57	83,70	73,65
% nés chétifs	1,97	3,17	2,52	6,36
% avortement	1,31	1,02	1,07	1,88
% résorption embryonnaire	33,18	13,90	12,57	17,89
% anomalies	0,48	0,32	0,12	0,19

La mortalité néonatale peut poser un problème en élevage. Elle touche jusqu'à 4% des souriceaux. Elle est due principalement à des morts-nés mais le cannibalisme reste une cause fréquente. Un manque de soins maternels (mère primipare ou trop âgée, stressée ou malade) peut être incriminé. En effet, si la mère n'a pas le réflexe de regrouper ses petits dans un nid,

ceux-ci éparpillés dans la cage ne peuvent pas se réchauffer et se nourrir et meurent d'hypothermie et d'hypoglycémie. Dans de rares cas la femelle ne produit pas assez de lait. Rappelons que la souris ne possède que 10 mamelles. De ce fait, lorsque la portée comporte plus de 10 souriceaux, tous les petits ne peuvent pas forcément allaiter suffisamment. Enfin, dans de très rares cas, la femelle est atteinte d'une agalaxie vraie. Dans ces deux dernières situations, il est intéressant de faire adopter certains ou tous les souriceaux par une autre femelle (cf. paragraphe 2.3.5.).

Le cannibalisme est le fait de la mère le plus souvent mais aussi de mâles autres que le père. Une mère infanticide est généralement inexpérimentée et/ ou ayant subi un stress aigu ou constant. Le cannibalisme peut aussi faire suite à la manipulation trop précoce des nouveau-nés responsable de la disparition de l'odeur du nid. Enfin, la femelle mange les petits mort-nés à leur expulsion ou les nouveau-nés faible, chétifs ou cyanosés dans les 2 à 3 jours.

Tableau IX : taille moyenne d'une portée et pourcentages des anomalies en fonction de la parité des souris femelles [72].

		1 ^{ère} portée	2 ^{ème} portée	3 ^{ème} portée	4 ^{ème} portée
Nombre de portées		350	350	350	350
Nombre de sevrés		2940	3416	3560	3591
Taille moyenne d'une portée		8,4	9,76	10,17	10,28
Pourcentage d'anomalies	cannibalisme	0,47%	0,48%	0,63%	0,70%
	Mort-nés	1,33%	0,71%	0,93%	0,73%
	Persistence de l'amnios	0,33%	1,40%	1,41%	1,51%
	Autres	0,16%	0,08%	0,13%	0,32%
	Total	2,29%	2,67%	3,10%	3,26%

3.3.5. Cas de plusieurs femelles gestantes [72, 132, 161, 162]

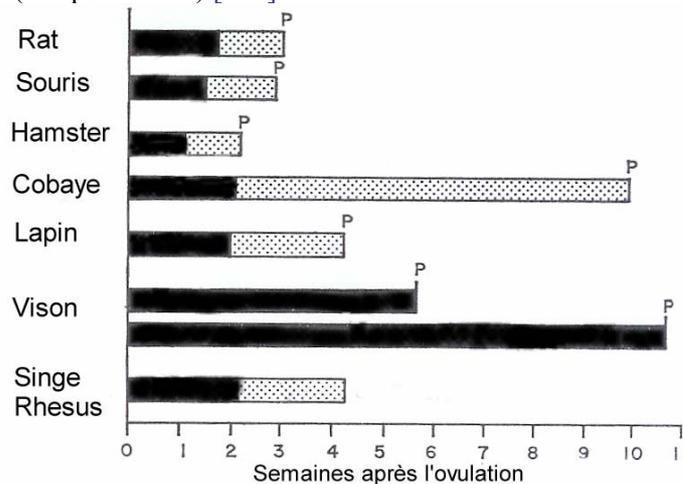
Lorsque plusieurs femelles mettent bas dans la même cage sur une période courte, l'ensemble des souriceaux et des ratons sont placés dans un même nid et les tétées ainsi que les soins ne sont pas discriminants. Ce comportement est intéressant à reproduire lorsqu'une femelle a une portée très nombreuse et une autre femelle une portée petite ou lorsque l'on se retrouve face à des orphelins. Il faut toutefois penser à limiter le nombre d'individus par cage à 30.

Ces femelles sont de très bonnes mères et il est décrit dans la littérature que certaines d'entre elles se sont occupées d'animaux appartenant à une espèce différente (rat et souris par exemple).

3.3.6. Cas de la pseudo-gestation (effet Lee Boot) [20, 26, 33, 51, 75, 84, 120, 130, 161, 162, 166, 167, 168]

Une pseudo-gestation est le fait que la femelle semble être gestante (modifications comportementales, hormonales, physiques et organiques identiques) alors qu'il n'y a pas eu de fécondation. Elle s'étale sur une période de 10 à 13 jours chez la souris et 12 à 14 jours chez la ratte. Ce délai correspond à la durée de sécrétion active de progestérone par le corps jaune. Dans les conditions normales (c'est-à-dire s'il y avait eu fécondation et gestation), le placenta prend le relais de la sécrétion. La figure 22 illustre la différence entre la durée de gestation et celle de la pseudo-gestation chez plusieurs espèces (de rongeurs ou non).

Figure 22 : Durée de vie du corps jaune et de la pseudo-gestation (barres noires) par rapport à la durée de la gestation chez la ratte et la souris (barres ponctuées) en comparaison avec d'autres espèces (P = parturition) [120].



Plusieurs situations peuvent aboutir à une pseudo-gestation. Ce sont :

- un coït non fécondant (trop précoce ou trop tardif ou avec un mâle stérile ou vasectomisé). Certaines études ont montré que chez certaines souches 15% des coïts étaient stériles et conduisaient à des pseudo-gestations.
- la stimulation mécanique ou électrique du vagin ou du col utérin par exemple lors de la réalisation d'un frottis vaginal.
- parfois, des pseudo_gestations spontanées se produisent dans des groupes de femelles cohabitant ensemble. C'est l'effet Lee Boot.
- dans de rares cas, une pseudo-gestation spontanée peut survenir chez une femelle isolée.

Dans les deux premiers cas, bien que cela ressemble à ce qui se passe chez les espèces à ovulation provoquée comme la lapine et la chatte, le phénomène est différent. En effet, la stimulation vaginale provoque chez la lapine et la chatte l'ovulation et le corps jaune secondaire est sécrétant. Chez la souris et la ratte, cette stimulation mécanique est responsable de la sécrétion de deux pics de prolactine (un diurne et un nocturne) qui transforme le corps jaune en une unité active sécrétant de la progestérone. L'augmentation de la progestérone entretient à son tour la sécrétion quotidienne de prolactine. Ces événements sont les mêmes que lors d'une gestation. La différence tient au fait que les mécanismes de lutéolyse se mettent en place vers J10 rendant le corps jaune non sécrétant. Comme il n'y a pas de placenta pouvant reprendre la sécrétion de progestérone, le cycle est interrompu.

Ce phénomène est plus rare chez la ratte que chez la souris sauf si la réalisation de frottis est fréquente.

En élevage, ce phénomène est utilisé pour réaliser des inséminations artificielles et des transferts d'embryons car pendant une pseudo-gestation le tractus génital femelle est préparé de la même manière que pendant une gestation. Ainsi, les chances de réussite de l'implantation des embryons augmentent (cf. paragraphes 3.6.1. et 3.6.2.).

3.3.7. Conduite à tenir face à une femelle gestante [75, 138, 161, 162]

- Isolement ou cohabitation ? La femelle peut cohabiter avec d'autres femelles gestantes ou non si elle en a l'habitude. Le mâle peut aussi être laissé dans la cage. Il faudra cependant

penser à le retirer pendant les 48 heures suivant la mise bas pour éviter un accouplement durant l'œstrus post-partum. Il peut ensuite être replacé avec toute la portée. Seuls les mâles n'étant pas pères peuvent être agressifs avec les nouveau-nés. Certains auteurs conseillent cependant de séparer les rats mâles 2 à 5 jours avant le part et jusqu'au sevrage.

- Mettre à disposition de la femelle du matériel pour fabriquer un ou plusieurs nids. En effet, durant les derniers jours avant la parturition, la femelle passera une grande partie de son temps à construire un ou deux nids. Ce comportement continuera pendant une partie de la lactation. L'impossibilité à le faire peut générer un stress suffisant pour entraîner un avortement ou parfois du cannibalisme. Il faut donc lui proposer un abri dans un endroit sombre et chaud, des mouchoirs, des morceaux de tissus ou du foin.
- Laisser la boisson à volonté.
- Fournir une alimentation adaptée aux besoins (cf. chapitre 2.1.3.).
- L'ambiance doit être calme pour éviter tout stress.
- Faire attention à l'effet de Bruce chez la souris.
- Différencier gestation et pseudo-gestation, surtout lorsque plusieurs femelles cohabitent.

Remarque : le comportement de la femelle peut se modifier transitoirement pendant la gestation. Elle devient alors soit plus calme soit plus agressive.

3.4. La mise bas

3.4.1. Signes avant coureurs [20, 26, 33, 75, 84, 130]

Durant le dernier tiers de la gestation (à partir de J17 chez la ratte), la symphyse pubienne se relâche sous le contrôle de deux hormones : les œstrogènes et la relaxine. Les mamelles se développent progressivement et la femelle occupe de plus en plus son temps à construire un nid.

Les deux derniers jours, les tétines deviennent gonflées et le développement des mamelles s'accélère. Les mouvements des fœtus sont visibles à travers la paroi abdominale. Les 12 dernières heures, les fœtus descendent vers l'entrée du bassin.

La veille, la femelle dort beaucoup et tente de se soulager en se plaçant sur le dos.

Une heure 30 à 4 heures avant le part, l'orifice vaginal s'ouvre et laisse sortir du mucus transparent et filant.

Quelques heures avant la mise bas, la femelle s'étire toutes les 2 minutes. Ces mouvements s'accroissent et s'intensifient jusqu'à survenir toutes les 15 secondes. Le début du travail est alors imminent. La photographie 2 de la figure 23 montre une ratte ayant une contraction.

3.4.2. Durée, moment et déroulement [20, 26, 33, 75, 84, 130, 147]

- La mise bas a lieu pendant la nuit, le plus souvent entre minuit et 4 heures du matin.
- Durant le début du travail, la femelle étend son corps tout en marchant. Les étirements sont rapides et intenses puis elle s'allonge sur son ventre et étend ses postérieurs en arrière. La ratte prend une position originale en plaçant sa tête entre ses antérieurs. Les contractions utérines sont visibles à travers la paroi abdominale. Durant cette période, le col utérin se dilate. La femelle se lèche la vulve juste avant la première délivrance.
- Lors de la délivrance, elle adopte une position semi- accroupie. Lorsque le premier nouveau-né est expulsé enveloppé dans ses annexes, elle coupe le cordon ombilical et attrape avec ses incisives le placenta qu'elle mange. Ensuite, elle s'occupe du nouveau-né en le léchant et le séchant.

- Elle réitère cette séquence pour chaque souriceau ou raton.
- Enfin, elle réunit tous les petits dans un nid si elle ne l'a pas fait au fur et à mesure et entreprend sa propre toilette. Parfois, la femelle se déplace entre deux naissances.

La durée de la mise bas dépend du nombre de fœtus. Une parturition dure entre 1 heure et 3 heures 30 pour une portée de 11 petits alors qu'elle ne dure que 15 minutes pour des portées peu nombreuses. Plusieurs minutes séparent la naissance de deux nouveau-nés.

Les fœtus sont expulsés dans l'ordre de leur arrivée : le premier est celui logé le plus près du col et le dernier celui le plus près de l'oviducte. Ceci s'explique par les contractions locales du myomètre qui se déclenchent de proche en proche. De plus, les nouveau-nés arrivent alternativement en présentation par la tête ou par le postérieur.

Ci après les principales étapes de la mise bas sont illustrées par des photographies gracieusement fournies par l'association *Rattus Quebecus Montréal* [147] (figure 23).

Figure 23 photo 1 : repos avant le part



photo 2 : contraction



Photo 3 : expulsion d'un raton avec ses annexes



Photo 4 : aide à la sortie du raton hors de ses annexes



Photo 5 : rupture du cordon et ingestion des annexes



Photo 6 : soins au nouveau-né



3.4.3. Conduite à tenir face à une femelle prête à mettre bas

L'ambiance doit être calme avant, pendant et après la mise bas. Il ne faut pas éclairer davantage la pièce car la mise bas se fait surtout la nuit.

La litière doit avoir été changée dans les deux jours avant la mise bas, sans stress car elle ne pourra pas être changée pendant 1 à 2 semaines pour éviter le rejet de la portée voire du cannibalisme.

Du matériel pour le nid doit être mis à disposition de la femelle. Rappelons que les petits sont très sensibles au froid. Une fois utilisé par la femelle, il ne faut pas enlever le matériel pendant au moins deux jours car l'odeur du nid ne doit pas être enlevée.

Ne pas manipuler les petits impérativement pendant les des 2 premiers jours voire les 2 premières semaines sauf si la femelle n'a pas le réflexe de regrouper les petits dans le nid. Dans cette situation, le manipulateur peut les réunir dans le nid à la place de la mère. Il doit mettre des gants et les imprégner de l'odeur du nid avec du matériel possédant l'odeur du nid (1 mouchoir par exemple). Ce matériel est ensuite jeté. Les souriceaux ou ratons sont pris délicatement lorsque la mère est occupée à manger ou à jouer puis déposés dans le nid. Cette manœuvre est réalisée autant de fois que nécessaire.

Il faut se méfier des cages à étage(s) car les souriceaux et ratons peuvent ramper au bout de quelques jours et risquer de tomber car ils sont aveugles jusqu'à l'âge de 14-15 jours. De même, les barreaux au sol sont dangereux en fonction de leur espacement car les petits peuvent se bloquer une patte ou passer la tête entre 2 barreaux.

3.5. Les nouveau-nés

3.5.1. Développement normal des souriceaux et des ratons [147, 26, 75, 84, 124, 129, 161, 162]

Les nouveau-nés sont nidicoles, ils dépendent entièrement de leur mère. De plus, certains organes n'ont pas encore terminé leur développement. Ils naissent sans poils, sans dents, aveugles et sourds. En effet, les paupières sont fermées par une membrane et les pavillons auriculaires sont de taille réduite et adhérents à la tête (cf. figure 24). De même, le cœur n'est pas mûre à la naissance : les valves tricuspidiennes et le septum inter ventriculaire ne seront complètement achevés qu'au cours de la première semaine de vie.

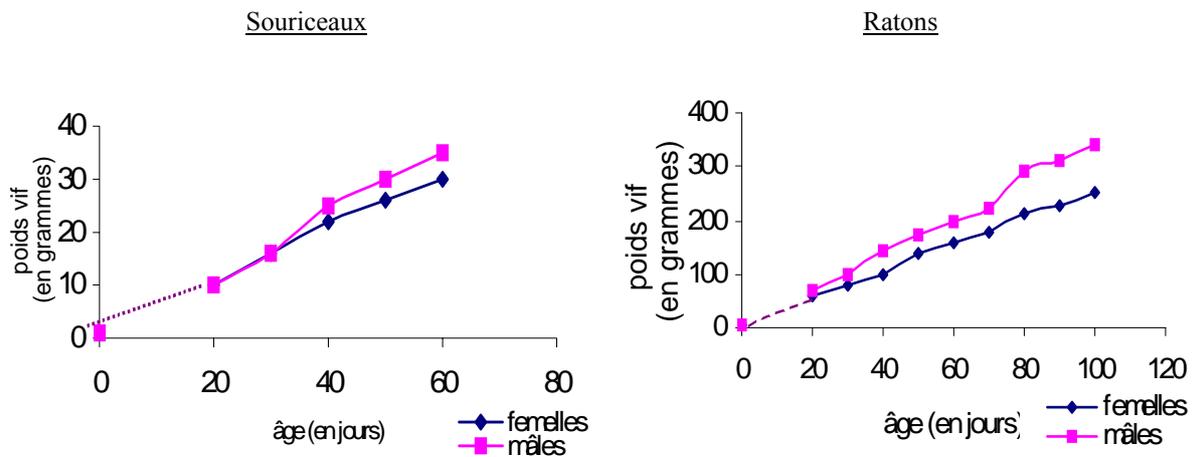
Figure 24 : photographies de ratons nouveau-nés [147].



Le développement normal des souriceaux et des ratsons s'effectue selon une chronologie bien établie qui permet d'évaluer l'âge d'un jeune en fonction de critères morphologiques (cf. tableau X).

Le suivi de la courbe de poids des souriceaux et des ratsons (cf. figure 25) permet de suivre leur croissance et de savoir indirectement si l'alimentation et la production de lait est suffisante et adaptée. Ce suivi est particulièrement important lorsque l'allaitement s'effectue par un manipulateur dans le cas où le souriceau est orphelin.

Figure 25 : comparaison des courbes de croissance de souriceaux albinos mâles et femelles avec celles de ratsons mâles et femelles [26, 84, 129]. *La portion de courbe violette et en pointillée est commune aux femelles et aux mâles.*



Notons que plus la portée est nombreuse, moins le poids au sevrage sera important.

Tableau X : caractéristiques morphologiques et générales lors du développement normal d'un souriceau et d'un raton de sa naissance à l'âge de 6 semaines [26, 75, 84, 124, 161, 162].

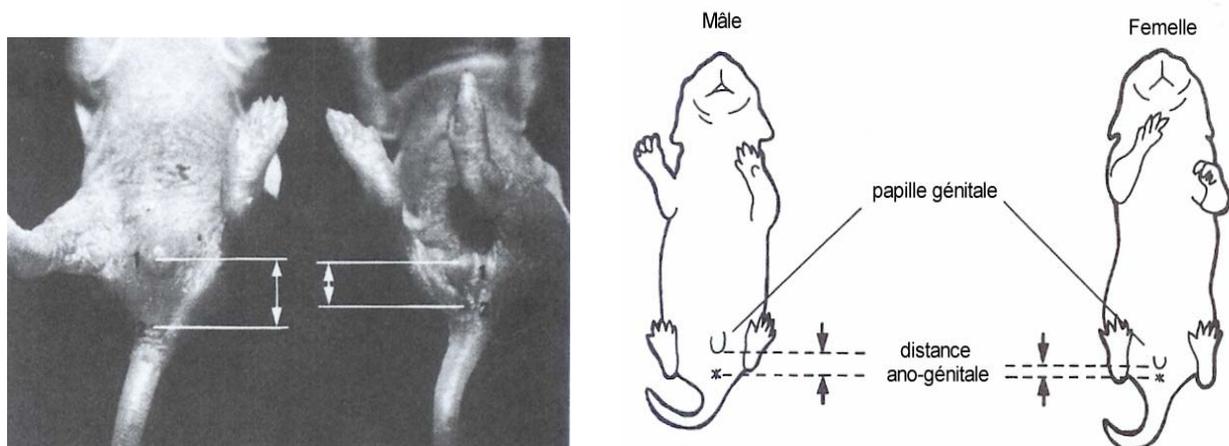
Date	Souriceau	Raton
Jour 1	peau de couleur rouge clair lait dans l'estomac visible à travers la peau	
	longueur du corps = 2,5 cm en moyenne poids vif = 1 à 1,5 grammes	poids vif = 4,5 à 6 grammes comportement = redressement du corps
Jour 2	peau plus claire décollement des pavillons auriculaires de la tête	
Jour 3	décollement de 45° des pavillons auriculaires ouverture de oreilles vibrisses visibles	Acquisition du comportement de pivotement Ouverture totale du canal auditif (audition)
Jour 4	décollement de 90° des pavillons auriculaires	Mouvement des épaules
Jour 5	peau épaissie : l'estomac rempli de lait n'est plus visible à travers celle-ci Acquisition comportement de pivotement	PV = 2 x PV naissance ≈ 10 à 12 g Apparition d'un duvet fin
Jour 6	apparition d'un duvet fin sur le train postérieur fin d'ouverture des oreilles (audition)	
Jour 7	duvet fin sur l'ensemble du corps thermorégulation effective	
Jour 8	les incisives inférieures sont visibles mais non sorties	
Jour 9		Apparition du pelage normal Les ratons ont le réflexe de ramper jusqu'au nid s'ils s'en sont éloignés.
	les tétines inguinales apparaissent chez la femelle	
Jour 10		Mouvement de la tête
	Eruption des incisives inférieures	Eruption des incisives
Jour 11	Eruption des incisives supérieures	Début pour les ratons précoces de l'alimentation solide (sinon J13)
Jour 12		Ouverture des paupières : fente Possibilité de se tenir "debout" en utilisant les postérieurs
Jours 13-14	Ouverture des paupières : fente	
	Début de la période de socialisation Premières sortie hors du nid, alimentation et boisson (à la bouteille) Acquisition du contrôle de la miction et de la défécation	
Jour 15		Position debout sur les deux postérieurs
Jour 16	début de la phase d'hyperactivité éruption des molaires M1	Recherche de nourriture Ouverture normale des yeux
Jour 17		Possibilité de grimper une corde
Jour 18		Fin du passage de l'immunité passive via le lait
3 ^{ème} semaine	ouverture ovale des paupières pelage fin et duveteux forme triangulaire de la tête souris adulte en miniature (longueur = 12 cm en moyenne)	J 19- J 20 : disparition des mamelles sous le pelage J20 : possibilité de sauter J21 : PV = 25 à 75 grammes Rat adulte en miniature
4 ^{ème} semaine	ouverture normale des paupières pelage lisse forme trapézoïdale de la tête J28 -J29 : éruption des molaires M3	
5 ^{ème} semaine	puberté pour les animaux les plus précoces	
6 ^{ème} semaine	fin de la période de socialisation	

3.5.2. Distinction entre mâle et femelle (sexage) [20, 26, 33, 72, 81, 100, 124, 153, 161, 162, 166]

Le sexage des souriceaux se réalise dès la naissance pour les plus avertis. Plusieurs critères sont à prendre en compte :

- La distance ano-génitale : c'est le critère le plus précoce et le plus sûr. Le mâle présente une distance 1,5 à 2 fois plus grande que la femelle (cf. figure 26). Il reste valable toute la vie de l'animal.

Figure 26 : sexage des ratons nouveau-nés en fonction de la distance ano-génitale [124].



- La visualisation des testicules à travers la peau en région abdominale en arrière des reins si la peau n'est pas pigmentée ;
- La visualisation des tétines chez les femelles entre J8 et J15 chez la souris et J8 et J19-20 chez le rat qui forment 2 rangées de 6 points roses ;
- La visualisation des scrotums chez le mâle à partir de J28.

☛ Chez la souris nue, la papille génitale de la femelle est proéminente qu'il ne faut pas la confondre avec un orifice génital mâle [75].

3.5.3. Comportement maternel et interactions nouveau-nés / mère [20, 25, 75, 130]

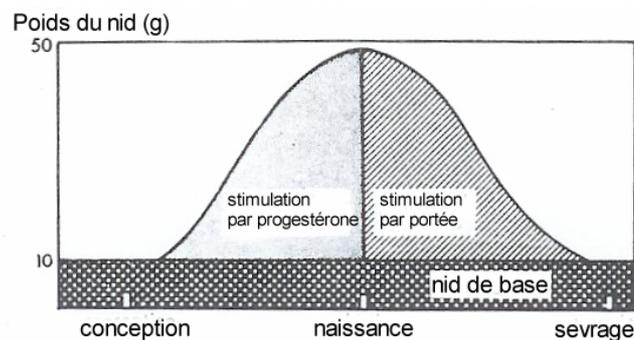
3.5.3.1. Comportement maternel

Durant la période de reproduction, la femelle présente une modification de son comportement. Cela commence par le comportement sexuel avec la copulation puis le comportement maternel se développe.

- *La construction d'un nid* est une occupation qui se déroule toute la vie de l'animal, surtout chez la souris et permet l'entretien d'une aire de repos. Cependant, la fonction, le temps imparti ainsi que l'aspect et la taille du nid diffèrent selon que la femelle est vide, gestante ou en lactation. Si pendant la gestation, cette activité s'accroît les 2 à 5 derniers jours, elle prend une importance considérable dans l'"emploi du temps" des femelles allaitant. Ainsi, si l'on défait le nid chaque jour, la femelle le reconstruira à chaque fois (pendant les 2 premières semaines chez la ratte). Le poids du nid augmente considérablement jusqu'au

jour de la mise bas puis diminue doucement pour revenir à sa valeur basale au moment du sevrage (figure 27). Cependant, la taille du nid reste quant à elle maximale au moins les 10 premiers jours. Ceci s'explique par une modification de la structure du nid. Au moment de la mise bas, le nid est volumineux et dense avec une cavité étroite renfermant les nouveau-nés serrés les uns contre les autres pour garder au maximum la chaleur. A partir du 10^{ème} jour, la cavité du nid s'agrandit tandis que les parois s'amincissent pour finalement laisser s'entrouvrir le nid. Ce comportement peut être affecté par différents facteurs positifs tels que la disposition d'un matériel adapté pour la construction, la température ambiante (plus la température est basse, plus le nid est grand), l'état du nid, la présence de nouveau-nés, l'ambiance calme et la concentration en progestérone et des facteurs négatifs tels que le stress et la disposition d'un matériel inadapté (cf. paragraphe 1.2.2.).

Figure 27 : évolution du poids du nid en fonction du statut physiologique de la souris [25].

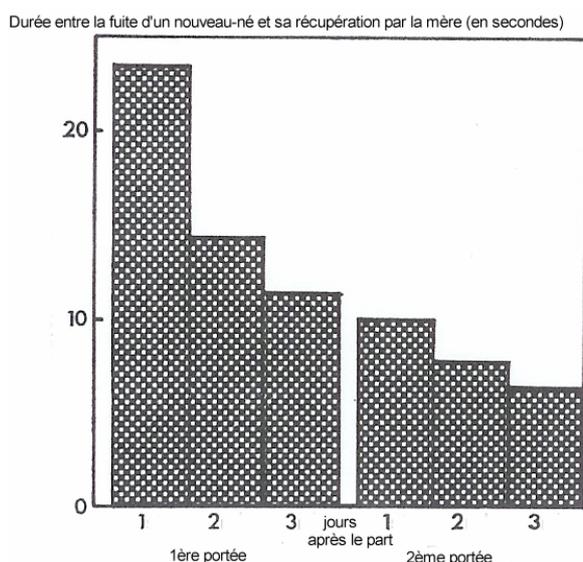


- *La toilette* est une occupation qui augmente considérablement pendant la gestation et la lactation. La femelle se lèche et utilise ses incisives et ses griffes pour lisser ses poils en insistant autour des tétines et de la vulve. Ce comportement est en fait nécessaire pour le développement normal des glandes mammaires chez la ratte.
- *Les soins aux nouveau-nés* concernent l'allaitement, la stimulation des réflexes d'élimination et le réflexe de regrouper les petits dans le nid à la moindre escapade en attrapant les petits par le cou à l'aide de la gueule (le "retrieving").

L'allaitement occupe une très grande partie du temps de la femelle pendant les premiers jours. La ratte et la souris se placent au dessus des petits avec les quatre membres étendus. Les nouveau-nés sont accrochés aux tétines durant de longs moments pendant lesquels ils ne tètent que lors de courts instants. On reconnaît facilement ces instants puisqu'ils pétrissent les mamelles uniquement lorsqu'il y a sécrétion de lait. Pendant tout ce temps, la femelle est dans un état de sommeil caractérisé par des ondes lentes à l'électroencéphalogramme. Les nouveau-nés commencent à téter dans les trois heures suivant leur naissance. La lactation dure en général 20 à 24 jours mais peut perdurer jusqu'à 70 jours si la femelle a été fécondée pendant l'œstrus post partum. Le pic de lactation se situe autour de J10 – J13 chez la souris et J12 – J14 chez la ratte. La production moyenne quotidienne est de l'ordre de 10 à 20 mL chez une ratte. Une ovariectomie pratiquée chez une ratte en lactation n'a d'influence ni sur la lactation ni sur le comportement maternel.

Le retrieving concerne les femelles allaitant mais aussi les femelles non reproductrices et les mâles (après une période de quelques jours d'habituation). Ce comportement diminue avec l'âge des souriceaux et rats et peut être altéré par une perturbation de l'odeur des petits ou par des stimuli auditifs négatifs (ondes de haute fréquence). Plus les femelles sont expérimentées, plus le délai entre l'escapade et le retour au nid sera court (cf. figure 28).

Figure 28 : amélioration du comportement de retrieving avec l'expérience des souris [25].



3.5.3.2. Interactions mère \Leftrightarrow nouveau-nés \Leftrightarrow environnement [13, 25, 33, 100, 161, 162]

L'interaction commence lors de la délivrance pendant que la femelle nettoie les nouveau-nés et les dépose au fond du nid qui est déjà imprégné de son *odeur* et des phéromones libérées par sa peau, dans ses urines, ses fèces et ses glandes.

La communication à l'aide de *vocalisations* est aussi très importante pour la reconnaissance des petits par la mère. Sans cri, la femelle peut tuer les nouveau-nés comme elle le fait pour les mort-nés et les animaux débilités.

La perception de l'environnement et de la mère par les nouveau-nés est frustrée compte tenu de leur immaturité (visuelle, auditive et motrice). Il s'agit avant tout d'une perception olfactive avec la distinction des phéromones maternelles attractives sécrétées dans les caecotrophes et au niveau des tétines. Ces phéromones facilitent le regroupement des petits et l'allaitement.

Le pétrissage des mamelles est un comportement présent dès la naissance chez les rats et les souriceaux (contrairement aux chatons).

3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir [25, 75, 161, 162, 163]

L'âge au sevrage dépend du système d'élevage. Dans un système où l'on utilise l'œstrus *post-partum*, le sevrage s'effectue tôt à 21 jours juste avant que la portée suivante n'arrive. Les souriceaux pèsent alors entre 10 et 12 grammes et les rats entre 25 et 55 grammes.

Cependant, des études montrent qu'un sevrage précoce génère une augmentation de nervosité et une diminution d'assurance chez les animaux adultes et à l'opposé un sevrage tardif (jusqu'à 6 semaines) assure un développement mental, affectif et social de meilleure qualité. Ceci s'explique en partie par le fait que l'acquisition des comportements sociaux se fait sur une période plus longue avec une femelle moins indulgente. De même, l'exploration est facilitée

car les jeunes ont tendance à suivre leur mère dans un premier temps puis à devenir indépendant. D'autres études laissent penser que la santé et l'espérance de vie sont meilleures si le sevrage est tardif.

La seule précaution à prendre lorsque l'on choisit un sevrage tardif est celle de séparer les mâles et les femelles pour éviter des gestations beaucoup trop précoces.

3.5.5. Les orphelins : que faire ?

Le pronostic de survie des orphelins dépend de la méthode utilisée pour les élever et de leur âge. Avant 15 jours, si aucune femelle ne peut adopter les petits, le pronostic est réservé à sombre. Cela s'explique en partie par le fait que l'immunité passive est transférée de la mère aux petits pendant la période de gestation par le placenta mais surtout pendant la lactation jusqu'à J18 (voire J20) chez le rat [26, 168].

Deux solutions existent lorsque l'on se trouve face à des orphelins de moins de 2 semaines : l'adoption par une deuxième femelle et l'élevage par l'homme.

3.5.5.1. L'adoption par une autre femelle qui a des petits d'âge voisin [25, 33, 75, 123, 130, 161, 162, 168]

Cette solution reste la meilleure chance pour les souriceaux et ratons et s'effectue lorsqu'ils sont nouveau-nés. La seule limite est qu'il faut avoir une autre femelle qui a des petits en nombre modéré et d'âge voisin, entre 1 et 4 jours de différence avec un maximum de réussite à 2 jours d'intervalle. En effet, il a été montré que plus la différence d'âge était importante, plus les chances de réussite étaient minces. Ceci s'explique en partie par le fait que la composition du lait change au cours du temps et peut ne pas convenir pour des animaux plus jeunes ou plus vieux. De plus, la compétition se fait toujours au détriment des plus jeunes. Chez certaines femelles très maternelles et lorsque l'on ne dispose pas d'une autre femelle, l'adoption peut se faire au milieu voire à la fin de la lactation puisque le réflexe de sécrétion de lait peut perdurer jusqu'à 70 jours.

Si le nombre de petits orphelins est trop grand (rappelons qu'à partir de 10 souriceaux, il n'y a pas assez de mamelles), la portée peut être divisée entre plusieurs mères adoptives.

Pour faire adopter des souriceaux ou des ratons, il faut procéder de la façon suivante :

1. sortir la femelle adoptive de la cage ;
2. manipuler les orphelins avec du matériel du nid de la femelle adoptive et/ ou de la litière souillée par les déjections pour les imprégner de son odeur, le manipulateur est muni de gants ;
3. replacer la mère adoptive dans la cage.

Il faut surveiller pendant quelques heures la nichée afin de vérifier que la femelle ne rejette pas les orphelins. Dans les conditions normales, l'adoption s'effectue sans problème puisqu'il s'agit d'un comportement naturel : lorsque plusieurs femelles mettent bas au cours d'une même période, elles ne construisent qu'un seul nid et allaitent de façon indifférente les petits.

3.5.5.2. La prise en charge par une personne [161, 162]

Cette deuxième solution est contraignante pour la personne dévolue à cette tâche et ne présente un bon pronostic que si les souriceaux ou ratons sont déjà âgés de 2 semaines. Trois points sont fondamentaux : la chaleur, l'alimentation et la stimulation des fonctions naturelles (miction et défécation). Les deux derniers points ont été vus au paragraphe 2.2.1.

Avant l'âge de 7 jours, les souriceaux ou ratons dénués de poils sont incapables de maintenir leur chaleur corporelle et ce n'est qu'à partir de 10 jours que leur pelage leur assure une certaine isolation. Aussi, est-il fondamental de les mettre dans un nid les isolant de tout courant d'air et de les blottir les uns contre les autres. La température du nid doit se situer entre 24 et 30°Celsius. Pour cela l'utilisation d'une couveuse et d'un tapis chauffant est intéressante.

3.6. Techniques de reproduction assistée

Dans ce paragraphe, figurent des techniques qui ne sont pas destinées à la très grande majorité des éleveurs de rongeurs. Cependant, compte tenu de leur développement important ces dernières années, il m'a semblé intéressant de faire le point, notamment sur l'insémination artificielle, le transfert d'embryon et les procédés de superovulation.

3.6.1. Insémination artificielle [26, 33, 84, 103]

3.6.1.1. La récolte du sperme

C'est un des deux facteurs limitant l'utilisation de l'insémination artificielle chez le rat et la souris car une fois le sperme récolté, il coagule rapidement. L'ablation des glandes de coagulation permet de se soustraire à ce problème et n'altère en rien les performances sexuelles des individus.

Pour provoquer l'éjaculation chez la souris ou le rat, plusieurs techniques sont utilisables : l'injection de penostérone et yohimbine combinée ou non avec un parasymphomimétique tel que la pilocarpine et l'électroéjaculation. Toutefois, cette dernière technique augmente la rapidité de la coagulation du sperme aussi elle est à réserver aux mâles dont on a fait l'exérèse des glandes de coagulation. Ceci explique que j'ai fait le choix délibéré de ne pas détailler cette technique. Les lecteurs pourront se référer à la thèse de Doctorat Vétérinaire de Monsieur Stievenert (thèse numéro 89, réalisée en 1997 à l'école nationale vétérinaire de Lyon).

La quantité de sperme récoltée chez un rat est de l'ordre de 1 à 2 gouttes et un éjaculat contient en moyenne 50 à 60 millions de spermatozoïdes (comme chez les souris).

3.6.1.2. La dilution et la conservation de la semence

Pour diluer le sperme, une solution saline additionnée ou non de jaune d'œuf ou de citrate peut être utilisée.

La conservation est le deuxième facteur limitant puisqu'à ce jour aucun protocole n'a permis de conserver du sperme de souris ou de rat par le froid. Ceci est lié au fait que les spermatozoïdes possèdent un acrosome particulièrement grand, fragile et susceptible face à un quelconque stress. Seules les inséminations directes peuvent être pratiquées.

3.6.1.3. L'insémination : méthode chirurgicale et non chirurgicale

Un temps préalable est nécessaire pour la réussite de l'insémination. Il a pour objectif de préparer le tractus génital de la femelle réceptrice pour que l'implantation puisse se faire (cf. paragraphe 3.3.1.). Pour cela, il faut rendre la femelle pseudo gestante entre 1 heure 30 et 4 heures 30 avant l'insémination (cf. paragraphe 3.3.6.).

La technique chirurgicale consiste à injecter directement le sperme dans l'utérus après un abord de laparotomie. Chez la souris des études montrent un taux de succès de 78 %.

La technique non chirurgicale consiste à déposer la semence dans l'utérus en passant par les voies naturelles à l'aide d'un spéculum. Cette technique offre de meilleurs résultats avec un taux de succès (gestation) quasiment égal à celui d'un accouplement naturel.

Je n'ai pas trouvé dans la littérature la technique d'insémination vaginale (décrite chez la chienne) chez le rat et la souris.

3.6.1.4. Cas particulier de la micro-insémination de spermatozoïdes congelés issus d'un mâle atteint d'une azoospermie due à l'âge [103]

Cette technique décrite en 1997 pourrait devenir une solution pour la préservation de spécimens mutants rares atteints d'azoospermie sénile qui possède la particularité de conserver des spermatozoïdes normaux. Le protocole utilise la cryopréservation de ces cellules germinales et obtient de bons résultats tout en assurant un développement normal des embryons.

3.6.2. Transfert d'embryons [26, 33, 84]

3.6.2.1. Technique pour provoquer une super-ovulation

Cette technique augmente le nombre d'œufs fertilisables. Toutefois étant donné la prolificité des ratte et des souris cette étape n'est pas indispensable. Elle consiste à injecter des gonadotropines.

3.6.2.2. La synchronisation entre la femelle donneuse et la femelle réceptrice.

Les conditions optimales pour qu'un transfert d'embryons soit réussi sont que les œufs transférés soient au maximum plus "jeunes" de 2 jours que le stade de la femelle réceptrice. Autrement dit il faut absolument que l'utérus soit prêt avant que le transfert n'ait eu lieu.

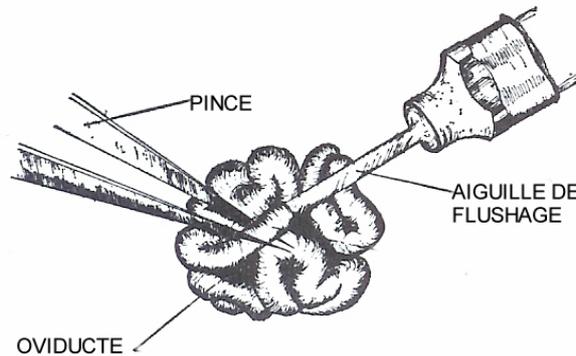
Pour cela, une pseudo-gestation est induite chez les deux femelles. Se reporter au paragraphe 3.3.6. pour la technique.

3.6.2.3. La récolte des œufs

La récolte des œufs peut se faire à trois niveaux différents : l'ovaire, l'oviducte et l'utérus. Les deux dernières localisations nécessitent la stérilisation des femelles du fait de l'ablation d'une partie du tractus génital.

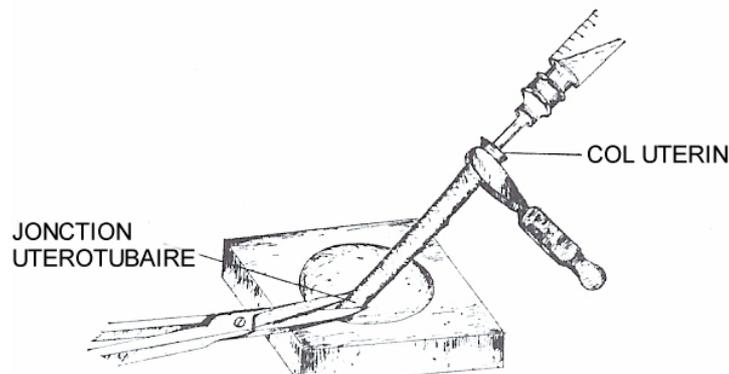
- Dans un follicule ovarien pré-ovulatoire. Il faut procéder à une incision de la paroi du follicule puis récupérer les œufs à l'aiguille fine ;
- Dans l'oviducte. Etant donné que l'oviducte est logé en partie dans la bourse ovarique, il faut tout d'abord inciser cette bourse puis la disséquer délicatement pour identifier et individualiser l'oviducte. L'oviducte est ensuite extrait et flusher de chaque côté. Le liquide est récolté et les œufs extraits (cf. figure 29).

Figure 29 : illustration du flushage de l'oviducte [33].



- Dans l'utérus. De même que pour l'oviducte, il faut procéder à l'ablation de l'utérus de la jonction utéro-tubaire au col utérin puis un flushage permet de récupérer les oeufs (cf. figure 30).

Figure 30 : illustration du flushage de l'utérus [33].



3.6.2.4. La conservation des œufs

La conservation des œufs est rarement longue lors de la réalisation d'un transfert d'embryons, en général de l'ordre de 20 minutes. Les maintenir dans des tubes capillaires ou dans une pipette Pasteur est alors suffisante avec la solution qui a servi à flusher.

Pour une conservation longue, de nombreuses solutions ont été testées. On citera la solution de Krebs, la solution de Hank, le diluant Ortho bovin additionné de jaune d'œuf. De plus, la conservation peut se faire sur un milieu de culture d'œufs.

3.6.2.5. Le transfert d'embryons

Il se réalise sous anesthésie générale. Il existe une technique chirurgicale et une technique non chirurgicale.

La technique chirurgicale consiste à injecter les œufs dans l'utérus à l'aide d'une micro-pipette après avoir réaliser une petite incision sur une corne du côté anti-mésométrial. Un soin particulier doit être entrepris pour éviter d'injecter de l'air, néfaste pour l'implantation. Une antibiothérapie à large spectre est instaurée pendant quelques jours.

La technique non chirurgicale consiste à déposer les embryons au stade morula ou blastula dans l'utérus par les voies naturelles à l'aide d'un otoscope pour faciliter la visualisation. Avec cette technique, 30 % des embryons aboutissent à des fœtus viables.

3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire. [45, 46, 47, 55, 72, 83, 100, 105, 114, 115, 145]

Certains lecteurs pourront penser que ce chapitre n'est pas utile dans une thèse relatant de l'élevage. Cependant, deux arguments appuient ma démarche. Tout d'abord, connaissant le très fort potentiel reproducteur des rongeurs, un éleveur peut se trouver très rapidement face à une situation de surpopulation avec des difficultés à séparer tous les animaux reproducteurs et non reproducteurs et finalement se trouver face à une impossibilité à pouvoir suivre ses objectifs de sélection. Ensuite, pour les animaux non reproducteurs destinés à la vente ou à l'adoption, la stérilisation semble être un avantage indéniable pour ces derniers et leurs propriétaires.

3.7.1. Stérilisation des mâles

La castration est indiquée pour contrôler la population de souris quand mâles et femelles cohabitent, limiter l'agressivité des individus, limiter le comportement de marquage urinaire et diminuer l'odeur des urines et procéder à l'exérèse de testicules tumoraux (rares chez la souris).

Le rôle de la castration vis à vis de l'agressivité reste cependant mitigée du fait de la part importante de la génétique et de l'environnement sur ce comportement (cf. paragraphes 1.2, 1.5.5. et 1.5.6.). Il dépend aussi de l'âge des animaux au moment de l'opération. Ainsi, réalisée avant la puberté, la castration abolit la production des phéromones responsables de l'agressivité entre mâles étrangers tandis que réalisée après la puberté, les phéromones sont produites mais leur activité est nulle.

Chez le rat et la souris, une diète n'est pas nécessaire car ces animaux ne peuvent pas vomir. De plus, pendant et après la chirurgie, il faut veiller à maintenir une température corporelle suffisante car ils sont très sensibles à l'hypothermie. Pour cela, un tapis chauffant ou des bouillottes peuvent être utilisées.

La technique chirurgicale utilisée généralement est la même chez la souris, le rat et la gerbille : il s'agit d'une castration à testicules couverts en région scrotale.

Après avoir anesthésié et placé en décubitus dorsal la souris, la région scrotale est préparée chirurgicalement. Les testicules sont ramenés au niveau des scrotums s'ils ne le sont pas en exerçant une pression douce d'avant en arrière jusqu'au pubis. Une incision unique de 1 cm entre les 2 scrotums est réalisée. Après dissection, le premier testicule est énucléé en enlevant les adhérences scrotales. Le testicule couvert est extériorisé et le cordon testiculaire est ligaturé avec la tunique vaginale pariétale le plus près possible de l'anneau inguinal superficiel. Le testicule est ensuite enlevé avec le corps adipeux rétro-épididymaire. La même technique est utilisée pour faire l'exérèse du deuxième testicule par la même ouverture. Il n'est pas nécessaire de fermer les anneaux inguinaux dans la mesure où la castration à testicule couvert limite le risque d'hernie. Enfin, les scrotums sont suturés avec un fil monobrin résorbable par des points simples et une solution désinfectante douce est appliquée sur la plaie. Aucun pansement n'est mis en place. L'appareil reproducteur mâle du rat est illustré à la figure 31.

Une vasectomie peut aussi être pratiquée [55]. Pour cela, on peut soit pratiquer une seule incision ventrale médiane pré-pubienne soit pratiquer deux incisions bilatérales sur le

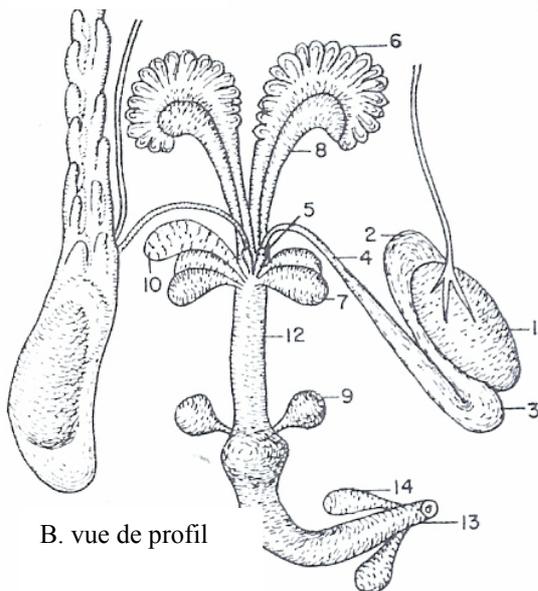
scrotum. La première technique est décrite ci- après : l'incision de 2 cm ne doit pas léser la vessie sous jacente. Celle- ci est réclinée ventralement et caudalement ce qui permet la visualisation des canaux déférents. Deux ligatures séparées de 0,5 cm sont placées sur chaque canal puis la portion comprise entre ces ligatures est retirée. La ligne blanche puis le tissu sous cutané sont suturés avec un fil synthétique résorbable. La peau est ou non refermée par des agrafes cutanées.

Pour la période post- opératoire, un antalgique type Anti-Inflammatoires Non Stéroïdiens (ex. *acide tolfénamique*, Tolfédine® ; *méloxicam*, Métacam®) ou du buprénorphine assure un meilleur rétablissement (cf. annexe 5 « analgésie chez les rongeurs myomorphes »). La litière doit être changée par du papier journal ou un support ne souillant pas la plaie jusqu'à cicatrisation obtenue en quelques jours. Plusieurs animaux récemment castrés ne doivent pas être mis ensemble. Des études chez les souris montrent que le comportement agressif est minimal après un délai de 25 jours entre la castration et la mise en commun de plusieurs mâles.

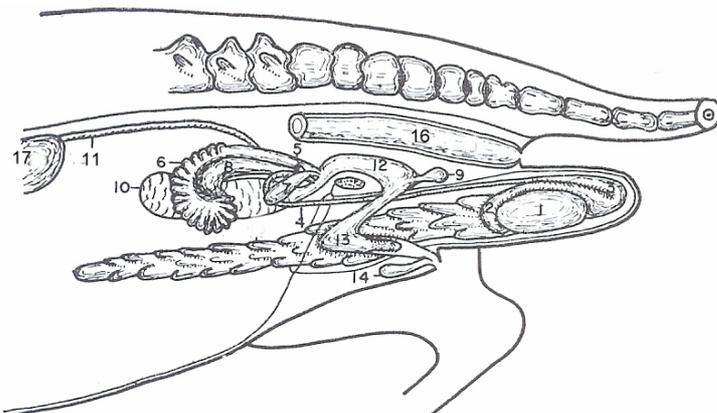
Les protocoles anesthésiques figurent an annexe 6.

Figure 31 : anatomie de l'appareil reproducteur mâle du rat, vues de face (A) et de profil (B) [96].

A. vue de face



B. vue de profil



Légende

1. Testicule
2. épидидyme (tête)
3. épидидyme caudale
4. canal déférent
5. glande ampullaire
6. vésicule séminale
7. prostate
8. lobe antérieur de la prostate
9. glande bulbo-urétrale
10. vessie
11. urètre
12. urètre
13. pénis
14. glande prépucciale
15. corps adipeux
16. rectum
17. rein

3.7.2. Stérilisation des femelles

Une stérilisation chimique peut être effectuée avec de la *proligestone* (Delvostéron®) hors AMM, seul progestatif n'ayant pas de répercussions sur la prise de poids ou l'utérus. La posologie préconisée est de 50 mg/ kg en SC ou IM. Il semblerait que la durée d'efficacité (absence d'accouplement avec un mâle malgré une cohabitation) soit de 4 à 5 semaines.

La stérilisation définitive des femelles consiste en une ovario-hystérectomie ou une ovariectomie puisque les ratte et les souris sont peu sujettes à développer des affections utérines. Elle est indiquée pour contrôler la population des souris quand mâles et femelles cohabitent, traiter un pyomètre (rare chez la souris), un kyste ovarien ou une tumeur ovarienne ou utérine. En outre, des études récentes montrent que la stérilisation des ratte diminue considérablement l'incidence des tumeurs mammaires (5% chez les ratte stérilisées contre presque 50% chez les femelles entières) et l'incidence des adénomes hypophysaires (4% chez les ratte stérilisées contre 65% chez les ratte entières). Enfin, bien que ce dernier point soit discuté, certains auteurs pensent que l'espérance de vie est améliorée [83].

Une ostéopénie secondaire à la stérilisation a été décrite chez des ratte opérées tôt. La fréquence ne figure pas dans la littérature [83].

La voie d'abord chirurgical se fait soit par laparotomie médiane (décrite ci-dessous), soit par les flancs soit par une incision unique dorsale. Cette dernière technique présente l'avantage de ne pas se compliquer de hernie mais la visualisation du col utérin et des organes abdominaux est limitée. Enfin, si la ratte est obèse, l'accès à l'ovaire controlatéral est difficile [115].

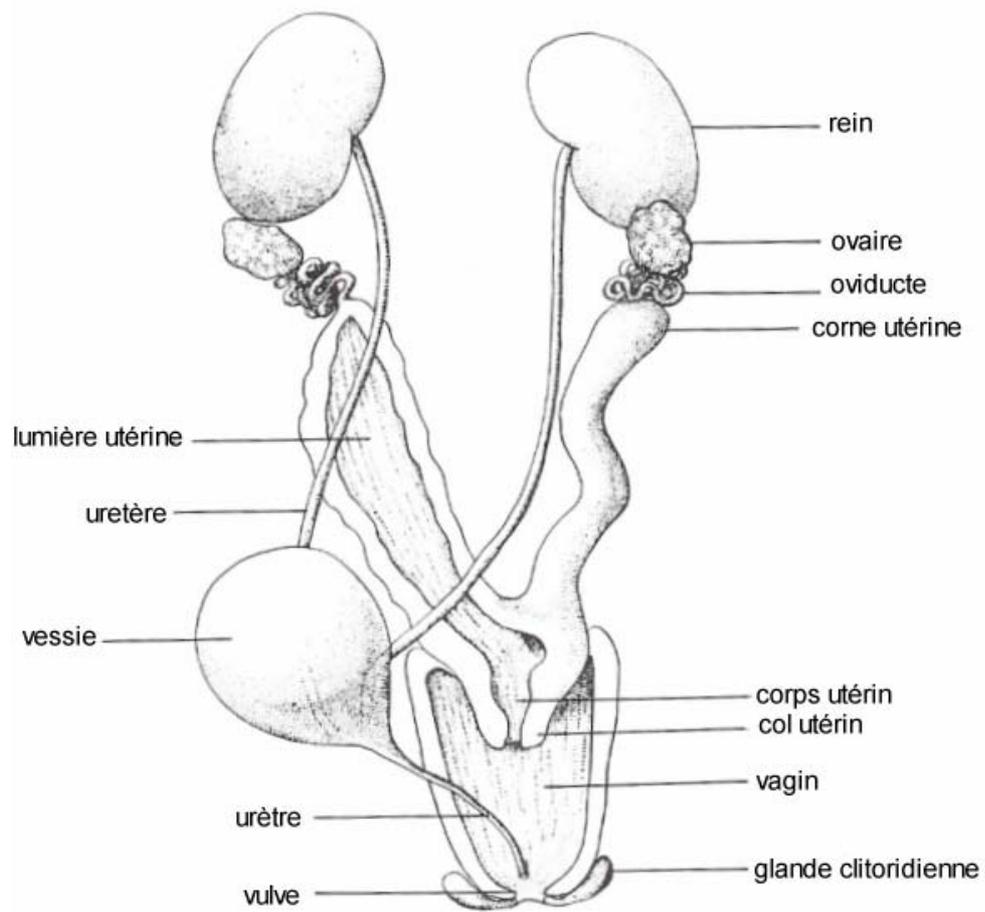
Description de l'abord par laparotomie médiane (cf. figure 32) :

Après avoir anesthésié la femelle (cf. annexe 6) et avoir préparé chirurgicalement la région abdominale ventrale, une incision de laparotomie médiane post ombilicale est pratiquée . La ligne blanche est très fine et transparente dans cette portion. Elle est ponctionnée puis incisée. Les intestins sont repoussés délicatement, ainsi que la graisse qui est présente que la femelle soit obèse ou non.

La visualisation des cornes utérines rosées facilite la recherche des ovaires compris dans une bourse ovarique très grasseuse. Une fois la bourse incisée, les ovaires apparaissent petits, ovoïdes, jaunâtres à rosés. Après avoir isolé un premier ovaire, une double ligature est effectuée sur le pédicule ovarien et l'ovaire est extrait de la cavité abdominale avec sa corne. Le deuxième ovaire est traité pareillement. Les hémorragies suite à une mauvaise ligature sont généralement peu importantes. L' utérus est ligaturé au niveau de son col qui apparaît plus ferme au toucher puis l'utérus est enlevé avec les deux ovaires. Après avoir vérifier l'hémostase des ligatures, la paroi abdominale est suturée avec du fil monobrin résorbable. Enfin, soit le tissu sous cutané est suturé avec un fil monobrin résorbable et la peau est refermée avec de la colle à tissu soit la peau est refermée avec des points en U. Le fil monobrin utilisé peut être résorbable ou non.

Une analgésie post- opératoire (cf. annexe 5) est indiquée pour le bien-être de l'animal mais aussi pour diminuer le comportement de ronger les fils de sutures. La litière doit être remplacée par du papier journal ou un support ne souillant pas la plaie jusqu'à cicatrisation qui est obtenue en quelques jours.

Figure 32 : anatomie de l'appareil reproducteur femelle de la souris [72].



4. SYSTEMES ET MODES D' ELEVAGE

4.1. Les systèmes d'élevage [20, 33, 51, 124]

Selon l' objectif de l'élevage, les accouplements sont effectués entre individus de parentés différentes ou proches.

Si l'objectif est de maintenir au maximum une variabilité génétique dans la population de l'élevage, les accouplements doivent s'effectuer avec des individus éloignés sur le plan génétique. Ainsi, les descendants sont hétérozygotes pour de nombreux gènes. En pratique, ce système consiste à croiser ensemble des individus choisis au hasard ou appartenant à des souches différentes. Dans ce dernier cas, la descendance est formée d'hybrides.

Si l'objectif est de développer puis fixer une caractéristique particulière, des croisements entre parents proches doivent être réalisés. Ce système est utile pour créer une nouvelle variété de souris ou de rats. Son inconvénient majeur découle du fait même de l'obtention d'individus se ressemblant beaucoup sur le plan phénotypique et surtout sur le plan génétique puisqu'au fur et à mesure des croisements les individus deviennent homozygotes pour un nombre croissant de gènes. La conséquence est donc un appauvrissement génétique et en pratique une diminution de la fertilité, de la fécondité voire du comportement maternel. Un autre inconvénient est le risque de créer une sous variété si la colonie est peu nombreuse.

Il existe 3 façons pour obtenir des individus homozygotes qui nécessitent toutes au moins 20 générations. Ce sont le croisement frère/ sœur, le croisement descendant/ parent et le "pen breeding". Ce dernier système consiste à accoupler un mâle ou plus avec deux femelles ou plus et de choisir les partenaires dans la descendance globale, sans distinction entre les différentes portées. Toutefois, le taux de production d'animaux homozygotes équivaut à la moitié de ceux obtenus avec les deux autres méthodes.

Pour diminuer les inconvénients de ce système, il s'avère utile de réaliser de temps en temps un croisement avec un individu possédant un pool génétique différent. C'est le "cross breeding".

4.2. Les modes d'élevage [20, 33, 51, 129, 163]

Selon les objectifs et les moyens de l'élevage relatifs à la productivité, le mode d'élevage qui répond le mieux aux attentes de l'éleveur diffère. On distingue 3 modes d'élevages principaux : le couple, le harem et la rotation.

Ils découlent tous du comportement sexuel et social des animaux à l'état sauvage. La femelle reste fidèle à un mâle durant toute sa vie reproductrice tandis que celui-ci peut s'accoupler avec de nombreuses femelles. Les avantages et inconvénients de chaque mode sont décrits dans le tableau XII.

4.2.1. Le couple monogame

C'est le cas le plus simple. La meilleure solution pour obtenir une portée est de laisser le mâle et la femelle dans la même cage jours et nuits jusqu'à parturition durant toute leur vie reproductrice. Il faut toutefois ne pas oublier d'enlever le mâle pendant 48 heures après la mise bas si l'on veut éviter la fécondation lors de l'œstrus *post-partum*. Ce schéma peut aboutir à de nombreuses portées si le mâle et la femelle sont fertiles tous deux soit une portée

toutes les 3 à 4 semaines si l'œstrus post-partum est utilisé. La productivité de la femelle est alors maximale.

En pratique, ce schéma est utilisé par les éleveurs qui font de la consanguinité ; possèdent peu d'animaux (au minimum un mâle et une femelle) ; ont pour objectif une productivité globale moyenne ou encore lorsqu'ils possèdent une femelle de haute valeur. Ce schéma est celui qui est le plus adapté aux éleveurs débutants ou peu désireux de technicité.

4.2.2. Le harem

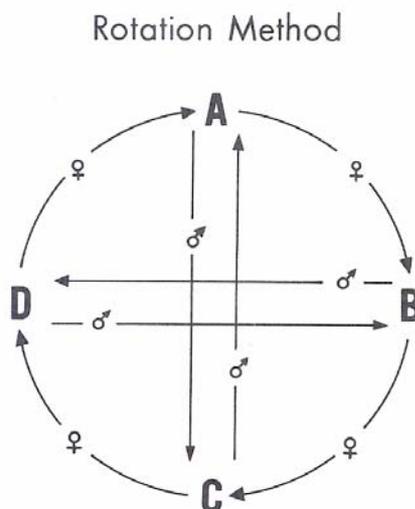
Dans ce mode d'élevage, un mâle est placé avec plus de deux femelles. En pratique on laisse un mâle avec au maximum 5 femelles. Lorsque l'on adopte le schéma de trio, le mâle peut être laissé en présence des femelles de la parturition au sevrage auquel cas l'œstrus *post partum* peut être utilisé. Dans le cas où il y a davantage de femelles, celles-ci sont placées dans une cage de nursing avant la mise bas et jusqu'au sevrage. Une variante consiste à placer deux mâles avec 10 femelles ce qui évite une diminution de productivité par défaut de fertilité d'un mâle. L'inconvénient est le défaut de traçabilité des descendants. Chez la souris tout particulièrement, les groupes doivent être constitués avant le sevrage.

En pratique, ce schéma est utilisé par des éleveurs désireux d'une productivité globale élevée et/ ou qui veulent optimiser la reproduction.

4.2.3. La rotation

Ce mode consiste à amener le mâle dans une cage où il y a une femelle et de le changer de cage toutes les semaines ou moins fréquemment (cf. figure 33). Ainsi, les femelles élèvent seules leurs portées et l'œstrus *post-partum* n'est jamais utilisé. La fréquence des portées est donc au mieux toutes les 7 à 8 semaines. Si la productivité des femelles est inférieure à celles des autres schémas, la productivité du mâle est quant à elle bien supérieure. Ce mode d'élevage privilégie donc la valeur génétique du mâle.

Figure 33 : schématisation du système « rotation » simple [20].



En pratique, ce schéma est adopté par des éleveurs possédant plusieurs femelles pour un mâle de haute valeur génétique ou par des éleveurs qui ne possèdent qu'une femelle qu'ils souhaitent faire reproduire à l'occasion avec un mâle reproducteur.

Tableau XI: avantages et inconvénients des différents modes d'élevage des souris et rats. [20, 33, 51, 129, 163]

	Couple monogame	Harem		Rotation
		trio	> 2 femelles / mâle	
+	Productivité de la femelle maximale +++ Possibilité d'utiliser l'œstrus <i>post-partum</i> (1 portée/ 3 à 4 semaines) Facile	Nombre de sevrés/ portée+++ Possibilité d'utiliser l'œstrus <i>post-partum</i> (1 portée/ 3 à 4 semaines) Facile	Nombre de sevrés/ portée ++ Nombre de sevrés/ unité de temps +++ Sevrage tardif possible	Productivité du mâle +++ Nombre de sevrés/ portée +++ Productivité globale moyenne à bonne Sevrage tardif possible
		Productivité du mâle ++ Productivité globale bonne à très bonne		
-	Productivité globale moyenne Sevrage précoce si œstrus <i>post-partum</i> utilisé Nombre de mâles nécessaires	Sevrage précoce si œstrus <i>post-partum</i> utilisé	Pas d'utilisation de l'œstrus <i>post-partum</i> Technicité	Pas d'utilisation de l'œstrus <i>post-partum</i> Productivité de la femelle faible
		Productivité de la femelle bonne à faible		

5. QUELQUES ASPECTS SUR LA GENETIQUE DU RAT ET DE LA SOURIS

5.1. La génétique des robes

Les gènes de pigmentation de la souris ont été très largement étudiés. Ces recherches ont permis de mettre en évidence de très nombreux gènes eux-mêmes dotés de nombreux allèles. Dans ce paragraphe, seules les robes les plus courantes sont décrites et une liste exhaustive de gènes est fournie en annexe 2. Cependant, pour plus d'informations les lecteurs peuvent consulter une thèse consacrée aux gènes de la pigmentation chez la souris soutenue en 1997 par Mme AUBIN- HOUZELSTEIN [17].

5.1.1. Rappels sur la mélanogenèse [17]

La pigmentation est liée à la présence de mélanoblastes, forme immature des mélanocytes, cellules qui synthétisent des pigments de mélanine (eumélanine -noire- et/ ou phaomélanine -orange-) dans des organites spécifiques, les mélanosomes, grâce à une enzyme particulière, la tyrosinase. De plus, la mélanogenèse au niveau des poils est étroitement liée à leur cycle de croissance. Enfin, l'activité mélanocytaire est régulée par une hormone, l' α -MSH ou Melanocyte Stimulating Hormone.

D'un point de vue embryologique, les mélanocytes de la peau, des follicules pileux ainsi que certains responsables de la pigmentation des yeux (choroïde et glande de Harder) ont une même origine, la crête neurale, ce qui explique que certains gènes de pigmentation aient des répercussions sur la pigmentation des yeux (par exemple, les individus albinos ne possèdent

aucun pigment dans les yeux d'où leur couleur rouge). Seuls les mélanocytes de l'épithélium pigmentaire de la rétine ont une origine différente, la cupule optique.

Toutes les étapes permettant la mélanogenèse (de l'embryogenèse à la synthèse des pigments) sont sous contrôle génétique.

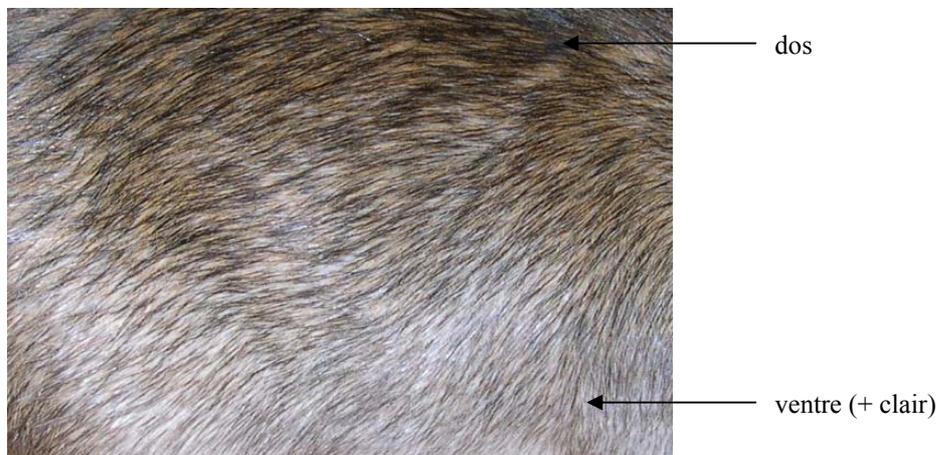
5.1.2. Détermination génétique de quelques robes de la souris [17, 72, 101, 126, 127, 154]

Dans ce paragraphe, nous allons faire une approche simple des principales robes de la souris étant donné la complexité de ce sujet. D'ailleurs, la détermination génétique de certains phénotypes (sable par exemple) n'est pas encore connue. Le détail des interactions entre allèles sera vu en détail pour le rat car rats et souris possèdent de nombreuses robes communes déterminées génétiquement de la même façon. Par exemple, une souris lilas et un rat lilas présentent le même génotype. Les particularités de chacun sont bien sûr détaillées dans le paragraphe correspondant. Certaines robes sont illustrées par des photographies en annexe 2.

Le phénotype Agouti est lié à l'expression de l'allèle sauvage A au locus Agouti localisé sur le chromosome 2. Il se caractérise par des poils tricolores, noirs avec une bande jaune subapicale (cf. figure 32). Cette particularité s'explique par une alternance dans le temps de synthèse d'eumélanine ou de phaéomélanine. Selon les allèles, le pelage apparaît **jaune +/- foncé** (A^y , A^{iy} , A^{sy}), mixte à prédominance jaune (A^{vy} , A^{iapv}), mixte à prédominance noire (a , a^m , a^u), mixte sans prédominance d'une couleur (A , A^w , A^i , a^{td} , a^t) ou **noir** (a^e).

Certains de ces allèles mutants (White-bellied agouti (A^w), Tanoid (a^{td}) et Black and tan (a^t)) provoquent une différence de pigmentation entre le dos et le ventre (cf. figure 34).

Figure 34 : détail des poils agouti (rat).



Le phénotype black and tan propre à la souris à ce jour est associé aux individus $a^t a^t$ et aa^t . Les individus tan ont le ventre rouge doré et le dos d'une autre couleur. La délimitation entre les deux couleurs est nette et horizontale s'étirant des mâchoires jusqu'au périnée. Associé à d'autres allèles, il est responsable des *phénotypes Champagne Tan, Lilas Tan et Gris silver Tan*.

Les individus présentant le ventre blanc et le dos d'une autre couleur sont dénommés *Fox* (beige et fox, chocolat et fox...). Ces phénotypes sont déterminés par l'allèle mutant récessif "tanoid", a^{td} . Il ne faut pas confondre les souris tan avec celles présentant seulement une tâche blanche sur le ventre, déterminée par différents allèles tels que l'allèle belted (bt, récessif), misty (m, récessif) ou splotch (Sp, dominant).

Le phénotype albinos est lié à l'expression de l'allèle mutant *c* au locus albinos localisé sur le chromosome 7. Cette mutation est épistatique sur tous les autres gènes de la pigmentation du pelage. Les individus homozygotes sont blancs et ont les yeux rouges à cause de l'incapacité des mélanocytes (en nombre normal) à produire des pigments par déficience de la tyrosinase. Les individus albinos sont homozygotes pour cet allèle (*cc*).

Le phénotype chinchilla est lié à un autre allèle mutant au locus albinos, l'allèle *c^{ch}*. La mutation affecte non pas l'activité de la tyrosinase mais sa demi-vie qui est diminuée. Ainsi, le taux de mélanine est plus faible et le pelage apparaît gris. Les individus (*AA c^{ch} c^{ch}*) sont gris avec des poils tricolores gris foncé avec une bande plus claire subapicale.

Le phénotype himalayen est lié à une troisième mutation au locus albinos, l'allèle *c^h*. Cette mutation est responsable d'une particularité fonctionnelle de la tyrosinase qui devient thermolabile. Son activité est stoppée à température corporelle à cause d'une modification de la conformation de la protéine. Ainsi seules les extrémités (oreilles, museau, pattes) sont pigmentées.

Le phénotype noir est dû notamment à l'allèle Black B qui est l'allèle sauvage responsable de la synthèse d'une eumélanine noire en codant une protéine TRP-1 qui agit dans la voie de biosynthèse des eumélanines. Le phénotype peut être nuancé par d'autres gènes tels que ceux responsables de tâches blanches (loci piebald et lethal-spotted) ou d'une dépigmentation ou dilution (loci Dominant white spotting et Steel ou Microphthalmia). De plus, le phénotype noir peut être dû à d'autres loci tels que le locus Extension (individus *E- aa*, *EE^{so}* et *E^{so}E^{so}*) et comme nous l'avons vu ci-dessus, le locus Agouti puisque les individus *a^ea^e* sont noirs.

Le phénotype chocolat est lié à l'allèle mutant brown *b*, au locus Brown, qui code pour une protéine TRP-1 anormale déterminant la synthèse d'une eumélanine brune. Les individus sont chocolats si ils sont homozygotes pour l'allèle brown et possède un fond non agouti : *aa bb*. Attention ces animaux sont porteurs au moins d'un allèle sauvage pour les autres loci responsable de la pigmentation car toutes les combinaisons modifient le phénotype. Par exemple, les individus *aa bb dd* sont silver lilas.

Le phénotype silver est lié à un allèle mutant, l'allèle silver *si*, sur le locus silver localisé sur le chromosome 10. Cet allèle est responsable d'une diminution du nombre de mélanocytes folliculaires. Le phénotype est influencé par les loci agouti et brown. Les individus non agouti présentent un pelage gris argenté par la présence de poils mélangés blancs, noirs, tricolores ou bicolorés.

Le phénotype beige est lié à un allèle récessif, l'allèle beige (*bg*) sur le locus beige localisé sur le chromosome 13. Les homozygotes beige présentent un pelage de couleur diluée avec des poils plus clairs à leur base et dont la répartition de la mélanine est très hétérogène. Les yeux clairs à la naissance varient du rouge au noir à l'âge adulte. Selon les standards, les souris beiges aux yeux rouges sont appelées topaze ou non. Le phénotype champagne ressemble un peu au phénotype beige aux yeux rouges sauf que la couleur a une teinte marron grise. De même, il faut différencier le phénotype beige du phénotype crème déterminé par un allèle mutant récessif (*cream fur*, *cr^f*) localisé sur le chromosome 13. La couleur crème du pelage est un jaune clair et les yeux sont noirs. Les individus crème ont un métabolisme des lipides anormal avec une accumulation importante d'acides gras dans le foie.

Le phénotype fauve est déterminé par un allèle mutant localisé sur le chromosome 8. Il est récessif mais dominant sur l'allèle recessive yellow (e) au locus extension.

Le phénotype blanc avec des yeux noirs (bewed) est lié à un allèle mutant récessif, l'allèle mi^{bw} , qui se trouve au locus Microphthalmia, Mi. D'autres allèles à l'état homozygote peuvent être responsables de ce même phénotype tels que Dominant Spotting (WW), Ames dominant Spotting (W^aW^a), Jay's Dominant Spotting (W^jW^j) et Viable Dominant Spotting (W^vW^v). Toutefois, ces animaux meurent soit avant soit après la naissance à cause d'une anémie macrocytaire.

Un phénotype presque identique peut être obtenu par de nombreuses autres combinaisons génétiques. Un pelage peut être blanc à cause de :

- une absence de mélanoblaste : certains individus porteurs des allèles piebald (s), piebald lethal (s^l) ou lethal-spotted (ls) sont blancs à l'exception de petites tâches colorées. Les individus au phénotype moins prononcé présentent de grandes tâches blanches à contours nets sur un pelage de type sauvage. Ces individus sont dénommés "pies", "broken marked", "even marked" ou encore "variegated" en fonction de la localisation et de l'aspect des tâches. La couleur de fond (noire, agouti, chocolat...) dépend du reste du génotype. Attention, les individus homozygotes pour les allèles piebald lethal et lethal-spotted meurent après la naissance et sont atteints de mégacôlon.

- Broken marked : présence de tâches colorées à contours nets réparties de façon aléatoire sur le corps blanc ;
- Even marked : broken marked mais les tâches sont symétriques ;
- Dutch : présence d'une tâche sur chaque œil s'étendant sur les joues et les mâchoires supérieures, les tâches sur les deux yeux ne sont pas coalescentes. Le reste de la partie antérieure du corps est blanc. L'arrière train est coloré et la délimitation est nette.

- une dilution importante de la couleur : les individus homozygotes pour certains allèles mutants au locus Microphthalmia présentent un pelage blanc associés à des anomalies des yeux (microphthalmie, dégénérescence rétinienne, ...) ou de l'ossification (ostéopétrose) ou de l'oreille interne ou encore de la lignée mastocytaire. Les hétérozygotes présentent des tâches blanches de localisation variable avec ou non une dilution du reste de la pigmentation. Les allèles leaden (ld, récessif), misty (m, récessif) et steel (Sl, dominant), Steel Dickie (Sl^d) et Grizzle-belly (Sl^{gb}) sont également responsables d'une dilution de la couleur du pelage. Les individus porteurs de l'allèle misty présentent un pelage de couleur diluée mais on distingue encore une tâche blanche sur le ventre. Notons que les femelles sont de mauvaises reproductrices. Les individus homozygotes pour les allèles Sl, Sl^d et Sl^{gb} sont non viables ou stériles.
- une tyrosinase inactive responsable d'une dilution importante de la couleur : un allèle mutant au locus albinos mais n'abolissant pas totalement la pigmentation (allèle *extreme dilution* c^e) est responsable à l'état homozygote d'un pelage quasiment blanc avec des yeux noirs et les oreilles et scrotums très légèrement colorés. Ceci est lié à un arrêt de l'expression des allèles codant pour la phaeomélanine et une diminution de celle des allèles liés à la synthèse d'eumélanine.

La présence de tâches blanches sur le corps peut être déterminée par de nombreux allèles tels que les allèles déjà cités : piebald, pieblad lethal ou lethal spotted. Il existe aussi les allèles responsables d'un phénotype mosaïque appelé encore *variegated* dans lequel les tâches ont un contour flou et se mélangent avec la couleur de base. Ce sont tous des allèles dominants :

Blotchy (Blo), Mottled (Mo), Brindle (Mobr), Dappled (Modp), Tortoise (To) lié au chromosome X et Varint-waddler (Va).

- Les souris porteuses de l'allèle Brindle sont *bringées ou tigrées*. On peut trouver des souris tigrées fauve et noir, rouge et chocolat, blanc et beige, doré et bleu et tigré silver d'apparence proche des souris chinchillas.
- Les souris femelles porteuses de l'allèle To sur un fond génétique non agouti sont écailles de tortue. Les femelles homozygotes et les mâles porteurs (To Y) meurent avant la naissance.

Il existe un allèle responsable d'une *tâche blanche sur le nez* s'étendant plus ou moins sur le ventre. Il s'agit de l'allèle à transmission autosomale récessive White nose (wn), localisé sur le chromosome 15.

Enfin, il existe chez la souris depuis ces dernières années des allèles responsables

- d'un aspect des poils satin (Satin, dominant localisé sur le chromosome 13 et satin-like de localisation encore inconnue à ce jour).
- de poils angoras : allèle mutant go, localisé sur le chromosome 5, à transmission autosomale récessive.
- de poils bouclés : 4 allèles sont incriminés. Ce sont les allèles Frizzy, fr, récessif sur le chromosome 7 ; Rex, Re, dominant sur le chromosome 11 (cf. figure 35) ; Rough, ro, récessif sur le chromosome 2 et Curly (Krt2-6g sur le chromosome 15). Certains allèles ne concernent que les vibrisses comme par exemple l'allèle curly whiskers, cw, localisé sur le chromosome 9. Un allèle lui ressemblant est responsable de cataractes : c'est l'allèle cataract and curly whiskers (Ccw) sur le chromosome 4. Enfin, un allèle détermine un pelage agouti foncé avec des vibrisses bouclées et abolit la prédisposition de certains individus agoutis à l'obésité. Certains d'entre eux développent toutefois une dégénérescence spongiforme. Ce phénotype est dû à l'allèle non agouti curly, Mgm1, localisé sur le chromosome 16.

Figure 35 : détail des poils et vibrisses rex (rats). [16, 127]



- l'absence de poils. Deux allèles sont bien décrits, l'allèle dominant hairless, Hr, localisé sur le chromosome 14 et l'allèle nude, Foxn1, également dominant, localisé sur le chromosome 11. Toutefois, les souris nude présentent une absence de thymus avec pour conséquence une baisse de l'immunité à médiation cellulaire (lymphocytes T) d'où une très grande susceptibilité aux agents infectieux. L'espérance de vie de ces animaux est très faible ce qui explique que l'on ne peut se procurer de tels animaux qu'auprès de laboratoires munis d'installations particulières et que ces animaux soient détenus dans des incubateurs. Les seules souris dépourvues de poils que l'on peut avoir en tant qu'animal de compagnie sont des animaux hairless. Les souris HrHr présentent une alopécie, des ongles longs qui se courbent anormalement, une peau ridée, une hyper kératose et

peuvent développer des kystes folliculaires. L'espérance de vie de ces animaux est diminuée, notamment par leur plus grande susceptibilité à développer une leucémie. Enfin, les femelles sont de mauvaises mères.

Notons que les souris homozygotes pour l'allèle *rex* peuvent présenter une alopécie partielle ou transitoire après un ou quelques cycles de croissance normale des poils.

D'après les sites Internet [126, 127], la fréquence et le prix unitaire des souris en animalerie, les robes qui sont à la mode en France actuellement sont les robes noire, chinchilla, tan, fox, pie noir et blanc et d'une façon générale toutes les robes tachetées, les robes satinées, satin-rex et angoras (crème).

5.1.3. Détermination génétique de quelques robes du rat [16, 126, 127, 147, 148, 149]

Quelques photographies, situées en annexe 2, illustrent certaines robes du rat.

5.1.3.1. Gènes responsables de la couleur du pelage

Le phénotype agouti avec le ventre plus clair que le dos (crème) est la couleur sauvage (cf. paragraphe 5.2.2.). Cette robe est déterminée par l'allèle dominant *A* au locus *Agouti*. Comme chez la souris, cet allèle code un dépôt de pigments mélaniques variable dans le temps responsable de l'aspect tricolore des poils.

Les allèles mutants sont :

- le non agouti (*a*) responsable à l'état homozygote d'un pelage **noir** uniforme ;
- l'agouti-melanic (*a^m*) responsable à l'état homozygote d'un pelage apparaissant **quasiment noir** avec l'extrémité des poils jaunes. Le ventre est comme pour l'allèle sauvage plus clair que le dos.

Les phénotypes cannelle et chocolat sont dus au locus brown (*b*) et au locus *Agouti* plus ou moins au locus red eyed dilution (allèle sauvage *R* et mutant *r*) comme le montre le tableau XII.

Tableau XII : génotypes des robes chocolat et cannelle chez le rat.

Génotype (A, B, R)	Phénotype	Remarque
++ bb R-	cannelle	Marron/ roux de teinte chaude Poils tricolores Poils de couverture chocolat
aa bb R- aa BB Rr aa bb Rr	chocolat	Marron chocolat intense et uniforme Yeux noirs

Le phénotype albinos (pelage blanc et yeux roses) est lié à l'allèle mutant récessif (albinos *c*) au locus albinos. L'allèle sauvage (full color) est dominant et noté *C*. D'autres mutations existent à ce locus tels que (cf. tableau XIII). Ce sont :

- L'allèle ruby-eyed dilute (*c^d*) responsable de l'absence de phaéomélanine et d'une dégradation partielle de l'eumélanine qui prend une couleur brune apparentée à un sépia pâle. Les yeux sont de couleur rubis. Ainsi, les individus (*aa c^dc^d*) ont un pelage sépia pâle et des yeux rubis.

- L'allèle himalayen (c^h) qui induit une activité de la tyrosinase thermo-dépendante responsable d'une pigmentation particulière. Les zones froides (oreilles, membres, museau, queue) sont pigmentées tandis que les zones à température corporelles sont crèmes. La différence de couleur s'accroît avec l'âge. **Le phénotype est Siamois (robe foncée) ou Himalayen (robe quasiment blanche).**
- L'allèle yeux noirs (c^e) qui est responsable d'une coloration noire des yeux.

Tableau XIII : génotypes des robes siamois, himalayen et leurs dérivés, chez le rat.

Génotype (A, C)	Phénotype	Remarque
$aa c^d c^d$	Sépia pâle	Brun pâle
$aa c^h c^h$	Siamois	Yeux rubis Pelage beige, zones plus foncées sur oreilles, museau, membres et la queue.
	Himalayen aux yeux rouges	Pelage blanc sauf face jusqu'aux yeux, oreilles, antérieurs jusqu'au coude, postérieurs jusqu'à la cheville et queue jusqu'à sa racine
$aa c^h c$		
$aa c^h c^e$	Himalayen aux yeux noirs	
$aa c^e c^e$		

Le phénotype vison est déterminé par un allèle récessif, l'allèle mink (m). Le pelage des individus ($aa mm$) apparaît uniformément marron/ gris moyen avec des reflets particuliers bleuâtres. Les yeux sont noirs.

Certaines interactions entre l'allèle mink, le locus agouti, l'allèle brown et l'allèle red-eyed déterminent les **phénotypes havane et café** : les individus ($aa bb mm$) sont cafés et les individus ($aa BB mm Rr$) sont havane.

Les phénotypes Agouti bleu, bleu ardoise, crème bleuâtre pâle et lilas sont liés aux différentes interactions entre le locus agouti (allèle sauvage + et non agouti a), l'allèle brown (b) et le locus dilute (allèle dilute, d), cf. tableau XIV.

Les phénotypes fauve et beige aux yeux roses sont déterminés par le locus pink-eyed dilution et ses interactions avec le locus agouti. L'allèle mutant p est responsable de la dégradation de l'eumélanine qui devient beige (terne). La phaéomélanine n'est pas affectée par cette mutation. Cet allèle est épistatique sur le locus brown : les phénotypes des individus ($++ pp$) et ($bb pp$) sont identiques (cf. tableau XVI).

Les phénotypes Himalayen blue point et Siamois blue point résultent de l'interaction des allèles himalayen (c^h), albinos (c) et dilute (d), cf. tableau XIV.

Tableau XIV : génotypes des phénotypes bleus et leurs dérivés, chez le rat.

Génotype (A, B, D, R, M)	Phénotype	Remarque
++ B- dd R- M +a B- dd R- M-	Agouti bleu ou opale	Crème bleuâtre Poil tricolore : bleu moyen/ fauve moyen/ bleu moyen Yeux noirs
aa B dd R- M-	Bleu ardoise	Bleu uniforme sans coloration marron, base des poils bleu gris
++ bb dd R- M-	Agouti bleu pâle	
aa bb dd R- M- (aa bb CC dd PP Rr mm)	Lilas	Pelage gris colombin rosé uniforme, oreilles et queues recouverts de poils gris Yeux rubis foncé à noirs
A- bb D- Rr mm	Agouti lilas ou lynx	Poils tricolores gris colombin/ fauve moyen/ gris colombin
aa B- c ^h c ^h dd R- M-	Siamois blue point	Siamois sauf couleur des zones plus foncées = bleu fumé
aa B- c ^h c dd R- M-	Himalayen blue point	Himalayen sauf couleur des zones plus foncées = bleu fumé

Les phénotypes bleu, lavande, marron café et noir sont le fait des interactions entre l'allèle non agouti (a), le locus dilution (allèles sauvage + et mutant d) et le locus fauve (allèles sauvage + et mutant f), cf. tableau XV.

Tableau XV : génotypes des robes noire, bleu (américain), café et lavande, chez le rat.

Génotype (A, D, F)	Phénotype	Remarque
aa ++ ++	noir	
aa dd ++	bleu	Bleu plus clair que ardoise
aa ++ ff	marron café	Plus clair que chocolat
aa dd ff	lavande	

Le phénotype bleu russe est déterminé par un allèle particulier (rb) récessif, dans la combinaison allélique (aa rbrb). Le pelage est uniformément gris moyen à gris foncé avec des reflets métalliques. Les yeux sont noirs.

Les phénotypes champagne et Agouti abricot sont liés à des combinaisons alléliques particulières entre les loci agouti, brown, albinos, dilution et pink-eyed dilution. Le phénotype champagne défini un pelage beige uniforme de teinte chaude et yeux rouges, est déterminé par les combinaisons alléliques suivantes : aa B- C- D- pp et aa bb C- D- pp (cf. tableau XVI). L'allèle red-eyed dilution réagit de la même manière avec le locus agouti et le phénotype des individus ++ rr est quasiment le même que celui des individus ++ pp mais les **yeux sont rouges** (cf. tableau XVI).

Tableau XVI : génotypes des différentes robes déclinant la couleur fauve jusqu'au beige, chez le rat.

Génotype (A, B, C, D, P, R)	Phénotype pelage	Phénotype yeux
++ B- C- D- pp R-	Fauve orangé	rose
aa B- C- D- pp R-	Beige uniforme	rose
++ B- C- D- P- rr	Topaze (Fauve doré orangé Poils de couverture silver ventre silver crème)	rubis foncé
++ bb C- D- P- rr		
aa B- C- D- P- rr aa bb C- D- P- rr	Chamois	rubis foncé
aa B- C- D- pp R- aa bb C- D- pp R-	Champagne (beige chaud uniforme)	rouges
A- B- C- dd pp R-	Agouti abricot (pelage abricot pâle avec des poils abricot/ silver/ abricot ventre crème pâle)	rouges

Le phénotype silver est lié à l'allèle silver *s*, au locus silver. Le pelage juvénile est pigmenté normalement mais les poils deviennent de plus en plus clairs en partant de la base. Adulte, certains individus sont quasiment blancs hormis les reflets argentés dus à la pigmentation grise de l'extrémités des poils. Il s'agit d'une forme d'achromie.

D' autres combinaisons allèles (comme **perle**, *pe*) donnent des phénotypes proches du silver très recherchés à l'heure actuelle. Voir le tableau XVII.

Tableau XVII : génotypes de quelques robes silver chez le rat.

Génotype (A M P)	Phénotype	Remarque
aa mm Pepe	Silver pâle = perle Ventre silver crème Yeux noirs	Perle, Pe est dominant létal
A- mm Pepe	Cannelle Perle : Pelage doré avec reflet argenté Ventre argenté gris perle Yeux noirs	Poils tricolores crème/ bleu/ orange de la base à l'apex
AA M- pp	Silver fauve : Fauve orange avec des reflets argentés Ventre blanc. Yeux rouges	Reflets grâce aux poils de couverture qui sont silver

Le phénotype jaune brunâtre avec les yeux roses ou non et le phénotype ardoise résultent de l'interaction entre le locus agouti, le locus pink-eyed dilution et le locus Sand (allèles sauvage + ou mutant sd). Voir le tableau XVIII.

Tableau XVIII : génotypes des robes déterminées par le locus Sand (Sd) chez le rat.

Génotype (A, P, S)	Phénotype pelage	Remarque
++ P- sdsd	Jaune brunâtre	
aa P- sdsd	ardoise	+ foncé que bleu (aa dd)
A- pp sdsd	jaune	Yeux roses
A- pp ++	jaune	Yeux roses

5.1.3.2. Gènes responsables de tâches blanches

Les marques sur la tête sont les spots (petites tâches rondes ou ovales) et les listes ou "blaze" (marques allongées pouvant s'étendre du bout du museau jusqu'aux oreilles) déterminées génétiquement par l'allèle "head spot" récessif (hs), non lié aux loci dilute, agouti ou hooded.

La marque blanche du ventre peut être due à l'allèle White belly (wb) qui ne s'exprime que si l'animal n'est pas (aa) car l'allèle non agouti est épistatique sur white belly.

On le retrouve dans différentes combinaisons comme :

AA wbwb = phénotype agouti avec le ventre blanc

Aa wbwb = pelage agouti avec le ventre gris clair

Les patrons de robes avec des marques blanches sur le corps les plus connues sont : le Hooded, l'Irish, le Caped, le Variegated, le Berkshire, le Blaireau et plus récemment le Husky et le Husky à bande (cf. tableau XIX).

D'un point de vue génétique, toutes les robes ne sont pas encore déterminées et beaucoup d'entre elles sont des modèles multigéniques. Enfin, les standards et leurs dénominations varient en fonction des clubs et surtout des pays et sont très stricts ce qui explique que d'un point de vue génétique, un même génotype détermine plusieurs phénotypes. Par exemple les phénotypes caped et bareback ou dalmatien et variegated.

A l'heure actuelle, on connaît un locus responsable de tâches blanches chez le rat, c'est le gène White Spotting (cf. paragraphe 5.2.2.) et quatre mutations ont été caractérisées. Ce sont les allèles hooded (h), Irish (hⁱ), notch (hⁿ) et restricted (H^{re}). Ce dernier allèle est responsable de la formation de spots blancs mais aussi d'une stérilité chez mâles à partir de l'âge de 3 mois. De plus, à l'état homozygote, une anémie macrocytaire et une absence d'hématopoïèse rendent le pronostic vital des nouveau-nés très sombre. Dans les divers sites internet on peut aussi retrouver les allèles he et H' (broken) que je n'ai pas réussi à identifier dans les littératures scientifiques. Lorsque les génotypes indiqués n'ont pas été validés, un point d'interrogation figure à côté entre parenthèses. Lorsque je n'ai trouvé de génotype, l'indication ND (non déterminé) est utilisée.

Tableau XIX : détails et génotypes (si connus) des principaux patrons de robes chez le rat.

Génotype	Dénomination commune	Phénotype
Hehe (?) hhe (?)	Caped (à cape)	Pigmentation uniquement de la face, jamais en arrière des oreilles ; avec ou non un spot sur le front
hehe hhe	Variegated (panaché)	Pigmentation de la tête et des épaules, le reste du corps est blanc sauf quelques spots colorés à contours flous ; Spot blanc sur la face de taille maximale à celle d'un œil ou blaze du nez jusqu' aux oreilles maximum.
hh	Hooded (avec capuchon)	Pigmentation de la tête, des épaules qui se continue en une bande nette le long de la colonne vertébrale jusque sur la queue. Les antérieurs sont blancs pour moitié.
hihi	Irish	Marque blanche formant un triangle équilatéral sur le poitrail ; membres pour moitié blancs.
Hh (?)	Berkshire	Marque blanche symétrique s'étendant du poitrail au bas du ventre ; antérieurs blancs jusqu'au coude et postérieurs jusqu'à la cheville ; queue à moitié blanche
Hh (?) hshs	Blaireau (Blazed Berkshire)	Gorge, poitrail, ventre blancs ; Membres et queue à moitié blancs ; Blaze sur la face.
ND	Husky	Marque symétrique touchant la moitié inférieure du corps en continuité avec une blaze. Les jeunes naissent entièrement pigmentés jusqu'à 4 à 6 semaines d'âge puis le nombre de poils blancs augmentent au fil du temps en commençant par la face, les côtés et la base de la queue. Plus tard, ces zones se rejoignent. La pigmentation finale est atteinte à l'âge adulte.
ND	Husky à bande ou rayé	La pigmentation est réduite par rapport au husky, notamment sur les côtés où elle forme une bande d'environ 5 cm de largeur.
ND	Hooded downunder	Phénotype hooded avec une bande colorée supplémentaire courant sur la ligne médiane du ventre
ND	Bareback*	Phénotype entre caped et hooded : face, cou, poitrail et épaules colorés, le reste du corps est blanc (≅ hooded sans bande dorsale)
ND	Masked	Ensemble du corps blanc excepté un masque autour des yeux plus ou moins grand mais restant sur la face.
ND	Dalmatien	Nombreux spots colorés à bords flou répartis sur tout le corps et la face.
ND	Baldie*	Tête colorée jusqu'en arrière des oreilles sauf le nez et un triangle blanc entre les yeux se continuant en une ligne médiane dorsale jusqu'à la nuque. Corps blanc.

Les phénotypes marqués d'une astérisque (*) sont des nouvelles variétés dont le déterminisme génétique n'est pas encore connu.

🔥 Attention, ces informations sont sujettes à des modifications en fonction des clubs car il n'existe pas à l'heure actuelle de standards communs à tous.

5.1.3.3. Gènes responsables du type de poils

Le phénotype rex, très à la mode depuis peu, est déterminé par 1 allèle dominant rex (Re) et par 4 allèles mutants rexoïdes : curly-1 (Cu-1), curly-2 (Cu-2), shaggy (Sh) et kinky (k).

Les individus portant l'allèle rex ont un pelage dense, doux et plus ou moins bouclé, un ventre moins dense et des vibrisses bouclées. Les homozygotes pour l'allèle rex, appelé communément "double rex", peuvent être transitoirement ou partiellement nus après un ou quelques cycles de croissance normale des poils. Ainsi, certains individus seront alternativement avec ou sans poils à chaque cycle et d'autres présenteront des zones avec poils et des zones nues en même temps, ces zones se déplaçant au cours du temps.

Les individus porteurs des autres allèles présentent le même phénotype avec un pelage rêche et d'aspect mal entretenu et des vibrisses bouclées. Les loci Cu-2 et Sh sont liés au locus brown.

Un autre phénotype est très apprécié à l'heure actuelle, *le reflet satin* du pelage. Cette nouvelle variété est due à une nouvelle mutation, l'allèle satin (sa), pas encore localisé chez le rat. Son effet est plus apparent sur les couleurs claires telles que le blanc, le crème et le fauve. Les poils sont plus minces et présentent une médulla moins importantes que les poils non satins.

Enfin, il existe un allèle responsable de la formation d'un *épi médian* au milieu du train arrière généralement. C'est l'allèle cowlick (cw).

5.1.3.4. Gènes incriminés dans le phénotype "rat nu"

Là encore, les rats nus sont vendus dans de nombreuses animaleries à ce jour. Il existe plusieurs mutations responsables de l'absence de poils dont une est à abolir de l'élevage des rats de compagnie du fait de l'immunodéficience associée rendant les animaux très susceptibles à tous les germes environnants et les condamnant en quelques semaines s'ils ne sont pas élevés dans des conditions drastiques. Il s'agit des rats nude.

Les autres mutations sont :

- Hairless (hr) : les individus homozygotes présentent une peau amincie et ridée ;
- Naked (n) : les individus homozygotes conservent à tout âge une peau souple ;
- Hypotrichotic (hy) ;
- Atrichis (at) ;
- Vibrissaeless (vb) : les animaux homozygotes n'ont ni pelage ni vibrisses c'est pourquoi on les reconnaît facilement dès les premiers jours de vie. En grandissant, ils peuvent développer des anomalies dermatologiques (ampoules puis croûtes) qui peuvent entraver l'allaitement et rendre de ce fait la reproduction des femelles impossible. Ces animaux sont aussi de taille inférieure à la moyenne.
- Fuzzy (fz) : les animaux fuzzy ont des poils anormaux jusqu'à l'âge de 6 à 8 semaines puis ils tombent et ne repoussent plus.

5.1.3.5. Autres variétés : oreilles et yeux

Le phénotype dumbo est lié à une ou plusieurs mutations qui ne sont pas encore identifiées. Les individus dumbos présentent de grandes oreilles insérées bas, au niveau des joues. Plusieurs variétés sont reconnues : les oreilles tulipes très appréciées qui sont rondes mais un repli dorsal leur donne un aspect demi lune ; les oreilles papillons présentent une encoche sur

leurs bords, de préférence à mi- hauteur et les oreilles ouvertes qui sont les plus simples, rondes et plates.

Une mutation non localisée à ce jour, appelée *Odd eyed* ou vairon, est responsable d'une coloration différentes des yeux, un est rose et l'autre noir. L'allèle est à transmission autosomale récessive.

Il existe une nouvelle mutation aux Etats-Unis qui n'est pas encore arrivée en France : il s'agit de la mutation « tailless » qui confère aux rats une absence de queue. Cependant, ces rats présentent une fragilité des vertèbres sacrées et certains sont sujets à des troubles neurologiques (syndrome queue de cheval).

5.1.3.6. Remarque : les robes les plus appréciées en France à l'heure actuelle

D'après la proportion des animaux vendus dans les animaleries, leurs prix de vente (+20 à 50%) et les sites Internet consacrés aux rats ([16, 126, 127]), les robes préférées des Français sont :

- Les rats husky (bleus notamment) et hooded (noirs ou bleus) ;
- Les rats bleu russe, bleu silver, agouti bleu, visons, bewed, siamois et himalayens, topazes et chocolats ;
- Les rats rex et de façon originale les « double rex » peu appréciés dans les autres pays (Royaume Uni, Etats Unis et Canada) ;
- Les rats dumbos.

Notons que la première exposition de rats en France organisée par une association (Ratibus, [16]) a eu lieu cette année avec un prix d'honneur pour un rat mâle agouti sauvage !

5.2. Maladies héréditaires principales

Les maladies d'origine génétique sont nombreuses. Certaines ont pour origine la mutation d'un unique allèle, ce sont les maladies monogéniques et d'autres sont dues à des allèles de plusieurs gènes, ce sont les maladies polygéniques. Toutes les maladies pré-natales et toutes les tumeurs héréditaires ne sont pas abordées.

Nous allons en détailler succinctement les plus fréquentes.

5.2.1. Chez la souris

L'amyloïdose est une maladie caractérisée par un dépôt d'amyloïde dans différents organes, les reins, le cœur, la peau, la langue, le foie, la rate, les testicules et la vessie. Des études ont montré que certaines souches étaient plus touchées que d'autres et que cette maladie était évolutive dès l'âge de 4 à 5 mois. Les reins semblent être les organes atteints le plus tardivement et le dépôt d'amyloïde précède une papillonéphrite.

Les anomalies de l'oreille interne font partie des anomalies le plus souvent retrouvées. Elles ont d'ailleurs été recherchées et obtenues par des croisements dans le passé car les souris atteintes tournent toujours en rond comme si elles dansaient. On les appelle de ce fait les "souris dansantes". Vingt- quatre gènes mutants ont été incriminés en intervenant de façons différentes : certains sont responsables d'un défaut grave dans la structure du labyrinthe, d'autres sont responsables de la dégénérescence de cellules importantes et d'autres encore provoquent l'absence d'otolithes. Le fait de tourner en rond peut être associé à une surdité et un nanisme (certaines souris cessent leur croissance à l'âge de 2 semaines).

Le mégacôlon est une affection que l'on peut retrouver chez les souris homozygotes pour certains gènes tels que les loci piebald et piebald lethal, tous deux intervenant dans la pigmentation. Le mégacôlon peut dans certains cas provoquer la mort des souris avant le sevrage. Ces gènes sont responsables de la mort des mélanoblastes et des neuroblastes entériques d'où le défaut d'innervation du côlon (aganglionnaire) et le phénotype (grandes tâches blanches à contours nets).

Les anomalies du système urinaire sont variées et d'origine monogénique ou polygénique. Dans le modèle monogénique, on retrouve les anomalies de structures des reins dans leur taille (hydronéphrose) ou leur forme (maladie du rein polykystique) mais aussi des troubles du développement (retard de croissance des bourgeons urétéraux, blocage du signal d'induction du développement en métanéphros...). D'autres affections d'origine génétique sont décrites dans la littérature comme par exemple la formation de calculs urinaires, la papillonnéphrite, la glomérulosclérose spontanée évolutive.

Le nanisme est lié à un désordre endocrinien dû à une mutation d'un seul gène, le locus dwarf. Les individus homozygotes *dw/dw* présentent un défaut structural dans l'hypophyse antérieure, un retard de la croissance et un déficit en hormones thyroïdiennes. En fait, le nanisme semble être plutôt un syndrome dont les origines sont nombreuses.

5.2.2. Chez le rat

Etant donné le grand nombre de maladies héréditaires connues et décrites chez le rat, seulement les maladies affectant la reproduction et la croissance seront détaillées dans ce paragraphe [20].

Le nanisme décrit en premier par LAMBERT et SCHINCHETTI est dû à un allèle dwarf-1 (*dw-1*) et est responsable d'un retard de croissance visible à partir du 5^{ème} jour après la naissance. Les rats possédant cet allèle présentent aussi un pelage plus fin avec des poils courts, ils sont stériles et ont une espérance de vie inférieure à la normale. L'origine de ces troubles est un désordre endocrinien.

Le nanisme peut aussi être dû à un deuxième allèle, dwarf-2 (*dw-2*). Le retard de croissance est visible plus tard, vers l'âge de 2 mois, les mâles sont stériles mais les femelles peuvent avoir une ou deux portées.

Les animaux porteurs de l'**allèle Kon's lethal** (*lk*) présentent une croissance normale jusqu'à leur 10^{ème} jour puis maigrissent malgré la persistance du réflexe de succion et meurent d'inanition. Leurs corps sont alors dépourvus de graisse.

L'obésité peut être liée à plusieurs gènes : fatty (*fa*) ou corpulent (*cp*). Les rats porteurs de l'allèle fatty deviennent obèses vers l'âge de 5 semaines. La cholestérolémie est 4 fois supérieure à la norme et le taux d'acides gras de l'ordre de 10 fois sa norme, ce qui rend le sérum laiteux. Les rats porteurs de l'allèle corpulent deviennent obèses vers le même âge mais en plus ils ne peuvent se reproduire pour des raisons physiques, malgré une fertilité normale.

Le pseudo hermaphrodisme peut se rencontrer chez le rat. Les individus sont XY mais présentent un phénotype féminin avec un vagin aveugle et des testicules inguinaux inactifs. La transmission de la maladie se fait par l'intermédiaire d'un allèle dominant sur le chromosome X.

Deuxième partie
Etude des hamsters et des gerbilles

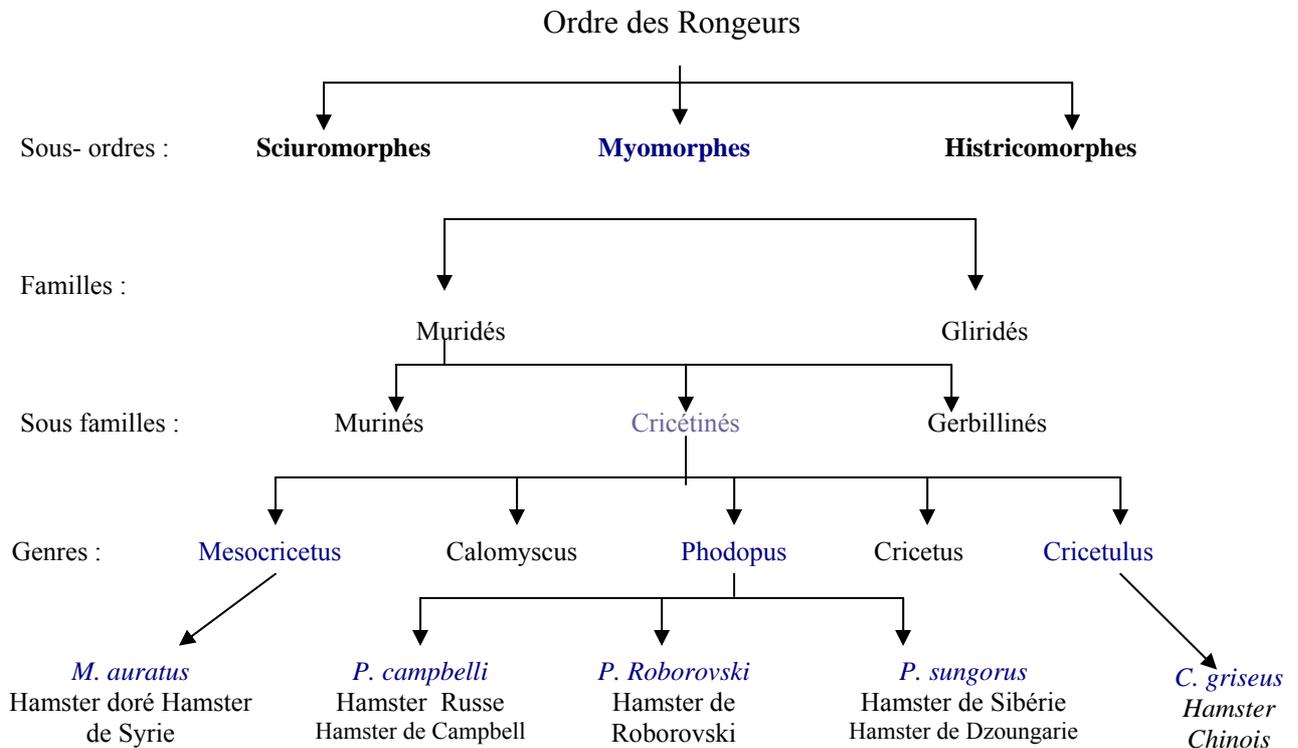
Définition des cinq espèces de hamsters domestiques

1.1. CLASSIFICATION

A la dernière révision de la systématique, les hamsters domestiques font partie de l'embranchement des Vertébrés, la classe des Mammifères, l'ordre des Rongeurs, le sous-ordre des Myomorphes, la famille des Muridés et la sous famille des Cricétinés (cf. figures 1 et 36). Remarque : le hamster sibérien serait peut être une sous-espèce du hamster russe (cf. flèche en pointillés sur la figure 1).

Il existe à ce jour 54 espèces, sous espèces et variétés plus ou moins proches de hamsters mais seulement 5 sont des espèces domestiques que l'on peut se procurer dans les animaleries en France. Ce sont le hamster doré, le hamster chinois et les hamsters nains : russe, de Roborovski et de Sibérie. Il existe toutefois une grande disparité dans la fréquence de ces cinq espèces au sein des foyers français. Ainsi, le hamster doré est de loin le plus répandu. A l'opposé, le hamster chinois reste un animal de compagnie très peu connu du grand public. Pour les autres hamsters, le hamster russe connaît depuis ces dernières années un grand engouement avec l'apparition de nombreuses variétés. Le hamster sibérien, bien que ressemblant étonnamment au hamster russe, reste en retrait du marché. Cependant certains d'entre eux sont vendus en tant que hamsters russes ! Enfin, le hamster de Roborovski, le plus petit de tous, commence à être connu en France. Sa qualité d'animal de compagnie est toutefois limitée.

Figure 36 : position des espèces de hamsters domestiques dans la Systématique à l'heure actuelle. [57]



1.2. PARAMETRES ZOOLOGIQUES :

1.2.1. Taille et poids vif [18, 23, 75, 108, 122, 158, 160, 165, 168]

Le hamster doré est un hamster de taille moyenne. Il mesure entre 13 et 19 cm de long avec une queue d'environ 1,5 cm constituée de 10 à 14 vertèbres. La femelle est généralement plus grande et plus lourde que le mâle : une femelle adulte pèse entre 95 et 150 grammes tandis qu'un mâle adulte pèse entre 85 et 130 grammes. Le poids augmente avec l'âge et les hamsters dorés peuvent ainsi atteindre un poids de 180 grammes.

Le hamster chinois est un hamster de petite taille avec une longueur moyenne de l'ordre de 8 à 12 cm. Contrairement aux autres hamsters, il possède une queue relativement longue de 2 à 3 cm démunie de poils en grande partie. Le mâle est discrètement plus grand et lourd que la femelle : PV mâle = 35 à 50 grammes et PV femelle = 30 à 40 grammes.

Enfin, les trois derniers hamsters sont des hamsters nains. Leur taille est inférieure ou égale à 10 cm avec une queue de 1 cm. Les mâles sont souvent plus gros que les femelles.

Le hamster russe mesure 8 à 10 cm de long pour un poids compris entre 28 et 40 grammes.

Le hamster de Sibérie mesure aussi entre 7 et 10 cm mais pèse plus lourd que le hamster russe avec un poids moyen de 30 à 60 grammes.

Le hamster de Roborovski est le plus petit des hamsters domestiques avec une longueur moyenne de 5 cm et un poids compris entre 14 et 21 grammes.

1.2.2. Dentition [23, 50, 58, 105, 160, 168]

La formule dentaire de tous les hamsters est I 1/1, C 0/0, P 0/0, M 3/3.

Les incisives sont hypsodontes (à racines ouvertes). Elles présentent un émail orangé. Leur vitesse de croissance dépend de plusieurs facteurs tels que l'âge, le sexe (les femelles ayant des dents plus longues), l'alimentation et la saison.

Les molaires sont brachyodontes (à racines fermées).

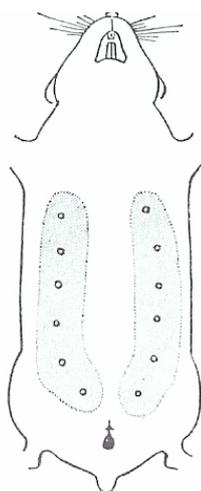
1.2.3. Caractéristiques morphologiques

1.2.3.1. Caractéristiques générales

Comme les souris et les rats, les hamsters ont 4 doigts aux membres antérieurs et 5 doigts aux membres postérieurs.

Le nombre de mamelles varie selon l'espèce de hamsters : le hamster doré possède 6 ou 7 paires de mamelles, le hamster chinois et les hamsters nains 4 paires. La présence de tétines surnuméraires est fréquente (cf. figure 37).

Figure 37 : topographie des mamelles du hamster doré [97].



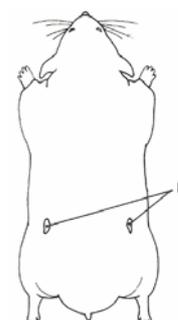
1.2.3.2. Caractéristiques spécifiques

Les bajoues ou poches jugales sont situées sous la peau de chaque côté de la bouche et s'étendent dorso-caudalement jusqu'à la pointe de l'épaule. Ce sont des poches extensibles munies d'une musculature propre et recouverte d'une muqueuse. Leur rôle est le stockage d'aliments (graines, pellets...) très utile aux hamsters sauvages pour limiter le nombre des sorties nécessaires pour s'alimenter. Il semble que les femelles utilisent davantage leurs bajoues que les mâles.

Les glandes des flancs et ventrales (ou abdominales) sont propres aux hamsters. Tous ne sont pas munis de chacune de ses glandes (cf. tableau XX). La glande ventrale est située près de l'ombilic. Chez le mâle, elle est logée dans un repli de peau tandis que chez la femelle est consiste en une petite plage superficielle pourvue de matériel sébacé. Cette glande est importante pour le marquage des objets de l'habitat. Les glandes des flancs sont symétriques et très développées chez le mâle chez qui elles sont en quelques sorte un caractère sexuel secondaire. La sécrétion de ces glandes est androgéno-dépendante et est responsable de l'aspect "poils mouillés et sales" caractéristique, surtout pendant la période de reproduction. Ces glandes sont impliquées dans le comportement social de marquage de certaines surfaces et peut être dans le comportement sexuel [23, 122].

Tableau XX : les glandes des flancs et ventrales chez les différents hamsters. [158, 160]
Localisation des glandes des flancs, face dorsale du hamster doré. [100]

	H. doré	H. chinois	H. russe	H. sibérien	H. Roborovski
Glandes des flancs (B)	oui développées surtout mâles	oui peu visibles	non	non	non
Glande ventrale	non	oui	oui odorante (mâle>femelle)	oui	oui



1.2.4. Diagnose d'espèces de hamsters : taille, morphologie globale et pelage [18, 23, 91, 134, 158, 160]

Le pelage d'un hamster varie en fonction de l'espèce, d'éventuelles mutations (surtout chez le hamster doré) et parfois de la saison (hamster sibérien).

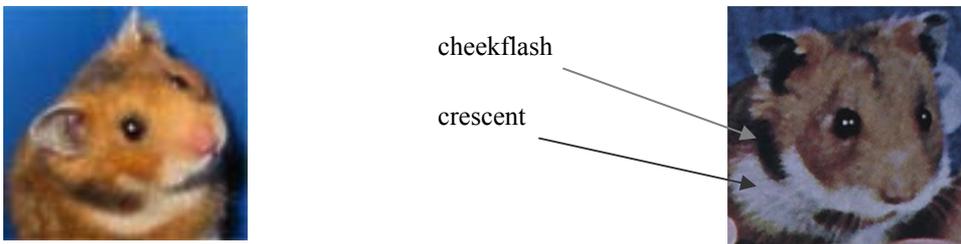
1.2.4.1. Le hamster doré

Le hamster doré est le seul hamster de taille moyenne aussi il est très facilement reconnaissable.

Le phénotype sauvage du hamster doré est le plus commun. Les poils sont courts, droits, doux, la fourrure est dense et de couleur agouti doré c'est-à-dire brun roux avec un sous poil gris foncé. Le ventre reste blanc, les yeux sont noirs et les oreilles grises. De plus, une bande noire passe sous la mâchoire jusqu'à la base des oreilles (c'est la cheekflash) et une autre bande de couleur ivoire la souligne ventralement (c'est le crescent), voir la figure 38.

Il existe cependant de nombreuses autres variétés dues à une ou plusieurs mutations affectant la couleur, la longueur ou l'aspect des poils (frisés, satinés, ondulés) ou la présence de taches blanches ou colorées. L'ensemble de ces variétés est détaillé dans le paragraphe sur la génétique des robes.

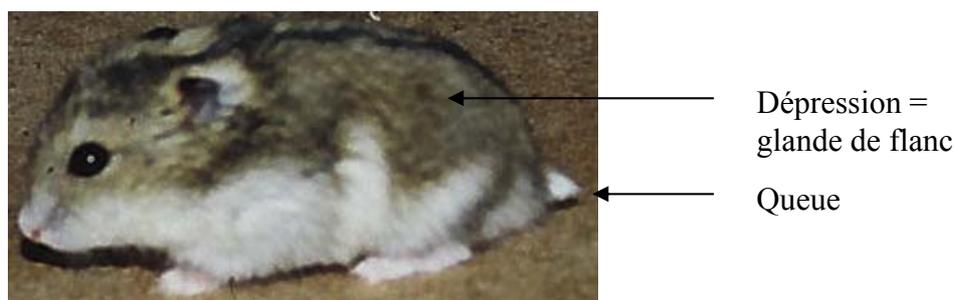
Figure 38 : photographies de hamsters dorés agouti doré à poils ras (type sauvage). [126, 127 et prêt par le Dr BOUSSARIE]



1.2.4.2. Le hamster chinois

Ce hamster est facilement reconnaissable à sa morphologie globale plus affinée que les autres hamsters notamment au niveau de son museau, sa couleur gris brun avec une raie dorsale plus foncée et le ventre de couleur ivoire ou gris foncé et sa queue plus longue et démunie de poils. C'est son aspect qui lui a valu ses autres noms : hamster gris et hamster rayé de Chine (cf. figure 39). De plus, il est de taille intermédiaire entre le hamster doré et les hamsters nains. Un critère supplémentaire pour le distinguer des hamsters nains est la présence des deux glandes de flanc.

Figure 39 : photographie d'un hamster chinois. [Prêtée par le Dr BOUSSARIE]



1.2.4.3. Les hamsters nains

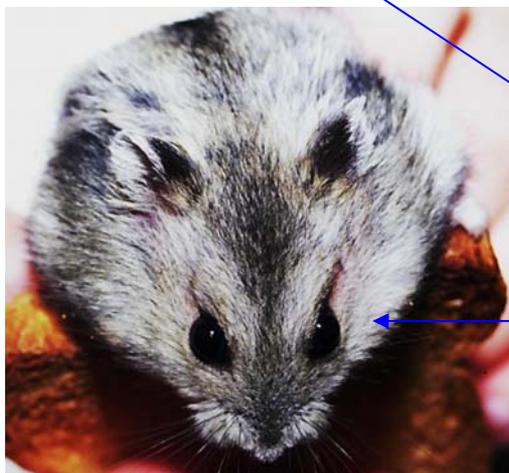
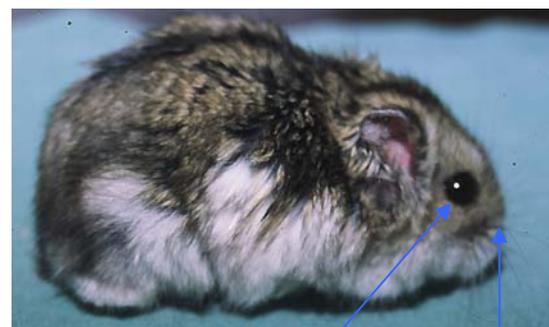
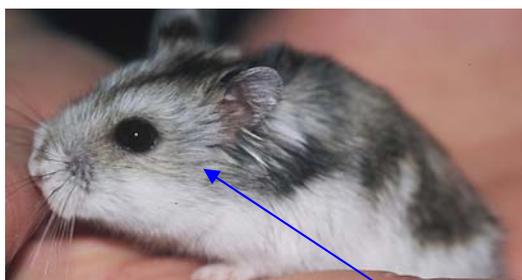
- Le hamster de Roborovski est le plus petit des hamsters nains. Un autre critère de diagnose est sa fourrure très dense lui conférant un aspect de boule (la queue n'est pas visible) de couleur sable sauf sur le ventre et une tache circulaire blanche située au dessus de chaque œil (cf. figure 40).

Figure 40 : photographie d'un hamster de Roborovski. [126, 127]



- Les hamsters russe et sibérien se ressemblent beaucoup : ils présentent un format semblable, une fourrure dense munie d'une raie dorsale foncée et de couleur voisine hors période hivernale. Les animaux sont gris marron sur la moitié supérieure du corps et de la tête et blanc crème sur la moitié inférieure. Chez le hamster russe, la délimitation est surlignée par une bande plus foncée s'étirant sur chaque flanc. De plus, la tête est plus courte, les yeux sont équidistants entre les oreilles et le bout du nez et ce dernier est plus large (cf. figure 41). Enfin, il existe de nombreuses variétés de pelage. Chez le hamster sibérien (moins fréquent en animalerie), le pelage devient entièrement blanc pendant l'hiver et les yeux sont plus proches des oreilles que du nez. Enfin, le profil du nez est davantage convexe et sa taille est parfois supérieure à celle du hamster russe.

Figure 41 : photographies de hamsters russes (à gauche) et de hamsters sibériens (à droite). [Prêtées par le Dr BOUSSARIE]



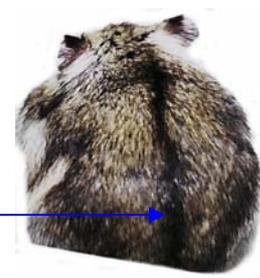
Profil plus droit et nez carré

Œil plus près des oreilles

Face convexe de profil

Œil à mi-distance du nez et des oreilles

Raie dorsale



1.3. PARAMETRES PHYSIOLOGIQUES

1.3.1. Espérance de vie et âge à la sénescence

Comme les autres Myomorphes, les hamsters ont une durée de vie courte de l'ordre de 2 à 3 ans. Il existe toutefois des différences inter-spécifiques.

1.3.1.1. Le hamster doré [75, 134]

L'espérance de vie moyenne est de l'ordre de 2 ans et les hamsters dorés atteignent rarement les 3 ans.

Bien que l'espérance de vie diffère selon les auteurs, tous s'accordent à dire qu'il existe chez certaines souches une différence significative entre les mâles et les femelles, les mâles vivant plus longtemps que les femelles. Ainsi, une étude montre que 50% des hamsters mâles sont décédés spontanément à 787 jours alors que 50% des femelles sont décédées à 378 jours. Une deuxième étude effectuée à partir de 2862 individus mâles révèle qu'il y a 50% de survivant à 22 mois (environ 660 jours) et 30 % à 25 mois (750 jours).

1.3.1.2. Le hamster chinois [75, 122]

La durée de vie moyenne d'un hamster chinois est de l'ordre de 2,5 et 3 ans. Un hamster chinois peut vivre jusqu'à 4 ans.

Une étude excluant les animaux décédés avant 230 jours (mortalité néonatale comprise) estime la durée de vie d'un mâle à 1045 jours (2,8 ans) avec un intervalle de confiance à 99% de 887 à 1170 jours et celle d'une femelle à 959 jours (2,6 ans) avec un intervalle de confiance à 99% de 820 à 1003 jours.

1.3.1.3. Les hamsters nains [18, 23, 158, 160]

Peu de données sont fournies dans la littérature.

Le hamster de Roborovski semble être le hamster vivant le plus longtemps avec une espérance de vie moyenne de 3 à 3,5 ans. Ensuite, vient le hamster russe qui vit en moyenne 2 ans mais peut atteindre un âge supérieur à 3 ans. Enfin, le hamster sibérien a une espérance de vie courte comprise entre 1,5 et 2 ans.

1.3.2. Rythmes respiratoire et cardiaque et température corporelle [23, 122, 142, 158, 160, 168]

Les données figurent dans le tableau XXI pour la clarté de l'exposé.

Tableau XXI : Paramètres biologiques généraux des hamsters.

	Hamster doré	Hamster chinois	Hamsters nains
Température rectale	36,2 à 38,8 ° Celsius	37 à 38 ° Celsius	36,1 à 38 ° Celsius
Fréquence respiratoire	33 à 140 mpm moyenne : 74 mpm	60 à 140 mpm	
Fréquence cardiaque	250 à 500 bpm	250 à 500 bpm	
Volume Tidal	0,66 mL		

Volume minute	50 mL		
---------------	-------	--	--

mpm = mouvements par minute et bpm = battements par minute

Rappel : Volume courant = volume inspiré = volume expiré

Volume minute = volume courant x fréquence respiratoire.

1.3.3 Production quotidienne d'urine et de fèces [23, 160]

Un hamster doré adulte produit en moyenne 5,1 à 8,4 mL d'urines et 2 à 2,5 grammes de fèces par jour.

Elevage des hamsters domestiques

Les cinq espèces de hamsters domestiques peuvent se classer selon le mode et la facilité de l'élevage en deux groupes : les hamsters sociaux et les hamsters vivant solitairement. Le premier groupe rassemble les trois espèces de hamsters nains. Ces animaux vivent en groupe et ont peu d'exigences particulières relatives à la reproduction hormis un espace suffisant, un environnement non stressant et une alimentation adaptée. Le second groupe est composé des hamsters dorés et chinois. Ces hamsters vivent seuls et sont très agressifs envers leurs congénères hormis lors de la période sexuelle. Cette particularité est le point limitant de leur élevage car si certaines règles ne sont respectées, certains animaux peuvent être tués.

1. LE LOGEMENT

1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage

[23, 75, 81, 121, 142, 158]

1.1.1. Hamster doré et hamster chinois

Les normes sont les mêmes que pour les rats : 50 cm de long x 30 cm de large x 30 cm de hauteur voire 60 cm x 40 cm x 40 cm. Chez le hamster doré, une étude montre qu'une surface au sol inférieure à 825 cm² entraîne un mal-être qui se traduit par un stress chronique pouvant affecter certains mécanismes physiologiques telle que la thermorégulation.

Cependant, chaque adulte doit être logé de préférence dans sa propre cage sauf si le mode d'élevage choisi s'y oppose. Dans ce cas, une augmentation de la surface au sol est nécessaire pour limiter les agressions.

1.1.2. Hamsters nains

Les normes sont voisines de celles pour les souris : 50 cm de long x 30 cm de large x 25 à 30 cm de haut. Cependant, les animaux en petits groupes demandent une cage plus spacieuse de la taille de celle des hamsters dorés.

1.2. La densité animale dépend de la sociabilité des hamsters

[18, 46, 81, 88, 91, 92, 105, 106, 108]

1.2.1. Le hamster doré et le hamster chinois : des hamsters solitaires

1.2.1.1. Milieu et mode de vie à l'état sauvage

Le hamster doré vit dans des régions tempérées, arides et désertiques en Asie Mineure, Syrie et dans les Balkans. Il creuse de nombreuses galeries contenant chacune plusieurs chambres dévolues à une activité particulière : réserve alimentaire, élimination, repos. C'est un animal solitaire qui devient agressif à chaque rencontre avec un de ses congénères excepté pendant la période de reproduction lorsque les femelles sont en chaleurs. Les combats peuvent d'ailleurs se terminer par la mise à mort d'un des deux individus. Les femelles sont plus hargneuses que les mâles.

Le hamster chinois ressemble sur de nombreux points au hamster doré. Il est aussi issu de régions sèches en bordure du désert au Nord-est de la Chine et vit dans des terriers. Les femelles sont à l'image de celles des hamsters dorés c'est-à-dire très agressives envers les mâles sauf lorsqu'elles sont en chaleurs.

1.2.1.2. Conditions d'élevage en captivité et comportement social chez le hamster doré : études expérimentales [14, 54, 86]

Une étude réalisée sur 60 hamsters dorés mâles a tenté d'évaluer le comportement social et le poids vif dans deux situations d'élevage : la vie solitaire et la vie en petits groupes de mâles issus de la même portée. Le comportement social correspond au temps passé au contact des congénères (repos notamment), aux comportements agonistiques (attaques, combats, postures défensives et de soumission) et aux comportements non agonistiques (la toilette...). Les résultats sont assez surprenant puisque :

- les hamsters vivant en groupe ne passe que 19% de leur temps seuls,
- la fréquence des comportements agonistiques est significativement inférieure à celle des hamsters élevés individuellement et placés au contact d'autres hamsters,
- leur croissance est meilleure avec une augmentation de l'ingéré se traduisant par une augmentation du poids corporel de graisse. Ce dernier point peut s'expliquer soit par la facilitation à s'alimenter dans les groupes soit par la diminution de la prise alimentaire due au stress chronique des hamsters élevés individuellement.

Toutefois, les blessures dues à des querelles semblent inévitables lorsque plusieurs hamsters dorés cohabitent.

Une autre étude démontre que la présence d'une ou plusieurs femelles à proximité d'un groupe de mâles augmente significativement le taux d'agressions entre ces derniers.

1.2.1.3. Application : densité animale préconisée en captivité [81, 86]

Les hamsters dorés et chinois doivent être maintenus de préférence individuellement pour éviter un stress social, excepté si le mode d'élevage impose le contraire. Dans ce cas, les couples ou groupes doivent être constitués au moment du sevrage ou du moins avant la maturité sexuelle. Certains auteurs affirment que placer plusieurs mâles ensemble doit être évité car même si ils sont ensemble avant d'avoir été sevrés, les agressions se déclarent à l'âge adulte, d'autant plus que des femelles sont situées à proximité (odorat +++). Cependant, certaines études prouvent que les groupes socialement instables (i.e. comportant le plus d'agressions) sont ceux constitués par des femelles. Enfin, que ce soient des femelles ou des mâles, si les agressions se répètent ou si elles sont violentes, il faut séparer les animaux définitivement.

1.2.2. Les hamsters nains : des hamsters sociaux

1.2.2.1. Milieu et mode de vie à l'état sauvage

Les hamsters nains vivent à l'état sauvage dans des terriers complexes en groupes sociaux.

Le hamster russe vit dans les steppes de la Russie septentrionale, d'Asie centrale et dans le nord de la Chine, en véritables colonies dans lesquelles une hiérarchie stable est instaurée. Un seul individu par colonie est dominant, généralement pendant plusieurs mois. Le dortoir est commun à tous les individus. Ce mode de vie permet aux individus de se protéger du froid (la température extérieure peut descendre en dessous de -25°Celsius). Les hamsters étrangers sont expulsés loin du terrier et sont sujets à de sévères combats.

Le hamster sibérien est originaire du sud-ouest de la Sibérie, du Kazakhstan, de la Mandchourie et de la Mongolie dans les steppes et prairies. Ses conditions et son mode de vie sont proches de celles du hamster russe.

Le hamster de Roborovski vit dans les déserts sableux et les régions semi-arides de la Mongolie, de la Russie et du nord de la Chine dans des terriers en petits groupes sociaux.

1.2.2.2. Application : densité animale préconisée en captivité

Les hamsters nains peuvent être maintenus en couple ou en petits groupes à la condition que ceux-ci soient formés avant la maturité sexuelle afin de calquer le schéma naturel. A l'âge adulte, l'introduction d'un nouvel animal doit être interdite car les hamsters l'identifient comme un étranger et le risque d'agression voire de mise à mort est élevé.

1.3. L'enrichissement de l'environnement : matériel de nid, accessoires et limites

1.3.1. Le matériel de construction d'un nid [29, 160]

Les matériaux préférés sont ceux qui permettent aux animaux de réaliser facilement un nid tels que le papier toilette, les mouchoirs en tissu ou en papier ou encore du papier filtre déchiré en petits lambeaux. Il est fortement déconseillé d'utiliser les matériaux "spécial nid" (ouates) que l'on trouve dans le commerce pour les hamsters car ceux-ci peuvent se coincer les pattes ou un doigt dans les filaments très fins et serrés pouvant aboutir à une nécrose par défaut de circulation sanguine. Cette recommandation s'applique tout particulièrement aux nouveau-nés qui peuvent mourir suffoqués. De plus, l'ingestion de ouate peut se solder par une rétention dans les bajoues ou une occlusion intestinale.

1.3.2. Les accessoires de jeu [75, 88, 105, 160]

Les accessoires de jeu permettent aux animaux de satisfaire en partie leurs besoins d'exercice. Les hamsters dorés sont les plus actifs (une femelle adulte parcourt en moyenne 8 Km par jour). Ensuite viennent les hamsters chinois puis les hamsters nains.

Les roues, trapèzes, échelles, cordes suspendues et tuyaux de toute sorte (tuyaux en plastique, rouleau de papier sopalin ou hygiénique...) plaisent beaucoup et sont très important pour le bien être des animaux.

Les **tuyaux** en PVC sont intéressants chez les hamsters car ils reproduisent leur habitat naturel.

Pour ce qui est des **roues**, elles peuvent être munies ou non de barreaux puisque les hamsters possèdent une queue courte. Les hamsters semblent préférer les roues en plastique qui ne font pas de bruit. Cependant, ils peuvent la ronger. Une alternative consiste à utiliser une roue grillagée munie d'une bande de carton souple et huilée avec des lubrifiants inoffensifs (huiles minérales ou vaseline).

Les **boules d'exercice** offrent la possibilité au hamster de se mouvoir à l'extérieur de la cage en toute sécurité et en dépensant de l'énergie. Cependant, bien que munies de trous d'aération, la circulation de l'air est insuffisante et un délai de 15 à 20 minutes d'activité dans une boule est recommandé.

Enfin, **branchages** d'arbres fruitiers et **coques de noix de coco** peuvent être ajoutés à condition d'avoir été désinfectés au four à 80°Celsius pendant 20 minutes.

1.3.3. Avantages et limites

Chez les hamsters sociaux, l'enrichissement du milieu ne se substitue pas au bien-être apporté par la vie en collectivité.

1.4. La litière et la cage

1.4.1. Choix de la cage

1.4.1.1. Préférences des hamsters

Les préférences des hamsters relatives aux types de cage (sol grillagé ou sol plein avec litière) sont influencées par l'habitude des hamsters avant le sevrage. Ainsi, lorsque de jeunes hamsters (21 à 42 jours) ont le choix entre les deux types de cage, la grande majorité des individus préfèrent les cages munies de litière. Lorsque des hamsters plus âgés (90 à 111 jours) ayant l'habitude de vivre dans des cages grillagées ont le même choix, 40% de ces derniers préfèrent les cages qu'ils connaissent. *Rappelons toutefois que le sol grillagé favorise l'apparition des maladies podales. Il semble donc judicieux de n'utiliser que des sols pleins [15, 105].*

1.4.1.2. Caractéristiques des cages

La cage doit être munie de barreaux horizontaux permettant aux hamsters de grimper, espacés de 1 à 1,5 cm pour le hamster doré et de 0,5 à 0,6 cm pour les hamsters nains et le hamster chinois. Un aquarium peut être utilisé afin notamment de permettre aux hamsters de creuser et de le protéger des courants d'air. Cependant, la ventilation reste souvent insuffisante ce qui favorise le développement des maladies respiratoires et l'augmentation de la température ambiante. Pour ces raisons, un toit grillagé, un nettoyage régulier et l'emplacement de la cage loin d'une fenêtre sont de rigueur [91, 158, 160].

1.4.2. Choix de la litière [58, 105, 160]

Les caractéristiques générales sont les mêmes que pour le rat et la souris (se reporter au chapitre "élevage des souris et des rats"). Cependant, les hamsters sont moins sensibles que ces derniers à la poussière et molécules irritantes.

Les copeaux de cèdre rouge sont également nocifs pour les hamsters nains. Il génère des troubles respiratoires et cutanés (alopécie) et des troubles de la reproduction.

La litière de chanvre peut être utilisée mais l'utilisation de copeaux de sapin et le maïs concassé convient parfaitement à tous les hamsters. Chez les hamsters angoras, il est judicieux de préférer le maïs concassé ou le papier recyclé compressé. Si les hamsters ingèrent le maïs litière, alors il faut la changer car elle est susceptible d'entraîner une occlusion intestinale.

Du foin dépoussiéré peut être mis à disposition pour la consommation mais surtout pour la construction d'un nid.

1.5. Entretien

1.5.1. Le nettoyage [18, 122, 124]

Il n'existe pas de différences avec les rats et les souris.

Remarque : comme pour le rat et la souris, le nettoyage peut devenir contre productif s'il est effectué trop souvent notamment pendant les jours qui suivent une mise bas. Il est ainsi conseillé de nettoyer la cage de la femelle gestante quelques jours avant la date prévue de parturition et d'attendre 10 à 15 jours après la mise bas avant de recommencer.

Pour plus de détails, se référer au chapitre "élevage des rats et souris".

1.5.2. La désinfection

Il n'existe pas de différences avec les rats et les souris.

1.6. Environnement [81, 105]

La cage doit être disposée dans une pièce répondant à certains critères environnementaux tant pour le bien-être des hamsters que pour les performances zootechniques de l'élevage et la santé des animaux.

1.6.1. La température [23, 45, 75, 122, 124, 142, 158]

La température optimale de la pièce où se trouvent les hamsters se situe dans un intervalle compris entre 20 et 24° Celsius. Cependant, un intervalle entre 18 et 25° Celsius reste acceptable. Pour le hamster chinois, une température ambiante de 24 à 26°Celsius est recommandée [67]. Pour les hamsters vivant dans des régions froides (*Phodopus Roborovski*, *P. campbelli* et *P. sungorus*), une température supérieure ou égale à 34° Celsius entraîne une hyperthermie et à partir de 36° Celsius des hamsters décèdent.

1.6.2. L'humidité [23, 45, 58, 81, 122, 124, 158]

L'humidité relative optimale est comprise entre 45 et 65 %. Selon certains auteurs, l'intervalle de confiance le plus large se situe entre 30 et 70%.

Voir le chapitre "Elevage des souris et des rats" pour plus de détails sur l'importance de l'hygrométrie sur la santé des animaux.

1.6.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation

Le taux d'ammoniac doit être maintenu inférieur à 8 ppm [45, 58, 81, 158].

La vitesse de l'air est un paramètre lié à la ventilation de la pièce. La recommandation est de 0,30 m/ s soit 10 à 20 changements d'air par heure selon la densité animale et le volume de la pièce [58, 81, 124, 158].

Voir le chapitre "Elevage des souris et des rats" pour plus de détails sur l'importance de la ventilation sur la santé des animaux.

1.6.4. L'éclairage

1.6.4.1. La photopériode [7, 22, 58, 75, 81, 124, 158]

Un cycle de 12 heures de lumière / 12 heures d'obscurité convient aux hamsters. Toutefois, comme pour le rat et la souris, un cycle comprenant 14 heures de lumière par jour permet de meilleures performances de reproduction. En fait, il existe pour chaque espèce de hamsters une durée minimale quotidienne d'éclairage nécessaire à l'activité sexuelle. Cette durée est appelée "durée critique de la photophase". Pour plus d'informations, se référer au paragraphe 3.1.2.

1.6.4.2. Le spectre lumineux [7, 22, 75, 158]

La cage doit être placée dans une pièce lumineuse, de préférence avec une lumière artificielle. Si cela n'est pas possible, la cage ne doit pas être éclairée directement par les rayons du soleil.

1.6.4.3. L'intensité lumineuse [58, 81, 124, 158]

La valeur recommandée pour des animaux pigmentés varie entre 250 et 400 lux par m² à 1 mètre du sol (soit 30 à 40 watt par m²) ce qui équivaut à un maximum de 130 lux au niveau des animaux. Pour des animaux albinos ou nus, l'intensité doit être limitée. Aucune recommandation n'est fixée pour les hamsters mais celles concernant les rats et souris albinos doivent s'en approcher (voir chapitre "élevage des rats et des souris", paragraphe 1.5.4.).

1.6.5. L'ambiance et le bruit [7, 22, 23, 158]

L'ambiance doit être calme et permettre aux animaux bien-être et confort. En effet, le hamster est un animal qui stresse très rapidement et il est très sensible aux bruits soudains ou constants. Chez la femelle du hamster chinois, une ambiance bruyante peut être responsable d'un anœstrus et, d'une façon générale, chez tous les hamsters la fréquence du cannibalisme est significativement augmentée.

La recommandation est la même que pour le rat et la souris (<85 décibels). Cependant, en période de reproduction, cette valeur semble déjà trop élevée.

1.7. L'hibernation et la torpeur

Les hamsters dorés sont des animaux qui *hibernent* naturellement dans certaines conditions. Il s'agit d'un mécanisme physiologique leur permettant de survivre pendant les périodes hivernales dans des régions désertiques très austères.

Ces conditions sont : une photopériodes courte (< 8 heures) et une intensité lumineuse faible, une température ambiante basse (environ 5° à 10° Celsius), une ambiance calme, la disponibilité en matériel de construction d'un nid en quantité suffisante et des réserves alimentaires abondantes]. Lorsque les jours se rallongent et que la température augmente à nouveau, les animaux sortent de leur hibernation.

Cependant, il ne faut pas croire que pendant toute la période hivernale les animaux dorment. En fait, ils se réveillent à intervalles réguliers pour manger [75, 124, 160].

Les hamsters sibérien et autres hamsters nains n'hibernent pas au sens strict mais peuvent entrer dans *un état de torpeur* lorsque la photophase diminue. La différence résulte dans le fait

que la torpeur est une baisse du métabolisme énergétique qui ne dure que quelques heures par jour (5,7 heures par jour chez le hamster sibérien). Cet état de torpeur suit un cycle annuel : il apparaît un jour suite à une certaine durée d'exposition aux jours courts puis il devient de plus en plus fréquent jusqu'à atteindre une fréquence maximale et disparaît au bout d'un délai déterminé malgré la persistance des jours courts [158].

2. L' ALIMENTATION ET LA BOISSON :

2.1. L'alimentation

2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques

[18, 46, 91, 138, 151, 160]

L'alimentation est une activité cyclique qui se déroule 24 heures sur 24, les hamsters réalisant de petits repas de 5 minutes toutes les deux heures environ. Ceci explique en partie l'importance de la réalisation de réserves d'aliments dans des coins spécifiques même si l'animal n'hiberne pas car le nombre de sorties à l'extérieur est diminué et cela lui évite de s'exposer à ses prédateurs, notamment le jour où il constitue une proie facile.

Ce comportement alimentaire est stable et aucun changement n'est entrepris en cas de restriction alimentaire dans la durée. Ainsi, si l'on met à disposition des hamsters des aliments uniquement quelques heures par jour ou à jours alternés, les hamsters n'augmentent pas leurs réserves et n'ingèrent pas davantage d'aliment ce qui conduit à un amaigrissement jusqu'à la mort par inanition. Les chercheurs émettent deux hypothèses : une insuffisance d'adaptabilité et une éventuelle limitation physiologique des capacités alimentaires.

Enfin, les hamsters sont coprophages c'est-à-dire qu'ils ingèrent une partie de leurs fèces. Ce comportement leur permet de récupérer des vitamines du complexe B, de la vitamine K et d'autres nutriments synthétisés par la flore digestive pendant le transit et d'entretenir leur flore digestive en réensemencant le tractus digestif proximal avec les bactéries rejetées dans les fèces.

En pratique, il faudra veiller à laisser à disposition des hamsters des aliments 24 heures sur 24 et à vérifier tous les jours que des produits frais ne pourrissent pas dans un coin de la cage servant de réserve.

2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive

[18, 46, 138, 151]

Les hamsters sont des animaux digastriques omnivores.

Contrairement au rat, à la souris et au cochon d'inde, leur estomac est véritablement divisé en 2 parties : une partie non glandulaire kératinisée (lieu de fermentations et s'apparentant à un rumen) et une partie glandulaire. La séparation est un pseudo sphincter musculéux et permet de contrôler les mouvements et le temps de passage des ingestas de l'œsophage au duodénum. Ainsi, ils peuvent rester entre 10 minutes et 60 minutes dans l'estomac. La présence du pré-estomac permet de mieux valoriser les protéines d'origine végétale par rapport aux rats et aux souris. Les hamsters sont des omnivores à dominance herbivore (=pseudo ruminant).

Le cæcum est bien développé : sa taille est plus importante que celle de l'estomac. Il sert de deuxième cuve de fermentation et assure la synthèse et l'utilisation des acides gras à courtes chaînes (AGV).

Le gros intestin est rudimentaire et ne permet pas l'assimilation des vitamines ce qui explique l'importance de la coprophagie dans ces espèces.

2.1.3. Hamsters adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et souriceaux sevrés en croissance

2.1.3.1. Recommandations et besoins spécifiques

[23, 138, 151, 160]

Peu d'études ont été réalisées chez les différents hamsters surtout pour les hamsters nains.

Les recommandations citées sont issues du National Research Council datant de 1995 et figurent dans le tableau XXII, ci-dessous.

Chez les animaux adultes à l'entretien, la densité énergétique de la ration recommandée est d'environ 4200 kcal par kg.

Les besoins en énergie varie beaucoup selon le statut physiologique de l'animal, son poids et la nature de l'aliment. Chez les jeunes, le taux de caséine est important. Avec un aliment contenant 12 à 16 % de caséine, un hamster doré en croissance consomme entre 27 et 29 kcal par jour ce qui lui permet de prendre 100 grammes en 42 jours à partir du sevrage.

Il est estimé qu'un hamster adulte de 45 grammes (chinois/ nain) ingère environ 58 kcal par 100 grammes de Poids Vif et par jour alors qu'un hamster adulte de 90 grammes (doré) ingère seulement 28 kcal par 100 grammes de Poids Vif par jour.

Les hamsters sont très sensibles aux carences en vitamine E :

- les jeunes sevrés carencés présentent un net retard de croissance puis une dystrophie musculaire pouvant conduire à leur mort ;
- les nouveau-nés issus d'une femelle carencée sont atteints d'une nécrose hémorragique du système nerveux central ;
- les mâles adultes carencés.

2.1.3.2. Aliments disponibles : industriels vs ménagers

Il n'existent pas de différences par rapport aux aliments des rats et des souris.

La liste des aliments utilisables chez les hamsters figure en annexe 1.

Tableau XXII: recommandations alimentaires chez les hamsters [138, 151].

Nutriments	Unités	Quantité / kg d'aliment		
		Entretien	Croissance	Reproduction
Matières grasses	g	40 à 50	40 à 50	40 à 50
Acide linoléique	g	mâle : 6 femelle : 2	mâle : 6 femelle : 2	mâle : - femelle : 3
Glucides	g	300 à 400	300 à 400	300 à 400
Protéines	g	160	180 à 220	180
Acides aminés	Non déterminé : valeurs ci-dessous = valeurs de référence du rat			
Arginine	g	?	4,3	4,3
Acides aminés soufrés	g	1,9	10,9	10,9
Histidine	g	0,8	2,8	2,8
Isoleucine	g	3,1	6,2	6,2
Leucine	g	1,8	10,7	10,7
Lysine	g	1,1	9,2	9,2
Méthionine +cystine	g	2,3	9,8	9,8
Thréonine	g	1,8	6,2	6,2
Tryptophane	g	0,5	2	2
Valine	g	2,3	7,4	7,4
Autres (non aae)	g	41,3	66	66
Minéraux :				
Calcium	g	5	5	6,3
Phosphore	g	3	3	3,7
Sodium ou Chlore	g	0,5	0,5	0,5
Magnésium	g	0,5	0,5	0,6
Potassium	mg	> 3,6	> 3,6	> 3,6
Fer	mg	35	35	75
Cuivre	mg	> 5	> 5	> 8
Zinc	mg	> 12	> 12	> 25
Manganèse	mg	10	10	10
Iode	µg	150	150	150
Molybdène	µg	100	100	100
Sélénium	µg	150	150	400
Vitamines :				
A	mg	1,1	1,1	1,1
D	UI	3540	3540	3540
E	UI	2000 à 3000	2000 à 3000	2000 à 3000
	mg	18	18	18
K	UI	27	27	27
B1 (thiamine)	mg	11	11	11
B2 (riboflavine)	mg	> 20	> 20	> 20
B3 (niacine)	mg	7 à 13	?	?
B5 (pantothénate)	mg	> 10	> 10	> 10
B6 (pyridoxine)	mg	10	10	10
B8 (biotine)	mg	?	?	?
B9 (acide folique)	mg	0,2	0,2	0,2
B12	mg	> 2	> 2	> 2
Choline bi tartrate	µg	10	10	10
	g	1,8	1,8	1,8

Remarque : les chiffres en rouge sont spécifiques du stade physiologique concerné.

2.1.3.3. Mode de distribution : *ad libitum* nécessairement [151]

Comme nous l'avons déjà évoqué, le rationnement est à proscrire car il conduit fatalement au décès de l'animal. L'alimentation doit toujours être distribuée à volonté, 24 heures sur 24. Il faut faire particulièrement attention aux femelles en fin de gestation et en lactation dont les besoins sont accrus et tout manque étant responsable de stress avec augmentation des avortements et de la néomortalité.

2.1.3.5. Les mangeoires : types et entretien [151]

Les mangeoires utilisées pour les hamsters sont les mêmes que pour les rats et les souris. Attention, les mangeoires doivent être accessibles aux jeunes qui ne sont pas encore sevrés car s'ils ne peuvent manger une alimentation autre que le lait maternel, ils finissent par mourir d'inanition. C'est une cause majeure de mortalité avant le sevrage ou au moment du sevrage. Il en va de même pour les abreuvoirs.

2.1.4. Alimentation pratique [46, 138, 151, 160]

1/ Choix de l'aliment industriel en granulés = aliment de base

L'aliment industriel doit être adapté aux besoins nutritionnels. Sa composition devrait donc être calquée sur les recommandations fournies ci-dessus. Cependant, hormis les aliments pour animaux de laboratoire, la teneur de chaque nutriment ne figure pas sur l'étiquette. Aussi, voici quelques valeurs utiles pour choisir un aliment :

- pour un hamster adulte à l'entretien :
 - 16 à 25 % de la Matière Sèche (MS) en Matières Azotées Totales (MA_t) (en moyenne 20%) ;
 - 2 à 5 % de la MS en Matières Grasses Brute (MGB) ;
 - 60 à 35 % de la MS en glucides, Extractif Non Azoté = 48 à 50 % de la MS ;
 - 4 à 5 % de la MS en cellulose brute ;
 - 7 à 8 % de la MS en matières minérales.
- pour un hamster doré en croissance :
 - 20 % de la MS en protéines (ce qui permet un GMQ de 1,8 à 1,9 grammes par jour) *Remarque : un aliment contenant 18 % de la MS permet un GMQ de 1,2 grammes par jour*
 - 5 % de la MS en matières grasses.
- pour une femelle hamster doré gestante ou allaitant :
 - 18 % de la MS en protéines
 - 5 % de la MS en matières grasses.

Si aucun aliment pour hamster n'est disponible, on peut procéder à un mélange de graines pour oiseaux et cobayes avec ou non des flocons pour chiens selon l'espèce de hamster :

pour le hamster doré : 70 % de graines pour cobayes
20 % de graines pour perruches ondulées
10 % de graines pour canaris.

pour le hamster chinois : 30 % de graines pour perruches ondulées
30 % de graines pour canaris
30 % de graines pour cobayes
10 % de flocons pour chiens.

pour les hamsters nains *: 40 % de graines pour perruches ondulées
40 % de graines pour canaris
10 % de flocons pour chiens
10 % de graines pour cobayes.

* *hamsters de Roborovski et de sibérie.*

2/ Détermination de la quantité quotidienne d'aliments à distribuer :

La moulée doit représenter 80 à 100 % des besoins selon que l'on apporte ou non des produits frais.

Globalement, il est estimé qu'un hamster doré adulte consomme environ 12 grammes d'aliment par jour.

3/ Choix des aliments frais complémentaires

Les aliments frais que l'on peut donner à manger aux hamsters figurent en annexe 1.

Les fruits et légumes doivent être apportés en petite quantité deux à trois fois par semaine.

De plus, on peut leur apporter des flocons ou des biscuits pour chiens et des vers de farine.

4/ Laisser à disposition un aliment à ronger et un fourrage

il n'y a pas de différences avec les rats et les souris.

5/ Supplémentation vitaminique et minérale ?

Il n'y a pas de différences avec les rats et les souris.

6/ Gérer la période du sevrage

A partir de J10 (J7 à J15) les jeunes hamsters commencent à manger une alimentation autre que le lait.

Si leurs incisives sont présentes dès la naissance, elles sont encore immatures. La moulée doit donc être humidifiée avec de l'eau (vaporisée) ou du jus de fruit. Pour éviter la pourriture de l'aliment, il faut le changer matin et soir. Sinon, le sevrage peut se pratiquer avec des bouillies de céréales ou des petits pots pour bébé (aux légumes et à la viande) dont la composition stable et connue est proche de leurs besoins. Attention toutefois à ne pas sevrer les petits uniquement avec ces purées car ils auront du mal à revenir à une alimentation industrielle par la suite.

A partir de 3 semaines, des croûtons de pain peuvent être distribués et il n'est plus nécessaire d'humidifier la moulée.

2.1.5. Hamsters orphelins

2.1.5.1. Composition du lait et de l'aliment de substitution [46]

Le lait de hamsters a la composition suivante = 12.0% de lipides + 9% de protides + 3.4% de sucres.

Les laits de substitution sont les mêmes que pour les ratons et souriceaux.

A partir de J7 à J15 quelques morceaux d'une alimentation molle (pots pour bébé, légumes, fruits, pain ou moulée trempés) sont ajoutés.

Dès J21, une alimentation normale est donnée.

2.1.5.2. Comment procéder pour allaiter ?

Les étapes sont les mêmes que pour l'allaitement des ratons et souriceaux.

2.1.5.3. Fréquence des tétées

La fréquence des tétées varie avec l'âge :

de 1 à 7 jours : toutes les 2 heures pendant le jour soit 6 à 8 tétées par journée et une tétée pendant la nuit ;

de 8 à 15 jours : toutes les 5 à 6 heures le jour soit 2 à 3 tétées par jour uniquement

à partir de 16 jours : allaiter une à deux fois par jour jusqu'au sevrage.

2.2. La boisson :

2.2.1. Besoin en eau

L'eau doit être impérativement laissée à volonté quel que soit le statut physiologique des animaux.

2.2.3. Nature de l'eau, abreuvoirs et entretien

Il n'y a pas de différence avec les rats et les souris.

3. LA REPRODUCTION DES HAMSTERS

3.1. Rappels de physiologie sexuelle :

3.1.1. La puberté

3.1.1.3. Quand ?

La maturité sexuelle se manifeste par l'acquisition des comportements sexuels et la capacité à devenir gestante et s'occuper de nouveau-nés ainsi que par l'intégration sociale des animaux dans la hiérarchie pré-établie.

Ainsi, le moment de la puberté peut se prévoir en fonction de l'âge, du poids vif, de l'apparition des caractères sexuels secondaires et du comportement des animaux (agressivité des femelles vis-à-vis des autres femelles et des mâles, hiérarchie). Toutes les données figurent dans les tableaux XXIII et XXIV.

- Chez la femelle

Un signe bien visible est l'écoulement vulvaire suivant la première ovulation. Notons toutefois que le premier cycle est rarement fertile [158]. [Chez le hamster sibérien, une étude montre que 40.8% des accouplements réalisés lors du premier oestrus aboutissent à une gestation (indice de confiance à 95% : 35.7 à 46%) [128].

Remarque : excepté pour le hamster chinois [122], l'ouverture du vagin n'est pas un signe précurseur chez la femelle puisque cet événement est beaucoup plus précoce. Par exemple, chez le hamster doré, la membrane vaginale disparaît entre le 9^{ème} et le 12^{ème} jour, soit plusieurs semaines avant la puberté.

Tableau XXIII : paramètres indiquant la puberté chez les hamsters femelles.
[18, 23, 45, 58, 75, 81, 100, 122, 124, 131, 138, 158, 160, 164, 168]

Puberté des femelles	H. doré	H. chinois	H. russe	H. sibérien	H. Roborovski
Age	8 à 12 semaines 40 à 45 jours [46]	35 à 90 jours	40 à 45 jours	40 à 45 jours	4 ½ mois
Poids vif	90 à 120 grammes	25 grammes	30 grammes	30 grammes	
Ecoulement vulvaire	Premier écoulement post oestral observé dans 83 % lors du premier cycle				
remarques	*Pas d'influence de la photopériode *Début des agressions	*Influence importante de la photopériode sur l'âge à la puberté *Apparition des agressions			

- Chez le mâle :

La puberté s'accompagne de deux signes visibles à l'œil nu : la descente des testicules dans les scrotums et la coloration plus foncée des glandes (ventrales et/ ou des flancs).

Hormis chez le hamster de Roborovski, le hamster mâle semble devenir mature sexuellement plus rapidement que la femelle vers l'âge de 2 mois. Cependant, certains plus tardifs ne le deviendront qu'à l'âge de 3 mois [58]. Toutes les données chiffrées figurent dans le tableau XXIV. Enfin, il semble que chez le hamster doré, la puberté est accompagnée d'une diminution des agressions entre mâles [139].

Tableau XXIV : paramètres indiquant la puberté chez les hamsters mâles.
[18, 23, 46, 58, 75, 81, 122, 124, 131, 138, 158, 160, 164]

Puberté des mâles	H. doré	H. chinois	H. russe	H. sibérien	H. Roborovski
Age	6 à 8 semaines 45 à 65 jours	7 à 14 semaines 40 à 100 jours	1 ½ à 2 mois 45 à 65 jours	1 ½ à 2 mois 45 à 60 jours	4 ½ mois
Poids vif En grammes	85 à 130 g (moyenne : 90 g)	35 g	40 à 50 g	40 à 50 g	
Caractères sexuels secondaires	*Descente testicules 5 ^{ème} semaine *Glandes des flancs bien pigmentées dès J35 *Marquage	*Descente testicules vers J30 *Glandes abdominale et des flancs visibles +++ *Marquage	*Glande ventrale bien visible *Marquage *Taille des testicules adulte vers <ul style="list-style-type: none"> • 35 à 45 jours pour hamster sibérien (et russe ?) • 60 à 65 jours pour hamster Roborovski 		

3.1.1.4. Facteurs de variation [23, 153, 158]

Il existe de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui interviennent et influencent l'âge à la puberté du mâle et de la femelle.

Ces facteurs sont les suivants :

- * le moment de la naissance : dans les conditions naturelles, des hamsters nés au début du printemps atteindront leur maturité sexuelle plus précocement que ceux nés au milieu de l'été. Ce phénomène serait une adaptation pour favoriser la reproduction des animaux dès leur première saison.
- * la vitesse de croissance des animaux : plus l'alimentation est riche, plus la croissance est rapide et plus la puberté est précoce ;
- * la présence d'un mâle adulte retarde la puberté des mâles immatures et accélère celle des femelles immatures par les phéromones présentes dans les urines ;
- * la présence de femelles adultes retarde la puberté chez des femelles immatures par le même mécanisme ;
- * la durée d'éclairement et/ ou la saison (sauf chez le hamster doré) : les femelles sont plus précoces lorsque la durée d'éclairement est élevée comme en été (12 à 16 heures par jour selon l'espèce). Ainsi, la puberté des hamsters sibériens nés pendant les jours courts peut être retardée d'environ 5 mois par rapport à ceux nés pendant les jours longs ;
- * la température ambiante : le froid retarde l'âge à la puberté ;
- * l'environnement social (stress).

3.1.2. La photopériode et la reproduction : cycle annuel

[18, 23, 44, 45, 46, 58, 93, 106, 122, 131, 164]

3.1.2.1. Le cycle annuel de reproduction

Dans les conditions naturelles, les hamsters ne se reproduisent que pendant une certaine période. Parallèlement à l'importance de la fonction reproductrice, il existe des modifications majeures d'ordre morphologique (poids vif et poids des organes reproducteurs) et d'ordre hormonal.

Les hamsters sont donc des animaux saisonniers dont la période de reproduction est :

- d'avril à septembre pour les hamsters nains ;
- de février à octobre pour les hamsters chinois ;
- toute l'année sauf l'hiver pour les hamsters dorés.

Ces périodes correspondent à des températures clémentes et à des jours dont la durée d'éclairement (photophase) est supérieure à une valeur seuil, la photophase critique.

Cette photophase critique est de 13 à 14 heures pour le hamster sibérien et de 12,5 heures pour le hamster doré. Pour les autres hamsters, la valeur est extrapolée à partir des résultats sur le hamster sibérien.

3.1.2.2. Influence de la vie en captivité

En captivité, lorsque l'éclairement est suffisant (supérieur à la photophase critique), la reproduction peut être maintenue toute l'année chez tous les hamsters mais on observe chez les hamsters dorés une diminution des capacités reproductrices malgré des conditions optimales.

3.1.2.3. Conséquences pratiques pour l'élevage des hamsters

Pour garantir le maintien de la reproduction durant toute l'année et bénéficier ainsi d'un meilleur rendement de l'élevage, il faut conserver une température adéquate et une photophase supérieure à la photophase critique (en général 14 heures pour les hamsters dorés et chinois et 16 heures pour les hamsters nains).

Attention, un éclairage de 24 heures/ 24 entraîne une diminution de la fonction reproductrice jusqu'à son arrêt.

3.1.3. La fertilité du mâle et de la femelle

3.1.3.1. La fertilité de la femelle

Elle dépend beaucoup de la photopériode puisque durant les jours courts, la femelle entre en anœstrus saisonnier. Nous considérons à partir de maintenant les animaux en captivité maintenus dans les conditions d'élevage permettant une reproduction durant toute l'année.

- Hamster doré [18, 23, 46, 118, 131, 156, 154, 160, 164]

Durant sa vie reproductrice, la femelle présente une fertilité qui diminue lentement à partir de 8 mois pour devenir chez certains individus quasi nulle à partir de 1 an (entre 11 et 17 mois)]. Toutefois, certaines femelles peuvent avoir une portée jusqu'à l'âge de 20 mois. La sénescence se traduit par une diminution de la taille des portées et un allongement de l'intervalle entre deux mise bas successives pour finir par une disparition de la cyclicité. L'explication de la diminution de la prolificité n'implique pas le nombre d'ovules fécondés qui reste en moyenne constant en fonction de l'âge des femelles. En fait, deux phénomènes sont incriminés : la diminution de la viabilité des œufs limitant dans le temps les chances de fécondation et les altérations du tractus génital responsables d'un défaut d'implantation des embryons, d'une augmentation des résorptions embryonnaires et d'un allongement du temps nécessaire pour l'involution utérine.

Ceci explique qu'il est conseillé de mettre la femelle à la reproduction après l'âge de 2 ½ mois (idéalement entre 10 et 14 semaines) et de la laisser reproduire pendant 6 mois à 2 ans en fonction des aptitudes de la femelle. La durée de vie reproductrice moyenne est de l'ordre de 10 mois.

- Hamster chinois [18, 158, 164]

La femelle du hamster chinois devient infertile vers le même âge que la femelle du hamster doré. Ainsi, elle devient infertile en moyenne à l'âge de 16,4 mois (jusqu'à 20 mois) soit après 5 portées. La particularité de cette espèce est le fait qu'il n'y a aucune différence visible que la femelle soit encore fertile ou non. En effet, la femelle reste cyclée avec des cycles réguliers, elle présente des écoulements vaginaux normaux et elle continue à s'accoupler.

En pratique, la mise à la reproduction se réalise à partir de l'âge de 2 à 3 mois et dure 8 mois en général.

- Hamster nains [18, 158]

Chez ces espèces, la diminution de la fertilité survient précocement (elle diminue de moitié vers 8 mois d'âge chez le hamster russe). Cela se traduit par une baisse de la prolificité, une augmentation de la durée de la gestation et une altération du comportement maternel.

Cependant, comme pour le hamster doré le taux d'ovulation reste constant et comme pour le hamster chinois, la femelle reste cyclée. Plusieurs hypothèses sont formulées dans la littérature suggérant une origine ovarienne (épuiement des follicules, follicules restant à un stade immature) et/ ou une origine utérine (défaut d'implantation dû à des altérations utérines, diminution de la sensibilité du col pendant le coït) et/ ou une origine hormonale (insuffisance lutéale responsable d'une résorption embryonnaire).

La durée de vie reproductrice est estimée à 10 – 12 mois.

Les femelles sont mises à la reproduction vers l'âge de 3 mois pour les hamsters russes et sibériens et vers l'âge de 5 mois pour les hamsters de Roborovski, pendant 10 à 12 mois.

3.1.3.2. La fertilité du mâle [18, 158, 160, 164]

Le mâle est quant à lui fertile parfois tout au long de sa vie. Des études prouvent en effet que ni le comportement sexuel, ni les capacités à reproduire (nombre d'intromissions, qualité de l'éjaculat) ne sont altérés par le vieillissement.

Chez le hamster chinois, le mâle reste fertile seulement s' il s'accouple régulièrement (deux à trois fois par semaine !).

Il est conseillé de mettre les mâles à la reproduction à partir de l'âge de 2 ½ à 3 mois sauf chez le hamster de Roborovski chez lequel il faut attendre 4 ½ à 5 mois. La durée de vie reproductrice dépend de la qualité intrinsèque de l'individu et du mode d'élevage.

3.1.4. **Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus**

Les femelles hamsters sont polyœstriennes continues pendant la période de reproduction et à ovulation spontanée. Le cycle dure dans sa totalité 4 jours et est très régulier contrairement aux rats et souris.

3.1.4.1. Les quatre phases du cycle et le profil hormonal

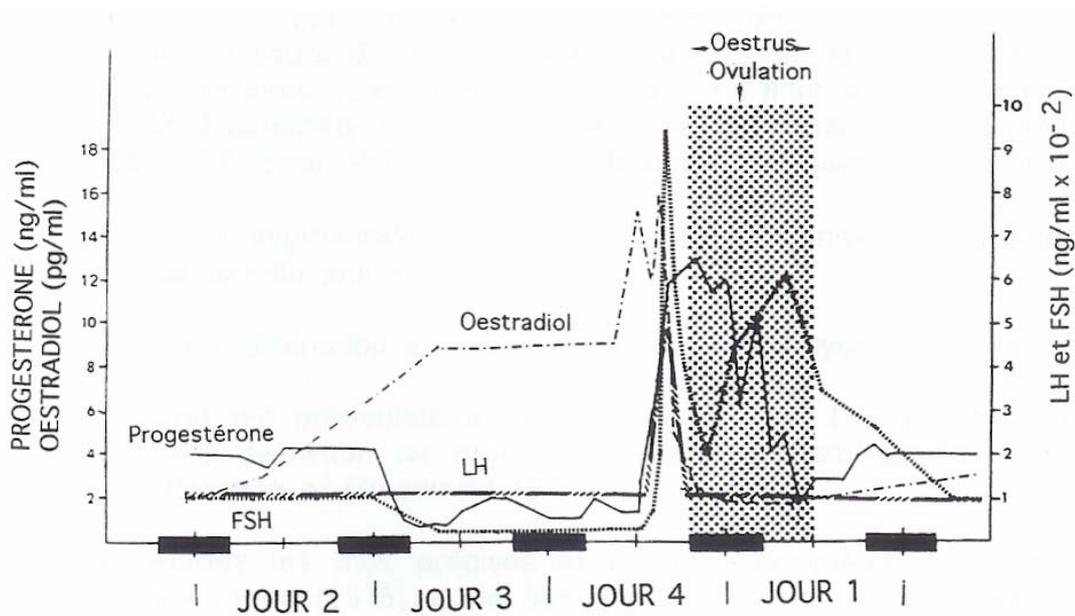
Le cycle est divisé en 4 phases : le proœstrus, l'œstrus, le metœstrus et l'anœstrus. Chacune de ses phases est caractérisée par des modifications comportementales, physiologiques et anatomiques (cf. tableau XXV).

Une particularité des hamsters est la durée de vie du corps jaune cyclique (non gestatif) qui est très courte puisque contrairement aux rattes et aux souris un corps jaune ne subsiste que pendant un cycle. Le profil hormonal est illustré à la figure 42.

Tableau XXV : les quatre phases du cycle du hamster doré et leurs caractéristiques anatomiques [23, 46, 75, 104, 131, 164].

Phases	Durée en heures	Modifications vaginales		Modifications des ovaires et des oviductes	Comportement
		Écoulement vaginal Vulve	Frottis vaginal		
Pro œstrus	3	écoulement muqueux et filant	Grandes cellules anucléées ++++	Croissance folliculaire	Début de réceptivité du mâle à la fin
Oestrus	12	A la fin (au matin) écoulement vaginal post-ovulatoire crémeux, opaque, visqueux et odorant	↓ Cellules anucléées Cellules nucléées (ovales ou allongées) ↑ à ↑↑	Ovulation	Réceptivité maximale, lordose à toute stimulation lombaire
Met œstrus	4	Parfois, bouchon vaginal compact	Cellules nucléées +++ (ovales) Quelques leucocytes	Lutéinisation	Diminution de la réceptivité
An œstrus	76	Aucun écoulement	Leucocytes +++ Débris cellulaires ↓ à 0 Cellules nucléées	Sécrétion du CJ Lutéolyse Début de croissance folliculaire	0 réceptivité

Figure 42 : profil hormonal d'une femelle hamster doré lors d'un cycle [158].



3.1.4.2. La détection de l'œstrus [23, 131, 164]

La détection de l'œstrus est basée sur le **comportement des partenaires** : les femelles du hamster doré et du hamster chinois deviennent moins agressives envers les mâles et acceptent la monte en adoptant une position de lordose. Cependant, il existe un risque pour le mâle si l'on place avec lui une femelle hamster doré ou chinois qui n'est pas en chaleurs ! Une alternative consiste à placer les deux partenaires dans deux cages l'une à côté de l'autre permettant la communication olfactive.

Chez les hamsters sociaux vivant en groupe mixte, on peut observer pendant le proœstrus que le marquage par frottement des glandes ou par miction ou encore par dépôt de l'écoulement vaginal sur des zones proches du territoire du mâle est très marqué ce qui entraîne une diminution du comportement agressif des mâles vis-à-vis des femelles. Au début des chaleurs, le flairage entre les partenaires augmentent significativement (il est doublé chez le hamster russe et quadruplé chez le hamster sibérien).

L'examen physique de la vulve peut, avec un œil averti, donner un élément supplémentaire, surtout chez les hamsters dorés et chinois. En effet, pendant l'œstrus, la vulve gonfle discrètement, se colore en rose pale à rouge et devient humide (brillante).

Enfin, la meilleure méthode consiste à détecter **l'écoulement vaginal post-ovulatoire** au petit matin et de prévoir le prochain œstrus la 4^{ème} nuit suivante. Ceci est possible grâce à la constance de la durée des cycles.

Le frottis vaginal reste un outil intéressant mais peu utilisé chez les hamsters pour plusieurs raisons : la plus importante est l'existence de deux poches latérales dans le vagin présentant des cellules épithéliales cornifiées que l'on peut confondre avec des cellules caractéristiques de l'œstrus ; une autre raison est la réalisation difficile d'un frottis chez les hamsters nains et la dernière est l'abondance des sécrétions qui rendent peu interprétables les frottis.

Toutes les caractéristiques des frottis suivant le stade du cycle œstral figurent dans le tableau XXV.

Réalisation pratique d'un frottis chez une femelle hamster [131].

- réaliser une contention ferme et douce en tenant le hamster dans une main ;
- mouiller légèrement un coton tige avec une solution physiologique (NaCl ou Ringer) ;
- introduire dans le vagin le coton tige sur 15 mm ;
- tourner le coton tige pour frotter délicatement les parois du vagin ;
- retirer doucement le coton tige et observer son aspect puis étaler les sécrétions sur une lame ;
- laisser sécher la lame ;
- observer au microscope à l'objectif x40 et x100.

Une coloration de Harris Shorr facilite la distinction entre les types de cellules.

Enfin, il est possible de suivre le cycle œstral par des **dosages hormonaux**. Les profils en progestérone, œstrogènes, *Follicular Stimulating Hormone* (FSH) et *Luteinising Hormone* (LH) sont représentés à la figure 38 [164].

3.1.5. Synchronisation des chaleurs

3.1.5.1. Cas du hamster sibérien : phénomène proche de l'effet Whitten de la souris [19]

Des femelles placées ensemble dans la même cage et mises en présence des phéromones d'un mâle sexuellement mature (sécrétées dans les fèces, urines, et par les glandes abdominales) entrent en chaleurs trois jours plus tard .

Il s'agit d'un phénomène de synchronisation des chaleurs naturel proche de l'effet Whitten chez la souris qui peut être utile en élevage surtout lorsque l'on ne dispose d'un mâle que pendant une période courte et qu'il doit saillir plusieurs femelles ou lorsque l'on veut regrouper les mises- bas.

3.1.5.2. Cas du hamster doré : un contre exemple [75]

Lorsque les femelles sont placées ensemble, elles restent cyclées mais la majorité d'entre elles sont incapables de développer un comportement sexuel normal lors de l'accouplement. De ce fait, utiliser le regroupement de femelles (harem) n'est pas envisageable en élevage et n'est d'aucune utilité pour synchroniser les chaleurs.

3.1.6. L'infertilité en élevage

[4, 10, 23, 100, 131, 136, 158, 160, 164]

L'infertilité en élevage peut être héréditaire ou acquise. Les principales causes sont :

- d'origine environnementale :
 - une alimentation déséquilibrée : par exemple une carence en vitamine E ou une carence protéique,
 - des conditions d'élevage inadaptées : température, éclairage, stress (surtout hamster chinois), déficit en matériel de nid, bruit, âge au premier accouplement tardif (6 ou 7 mois), sol des cages grillagé, activité sexuelle insuffisante chez le hamster chinois ;
 - une surpopulation responsable d'un stress social avec agressions ;
- d'origine physiologique :
 - les premières chaleurs infertiles ;
 - la sénescence ;
 - l'anoestrus saisonnier ;
 - l'anoestrus spontané (5% des femelles du hamster doré entrent en anoestrus pendant plusieurs semaines malgré des conditions d'élevage optimales) ;
- une faible libido : phénomène lié à une incompatibilité entre les partenaires. Des études montrent que chaque femelle de hamster doré présente une préférence sexuelle vis-à-vis d'un mâle connu et dominant ;
- d'origine sanitaire :
 - des maladies infectieuses ou néoplasiques ;
 - un problème au niveau de l'appareil reproducteur tels que la présence de kystes ovariens ou un pyomètre ;
 - une affection métabolique notamment le diabète qui est héréditaire chez certaines souches de hamsters (chinois). Une supplémentation en progestérone après la saillie semble améliorer les performances de reproduction des femelles diabétiques ;

- d'origine génétique : les mâles hamsters chinois blancs et les mâles hamsters dorés aux yeux rubis ou tachetés blancs (=porteurs de l'allèle récessif White Spotting) sont infertiles.
- d'origine physique : l'obésité ou la présence de poils au niveau de la vulve rendant l'accouplement difficile chez les hamsters à poils longs ;
- d'origine iatrogène : l'actinomycine D, la caféine, les corticoïdes, l'insuline, la nicotine, l'acide salicylique et autres médicaments moins fréquents.

3.1.7. Quelques notions importantes sur la fécondation

Chez le hamster doré, les chaleurs durent environ 20 heures (entre 4 et 23 heures) et l'ovulation survient 8 à 12 heures **après** leur début. Lorsque l'éclairement est maintenu entre 6 heures et 18 heures, l'ovulation a lieu entre minuit et 1 heure du matin et lorsqu'il est maintenu entre 22 heures et 10 heures, elle a lieu vers 17 heures. Une particularité qui s'avère très utile en élevage est l'écoulement vaginal qui s'apparente juste avant les chaleurs à du mucus filant et clair et qui devient après l'ovulation crémeux, opaque et odorant. La femelle ovule en moyenne 10 oocytes (entre 1 et 12) qui restent viables entre 10 et 13 heures en moyenne [23, 131, 164].

Chez le hamster chinois, les chaleurs ne durent que 6 à 8 heures, l'ovulation s'effectue peu de temps **avant** le début des chaleurs et l'écoulement vaginal post-ovulatoire (muqueux et crémeux) s'effectue donc au début des chaleurs. Le taux d'ovulation est d'environ 13,2 oocytes par cycle [18, 75, 122, 124, 164].

Chez les hamsters nains, peu de données figurent dans la littérature.

La fécondation a lieu dans l'ampoule de l'oviducte. La durée de survie des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles est comme chez le rat et la souris courte, inférieure à 12 heures.

3.2. La copulation

3.2.1. Choix des reproducteurs [75, 131]

Les reproducteurs peuvent être choisis selon différents critères qui diffèrent en fonction des objectifs de l'élevage :

- * des critères de santé et de longévité,
- * des critères comportementaux notamment concernant l'agressivité envers l'homme (qualité d'animal de compagnie) et les congénères (facilité d'élevage),
- * la croissance des jeunes,
- * les performances de reproduction (productivité, qualité maternelle et paternelle chez les espèces naines),
- * des critères esthétiques : couleur de robe, absence de poils, poils frisés ou angoras, format, type....

👉 Attention, les mâles hamsters dorés aux yeux rubis sont infertiles, il faut donc accoupler une femelle avec un mâle aux yeux noirs mais porteur de l'allèle "yeux rubis" pour obtenir d'autres hamsters aux yeux rubis. De même, les hamsters dorés tachetés (allèle White Spotting) et les hamsters chinois blancs sont aussi infertiles.

Il faut éviter d'accoupler une nullipare tardivement (> 6mois d'âge) car de nombreux cas de décès pendant la gestation ou la lactation sont décrits et le taux de mâles tués par la femelle et la néomortalité sont plus grands.

De plus, il faudra veiller à ne pas appauvrir le pool génétique des lignées et éviter la consanguinité, excepté si c'est le choix de l'élevage.

Chez le hamster doré, le mâle devra être plus âgé que la femelle plutôt que l'inverse pour des raisons d'agressivité de la femelle. Pour les mêmes raisons ainsi que pour optimiser les performances de reproduction, si les animaux sont élevés en groupe, plusieurs précautions sont à respecter [109, 110] :

- les statuts hiérarchiques des partenaires doivent correspondre pour éviter qu'une femelle dominante soit mise à l'accouplement avec un mâle dominé ;
 - les femelles dominées gestantes ne doivent pas entrer en interaction avec une femelle dominante
- (cf. paragraphe 3.3.4.).

3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum.

3.2.2.4. Généralités sur la copulation [41,109, 131, 160]

La copulation s'effectue uniquement pendant les chaleurs, période pendant laquelle l'agressivité de la femelle des hamsters dorés et chinois est diminuée voire absente.

Pour faciliter l'accouplement, les hamsters émettent des vocalisations spécifiques traduisant leur état de réceptivité.

Les facteurs influant sur les performances de copulation sont les mêmes que pour les rats et les souris (cf. chapitre respectif) mais le facteur le plus important est **l'olfaction**. Ce sont les **phéromones** libérées dans les sécrétions des glandes des flancs, dans les écoulements vaginaux, les urines et les fèces et détectées par l'organe voméro-nasal qui indiquent aux mâles l'état de réceptivité de la femelle et déclenchent chez eux le comportement copulatoire. Des études ont montré qu'il existait dans l'écoulement vaginal une protéine soluble, l'aphrodisine, qui était responsable du transport des phéromones et qui pouvait à elle seule stimuler l'organe voméro-nasal .

Chez le hamster doré, la femelle reconnaît le mâle dominant par la fréquence des marquages supérieure à celles des autres mâles et elle lui indique sa préférence en marquant à son tour les zones du territoire du mâle avec ses sécrétions vaginales.

Lors d'une illumination entre 6 heures et 18 heures, les femelles commencent à devenir réceptives vers 17 heures mais la réceptivité maximale n'est atteinte qu'entre 18 et 21 heures.

3.2.2.5. La rencontre entre les deux partenaires

La rencontre se déroule en 3 phases : la cour, l'accouplement et la toilette. L'exemple du hamster doré est décrit [18, 23, 99, 112, 131, 164].

La cour dure 15 à 20 minutes voire moins si le mâle est expérimenté. Le mâle inspecte la tête de la femelle en insistant au niveau des oreilles. La femelle se laisse flairer les glandes des flancs puis la région périnéale. Le mâle donne de petits coups de museau dans les flancs et toilette abondamment la femelle. Généralement, la femelle fait quelques pas de côté. Le mâle la suit et tente de soulever son arrière train pour qu'elle adopte enfin la position caractéristique de la saillie : la lordose . Ce n'est que lorsqu'elle est prête qu'elle s'immobilise, le dos droit, les membres postérieurs légèrement écartés et la queue dressée verticalement. Ainsi exposée, la région périnéale est flairée puis nettoyée brièvement par le mâle. Après cet épisode, il

retourne à son inspection générale et si la femelle n'a pas adopté une position idéale il place correctement un postérieur puis l'autre en les attrapant par ses incisives.

Le mâle **monte** alors la femelle plusieurs fois de suite pendant quelques secondes sur une période de 20 à 60 minutes (en moyenne 30 minutes) en fonction de l'expérience du mâle. Plus celui-ci est expérimenté, moins cette phase est longue. Chez le hamster doré, un mâle effectue en moyenne 10 pénétrations de 2 à 3 secondes avant la première éjaculation et à chaque épisode il éjacule en moyenne 9 fois. La femelle adopte la position de lordose entre chaque pénétration. Lors d'une pénétration avec éjaculation, le mâle maintient son bassin de façon rigide et pendant quelques secondes (entre 5 et 25 secondes) contre le périnée de sa partenaire.

La pénétration est parfois difficile du fait de la hauteur de l'orifice vaginal (la femelle est plus grande) et de la queue qui bien que courte est rigide et représente un obstacle à la monte. Ainsi, le mâle peut durant la monte ne prendre appui qu'avec un pied (souvent le droit) voire aucun !

Remarque : lorsque le mâle est inexpérimenté, il peut tenter de monter la femelle par l'avant. Après que le mâle et la femelle se sont séparés, la femelle devient à nouveau agressive envers son ancien partenaire. Il semblerait même qu'elle ajuste son comportement envers le mâle en fonction de la cinétique des pénétrations qui la renseigne sur "l'état d'avancement" de l'accouplement.

Après le coït, la femelle procède à une **toilette** minutieuse.

Ce rituel est répété tant que la femelle est réceptive. Elle peut d'ailleurs s'accoupler avec plusieurs mâles si cela est possible mais le premier et le préféré est toujours le mâle dominant. Chez les hamsters sibériens et russes, l'accouplement dure plus longtemps, environ 2 heures. Le schéma général est le même mais de discrètes différences relatives au mode de vie de ces hamsters sont à noter : un mâle sibérien dominant ne permet pas aux autres mâles dominés de s'accoupler avec la femelle, il accélère les séquences de saillie et diminue les phases de quiescence entre chaque monte. Au contraire, un mâle russe dominé peut s'accoupler avec une femelle mais il est sujet à des agressions venant du mâle dominant. De plus, ce dernier s'accouple toujours en premier et plus souvent (nombre d'éjaculations supérieur).

3.2.2.6. La confirmation d'un accouplement : coagulum et frottis [23, 131, 164]

La confirmation d'une monte réussie passe par la présence d'un coagulum blanchâtre appelé aussi bouchon vaginal au niveau de la vulve de la femelle. Ce **bouchon vaginal** peut être directement visualisé en soulevant la queue. Il est composé de sécrétions des glandes accessoires du mâle (liquide vésical et sécrétions des glandes de coagulation). Sa présence est la traduction de la présence de sperme dans le vagin. Pour qu'un coagulum soit perceptible, il a fallu entre 14 et 50 pénétrations.

Le coagulum reste en place entre 3 et 4 heures puis tombe au fond de la cage.

Dans le cas où aucun ovule n'a été fécondé malgré une saillie correcte, elle est responsable du phénomène de pseudo-gestation. Voir le paragraphe 2.3.3.

Une autre méthode est de vérifier si des **spermatozoïdes** sont présents dans la cavité vaginale en réalisant un lavage vaginal ou un frottis simple (voir paragraphe 3.1.3.2.).

3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement :

3.2.3.1. Conditions optimales (rappels)

Les animaux doivent être logés dans des cages de dimensions appropriées. Il faut notamment penser que la femelle va mettre bas jusqu'à 20 individus. La cage doit donc être suffisamment grande pour assurer une hygiène correcte.

Le local doit être au calme, éclairé pendant 14 à 16 heures par jour. La température doit se situer entre 22 et 24°Celsius (24 à 26° Celsius chez le hamster chinois) et l'humidité relative entre 50% et 60%. L'alimentation de la femelle doit correspondre à ses besoins (cf. paragraphe 2.1.3.).

3.2.3.2. Comment procéder ? [18, 23, 99, 131, 136, 158, 164]

Pour les hamsters vivant en collectivité mixte ou maintenus en couple durant toute leur vie reproductrice, l'accouplement ne demande aucune aide. Ce sont surtout les hamsters nains. Pour ce qui est des hamsters logés individuellement ou en groupe de même sexe (hamster dorés et chinois), l'accouplement présente de nombreux problèmes et certaines mesures doivent être respectées pour éviter un échec voire la mise à mort d'un animal.

Etape 1 : quand réunir le mâle et la femelle ?

Les partenaires doivent être réunis lorsque la femelle entre en chaleurs (cf. paragraphe 3.1.4.2.).

Chez le hamster doré, la solution la plus simple consiste à utiliser un calendrier pour chaque femelle dans lequel figure la date de chaque écoulement post-ovulatoire (cf. tableau XXVI).

Tableau XXVI: utilisation d'un calendrier hebdomadaire comme aide au planning d'accouplements chez les hamsters dorés [131].

Matin de l'écoulement post-ovulatoire	lundi	mardi	mercredi	jeudi	vendredi	samedi	dimanche
Soir pour la réunion mâle + femelle	jeudi	vendredi	samedi	dimanche	lundi	mardi	mercredi

Rappelons que chez le hamster chinois, cet écoulement s'effectue au début des chaleurs.

Etape 2 : familiarisation des partenaires

Chez les hamsters dorés, lorsque le mâle et la femelle ne se connaissent pas, les performances de reproduction sont moins bonnes et les agressions plus fréquentes. Aussi, deux jours (voire plus) avant un accouplement, il faut accoutumer la femelle aux odeurs du mâle en plaçant dans sa cage du matériel issu de la cage de ce dernier : litière souillée, matériel du nid.... Cette précaution peut être réalisée plusieurs fois. Elle permet même d'observer dans certains cas le mâle et la femelle dormir ensemble dans le nid.

Dans tous les cas, juste avant l'accouplement, les deux cages sont rapprochées pour permettre la communication olfactive et voir le comportement de la femelle : plutôt agressif ou plutôt à la recherche des odeurs du mâle.

Si les partenaires se connaissent déjà, ces étapes sont nécessaires mais prennent moins de temps car on observe un phénomène d'habituation et de facilitation à la copulation.

Etape 3: la mise en commun des deux partenaires dans l'obscurité

On place toujours la femelle dans la cage du mâle ou dans une cage neutre après une à deux heures d'obscurité puis on observe les animaux pendant quelques minutes pour éventuellement les séparer si la femelle n'est finalement pas prête. Si ce n'est pas le cas, le couple est laissé au calme pendant 6 heures maximum chez le hamster chinois (30 minutes sont normalement suffisantes) et 12 heures maximum chez le hamster doré. Dans tous les cas, la séparation doit se faire avant le début de la photophase.

Etape 4 : la séparation des partenaires

Quand la femelle n'est plus réceptive, elle ne tolère plus la présence du mâle et peut l'attaquer. Le plus souvent, ces agressions concernent la tête et les scrotums.

De plus, il faut éviter de placer un mâle qui s'est accouplé la nuit même avec d'autres mâles matures qui ne se sont pas accouplés car des attaques pourraient survenir.

3.3. La gestation

3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons [23, 131, 164]

La gestation peut être divisée en trois phases relatives au développement embryonnaire : de la fécondation à l'implantation (6 jours), l'organogenèse de base et la différenciation tissulaire.

Les ovules sont bloqués dans l'ampoule de l'oviducte pendant la fécondation par une constriction à la jonction entre l'ampoule et l'isthme. Après la fécondation, les embryons restent libres dans la lumière du tractus génital femelle jusqu'à la nidation qui a lieu vers le 6^{ème} jour. Après la fécondation les œufs se déplacent jusqu'à l'isthme où ils achèvent leurs premières divisions. Il leur faut 2 ½ à 3 jours pour passer dans l'utérus. Lorsque l'utérus est prêt, que les embryons sont développés au stade blastocyste et que le contexte hormonal est favorable, c'est-à-dire vers le 4^{ème} jour, l'implantation commence. Elle se termine au cours du 6^{ème} jour après la fécondation.

Tous les œufs pénétrant dans l'utérus ne s'implanteront pas. D'ailleurs, les pertes embryonnaires sont le plus souvent préimplantatoires.

Après l'implantation, l'embryogenèse s'effectue très rapidement (pendant environ 36 heures) suivie par l'organogenèse pendant 3 jours.

3.3.2. Durée d'une gestation et cas particulier de la gestation retardée [18, 23 , 46, 51, 75, 111, 122, 124, 128, 152, 158 ,160, 168]

La gestation des hamsters est très courte notamment chez le hamster doré. Ainsi, elle dure :

chez le hamster doré	= 15,5 jours suivant le coït +/- 2 à 3 heures
chez le hamster chinois	= 20,5 jours suivant le coït
chez le hamster russe	= 18 à 22 jours
chez le hamster sibérien	= 18 à 25 jours
chez le hamster de Roborovski	= 20 à 22 jours

La gestation peut durer plus longtemps lorsque l'accouplement est réalisé pendant l'oestrus *post partum* : c'est le phénomène de la gestation retardée. Ce phénomène est rare par rapport aux rattes et aux souris car les hamsters présentent dans la majorité des cas un oestrus *post-partum* non fertile. Dans la littérature, les seuls cas décrits concernaient soit des hamsters sibériens soit des hamsters chinois. Chez les premiers un allongement de la gestation n'est pas systématique. Toutefois, lorsqu'il existe, le retard est de 3 à 7 jours.

Le déterminisme de ce phénomène est expliqué dans le chapitre "élevage des rats et souris".

L'effet de Bruce est l'avortement spontané d'une femelle si elle est mise en contact avec un mâle sexuellement mature et étranger pendant les 4 premiers jours de sa gestation. Ce phénomène est lié aux phéromones du mâle. Ce phénomène n'existe réellement que chez la souris. Toutefois, certains auteurs ont décrit chez le hamster doré un phénomène similaire.

3.3.3. Diagnostic de gestation :

3.3.3.1. Eléments de suspicion, de confirmation et d'infirmité [18, 23, 64, 158, 160, 164]

Chez le hamster, l'absence d'écoulement vaginal post-ovulatoire dans les 4 jours suivant l'accouplement est un bon élément de **suspicion** précoce.

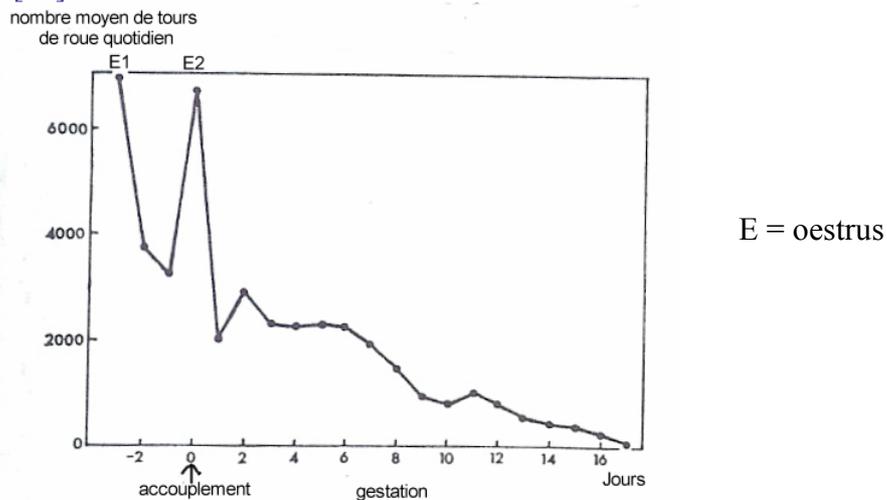
Plus sûres, d'autres méthodes permettent de **confirmer ou d'infirmer une gestation**. Elles présentent cependant toutes un ou plusieurs inconvénients :

- le suivi de la courbe de poids vif de la femelle est simple à mettre en œuvre, peu coûteux et fiable. Il consiste à peser la femelle quotidiennement dès la fin de la première semaine de gestation. La prise de poids corporel de la mère est dépendant de la taille de la portée et le Gain Moyen Quotidien est constant.
- la palpation abdominale est simple à mettre en œuvre et peu coûteuse. Elle permet de mettre en évidence les ampoules foetales dès le septième jour de gestation.
- la grosseur de l'abdomen est évocatrice dès J9 mais elle n'est cependant que peu spécifique. Associée à la palpation abdominale, elle devient une méthode intéressante.
- la radiographie abdominale permet de mettre en évidence les fœtus lorsqu'ils sont ossifiés. Cette méthode permet de compter les fœtus et de connaître leurs positions mais il faut que la femelle reste calme. Cette méthode de diagnostic de gestation est tardive et la radiographie ne donne aucune information sur la viabilité des fœtus.
- l'échographie génitale est comme chez les carnivores domestiques une méthode très utile cependant difficilement réalisable chez les hamsters surtout pour les espèces naines.
- le développement du tissu mammaire est tardif puisqu'il est visible 2 jours avant la mise bas, il se traduit par un gonflement des mamelles puis une alopecie transitoire centrée autour des tétines. Il s'agit plus d'un signe évocateur d'une mise-bas.
- le comportement de la femelle est un critère tardif, la femelle devient plus nerveuse et plus agressive envers les mâles, elle se met à former un nid et dispose des réserves alimentaires dans des endroits cachés. Son activité locomotrice (roue) diminue durant la gestation et surtout les derniers jours avant le part (cf. figure 43).
- La réalisation d'un frottis vaginal chez le hamster chinois permet d'objectiver vers J15 la présence de sang qui est normale. Cet écoulement muqueux hémorragique est précédé d'un écoulement muqueux et translucide chez 83% des femelles à J14.

Au vue de ces données, un bon compromis semble être atteint lorsque l'on utilise la palpation abdominale et le suivi de la courbe de poids de la femelle après s'être assuré que la femelle n'est pas revenue en chaleurs 4 jours après l'accouplement (absence d'écoulement vaginal). Ce sont des critères simples, peu onéreux, fiables et complémentaires.

Chez le hamster chinois, l'observation d'un éventuel écoulement vaginal muqueux translucide ou hémorragique vers J14 / J15 est un signe probant.

Figure 43 : influence du statut physiologique de la femelle du hamster doré sur son activité locomotrice (roue) [25].



3.3.3.2. Cas de la pseudo-gestation : définition et origines [131, 160, 164]

Une pseudo-gestation est le fait que la femelle semble être gestante (modifications comportementales, hormonales, physiques et organiques identiques) alors qu'il n'y a pas eu de fécondation. Elle s'étale sur une période de 7 à 13 jours (le plus souvent entre 8 et 10 jours) chez le hamster doré. Ce délai correspond à une durée de sécrétion active de progestérone par le corps jaune. En effet, le coït a déclenché un réflexe au niveau de ce dernier qui, au lieu d'être lysé à la fin d'un cycle normal, est transformé en corps jaune pseudo-gestatif identique au corps jaune gestatif. La seule différence réside dans le fait que lors d'une gestation, le placenta prend le relais de la sécrétion de progestérone lorsque le corps jaune gestatif est finalement lysé. Ainsi, dans le cas de la pseudo-gestation, comme il n'y a pas de placenta pouvant reprendre la sécrétion de progestérone, la concentration plasmatique de progestérone redevient basale et la femelle est à nouveau cyclée.

Plusieurs situations peuvent aboutir à une pseudo-gestation. Ce sont :

- un coït non fécondant (trop précoce ou trop tardif ou avec un mâle stérile ou vasectomisé).
- la stimulation mécanique ou électrique du vagin ou du col utérin par exemple lors de la réalisation d'un frottis vaginal.
- l'administration de 4 grammes de prolactine et 200 microgrammes de FSH chez des hamsters dorés femelles cyclées.

En élevage, ce phénomène est utilisé pour réaliser des inséminations artificielles et des transferts d'embryons car pendant une pseudo-gestation le tractus génital femelle est préparé de la même manière que pendant une gestation. Ainsi, les chances de réussite de l'implantation des embryons augmentent. Cf. paragraphes 3.6.1. et 3.6.2.

3.3.3.3. Distinction entre une femelle cyclée, une femelle gestante et une femelle pseudo-gestante

Pour faire la distinction entre ces trois états physiologiques le plus tôt et ainsi gagner du temps pour optimiser la reproduction, deux critères sont à prendre en compte : la présence d'un écoulement vaginal et si oui le moment de son apparition par rapport au coït et la visualisation ou non d'un bouchon vaginal.

- Si la femelle ne s'est pas accouplée, elle présente un écoulement post ovulatoire à J1 puis un écoulement muqueux et translucide à J4, un écoulement post ovulatoire à J5, etc..
- Si la femelle s'est accouplée correctement mais n'a pas été fécondée, elle devient pseudo-gestante. On observera alors un bouchon vaginal à J1 (ou s' il ne s'est pas formé un écoulement post ovulatoire), puis un écoulement post ovulatoire vers J7 à J13 signifiant la fin de la pseudo-gestation et le retour à des cycles normaux (écoulements tous les 4 jours).
- Si la femelle s'est accouplée et a été fécondée, elle devient gestante. Un bouchon vaginal peut être visualisé à J1 ou sinon un écoulement post ovulatoire. Aucun écoulement ne doit survenir avant la naissance des nouveau-nés sauf chez le hamster chinois vers J15 (mucus + sang). S'il y en a un entre J13 et la fin de la gestation, un avortement doit être envisagé.

La réalisation d'un calendrier peut s'avérer utile pour noter la date et l'aspect des écoulements par rapport aux accouplements. Ainsi, il permet de prévoir les dates d'accouplement, de reconnaître une gestation et une pseudo-gestation et enfin il permet de suivre la gestation et de prévoir la date de la mise bas.

3.3.4. Taille des portées et néomortalité

3.3.4.1. Prolificité moyenne et facteurs de variation [18, 23, 46,75, 87, 99, 110, 111, 122, 128, 131, 158, 164]

Comme la souris et la ratte, les hamsters présentent un très haut potentiel de reproduction. Ainsi, la taille des portées est estimée à :

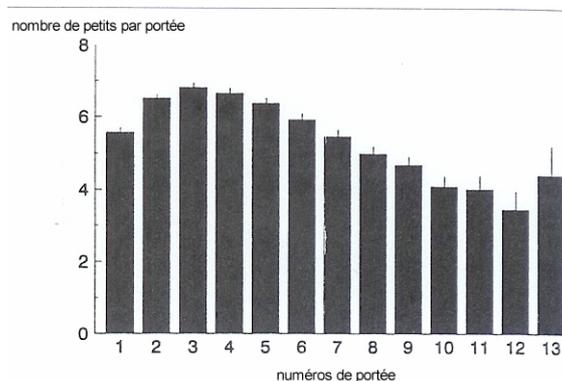
Chez le hamster doré : 1 à 16 bébés par portée avec le plus souvent 5 à 11 bébés
 Chez le hamster chinois : 1 à 11 bébés par portée avec une moyenne de 4 à 6 bébés
 Chez le hamster russe : 1 à 8 bébés par portée avec en moyenne 8 bébés
 Chez le hamster sibérien : entre 1 et 8 bébés par portée, le plus souvent entre 4 et 6
 Chez le hamster de Roborovski : en moyenne 6 petites par portée.

Toutefois, il existe des facteurs influençant cette **prolificité**. Ce sont :

- la souche ;
- la présence de gènes délétères : les porteurs de l'allèle récessif White Spotting ont des portées réduites, un format plus petit et des anomalies urogénitales ;
- la parité et l'âge de la femelle : chez les hamsters nains et le hamster doré, la première portée est généralement la plus petite puis on observe une augmentation de la taille des portées jusqu'à la troisième portée puis une diminution progressive s'observe jusqu'à la "ménopause" (cf. figure 44).
- l'âge de la femelle lors de la mise à la reproduction : une femelle mise à la reproduction trop tôt ou trop tard est moins prolifique ;
- l'utilisation ou non de l'œstrus *post partum* : les portées issues de l'œstrus *post partum* sont moins importantes. Cependant, il est rarement fertile sauf chez le hamster chinois. Ainsi, pour cette espèce, certains auteurs rapportent que 40% de leurs conceptions étaient issues d'un accouplement après le part ;
- l'état de santé de la femelle : une femelle présentant une quelconque affection ou une maladie sous jacente est moins prolifique ;

- l'alimentation influe sur la vitesse de croissance, le poids et l'état de santé de la femelle ;
- la vitesse de croissance et le format de la femelle : plus la femelle est grande (et lourde), plus la portée sera grande ;
- l'éclairage (et la saison) : une durée d'éclairage égale à 14 heures (ou 16 heures chez le hamster chinois) par jour est optimale pour les performances de reproduction ;
- la température des locaux optimale est comprise entre 22 et 24°C voire 24 et 26° C chez le hamster chinois ;
- l'ambiance des locaux : une étude a montré que l'exposition à des bruits intenses intermittents chez des femelles avant l'accouplement entraînait une diminution de la taille des portées ;
- l'environnement social : une densité animale élevée avec notamment des problèmes d'agressivité sont des facteurs responsables d'une prolificité moindre ;
- Les résorptions embryonnaires et les avortements (cf. paragraphe ci-dessous).

Figure 44 : influence du numéro de portée de la femelle du hamster sibérien sur la taille de la portée [128].



La mortalité embryonnaire peut avoir une origine maternelle ou embryonnaire. Les causes majeures sont citées dans le tableau XXVII. Rappelons que les pertes embryonnaires (résorptions embryonnaires + avortements) sont estimées entre 0 et 77% chez le hamster doré. Les résorptions embryonnaires s'effectuent entre le 9^{ème} et le 16^{ème} jours de gestation avec un pic entre le 12^{ème} et le 16^{ème} jours. Il paraît important de signaler que le statut hiérarchique de la femelle gestante peut être la cause de pertes embryonnaires chez le hamster doré. En effet, les femelles gestantes du hamster doré peuvent devenir vides si elles ont un statut de "dominées" et qu'elles entrent en contact avec une femelle dominante entre les jours 2 et 4 après l'accouplement à cause d'une chute de la concentration plasmatique en progestérone [110, 111].

Les avortements ont une origine maternelle. Les causes sont les mêmes que celles citées dans le tableau XXVII.

Tableau XXVII : causes majeures de mortalité embryonnaire et d' avortement chez les hamsters [87, 100, 111, 142]

Causes embryonnaires	Causes maternelles
<ul style="list-style-type: none"> • Présence de gènes délétères • Anomalies chromosomiques (<i>délétion / monosomie / trisomie...</i>) 	<ul style="list-style-type: none"> • Cytoplasme de l'ovocyte anormal • Environnement du tractus génital incompatible avec le développement d'embryons • Stress (<i>social, auditif, olfactif, environnement...</i>) ++++ • Troubles hormonaux (<i>insuffisance lutéale</i>) et ovariectomie • Causes iatrogènes (<i>corticoïdes, excès vitamine A , actinomycine D, tryptophane,mercure...</i>) • Age, impossibilité de l'utérus à assurer une gestation +++ • Alimentation : <i>carence en vitamine E</i> • Santé déficiente, maladies systémiques +++ (<i>ex : salmonellose</i>) • Masse fœtale importante • (« effet de Bruce » chez le hamster doré)

3.3.4.2. La néomortalité et le cannibalisme [18, 23, 87, 99, 100, 109, 116, 128, 160]

La néomortalité est très élevée chez les espèces de hamsters qui sont dans l'ensemble de moins bons parents que les rats et les souris. Elle atteint environ 25% des jeunes hamsters sibériens notamment chez les vieux couples ou lorsque les portées sont nombreuses (cf. figure 45). Chez le hamster chinois, une étude concernant 2415 couples montre que le nombre moyen de nouveau-nés viables est de 5,6 par couple et par portée alors que le nombre moyen de jeunes au sevrage n'est que de 4,9 ce qui représente une perte moyenne de 12,5%.

La néomortalité est due principalement à du cannibalisme et un manque de soin parental. Dans de rares cas la femelle ne produit pas assez de lait (agalactie ou mamelles pas assez nombreuses avec compétition entre les nouveau-nés).

Le manque de soin parental peut être lié à des parents inexpérimentés ou trop vieux. Il peut aussi être la conséquence d'un mode d'élevage inadapté :

- Chez le hamster doré et le hamster chinois, la mère est seule à s'occuper des jeunes. Placer un mâle sexuellement mature avec une femelle allaitant peut entraîner une augmentation de la néomortalité.
- Au contraire, chez les hamsters nains, le père joue un rôle important pour élever les jeunes et la réussite de l'élevage nécessite la présence du mâle auprès de la femelle car lorsque le père est absent, la néomortalité augmente significativement et la croissance des jeunes est ralentie (cf. figure 46). Pour plus de détails sur le comportement du père, se référer au paragraphe 3.5.3.2.

Figure 45 : influence du numéro de portée (âge) et de la taille de la portée sur le taux de survie des petits chez la femelle du hamster sibérien [128].

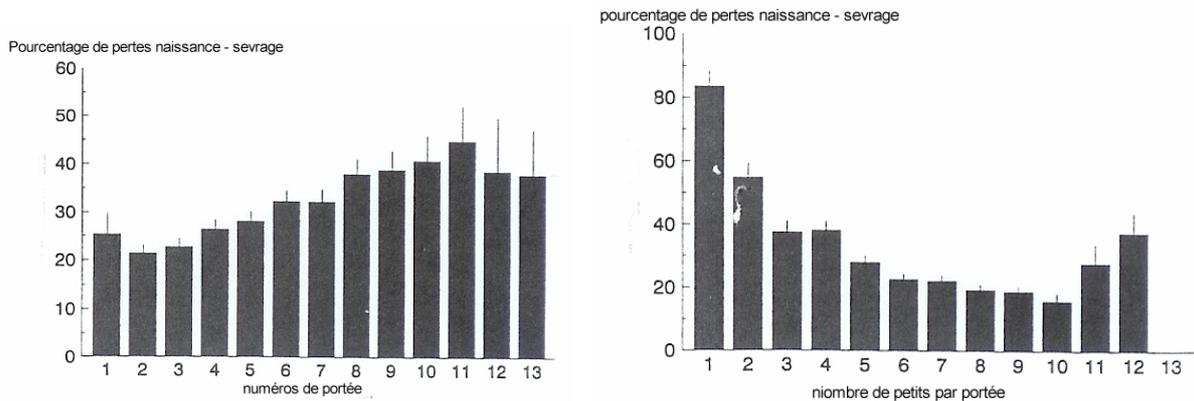
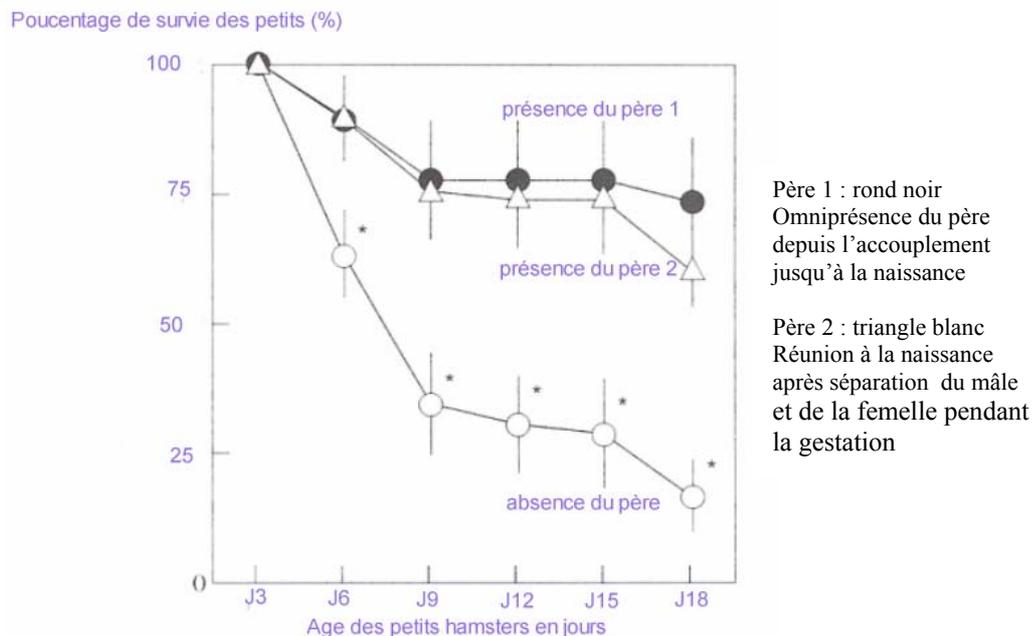


Figure 46 : influence de la présence du père du hamster russe sur le mortalité néonatale [116].



Le cannibalisme est fréquent chez les hamsters. Dans certains élevages, il peut poser un problème qui s'avère difficile à résoudre. En effet, ce comportement a une origine plurifactorielle [18, 23, 87, 100, 109, 160]:

- la parité de la femelle : le cannibalisme est fréquent chez les primipares qui peuvent ingérer les nouveau-nés en même temps que les annexes foetales ;
- l'agressivité des individus ;
- des conditions d'élevage inadaptées engendrant un quelconque stress (ex : ambiance bruyante ou stress social ou manipulation des nouveau-nés ou du nid les 10 premiers jours suivant le part) ;
- une carence alimentaire (carence protéique ++++) ou un défaut d'abreuvement ;
- une santé déficiente ou une malformation des nouveau-nés. Lorsque les hamsters sont sains, ils ont le réflexe de s'accrocher à une tétine et d'émettre un cri lorsque ce but est atteint. Il semblerait que ce cri soit un signal d'arrêt de l'ingestion des annexes foetales

pour la mère. Ainsi, un nouveau-né déficient ne s'accrochant pas à une tétine et n'émettant pas ce cri est ingéré avec ses annexes ;

- une santé déficiente de la mère : agalaxie (rare) ou mammite (très douloureuse) ou une maladie systémique ;
- une portée nombreuse (> 8 petits) ou au contraire très petite (< 4). Dans le premier cas, il semble que la cause est la demande trop importante en énergie par rapport aux capacités de la mère. Dans le second cas, la femelle tuerait les nouveau-nés afin de revenir en chaleurs plus rapidement pour avoir une nouvelle portée plus grande.

Attention il ne faut pas confondre cannibalisme et protection des petits lorsque la femelle est stressée et cache un ou plusieurs nouveaux-nés dans ses bajoues. Toutefois, si le stress perdure alors elle peut en venir au cannibalisme. Dans cette situation, la bonne solution consiste à stopper la cause du stress et procurer à la femelle des fruits, légumes ou une gâterie pour qu'elle relâche ses petits et utilise ses bajoues pour s'alimenter.

3.3.5. Conduite à tenir face à une femelle gestante

- Isolement ou cohabitation ? Chez les hamsters nains, le mâle peut être laissé avec la femelle durant toute la gestation. Chez les hamsters dorés et chinois, la femelle gestante doit être laissée seule.
- Mettre à disposition de la femelle du matériel pour fabriquer un ou plusieurs nids, notamment durant les derniers jours. De plus, il faut en donner suffisamment pour ne pas avoir à en donner pendant les 10 premiers jours de lactation. Une insuffisance dans le comportement de construction d'un nid est une cause majeure de cannibalisme.
- Laisser la boisson à volonté.
- Fournir une alimentation adaptée aux besoins et en quantité suffisante pour 10 jours afin de limiter les interactions entre l'homme et la femelle allaitant (cf. chapitre 2.1.3.).
- L'ambiance doit être calme.
- Différencier gestation et pseudo-gestation, surtout lorsque plusieurs femelles cohabitent.

3.4. La mise bas

3.4.1. Signes avant coureurs

[100, 108, 122, 131, 160]

Avant la mise bas, la femelle devient nerveuse et occupe une grande partie de son temps à construire un nid, faire sa toilette et manger. Quelques heures avant la parturition, on peut parfois visualiser un écoulement vaginal hémorragique. La femelle se calme, s'étire de plus en plus souvent au fur et à mesure que l'événement est proche et sa fréquence respiratoire augmente. Juste avant, elle piétine sur place et est soumise à des contractions qui passent souvent inaperçues pour les observateurs, contrairement aux rattes et aux souris.

3.4.2. Durée, moment et déroulement

[20, 75, 122, 130, 131]

3.4.2.1. Cas général : exemple du hamster doré

- La mise bas a lieu pendant la nuit au calme.
- La femelle se lèche la vulve juste avant la première délivrance.
- Lorsque le premier nouveau-né est expulsé enveloppé dans ses annexes, elle coupe le cordon ombilical et attrape avec ses incisives le placenta qu'elle mange immédiatement ou qu'elle dépose dans la réserve alimentaire. Ensuite, elle s'occupe du nouveau-né en le

léchant et le séchant. Les nouveau-nés ont le réflexe de s'attacher tout de suite à une tétine ce qui limite le cannibalisme.

- Elle réitère cette séquence pour chaque nouveau-né.
- Enfin, elle se place au dessus de sa progéniture solidement accrochée à ses tétines et étend ses membres postérieurs de telle façon que les petits ne puissent pas être écrasés par son poids et se repose dans le nid.

La durée de la mise bas dépend du nombre de fœtus. Une parturition dure entre 15 minutes et 1 heure. A partir de 2 heures, il faut suspecter un problème (dystocie par exemple).

Comme chez le rat et la souris, les nouveau-nés arrivent en présentation par la tête ou par l'arrière train.

3.4.2.2. Particularité des hamsters russes

Dans cette espèce, le père aide la femelle lors de la mise bas. Ainsi, il facilite l'extériorisation des nouveau-nés, coupe les cordons ombilicaux, ouvre les sacs fœtaux et les regroupent dans le nid [116].

3.4.3. Conduite à tenir face à une femelle prête à mettre bas

- L'ambiance doit être calme avant, pendant et après la mise bas, il ne faut pas éclairer davantage la pièce car la mise bas se fait surtout la nuit.
- La litière doit avoir été changée dans les deux jours avant la mise bas, sans stress car elle ne pourra pas être changée pendant 2 semaines pour éviter le rejet de la portée voire du cannibalisme.
- Du matériel pour le nid doit être mis à disposition de la femelle. Rappelons que les petits sont très sensibles au froid. Une fois utilisé par la femelle, il ne faut pas enlever le matériel pendant au moins deux jours car l'odeur du nid ne doit pas disparaître.
- Ne pas manipuler les petits impérativement pendant les 10 premiers jours.
- Il faut se méfier des cages à étage(s) car les nouveaux-nés peuvent ramper au bout de quelques jours et risquer de tomber car ils sont aveugles les premiers jours. De même, les barreaux au sol sont dangereux en fonction de leur espacement car les petits peuvent se bloquer une patte ou passer la tête entre 2 barreaux.

☀ La femelle peut être supplémentée en germe de blé, quartiers de pomme et viande. En effet, des auteurs suggèrent que cette supplémentation limiterait le cannibalisme.

3.5. Les nouveau- nés

3.5.1. Développement normal des hamsters [108, 138, 158]

Les nouveau-nés des Myomorphes sont nidicoles, ils dépendent entièrement de leur mère et sont très immatures. Ils naissent sans poils, aveugles et sourds car les paupières sont fermées par une membrane et les pavillons auriculaires sont de taille réduite et adhérents à la tête. Cependant, contrairement aux rats et aux souris, *les hamsters naissent avec leurs incisives*.

Les dates des principaux événements du développement des hamsters dorés, sibérien et de Roborovski figurent dans le tableau XXVIII et quelques photographies sont données à la figure 49.

Pour le hamster chinois, peu de données figurent dans la littérature: le poids à la naissance est d'environ 1 à 2,5 grammes avec une moyenne égale à 1,5 grammes, leurs yeux et oreilles s'ouvrent entre J10 et J14. Les petits commencent à manger des aliments solides dès J12. Le sevrage peut s'effectuer à partir de 21 jours mais il faut mieux attendre 25 à 28 jours.

Le suivi de la courbe de poids des hamsters permet de suivre leur croissance et de savoir indirectement si l'alimentation et la production de lait est suffisante et adaptée. Ce suivi est particulièrement important lorsque l'allaitement s'effectue par un manipulateur dans le cas où les hamsters sont orphelins. L'allure de la courbe de croissance des hamsters dorés est illustrée dans les figures 47 et 48.

Notons que plus la portée est nombreuse, moins le poids au sevrage sera important.

Courbe de croissance d' un hamster doré [75, 86, 129]

Figure 47 : courbe de croissance d'un jeune

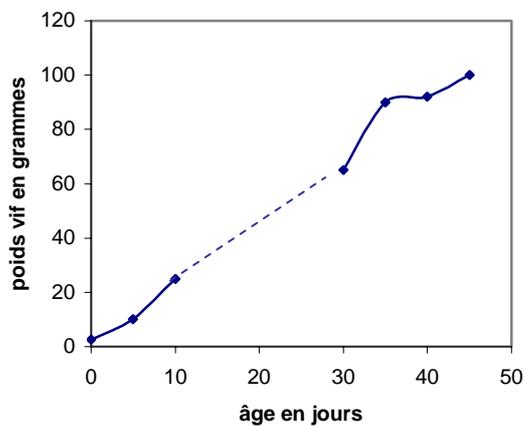


Figure 48 : courbe de croissance jusqu'à l'âge adulte

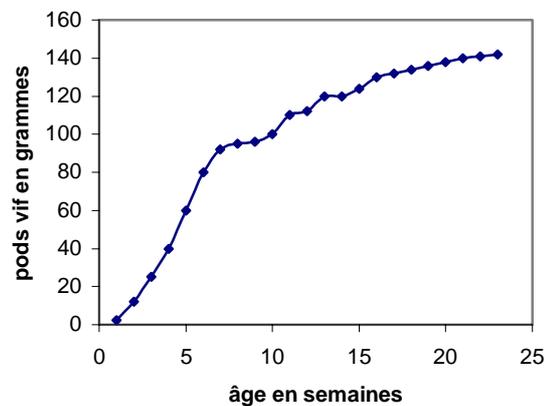


Figure 49 : photographies illustrant le développement des hamsters dorés [126, 127].

a. Jour de la naissance dans le nid



b. Septième jour



c. Deuxième semaine



d. Troisième semaine



Tableau XXVIII : chronologie des principaux événements du développement des hamsters.

[18, 23, 100, 105, 108, 124, ,138, 158, 160, 168]

Date	Hamster doré	Hamster sibérien Hamster russe	Hamster de Roborovski
naissance	PV = 2 à 3 grammes	PV = 1 à 1,8 gramme	PV = 1 gramme
J1	Peau nue et rose, vibrisses Membres incomplètement développés Mouvements incoordonnés Incisives		
J2	Début de la pigmentation (à partir du dos)		
J3 à J4	Ouverture des oreilles		
J5 à J7	Début de la pousse de poils à <i>partir des flancs et des zones pigmentées</i>		
	Alimentation solide (début) Début de mouvements de toilette		
J9 à J12	Acquisition des mécanismes de thermorégulation		
J10 à J14	Duvet fin		
	Ouverture des yeux	Début d'ouverture des yeux	
	Abajoues fonctionnelles Toilette Réflexes d'élimination (miction + défécation) Boisson au biberon		
J14	1 ^{ère} sortie hors du nid Jeux entre fratrie	Ouverture complète des yeux 1 ^{ère} sortie hors du nid	
J19		Sevrage précoce	Ouverture des oreilles Sevrage
J21	Indépendance / sevrage		
J28		Indépendance / sevrage tardif	
J35	Sevrage tardif		

Remarque : le pelage sera définitif uniquement vers J51 chez le hamster doré [23].

3.5.2. Sexage

[23, 75, 81, 108, 142, 158, 160]

Le sexage des hamsters se réalise dès la naissance pour les plus avertis. Plusieurs critères sont à prendre en compte. La figure 50 résume ces critères à l'aide d'un schéma.

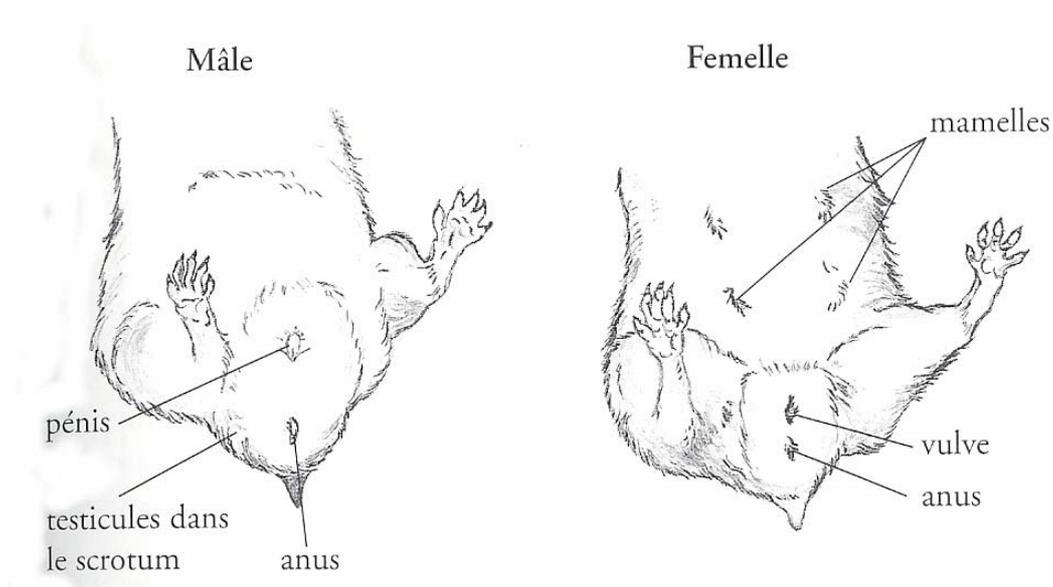
- La distance ano-génitale : c'est le critère le plus précoce et le plus sûr et peut être utilisé sur un nouveau-né ou un adulte. Le mâle présente une distance plus grande que la femelle. Chez le hamster doré, elle est de l'ordre de 6 mm chez un mâle et quasiment inexistante chez la femelle (<1mm).

A l'âge adulte, on distingue facilement les 3 orifices chez la femelle : la vulve, l'urètre et l'anus (du plus crânial au plus caudal) alors que chez le mâle il n'y a que le pénis (avec l'urètre) et l'anus.

Toutefois, chez le hamster de Roborovski, la visualisation de cette région est délicate compte tenu de la difficulté à réaliser une contention correcte.

- La taille de la papille génitale est plus grande chez le nouveau-né mâle et elle apparaît plus proéminente que chez la femelle.
- La visualisation des testicules à travers la peau en région abdominale en arrière des reins si la peau n'est pas pigmentée, chez les nouveau-nés.
- La visualisation des tétines chez les femelles qui forment 2 rangées de points roses (le nombre varie en fonction de l'espèce et de l'individu, voir le chapitre présentation des hamsters). Chez le hamster doré, ce critère est considéré vers J6, lorsque les tétines apparaissent et que les poils ne les masquent pas encore.
- La visualisation des testicules dans les scrotums chez le mâle à partir de la puberté. Ce critère est le plus simple chez les hamsters dorés et chinois adultes (en période de reproduction) mais il reste peu évident chez les hamsters nains car les testicules sont moins apparents. Remarque : la taille adulte des testicules est atteinte vers 35 à 45 jours chez le hamster sibérien et vers 60 à 65 jours chez le hamster de Roborovski.
- La pigmentation des glandes (des flancs et ventrale) qui devient significativement plus importante (foncée) chez le mâle à partir de la puberté.
- Le profil de la croupe chez les hamsters dorés et chinois adultes : du fait du développement des testicules, la croupe apparaît vue de dessus arrondie chez les mâles et pointue chez les femelles. Vue de profil, l'observateur distingue facilement les testicules qui sont saillants. A l'opposé, chez les hamsters nains ce sont les femelles qui présentent une croupe arrondie et les mâles une croupe pointue.

Figure 50 : schémas résumant les principaux éléments du sexage chez le hamster doré [160].



3.5.3. Comportement maternel et paternel et interactions nouveau-nés / mère

[18, 91, 116, 131, 157, 158, 160]

3.5.3.1. Comportement maternel

Durant la période de reproduction, la femelle présente une modification de son comportement. Cela commence par le comportement sexuel avec la copulation puis le comportement maternel se développe. Les hamsters sont d'une façon générale de bonnes mères pour leurs propres petits exclusivement sous réserve qu'elles ne subissent aucun stress.

- *La construction d'un nid* occupe les derniers jours de la gestation et la lactation surtout au début jusqu'au moment où les petits présentent des mécanismes de thermorégulation efficaces. La présence d'un nid est donc nécessaire pour la survie des petits mais aussi indispensable pour que la femelle s'occupe de sa portée.
- *Les soins aux nouveau-nés* concernent l'allaitement, la stimulation des réflexes d'élimination et le réflexe de regrouper les petits dans le nid à la moindre escapade en attrapant les petits par le cou à l'aide de la gueule (le "retrieving").
L'allaitement occupe une très grande partie du temps de la femelle pendant les premiers jours. Les femelles hamsters (comme les rattes et les souris) se placent au dessus des petits avec les quatre membres étendus. La lactation dure en général 18 à 28 jours.

3.5.3.2. Comportement paternel

Chez le hamster russe, le père joue un rôle fondamental depuis le part jusqu'au sevrage. Il participe activement à la mise bas en aidant les petits à sortir de leurs annexes, coupant le cordon ombilical et en les réunissant dans le nid.

Il aide aussi activement à l'élevage des petits et passe une grande partie de son temps à leur contact.

Ce qui est remarquable est le fait que même isolé hermétiquement de la femelle durant toute la durée de la gestation et replacé avec elle quelques heures avant la mise bas, aucune agression ne survient entre la femelle et le mâle et ce dernier adopte toujours le même comportement de père actif. Ainsi, il semble que ce comportement n'est pas induit par des stimuli visuels, olfactifs, auditifs ou physiques émis par la femelle gestante et aucune étude à ce jour ne permet d'expliquer ce formidable comportement.

3.5.3.3. Interactions mère ↔ nouveau-nés ↔ environnement

L'interaction commence lors de la délivrance pendant que la femelle nettoie les nouveau-nés et les dépose au fond du nid qui est déjà imprégné de son *odeur* et des phéromones libérées par sa peau, dans ses urines, ses fèces et ses glandes.

La communication à l'aide de *vocalisations* est aussi très importante pour la reconnaissance des petits par la mère. Sans cri, la femelle peut tuer les nouveau-nés comme elle le fait pour les mort-nés et les animaux débilités.

Chez le hamster doré, la reconnaissance des petits par la mère s'effectue par l'olfaction et l'habituation à l'odeur de chaque petit (au niveau de leurs glandes des flancs). Ainsi, une femelle reconnaît tous les petits qu'elle a mis au monde **et** éduqué. Elle ne distingue pas ses propres petits d'autres petits étrangers s'ils n'ont pas été élevés par elle. De plus, si les petits ne présentent pas une odeur proche de la sienne, elle ne les acceptera pas. Ceci est lié au fait que les odeurs sont déterminées génétiquement et peut expliquer en partie les échecs quasi constants observés lors d'une adoption chez ce hamster.

La perception de l'environnement et de la mère par les nouveau-nés est frustrée compte tenu de leur immaturité (visuelle, auditive et motrice). Il s'agit avant tout d'une perception olfactive

avec la distinction des phéromones maternelles attractives sécrétées dans les caecotrophes et au niveau des tétines. Ces phéromones facilitent le regroupement des petits et l'allaitement.

3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir

[18, 23, 75, 138, 158, 160]

L'âge au sevrage dépend du système d'élevage. Dans un système où l'on utilise l'oestrus *post-partum*, le sevrage est plus précoce car il s'effectue avant que la femelle ne mette bas. Ainsi, l'âge au sevrage correspond à la durée de la gestation +/- retard d'implantation. Rappelons toutefois que l'oestrus *post-partum* est rarement fertile sauf chez le hamster chinois et le hamster sibérien.

Peu d'études sur l'effet de l'âge au sevrage ont été réalisées chez les hamsters. Toutefois, on peut penser qu'il influe dans le même sens pour les hamsters que pour les rats et les souris et donc qu'un sevrage tardif est préférable pour le développement affectif, social et mental des jeunes.

La seule précaution à prendre lorsque l'on choisit un sevrage tardif est celle de séparer les mâles et les femelles avant la puberté afin d'éviter des gestations entre frères et sœurs ou mère et fils.

L'âge au sevrage des différents hamsters figurent dans le tableau XXIX.

Tableau XXIX : âge et poids vif minimal pour le sevrage des jeunes hamsters.

		Hamster doré	Hamster chinois	Hamster sibérien	Hamster russe	Hamster de Roborovski
Sevrage précoce		J18 à J21	J21	J18	J18	J18 – J19
Sevrage tardif		J28 à J35	J25	J28		
Poids minimal au sevrage		(35 à) 40 grammes	16 à 18 grammes	17,5 à 23 grammes		
Age à la maturité (rappel)	♀	J40 à J45	J35 à J90	J40 à J45		4 ½ mois
	♂	J45 à J65	J40 à J100	J40 à J60	J40 à J65	4 ½ mois

Chez le hamster doré, il faut séparer les jeunes de la mère au maximum à J35 sinon la femelle peut devenir agressive envers eux. A ce moment, il convient de distinguer mâles et femelles et de les placer dans deux cages différentes. La vie en groupe ne pose généralement pas de problème jusqu'à l'âge de 2 mois. Passé ce délai, si les animaux sont agressifs, il faut les détenir individuellement.

De même, chez le hamster chinois, si l'on attend trop longtemps avant de séparer les jeunes de la mère, celle-ci peut devenir agressive. A l'état sauvage, une fois que les jeunes sont sevrés, la femelle délaisse son nid et s'en cherche un nouveau. Alors, aucune distinction ne sera effectuée entre les hamsters issus de sa portée et les autres hamsters. Tout contact entraîne un combat.

Chez les hamsters nains, les jeunes sont intégrés dans la colonie et les agressions sont rares. Toutefois, pour éviter la consanguinité et optimiser les performances de l'élevage (retard de puberté des femelles au contact des mâles de sa famille par rapport à un contact avec un mâle étranger), il faut séparer les jeunes avant la puberté. Alors, ils peuvent être élevés en groupe de même sexe.

3.5.5. Les orphelins : que faire ? [18]

Le pronostic de survie des orphelins est sombre car la plupart des hamsters rejettent les petits qui ne sont pas les leurs. Les quelques cas d'adoptions réussies ont été enregistrés chez le hamster chinois (vers J3-J4) et chez le hamster russe. Une femelle hamster russe aurait élevé correctement une souris nouveau-né. Si l'adoption s'effectue, il y a cependant des pertes.

Chez le hamster doré, aucune tentative d'adoption ne doit être tentée car la femelle peut tuer les orphelins et aussi ses propres petits.

Ceci explique qu'il faut préférer (contrairement aux rats et souris) la prise en charge des orphelins par une personne consciente que les chances de succès sont faibles.

Les manières de procéder l'adoption sont les mêmes que pour les ratons et souris.

Une cause majeure de mortalité des hamsters élevés par une personne est l'hypothermie. Il faut donc veiller tout particulièrement durant les 7 premiers jours que la température au sein du nid soit comprise entre 24 et 30 °C.

3.6. Techniques de reproduction assistée [23, 131]

Les techniques de reproduction assistée sont peu disponibles chez les hamsters comparativement aux rats et aux souris. D'ailleurs les quelques études traitent uniquement des hamsters dorés. L'insémination artificielle semble être peu utilisée chez ces espèces. Seule la culture d'embryons nécessitant la récolte de sperme et d'œufs est étudiée, avec toutefois des résultats encore décevants.

3.6.1. La récolte du sperme [23, 66, 131]

Plusieurs techniques sont décrites dans la littérature. La plupart d'entre elles sont invasives et nécessitent la castration du mâle ou de la femelle. Dans le premier cas, il s'agit de récolter le sperme contenu dans un conduit épидидymaire ou un spermiducte. Dans le deuxième cas, la récolte se fait dans les voies génitales (utérus) d'une femelle 4 heures après un coït.

Une technique non invasive a été décrite par des auteurs : elle consistait en une injection intra-péritonéale de chlorure de potassium à la posologie de 400 à 600 mg/ kg de poids vif. Cependant l'éjaculat récolté ne contenait aucun spermatozoïde.

Enfin, aucune référence sur la technique d'électroéjaculation n'est spécifique aux hamsters.

Le volume de l'éjaculat est d'environ 0,1 mL.

Pour que le sperme soit fonctionnel (acquisition de la capacitation), il faut attendre 4 heures.

3.6.2. Technique pour provoquer une super ovulation [94, 164]

Cette technique augmente le nombre d'œufs fécondables. Ainsi, un traitement avec des gonadotropines peut entraîner la libération de 70 ovules par animal.

Des auteurs ont étudié les facteurs jouant sur la réussite du traitement et il semble que le meilleur protocole utilise des femelles âgées de plus de 4 semaines (jusqu'à 30 semaines) avec des injections de 75 UI de PMSG et 75 UI d'hCG à un intervalle de 98 heures puis une récolte 17 heures après la dernière injection. Le traitement effectué au printemps offre de meilleurs

résultats par rapport à ceux effectués pendant les autres saisons. Avec ce protocole, on obtient chez 94 % des femelles en moyenne 40 oocytes.

Une deuxième technique utilise des doses différentes : 60 UI PMSG et 75 UI hCG. Environ 17 heures 30 après l'injection d'hCG, le taux d'ovulation moyen observé à l'issue de la récolte est égal à 35.

3.6.3. La récolte des œufs [131]

La récolte des œufs peut se faire à trois niveaux différents : l'ovaire, l'oviducte et l'utérus. Les deux dernières localisations nécessitent la stérilisation des femelles du fait de l'ablation d'une partie du tractus génital et sont celles utilisées chez le hamster doré.

- Si la récolte s'effectue dans l'oviducte, il faut procéder le lendemain matin après les chaleurs. L'utilisation d'un mâle vasectomisé est alors avantageuse. Il faut anesthésier l'animal et procéder à une laparotomie. Les oviductes sont repérés. Leurs parois sont très fines et les œufs peuvent être visualisés à l'aide d'un microscope. L'oviducte est isolé, clampé et ligaturé à chaque extrémité puis il est extrait et flushé à l'aide d'une aiguille. Le liquide est collecté et les œufs récoltés. Une ovario-hystérectomie est réalisée. La plaie de laparotomie et la plaie cutanée sont suturées classiquement.
- Si la récolte d'effectue dans l'utérus, elle doit être pratiquée 65 heures après l'heure présumée de l'ovulation. A ce niveau, les œufs récoltés sont au stade 8 cellules. De même que pour l'oviducte, il faut procéder à l'ablation de l'utérus de la jonction utéro-tubaire au col utérin puis un flushage avec 1 mL de solution de Hank permet de récupérer les oeufs.

3.6.4. La conservation et la culture des embryons in vitro [131]

La culture d'embryons *in vitro* procure une croissance significativement inférieure à celle des embryons *in vivo*. Des auteurs décrivent un succès d'une culture d'embryons au stade 8 cellules pendant 48 heures.

3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire

3.7.1. Stérilisation des mâles [45, 47, 55, 92, 96, 100, 105, 114, 115, 145]

La castration est indiquée pour contrôler la population de hamsters quand mâles et femelles cohabitent, limiter l'agressivité des individus, limiter le comportement de marquage urinaire et diminuer l'odeur des urines et procéder à l'exérèse de testicules tumoraux (rares).

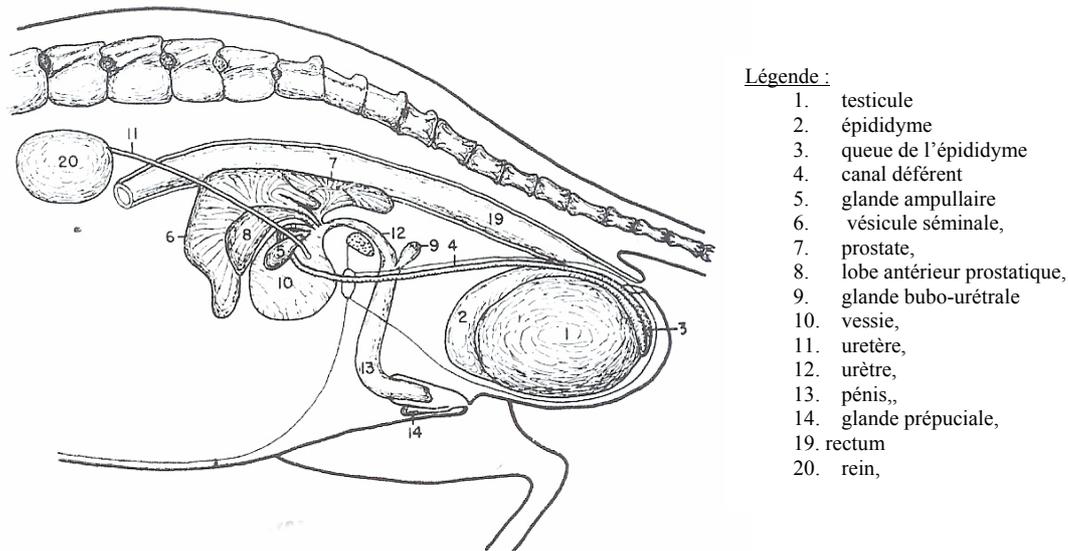
La technique chirurgicale utilisée généralement est la même chez la souris, le rat, le hamster et la gerbille, il s'agit d'une castration à testicules couverts en région scrotale. L'appareil reproducteur du hamster doré mâle est illustré à la figure 51.

Chez le hamster et la gerbille, les anneaux inguinaux sont plus larges que les testicules rendant les risques de hernies post opératoires plus importants. Il faut donc faire très attention à ne pas inciser la tunique vaginale viscérale et dans le cas contraire les anneaux inguinaux doivent être refermés à l'aide de deux ou trois points simples. Une vasectomie peut également être réalisée. Les techniques chirurgicales sont décrites dans le chapitre traitant sur les rats et les souris.

Remarques :

- les testicules du hamster chinois sont très volumineux.
- une **diète** de 1 à 2 heures avant la chirurgie est souhaitable car les hamsters peuvent vomir.
- les protocoles analgésiques et anesthésiques figurent réciproquement en annexe 5 et 6.

Figure 51 : schémas de l'appareil reproducteur mâle du hamster doré [96].



3.7.2. Stérilisation des femelles [45, 47, 55, 92, 100, 105, 115, 145, 114]

Les indications et la technique chirurgicale sont identiques à celles des rats et souris.

4. SYSTEMES ET MODES D' ELEVAGE

4.1. Les systèmes d'élevage [20, 51, 124, 131]

Selon l' objectif de l'élevage, les accouplements sont effectués entre individus de parentés différentes ou proches. Les principes sont les mêmes que ceux pour les rats et le souris.

4.2. Les modes d'élevage

Selon les objectifs et les moyens de l'élevage relatifs à la productivité, le mode d'élevage qui répond le mieux aux attentes de l'éleveur diffère.

On distingue chez les hamsters 4 modes d'élevages principaux qui sont les mêmes que chez les rats et les souris : le couple monogame permanent ; le couple monogame temporaire ; le "hand mating" et le harem. Toutefois, il existe quelques particularités chez les hamsters.

4.2.1. Description des différents modes d'élevage utilisables chez les hamsters [18, 23, 75, 122, 124, 131, 158]

4.2.1.1. Le couple monogame permanent

Il s'agit du mode d'élevage le plus facile mais une condition est indispensable pour pouvoir l'utiliser : il faut que les deux partenaires puissent vivre ensemble hors de la période de reproduction et qu'ils élèvent tous deux les petits.

4.2.1.2. Le couple monogame temporaire

Très simple aussi, il consiste à laisser le mâle et la femelle ensemble pour l'accouplement et jusqu'à la parturition. Le mâle est alors isolé. Il est réintroduit après le sevrage avec la même femelle.

Ce mode est tout particulièrement intéressant chez les hamsters dont le père ne joue pas un rôle dans l'élevage des petits.

4.2.1.3. Le "hand mating"

Le hand mating demande plus de travail et de technicité de la part de l'éleveur car il doit placer la femelle dans la cage du mâle (ou dans une tierce cage) uniquement pour l'accouplement lorsque la femelle est en chaleurs. Elle est ensuite replacée dans sa propre cage pour la gestation et l'élevage de sa portée.

En pratique, on distingue trois phases :

- La détection du début des chaleurs (cf. paragraphe 3.1.4.2) avec la réunion des deux partenaires ;
- La phase d'observation d'environ 15 minutes. Cette phase a pour but d'éviter les agressions d'un des partenaires si le moment de la réunion n'est pas optimal. Ceci est tout particulièrement vrai chez les hamsters dorés et chinois dont les femelles peuvent blesser sévèrement les mâles voire les tuer ;
- La séparation des partenaires avant la fin des chaleurs et la réapparition de l'agressivité des individus. En général, la séparation doit se faire avant le début de la photophase.

Une variante de ce mode d'élevage est la rotation. Chaque femelle ne s'accouple qu'avec un seul mâle mais celui-ci est utilisé pour 3 à 4 femelles à tour de rôle.

4.2.1.4. Le harem

Un ou plusieurs mâles sont placés avec une ou plusieurs femelles avant la maturité sexuelle. Le nombre des animaux que l'on peut placer ensemble diffère avec l'espèce des hamsters.

Chez les hamsters dorés, 1 à 4 mâles peuvent être réunis avec un nombre supérieur de femelles. Il semble que le regroupement de plusieurs mâles augmente leur résistance vis-à-vis du comportement agressif des femelles.

Chez les hamsters chinois, les meilleurs résultats sont obtenus lorsqu'il y a 2 à 3 femelles par mâle.

Chaque femelle en fin de gestation est isolée dans une cage de nursing et replacée dans la cage commune après le sevrage.

4.2.2. Choix du mode d'élevage en fonction de l'espèce des hamsters

4.2.2.1. Cas du hamster doré [18, 23, 75, 122, 124]

Chez le hamster doré, le facteur limitant la reproduction est l'agressivité des femelles vis-à-vis des mâles lorsqu'elles ne sont pas en chaleurs. Un autre critère à prendre en compte est le phénomène d'habituation des femelles pour un mâle qui facilite l'accouplement et améliore les performances de reproduction.

Il semble donc que le mode d'élevage s'adaptant le mieux au comportement naturel de ce hamster soit le "hand mating" ou la rotation en utilisant toujours le même mâle pour une femelle donnée. Toutefois, des études montrent que la constitution de couples monogames permanents est possible à la condition de les former avant la maturité sexuelle et de ne jamais

séparer les partenaires. De plus, les auteurs constatent que plus les animaux vieillissent, plus le risque d'agressions augmente et il n'est pas rare que les couples doivent être dissout. Un autre inconvénient de l'utilisation de couples chez les hamsters dorés est le fait que si un partenaire meurt (surtout le mâle), l'autre refuse dans la majorité des cas les nouveaux partenaires proposés.

Enfin, si le choix du harem est préféré, il faut savoir que le stress social induit diminue fortement la productivité des animaux.

4.2.2.2. Cas du hamster chinois [18, 23, 122, 158]

Le hamster chinois présente le même mode de vie que le hamster doré avec une particularité supplémentaire : le mâle doit s'accoupler 2 à 3 fois par semaine pour rester fertile. Ainsi, la rotation ou le harem sont à privilégier.

Il faut toutefois savoir que l'élevage de ce hamster reste une entreprise très difficile et aucun mode d'élevage ne permet des performances maximales. La rotation offre des résultats moyens et si le harem permet une augmentation du nombre de petits, il n'en reste pas moins qu'il y a des pertes chez les mâles reproducteurs (environ 3,5% par mois).

Enfin, pour plus de facilité, la constitution de couples est toujours possible mais les portées sont de taille significativement réduites à cause d'une augmentation de la mortalité des jeunes avant le sevrage et les mâles reproducteurs peuvent devenir infertiles par défaut d'activité sexuelle.

4.2.2.3. Cas du hamster russe [18, 158]

Le hamster russe est un hamster social. La présence d'un père et d'une mère (biologiques ou adoptifs) sont notamment nécessaires pour le développement correct des petits.

Le mode d'élevage s'adaptant le mieux à ce hamster est la monogamie permanente.

En effet, il ne faut pas séparer le mâle pour la mise bas car seulement 42% des nouveau-nés arriveront à l'âge du sevrage contre 95 % si le mâle est présent. De plus, il faut éviter de placer une femelle avec plusieurs mâles reproducteurs étrangers car la gestation peut être bloquée.

Enfin, il reste possible de mettre une femelle avec plusieurs mâles issus de la même portée sans affecter les performances de reproduction.

4.2.2.4. Cas du hamster sibérien [18, 158]

Chez le hamster sibérien, les pères ne participent pas à l'élevage des petits et même leur présence diminue les chances de survie des jeunes jusqu'au sevrage. De ce fait, la monogamie temporaire doit être préférée.

4.2.2.5. Cas du hamster de Roborovski [18]

Peu d'études ont été réalisées sur la reproduction de ce petit hamster. De plus, sa reproduction est difficile car il est très sensible au stress néfaste pour la réussite de l'élevage. Le calme et la discrétion sont deux conditions indispensables selon les éleveurs amateurs.

Dans la mesure où ce hamster est sociable, la constitution de couples monogames ou le harem doivent être en adéquation avec son mode de vie naturel.

5. QUELQUES ASPECTS SUR LA GENETIQUE DU HAMSTER

5.1. La génétique des robes [18, 21, 23]

Les gènes de pigmentation du hamster ont été beaucoup moins étudiés que chez la souris et le rat. Toutefois, le développement des hamsters comme animal de compagnie a permis de créer de nouvelles variétés, notamment chez le hamster doré et le hamster russe, cf. annexe 2. A l'heure actuelle, il semble d'après les différents sites Internet consacrés aux hamsters que les robes favorites des hamsters dorés soient celles à poils longs, satin et rex de couleurs différentes de l'agouti doré. Chez les hamsters russes, il s'agit des robes argentées et tachetées et chez les hamsters sibériens de la robe perle.

5.1.1. Détermination génétique de quelques robes du hamster doré

5.1.1.1. Gènes responsables de la couleur du pelage

- *Couleurs dues à un seul allèle*

Le phénotype agouti doré avec le ventre plus clair que le dos (crème) est la couleur sauvage. Cette robe est déterminée par l'allèle sauvage dominant A au locus Agouti. Comme chez la souris, cet allèle code un dépôt de pigments mélaniques variable dans le temps responsable de l'aspect tricolore des poils.

L' allèle mutant "non agouti" (a) est responsable à l'état homozygote d'un pelage **noir** uniforme. La présence de tâches blanches sur le poitrail et l'extrémité distale des membres est possible.

Les autres allèles figurent avec leurs phénotypes associés dans le tableau XXX, ci-dessous.

Tableau XXX : liste des principaux allèles sauvages et mutants chez le hamster doré.

Allèle		Génotype	Phénotype	Remarque
Symbole	Dénomination			
A a	Agouti Non agouti	AA ou Aa aa	Agouti doré, sauvage Noir uniforme	
B b	Brown Rust (rouille = Guinea Gold)	BB ou Bb bb	Sauvage Rouille (rust)	
C c ^d	Couleur Dilution légère (acromélanic)	CC ou C c ^d c ^d c ^d	Sauvage Dilution de la pigmentation du corps et yeux noirs	Pigment noir remplacé par marron sépia et pigment rouge par jaune ou crème *
Dg dg	Dark grey (=recessive grey)	DgDg ou Dgdg dgdg	Sauvage Gris foncé	Anomalie de la queue chez des individus dgdg
E e	Extension Yellow / Orange	EE ou Ee ee	Sauvage Jaune uniforme	
Lg	Light grey / Lethal grey	LgLg ou Lg-	Gris clair	Létal à l'état homozygote (mortalité embryonnaire) donc les portées de deux parents gris clair sont moins nombreuses et uniquement avec des nouveau-nés Lglg ou lglg.
P p p ^{ru}	Pink-eyed dilution Ruby-eyed dilution	PP ou Pp ou P p ^{ru} pp p ^{ru} p ^{ru}	Sauvage Dilution de la pigmentation du corps et yeux roses Peu de dilution de la pigmentation du corps et yeux rouges	
Sg	Silver grey (= dominant grey)	SgSg ou Sg-	Gris silver (entre Lg et dg) ou gris argent	Dominant à pénétrance incomplète
U	Umbrous	UU ou U-	Sombre	
To	Ecaille de tortue	Femelle ToTo Femelle Toto Femelle toto Mâles To Mâles to	jaune écaille de tortue sauvage jaune sauvage	Dominant à pénétrance incomplète, lié au chromosome X

(*) C (Couleur pleine) donne par exemple les couleurs noire, rouge et agouti doré.

Light dilution (c^d) dilue la couleur du corps mais non celle des yeux, ainsi, le noir devient bleu, le rouge devient crème et l'agouti doré devient agouti silver.

- **Couleurs dues à des interactions entre plusieurs allèles**

L'allèle pink-eyed dilution (p) interagit avec plusieurs allèles étant ainsi à l'origine de nombreuses robes :

- **Gris colombin** (dove) est un gris uniforme particulier déterminé par la combinaison génétique (aa pp).
- **Cannelle** est une couleur marron doré due soit à la combinaison (AA pp) soit à la combinaison (A- pp).
- **Champagne** est une couleur beige clair avec des yeux roses et des oreilles couleur chair. Les animaux sont : (aa bb pp), issus du croisement entre un noir, un rouille et un cannelle.
- **Blanc aux oreilles couleur chair** est déterminé par le génotype (c^d c^d pp).
- **Vison (mink)** est dû à la combinaison allélique (ee pp U-). Le pelage et les oreilles sont marron clair et les yeux roses.

L'allèle dark grey (dg) peut interagir avec les allèles yellow (e), rust (b) et pink-eyed dilution (p) pour donner les phénotypes ivoire, beige et lilas :

- **Ivoire** = dgdg ee pp
- **Lilas** = dgdg pp
- **Beige** = bb dgdg

L'allèle rust (b) peut aussi donner une couleur plus foncée, **chocolat**, par l'interaction (aa bb). Il ne faut pas confondre ce chocolat mélanistique (=avec l'allèle non agouti) qui est le plus répandu avec une autre teinte de chocolat plus clair, le **chocolat sable** déterminé par la combinaison allélique : U- ee bb.

Pour obtenir des hamsters aux yeux rouges, l'allèle ruby-eyed peut être utiliser sur différents fonds de couleur :

- **Crème aux yeux rouges** = ee p^{ru} p^{ru}
- **Ivoire aux yeux rouges** = dgdg ee p^{ru} p^{ru}

L' allèle écaille de tortue To peut être à l'origine des phénotypes miel et perle fumé :

- **Miel** = femelle (ToTo pp) et mâle (To pp)
- **Smoke pearl** (perle fumé) = femelle (ToTo dgdg) et mâle (To dgdg)

Citons en dernier un phénotype très rare car la combinaison allélique est complexe et utilise des allèles récessifs à l'état homozygote, c'est la couleur **cuivre (copper)**. La combinaison allélique est : UU ee bb pp.

Pour obtenir de tels animaux il faut :

- soit croiser deux animaux cuivre ce qui est très difficile du fait de leur rareté ;
- soit croiser un cuivre avec un sable : 25 % de la descendance sera cuivre ;
- soit croiser un cuivre avec un vison : 50 % de la descendance sera cuivre.

L'encadré 3 indique les résultats de quelques croisements entre des hamsters dorés de couleurs variées.

Encadré 3 : exemples de quelques croisements de hamsters avec les prévisions de la couleur des petits.

Exemple 1 : Hamster Rust (bb Dg-) x Hamster gris foncé (B- dgdg)
= petits beiges aux yeux noirs (bb dgdg)
+/- petits gris foncé (Bb dgdg)
+/- petits rust (bb Dgdg)
+/- goldens porteurs des deux allèles (Bb Dgdg)

Exemple 2 : Hamster cannelle (pp Dg-) x Hamster gris foncé (P- dgdg)
= petits goldens porteurs des deux allèles (pP Dgdg)
+/- petits lilas (pp dgdg)
+/- petits golden non porteurs des deux allèles (PP DgDg).

Exemple 3 : Hamster noir (aa P-) x Hamster cannelle (A- pp)
= petits gris colombin (aa pp)
+/- petits cannelle (Aa pp)
+/- petits noirs (aa Pp)
+/- petits goldens porteurs des deux allèles (Aa Pp)

puis

Hamster gris colombin (aa B- pp) x Hamster rouille (A- bb P-)
= petits champagne (aa bb pp)
+/- goldens porteurs des allèles a, b et p
+/- petits noirs (aa Bb Pp)
+/- petits gris colomblins (aa Bb pp)
+/- petits rouille (Aa bb Pp)
+/- petits chocolat (aa bb)

5.1.1.2. Gènes responsables de tâches blanches ou de poils blancs

La marque blanche du ventre peut être due à l'allèle White belly (wb) qui ne s'exprime que si l'animal n'est pas (aa) car l'allèle non agouti est épistatique sur white belly. Cet allèle est aussi dénommé Anophtalmic White car à l'état homozygote les individus sont blancs et anophtalmes. Leur espérance de vie est réduite à moins de 1 an (entre 6 et 12 mois).

Les patrons de robes avec des marques blanches sur le corps les plus connues sont : à bandes blanches (allèle mutant Ba) et pies (allèle piebald récessif s). De plus, l'allèle dominant "Dominant Spotting" est responsable de tâches blanches à contour net réparties sur l'ensemble du corps et lui conférant une teinte blanche en majorité. Le ventre des animaux est blanc.

Les animaux porteurs de l'allèle Ba présentent une bande blanche circulaire à contour net et à bords parallèles, occupant environ un tiers du corps.

Rouan est une robe blanche parsemée de poils colorés. Ce phénotype est déterminé par la combinaison ee Wbwb. Ainsi, deux animaux rouans ne doivent pas être accouplés sous peine de voir naître des nouveau-nés anophtalmes (WbWb).

5.1.1.3. Gènes responsables du type de poils

Le phénotype rex, très à la mode depuis peu, est déterminé par un allèle dominant rex, Re .

Le phénotype satin est très apprécié à l'heure actuelle. Cette nouvelle variété est due à une nouvelle mutation, l'allèle satin (sa), pas encore localisé. Son effet est plus apparent sur les couleurs claires telles que le blanc, le crème et le fauve. Les poils sont plus minces et présentent une médulla moins importantes que les poils non satins.

Le phénotype angora ou teddy ou poils longs est déterminé par un allèle récessif, l'allèle long, "l".

Cet allèle se transmet indépendamment de la couleur des poils ou du type de poils (rex et satin). Fait intéressant, lorsque deux angoras sont croisés entre eux, les petits auront les poils de la longueur de celle du parent qui a les poils les plus courts.

5.1.1.4. Gènes incriminés dans le phénotype "hamster nu"

Beaucoup moins fréquents que pour les rats, des hamsters nus sont disponibles. Ils ne sont pas très appréciés du grand public à ce jour.

Deux mutations sont connues chez le hamster :

- Hairless (hr) ;
- Naked (n).

5.1.1.5. Gènes de pigmentation, comportement, fertilité et espérance de vie

Il semble que les hamsters noirs (aa) et tachetés seraient plus agressifs que les autres.

Les hamsters pie, crème, aux yeux rubis et porteurs de l'allèle Mottled White présentent une fertilité et une espérance de vie inférieure aux autres hamsters.

5.1.2. Détermination génétique de quelques robes du hamster chinois

Peu de mutations existent à l'heure actuelle mais si ce hamster connaît un engouement en tant qu'animal de compagnie, il se pourrait que de nombreuses couleurs soient créées. A l'heure actuelle, on connaît :

- la couleur sauvage (cf. présentation des hamsters) ;
- une mutation responsable de tâches blanches, à transmission autosomale dominante. Il s'agit de l'allèle dominant Spot.

5.1.3. Détermination génétique de quelques robes du hamster russe

Chez le hamster russe, plusieurs robes dues à des mutations génétiques ont été créées ou sont apparues spontanément. Il y a à ce jour environ une douzaine de robes en plus de celle sauvage.

5.1.3.1. Les différentes couleurs du pelage

Le phénotype albinos est un pelage blanc avec les oreilles de couleur chair. L'allèle mutant est récessif.

Le phénotype argenté est caractérisé par un pelage du dos cannelle clair, la coloration de la base des poils est gris fumé et le ventre est crème avec un peu de gris fumé; les oreilles sont de couleur chair et les yeux sont rouges. L'allèle mutant est aussi récessif.

Le phénotype argenté aux yeux noirs correspond à un pelage de couleur marron clair avec une raie dorsale gris foncé et des oreilles marron.

Le phénotype noir est à transmission autosomale récessive. Parfois, le noir du pelage est total mais souvent on peut encore distinguer la raie dorsale, les poils étant très foncés mais pas véritablement noirs. Peut être deux allèles sont-ils incriminés ?

Le phénotype opale est un pelage gris bleuté avec une raie dorsale grise. Le ventre reste de couleur ivoire, les oreilles grises et les yeux noirs. Ce phénotype est très proche du phénotype du hamster sibérien saphir. La transmission est récessive.

Le phénotype chocolat est issu du croisement entre des animaux noir et argent aux yeux noirs.

Le phénotype bleu est issu du croisement entre des animaux noir et opale. Les animaux sont de couleur gris acier, leurs oreilles sont grises et la raie dorsale est gris foncé.

5.1.3.2. Les autres variétés : type de poils et patrons

Des mutations ont permis de voir naître des animaux **satins** (poils très fins conférant un aspect velouté et brillant) ou avec des poils **rex** (court et frisé) et des vibrisses frisées ou encore avec **des poils ondulés** avec des vibrisses frisées. Cette dernière mutation n'affecte cependant que les premiers poils car après la première mue les poils repoussent normaux; les vibrisses restent toutefois frisées.

Deux patrons existent chez le hamster russe :

- **le patron panaché (mottled)** dont la transmission est autosomale dominante mais dont l'expression phénotypique est très variable : les animaux ne peuvent être pourvus que d'une seule bande au niveau des épaules ou présentés de nombreux spots blancs ou encore être blancs avec un ou quelques spots colorés. Les yeux de ces animaux sont très foncés à la naissance mais ils s'éclaircissent pour devenir rouges. Cet allèle semble proche de l'allèle White belly du hamster doré. Ainsi, il ne faut pas croiser deux animaux panachés ensemble car les petits sont porteurs d'anomalies génétiques, notamment l'anophtalmie et ont une espérance de survie faible (de l'ordre de 3 semaines pour certains éleveurs).
- **Le patron platine** est aussi à transmission autosomale dominante. Des poils blancs sont parsemés sur l'ensemble du corps conférant un reflet argenté. Là encore, l'expression phénotypique est très variable. Deux individus platine croisés entre eux donnent naissance à des petits blancs aux yeux noirs.

5.1.4. Détermination génétique de quelques robes du hamster sibérien

Deux mutations sont connues chez le hamster sibérien en plus de la couleur sauvage.

Le phénotype saphir proche du phénotype opale du hamster russe : la partie supérieure du corps de l'animal est gris fumé bleuté, la raie dorsale est plus sombre, le ventre est ivoire, les oreilles gris clair et les yeux noirs.

Le phénotype perle est très particulier. Le pelage est à dominance blanche avec des poils colorés parsemés, plus concentrés le long de la raie dorsale. Le ventre est blanc et les oreilles sont grises. Il s'agit d'un patron de robe, la couleur des poils varie avec la couleur associée : saphir ou sauvage.

5.2. Maladies héréditaires principales

5.2.1. Chez le hamster doré [23]

Chez le hamster doré, les maladies génétiques sont relativement nombreuses. On peut citer :

- la cardiomyopathie due à un allèle récessif "cm" ;
- la paralysie des membres postérieurs due à un allèle récessif "pa", qui sert de modèle pour les neuropathies démyélinisantes chez l'homme ;
- les convulsions épileptiformes dues à un allèle récessif "sz", qui sert de modèle pour l'épilepsie chez l'homme ;
- l'anophtalmie, due à un allèle dominant responsable d'une pigmentation blanche des hamsters, l'allèle White bellied ou Anophtalmic White "Wh" chez les hamsters dorés et l'allèle Mottled chez les hamsters russes ;
- le piebaldisme dû à un allèle récessif agissant également sur la pigmentation, l'allèle piebald "s".

5.2.2. Chez le hamster chinois [158]

Chez le hamster chinois, la maladie génétique la plus étudiée est le *diabète sucré* qui est le modèle de choix du diabète de type I chez l'homme. Il est très fréquent dans certaines souches et sa transmission est complexe puisqu'au moins 4 gènes diabétogènes sont incriminés.

La symptomatologie du diabète chez ce hamster est :

- un amaigrissement ;
- une hyperglycémie chronique modérée à sévère avec une intolérance au glucose ;
- une hypo-insulinémie ;
- une atteinte rénale avec polyurie, glucosurie et une éventuelle cétonurie ;
- une atteinte nerveuse (SNC, SN périphérique et SN autonome) ;
- une atteinte oculaire au niveau de la rétine ;

Une restriction alimentaire ainsi qu'une diminution des lipides en utilisant surtout des lipides d'origine végétale retarde l'apparition des symptômes ou leur gravité.

Un traitement à base d'insuline exogène (NPH) ou des sulfamides hypoglycémiantes (sulfonylurée tolbutamide) peut être entrepris.

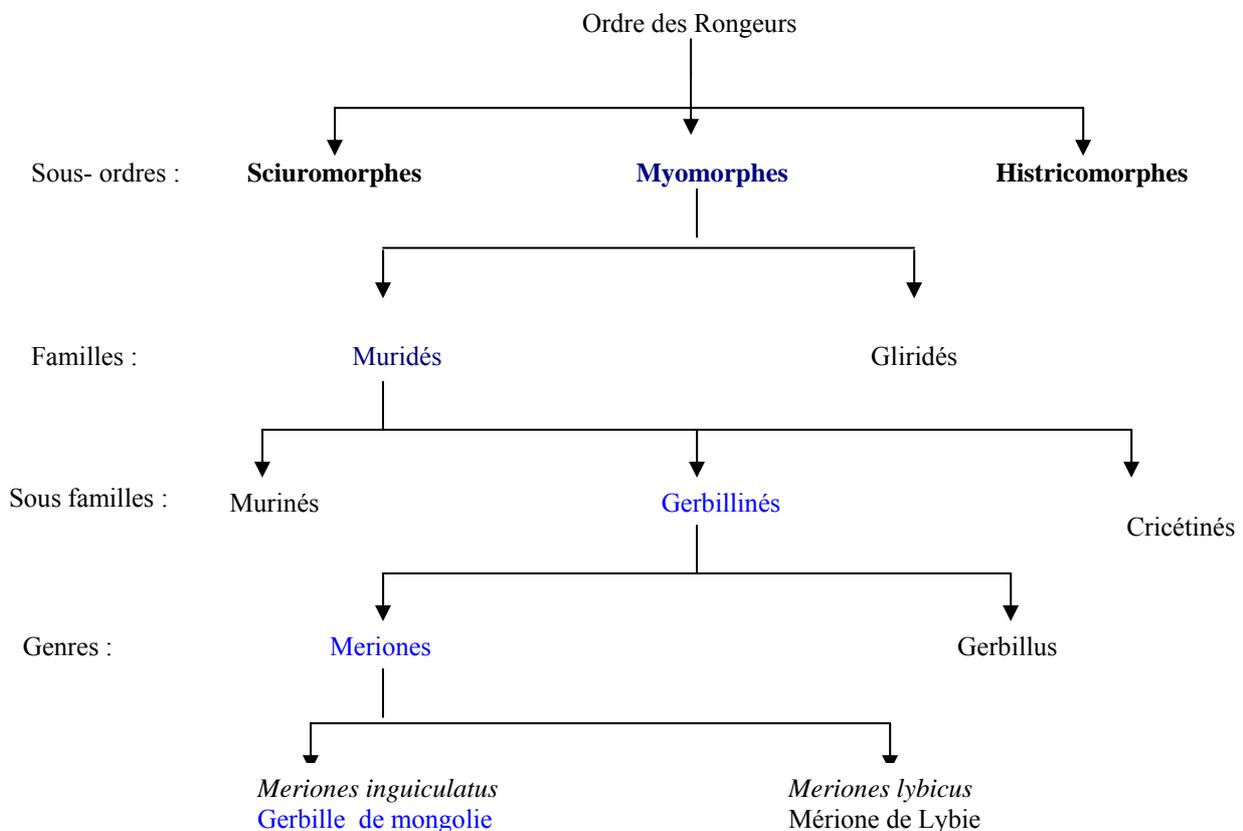
Présentation de la gerbille

La gerbille de compagnie, *Meriones inguiculatus*, est un rongeur issu des steppes sableuses de Mongolie et du désert de Gobi.

1. CLASSIFICATION

La gerbille domestique (*Meriones inguiculatus*) fait partie de l'embranchement des Vertébrés, la classe des Mammifères, l'ordre des Rongeurs, le sous- ordre des Myomorphes, la famille des muridés et la sous famille des Gerbillinés (cf . figures 1 et 52).

Figure 52 : position de la gerbilles domestique dans la Systématique à l'heure actuelle [57].



2. PARAMETRES ZOOLOGIQUES

2.1. Taille et poids vif [6, 31, 40, 45, 64 , 73, 77, 100]

2.1.1. Longueur du corps et de la queue

Une gerbille adulte mesure entre 21 à 24,5 cm de long avec la queue qui est poilue. Celle-ci mesure quasiment la même taille que celle du corps (90% pour être exact) alors que les nouveau-nés présentent une queue courte qui représente à peu près 25% de la longueur de leur corps. Une étude a montré que les mâles âgés de 100 jours mesuraient 13,8 cm +/- 0,5 cm de

long avec une queue de 10,3 +/- 0,4 cm et que les femelles mesuraient au même âge 13,2 cm +/- 0,4cm avec une queue de 9,8 +/-0.6 cm.

2.1.2. Poids

Un mâle adulte pèse entre 46 et 150 grammes selon les auteurs mais il semble qu'un mâle de format moyen pèse entre 80 et 90 grammes.

Les femelles sont sensiblement plus légères avec un poids compris entre 50 et 90 grammes, le plus souvent entre 70 et 80 grammes. Toutefois certaines femelles de grand format peuvent peser jusqu'à 130 grammes.

2.2. Dentition [40, 45, 73, 100, 151]

Les gerbilles présentent la même dentition que les autres Myomorphes à savoir 16 dents. La formule dentaire par demi mâchoire est : I 1/1, C 0/0, PM 0/0, M 3/3.

Les gerbilles naissent sans dent et elles émergent selon une chronologie bien établie :

Eruption des incisives	: J12
Eruption des premières molaires	: J18 à J21
Eruption des troisièmes et dernières molaires	: J30

Les incisives inférieures mesurent trois fois la longueur de celle des incisives supérieures.

3. PARAMETRES MORPHOLOGIQUES [6, 9, 31, 40, 45, 73, 100]

La gerbille possède 4 paires de mamelles, deux paires thoraciques et deux paires inguinales. Leurs membres postérieurs sont adaptés à la position debout, très usitée chez ces animaux et aux sauts. En effet, les gerbilles peuvent sauter 3 mètres verticalement et 6 mètres horizontalement.

La caractéristique morphologique majeure est la présence d'une glande ventrale qui sécrète un sébum jaune marron gras et d'odeur musquée. La glande présente un dimorphisme sexuel : elle est de forme allongée, bien orangée et facilement visible par sa taille (22,7 mm x 5,8 mm) chez le mâle alors qu'elle est de taille plus réduite (15,1 mm x 4,1 mm) voire non visible chez 33% des femelles. Les sécrétions sont androgéno-dépendantes ce qui explique que la glande régresse après une castration chez les mâles. Le rôle principal de cette glande est avant tout le marquage du territoire, comportement plus fréquent chez le mâle. Chez la femelle, le marquage avec la glande ventrale est exacerbé quelques jours avant une mise bas jusqu'au sevrage des petits. Ce marquage participe à l'identification des nouveau-nés par la mère.

La gerbille est dépourvue de glandes sudoripares et ne peut pas haleter ce qui explique qu'à partir de 35°Celsius elle souffre de la chaleur.

La couleur sauvage des gerbilles est l'agouti avec des yeux noirs. Le museau, le dos et les côtés du tronc sont généralement plus foncés alors que la face ventrale du thorax et de l'abdomen sont plus clairs. Il existe à l'heure actuelle de nombreuses variétés mutantes qui sont décrites dans le paragraphe sur la détermination génétique des robes des gerbilles.

4. COMPORTEMENT DES GERBILLES A L'ETAT SAUVAGE [31, 40, 45, 73, 77, 81 , 90]

Les gerbilles sont des animaux sociaux qui vivent dans des terriers assez simples et en groupes familiaux dans lesquels un véritable système social est instauré. Trois types d'individus forment un groupe : le couple fondateur formé d'une femelle et de son mâle, tous deux dominants et seuls à se reproduire ; les individus acceptés et intégrés qui sont des subordonnés et les individus exclus ou placés en marge du groupe. C'est entre les dominants et les exclus que l'on observe le plus de combats. Toutefois, ce n'est qu'avec des animaux étrangers que les agressions peuvent connaître une issue fatale.

Ce sont des animaux actifs le jour et la nuit mais ils sont surtout crépusculaires.

La communication entre gerbilles est assurée par des vocalisations surtout pour les nouveau-nés et l'olfaction par l'intermédiaire du marquage à l'aide de la glande ventrale , des urines ou des fèces. Le marquage indique un éventuel danger, les limites du territoire et l'identification des bébés. Enfin, les gerbilles communiquent par le frappement du sol avec leurs postérieurs lors d'un danger, en période de reproduction ou tout simplement pour interagir socialement avec d'autres individus.

5. PARAMETRES PHYSIOLOGIQUES

5.1. Espérance de vie et âge à la sénescence [40, 45, 64, 77, 81, 117, 123]

Les gerbilles vivent entre 3 à 4 ans avec quelques individus qui atteignent les 5 ans (57 mois). Il semble que les femelles vivent plus longtemps que les mâles puisqu'une étude a montré que l'espérance de vie d'un mâle était comprise entre 25,7 et 35,4 mois alors que celle des femelles était comprise entre 32,4 et 38,2 mois.

5.2. Quelques éléments de physiologie en chiffres [40, 45, 64, 73, 75, 77, 81, 105, 117, 123]

Tableau XXXI : paramètres physiologiques chez la gerbille.

Paramètres	Unité	Intervalle physiologique	moyenne
Fréquence respiratoire	mpm	70 à 160 *	
Fréquence cardiaque	bpm	260 à 600	360
Température corporelle	° Celsius	37 à 39	38,2

* Certains auteurs rapportent un intervalle physiologique de la fréquence respiratoire de 260 à 600 mouvements par minute.

5.3. Quantité d'urines et fèces produites quotidiennement [105]

Une gerbille adulte produit peu d'urines et ses crottes sont très sèches du fait de son adaptation à un habitat désertique.

Ainsi, elle produit quelques gouttes d'urines chaque jour et environ 1,2 à 2,5 grammes de fèces. Rappelons que les rats adultes en produisent entre 9 et 15 grammes par jour !

Elevage de la gerbille

L'élevage de la gerbille est à l'instar du rat et de la souris facile à réaliser même pour des éleveurs novices. Seules quelques particularités sont à connaître pour la réussite de l'élevage.

1. LE LOGEMENT

1.1. Les normes minimales des dimensions de la cage [45, 58, 81, 100, 142]

Compte tenu de l'activité élevée des gerbilles, la cage doit être de grande taille. On recommande une surface au sol de 1800 cm² pour une gerbille adulte additionnée de 50 cm² pour chaque adulte supplémentaire. La hauteur de la cage doit pouvoir permettre aux animaux de se mettre debout sur les deux postérieurs, attitude souvent adoptée chez les gerbilles c'est pourquoi la hauteur minimale recommandée est de 15 cm mais 30 cm semble plus confortable.

1.2. L'enrichissement de l'environnement : sorties, matériel de nid et accessoires divers [40, 77, 100, 117, 119, 142, 143]

1.2.1. Présence d'un nid et de matériel de construction

Des études montrent que la présence d'un abri est nécessaire au bien être des gerbilles. Divers types d'abris sont disponibles en animalerie : boîtes en plastique cubiques transparentes ou colorées, petites maisons en bois décorées ou non, nid tressé... De plus, on peut le construire soi-même ou utiliser des boîtes à mouchoirs cubiques ou à chaussures par exemple. Face à ce choix, il convient de choisir un abri que l'on peut facilement nettoyer mais aussi un nid opaque dans lequel la gerbille peut se cacher. En effet, une étude montre que la présence d'un abri opaque diminue la fréquence des stéréotypies par rapport aux gerbilles possédant un abri transparent.

Enfin, il est important d'apporter en plus de l'abri du matériel de construction d'un nid pour que les gerbilles façonnent leur propre nid dans l'abri. Du papier toilette, papier déchiré, mouchoirs en papier conviennent parfaitement. Il faut prohiber l'usage des matières synthétiques vendues en animalerie comme coton spécifique pour le nid des hamsters pour les mêmes raisons que chez ces derniers (cf. chapitre élevage des hamsters, paragraphe 1.2.2.). L'apport de foin de luzerne est intéressant chez les femelles allaitant car il sert de lest et de matériel de construction du nid mais augmente aussi la production de lait. Toutefois, donner en trop grande quantité, il peut être responsable de diarrhée et il doit être enlevé dès qu'il est souillé.

1.2.2. Les accessoires de jeu

Les accessoires de jeu permettent aux animaux de satisfaire en partie leurs besoins d'exercice. La nature des accessoires appréciés par les gerbilles diffère de ceux des rats et des souris. Ce sont surtout les accessoires naturels tels que les pierres, les branches d'arbre, le sable et des pots à fleurs qui plaisent aux gerbilles et leur permet de satisfaire des comportements proches de ceux de leurs homologues sauvages tels qu'une activité locomotrice suffisante, le

marquage et la position debout. De plus, les gerbilles vivant dans ces environnements semi-naturels présentent une rapidité plus grande à trouver leur nourriture. En fait, le comportement exploratoire des gerbilles est meilleur.

Pour ce qui est des roues, les gerbilles ne les utilisent pas ou pendant une brève période avant de les délaïsser.

En fait, les accessoires doivent permettre aux animaux de creuser, sauter et escalader.

1.2.3. Les sorties à l'extérieur de la cage

Lorsque l'on permet à une gerbille de sortir dans un milieu enrichi 1 heure par mois, cela induit chez elle des modifications positives à long terme se traduisant par une espérance de vie accrue et un retard de l'âge à la sénescence.

Les sorties doivent cependant être réservées aux gerbilles domestiquées et dans des conditions de surveillance suffisantes.

1.2.4. Les signes d'un environnement pauvre

Les gerbilles maintenues dans des milieux très pauvres en stimuli et/ ou individuellement (manque de contact social) présentent une apathie, un amaigrissement et des comportements anormaux tels que des stéréotypies ou du pica : les animaux creusent de façon excessive et répétée leur litière, passent leurs museaux entre les barreaux de la cage engendrant des blessures locales ou s'arrachent les poils de la base de la queue et de la tête en procédant à une toilette excessive.

Chez ces animaux, la cortisolémie est élevée de façon chronique ce qui traduit un stress sous jacent.

Certaines gerbilles très sensibles peuvent mourir d'inanition.

1.3. La litière [40, 64, 73, 77, 105, 129, 142]

1.3.1. Choix de la litière pour les gerbilles

Les gerbilles préfèrent comme les rats des cages à fond plein pourvues de litière.

Les sciures et copeaux de pin sont responsables d'un trouble de pelage qui devient gras et mat. Les copeaux de cèdre sont responsables de l'apparition d'excoriations et ulcérations sur la face et le museau des gerbilles. La première hypothèse émise par les auteurs était un phénomène allergique mais il semblerait que l'origine soit une irritation des glandes de Harder. Enfin, certaines litières seraient responsables de blépharite et conjonctivite.

L'utilisation de copeaux de sapin convient parfaitement. Il faut toutefois la placer en couche très épaisse (au minimum 2 cm, optimalement 15 cm) pour que les gerbilles puissent creuser.
--

Des auteurs préconisent l'utilisation de terre argileuse mélangée à du sable et des graviers. Cependant ce mélange peut causer des blessures cutanées par abrasion.

1.3.2. Fréquence de changement de la litière

1.3.2.1. Les gerbilles sont des animaux propres

Les gerbilles sont des rongeurs désertiques adaptés à leur environnement. Ainsi, leur système d'économie de l'eau est très performant leur permettant de boire peu, de concentrer au maximum les urines et d'absorber le plus possible d'eau issue des aliments. Ainsi, la production d'urines est faible et les crottes émises sont sèches.

Enfin, les gerbilles sont des rongeurs dont l'odeur est peu marquée.

Tout ceci explique que la fréquence recommandée du changement de la litière est moins grande que celles des autres rongeurs. Un changement hebdomadaire est suffisant si la densité animale et la taille de la cage sont correctes et certains éleveurs se permettent de ne changer la litière que toutes les 2 semaines sans observer une augmentation des maladies dues à un manque d'hygiène.

1.3.2.2. La dermatite nasale signe un manque d'hygiène

Un signe d'une insalubrité est l'apparition de la dermatite nasale ou "*sore nose*", affection cutanée touchant la région des nasaux caractérisée par l'accumulation de pigments porphyriques même si cette affection est plurifactorielle. Les facteurs favorisant sont le stress et l'insalubrité et le facteur déclenchant est la multiplication de staphylocoques. La dermatite nasale concerne surtout les jeunes gerbilles dans la période suivant le sevrage.

1.4. Le bac à sable [40, 45, 73, 77, 81]

Comme le chinchilla, la gerbille utilise les bains de sable pour éliminer l'excès de sébum présent sur la peau et lutter, notamment chez les mâles, contre la séborrhée.

Il faut cependant que la gerbille est apprise ce comportement auprès d'adultes par le phénomène d'imitation. C'est pourquoi il faut fournir du sable avant que la gerbille ait atteint l'âge adulte.

Il existe dans le commerce des mélanges préparés à base de copeaux et sciures de bois. Il faut cependant leur préférer un mélange 50% talc + 50 % sable fin.

Le contenu du bac doit être changé tous les 15 jours.

1.5. Entretien

Comme nous l'avons vu précédemment (au paragraphe 1.3.2.1.), la particularité de l'entretien de la cage des gerbilles est que le nettoyage est moins fréquent que pour les autres rongeurs.

Sinon, les procédés de nettoyage et de désinfection sont les mêmes.

1.6. Environnement [40, 45, 64, 73, 77, 80, 81, 95, 105, 117, 123, 129, 142, 143, 162]

La cage doit être disposée dans une pièce répondant à certains critères environnementaux tant pour le bien-être des souris que pour les performances zootechniques de l'élevage et la santé des animaux.

1.6.1. La température

La gerbille présente une grande capacité de thermorégulation à partir du moment où ses mécanismes sont efficaces c'est-à-dire vers l'âge de 4 semaines. L'intervalle de thermo-neutralité est grand ainsi que sa tolérance vis-à-vis de la chaleur. Ceci est lié à une adaptation à la vie en milieu désertique puisque durant la nuit la température extérieure descend très bas et que durant le jour elle est très élevée. Fait remarquable, les gerbilles peuvent se reproduire malgré une température ambiante de 0°Celsius.

A partir de 35°Celsius, les mécanismes de thermorégulation deviennent insuffisants. Dans la nature, les gerbilles disposent de comportements supplémentaires notamment s'enfoncer dans les terriers où la température est plus clémente.

En pratique une température ambiante comprise entre 15 et 29° Celsius est acceptable en évitant tout écart brusque. La température optimale pour les adultes est de 15° Celsius mais les petits de moins de 4 semaines nécessitent une température ambiante de 20 à 24 °Celsius.

Un compromis est de garder une température ambiante constante de 22°Celsius avec un abri pour les petits et la possibilité de creuser pour les adultes.

1.6.2. L'humidité

Contrairement à la grande tolérance des gerbilles pour la température ambiante, l'humidité est un paramètre de l'environnement qu'il faut surveiller de façon draconienne car leurs besoins sont stricts et l'intervalle de sécurité est petit.

L'humidité relative de la pièce doit être comprise entre 30 et 50%.

Si l'humidité dépasse 50%, alors les gerbilles deviennent agitées, maigrissent et présentent un pelage anormal avec des poils hérissés et rugueux. Une exposition prolongée à une humidité trop élevée peut conduire au décès de certains animaux.

1.6.3. La qualité de l'air : le taux d'ammoniac et la ventilation

Les gerbilles ont les mêmes exigences que les rats et les souris.

1.6.4. L'éclairage

1.6.4.1. La photopériode

Contrairement aux rats, souris et surtout aux hamsters, la photopériode semble moins influencer la reproduction. Toutefois, une photophase de moins de 10 heures/jour ou de 24 heures/ 24 entraîne une régression testiculaire chez les mâles adultes tandis qu' une photophase de moins de 2 heures/ jour ou de 24 heures/ 24 est responsable d'une inhibition de la croissance testiculaire chez les mâles imputères.

Aussi, une photopériode comprise entre 10 à 14 heures par jour convient-elle pour l'élevage des gerbilles.

1.6.4.2. Le spectre lumineux

Les animaux ne doivent être exposés directement aux rayons solaires. Pour cela, il faut placer la cage loin d'une fenêtre. Un éclairage artificiel semble plus sûr.

1.6.4.3. L'intensité lumineuse

L'intensité lumineuse recommandée pour les gerbilles est la même que pour les rats pigmentés c'est-à-dire entre 30 à 40 Watts par mètre² soit 350 à 400 lux à un mètre du sol.

Si l'intensité lumineuse est trop forte alors la vision déjà rudimentaire est altérée. Rappelons que les gerbilles sont des animaux à prédominance crépusculaire, elles ne sont donc pas adaptées à la lumière du jour. Et si les gerbilles ont des tendances diurnes, leur activité durant le jour s'effectue dans les terriers.

1.6.5. La densité animale

Les gerbilles sont des animaux sociaux qui vivent en groupes comprenant en moyenne une vingtaine d'individus et parmi lesquels une hiérarchie est établie avec un mâle et une femelle dominant.

La vie en solitaire doit impérativement être évitée. De même, la sous-population peut être à l'origine d'un stress chronique se traduisant par l'apparition d'un martyr au sein du groupe qui se fait arracher les poils par les autres individus, notamment le dominant.

A l'opposé, il ne faut tomber dans l'excès inverse car la surpopulation est aussi à l'origine de troubles du comportement : pica, agressivité, martyr. L'encadré 4 présente des généralités et les différentes causes de l'agressivité chez les gerbilles.

La détention des gerbilles doit donc calquer le schéma naturel permettant la constitution de couples ou petits groupes sociaux.

1.6.6. L'ambiance et le bruit

Les recommandations sont les mêmes que pour les autres rongeurs. Une ambiance calme est souhaitée.

Encadré 4 : l'agressivité chez les gerbilles [40, 90, 100, 117]

Aggressivité au sein d'une famille :

Chaque famille est constitué d'un couple dominant qui se reproduit, de membres intégrés au groupe et de membres rejetés. Le couple fondateur n'est jamais attaqué mais leur stress est le plus important ; les membres intégrés ont le niveau de stress le plus faible et sont rarement exposés aux agressions ; enfin, les membres exclus de la famille présentent un niveau de stress intermédiaire et sont les animaux les plus souvent attaqués, notamment par la femelle dominante.

Deux moments sont critiques au sein d'une famille et susceptible d'engendrer une augmentation des agressions :

- la compétition entre les femelles pour se reproduire lorsqu'elles deviennent matures ;
- un changement dans la structure de la famille (par exemple : la mort d'un adulte dominant).

Aggressivité en général :

Les femelles en groupe ont plus tendance à se combattre que les mâles en groupe.

Les adultes ne se connaissant pas se combattent.

Les animaux âgés sont plus agressifs et moins tolérants vis-à-vis de leurs congénères.

2. L' ALIMENTATION ET LA BOISSON :

2.1. L'alimentation

2.1.1. Comportement alimentaire et conséquences pratiques [40, 60, 64, 100, 117, 129, 138]

Les gerbilles sont des animaux granivores et herbivores avec une tendance insectivore. Leur préférence alimentaire est clairement des graines de tournesol qui comme nous le verrons plus tard doivent être rationnées. En effet, leur appétence est telle que si elles sont fournies à volonté alors certaines gerbilles ne s'alimentent que de ces graines qui sont déséquilibrées.

Dans la nature, les gerbilles ont une ration d'été et une ration d'hiver. La première est constituée de plantes vertes telles que l'armoise, le millet et l'herbe à serpent. A partir de l'automne, elles ingèrent les graines de blé, seigle, sarrasin (blé noir), avoine et tournesol. Les auteurs ont un avis partagé quant à l'ingestion d'insectes à l'état sauvage.

En captivité, il ne sert à rien de faire deux rations différentes, les adultes peuvent être nourris avec un aliment industriel (mélange de graines ou pellets) complété ou non avec des fruits et légumes. En contre partie, en période de sevrage, il est indispensable d'apporter un supplément abondant de produits frais.

Pour ce qui du rythme de distribution de la ration, les gerbilles mangeant à intervalle régulier toutes les deux heures durant tout le jour et toute la nuit à parts égales, **le mode à volonté** est le plus adéquat. La quantité d'aliment ingéré est d'environ 5 à 8 grammes par 100 grammes de poids vif par jour selon la densité de l'aliment.

Enfin, les gerbilles sont peu sujettes à la coprophagie par rapport aux autres rongeurs et ce comportement s'observe surtout lorsque le régime alimentaire est carencé.

2.1.2. Généralités et rappels sur la physiologie digestive [40, 45, 77, 138, 151]

Les gerbilles sont comme la souris et le rat des animaux monogastriques omnivores. Elles présentent les mêmes particularités de physiologie digestive que ces derniers.

L'estomac est divisé en 2 parties : une partie non glandulaire, la portion cardiaque, et une partie glandulaire, la portion pylorique. Il ne possède pas de proventricule ce qui explique que ni la souris ni le rat ni la gerbille ne peuvent vomir. De plus, les sécrétions gastriques sont continues que les animaux s'alimentent ou non.

Le cæcum est peu développé.

2.1.3. Gerbilles adultes à l'entretien, en gestation, en lactation et en croissance

2.1.3.1. Recommandations [40, 60, 113, 138, 151]

Les recommandations citées sont issues du National Research Council datant de 1995 et figurent sous forme de tableau, cf. tableau XXXII. Ce sont pour la majorité les mêmes recommandations que pour le rat sauf pour quelques nutriments : deux acides aminés (la méthionine et la cystine), deux minéraux (le magnésium et le zinc) et la taurine qui est indispensable chez la gerbille et non chez le rat.

Les besoins énergétiques des gerbilles en fonction des différents stades physiologiques ont été peu étudiés. Seuls les jeunes sevrés en croissance ont fait l'objet d'études poussées.

BE post-sevrage + croissance = 36 à 40 kcal EM / 100 grammes PV / jour.

Chez les adultes, l'ingéré et la digestibilité des aliments diminuent significativement lorsque la température est supérieure à 20 °Celsius.

Chez les animaux adultes à l'entretien, la densité énergétique de la ration doit être égale à environ à 4,2 kcal/ gramme d'aliment soit 4200 kcal par kg. Cependant, de nombreuses études montrent que les gerbilles adaptent la quantité de l'ingéré en fonction de la densité énergétique de la ration parallèlement à la capacité du tractus digestif. Cette particularité permet surtout de compenser dans la nature l'alimentation pauvre ou de mauvaise qualité durant la période hivernale.

2.1.3.2. Aliments disponibles : industriels vs ménagers [151]

Il existe sur le marché actuel des aliments spécifiques pour les gerbilles qui sont adaptés à leurs besoins. Ces aliments sont plus sûrs d'utilisation que l'alimentation ménagère. La ration ménagère ou traditionnelle doit être réservée pour certaines situations uniquement (animal convalescent) ou utilisée en complément minoritaire d'une alimentation industrielle, d'autant plus que la gerbille présente un besoin spécifique en taurine.

2.1.3.3. mode de distribution : ad libitum vs rationnement [73]

Le mode à volonté semble plus adapté à la gerbille. Toutefois, une restriction alimentaire de 60% par rapport à la quantité consommée spontanément par une gerbille augmente significativement l'espérance de vie.

Pour ma part, je pense qu'une alimentation à volonté contenant comme concentration en lipides la limite inférieure recommandée et une possibilité pour les gerbilles d'avoir de l'exercice est un bon compromis.

Tableau XXXII : recommandations alimentaires de la gerbille [40, 151].

Nutriments	Unité	Quantité / kg d'aliment		
		Entretien	Croissance	Reproduction
Matières grasses <i>limiter</i> <i>cholestérol</i>	g	20 à 50	20 à 50	20 à 50
Protéines	g	>160	>160	>160
Acides aminés :				
Arginine	g	?	4,3	4,3
Acides aminés soufrés	g	1,9	10,9	10,9
Histidine	g	0,8	2,8	2,8
Isoleucine	g	3,1	6,2	6,2
Leucine	g	1,8	10,7	10,7
Lysine	g	1,1	9,2	9,2
Méthionine	g	11,7	11,7	11,7
Cystine	g	5	5	5
Thréonine	g	1,8	6,2	6,2
Tryptophane	g	0,5	2	2
Valine	g	2,3	7,4	7,4
Autres (non aae)	g	66	66	66
Taurine	g	4,5 (<7) =36mmole/ kg	4,5 (<7)	4,5 (<7)
Minéraux :				
Calcium	g	5	5	5
Phosphore	g	3	3	3
Sodium ou Chlore	g	0,5	0,5	0,5
Magnésium	g	1 à 1,5	1 à 1,5	1 à 1,5
Potassium	mg	3,6	3,6	3,6
Fer	mg	35	35	75
Cuivre	mg	5	5	8
Zinc	mg	25	25	25
Manganèse	mg	10	10	10
Iode ou Molybdène	µg	150	150	150
Sélénium	µg	150 à 400	150 à 400	150 à 400
Vitamines :				
A	mg	0,7	0,7	0,7
D	UI	2300	2300	2300
E	mg	0,025	0,025	0,025
K	mg	18	18	18
B1 (thiamine)	mg	1	1	1
B2 (riboflavine)	mg	>4	>4	>4
B3 (niacine)	mg	>3	>3	>3
B5 (acide pantothénique)	mg	>15	>15	>15
B6 (pyridoxine)	mg	>10	>10	>10
B8 (biotine)	mg	>6	>6	>6
B9 (acide folique)	mg	>0,2	>0,2	>0,2
B12	µg	>4	>4	>4
Choline (chlorure)	g	>50	>50	>50
	g	2.3	2.3	2.3

2.1.3.4. Relations suralimentation, excès pondéral, cancérogène, faible espérance de vie et infertilité [73, 100, 117, 129, 142]

Les gerbilles possèdent un métabolisme très particulier pour les graisses qui est responsable d'un taux élevé en cholestérol sanguin malgré une alimentation pauvre en graisse (4% de MG). Avec un aliment énergétique par sa teneur en matières grasses (>5 %), les gerbilles développent une hypercholestérolémie avec une hyperlipémie et stockent les matières grasses notamment au niveau du tractus génital des femelles pouvant conduire à une infertilité. Ces animaux sont obèses ce qui a trois conséquences majeures en élevage : une diminution de l'espérance de vie directement et indirectement par la prédisposition à développer des tumeurs et une diminution des capacités physiques pour la reproduction.

Remarque : malgré l'hypercholestérolémie chronique, les gerbilles ne développent pas d'athérosclérose.

Cette spirale dangereuse concerne surtout les gerbilles qui sont alimentées avec un excès de graines de tournesol dont elles raffolent. En effet, elles sont très énergétiques mais surtout très déséquilibrées avec peu d'acides aminés essentiels, peu de vitamines et peu de minéraux (notamment en calcium). Chez les jeunes gerbilles, cet excès peut conduire à un arrêt de la croissance voire une ostéodystrophie.

2.1.3.5. Autres erreurs alimentaires fréquentes chez la gerbille [73, 117, 142]

Deux autres erreurs sont préjudiciables en élevage.

- L'excès protéique chez l'adulte en maintenance, surtout chez le mâle, augmente les risques de néoplasies et de néphrite, mettant à moyen ou long terme le pronostic vital de l'animal en jeu.
- L'excès d'aliments fermentescibles peut être responsable d'une dilatation de l'estomac qui est de pronostic réservé car les gerbilles ne peuvent pas vomir. Ainsi, une dilatation se complique secondairement par un iléus associé à une anorexie. Les symptômes d'une dilatation de l'estomac sont : une distension abdominale, une dyspnée, le grincement des dents (bruxisme), un tympanisme à l'endroit de l'estomac et dans les cas les plus graves un choc cardio-vasculaire. Une vidange gastrique est indispensable par intubation ou ponction à l'aiguille. Une fluidothérapie associée à un traitement avec un anti-inflammatoire non stéroïdiens doivent être mis en place rapidement.

2.1.3.5. Les mangeoires : types et entretien

Les exigences des gerbilles sont les mêmes que pour les rats et les souris.

2.1.4. Alimentation pratique

1/ Choix de l'aliment industriel en granulés = aliment de base fourni à volonté

Aussi, voici quelques valeurs utiles pour choisir un aliment d'entretien pour une gerbille adulte:

- 16 % de la Matière Sèche (MS) en Matières Azotées Totales (MA_t) (entre 13 et 22 %),
- < 4 % de la Matière Sèche (MS) en Matières Grasses Brute (MG_b),
- 2 % de la Matière Sèche (MS) en Fibres.

Pour une gerbille en croissance, le taux de protéines doit être compris entre 17 et 20% de la MS et le taux de matières grasses doit être inférieur à 5 % de la MS.

2/ Choix des aliments frais complémentaires

Les aliments frais que l'on peut donner à manger aux gerbilles figurent en annexe 1.

Une possibilité est d'alterner une pincée de graines (en limitant les graines de tournesol), du pain sec (de blé, blé noir, seigle...), un morceau de fruit (par exemple un demi quartier de pomme par gerbille), un peu de verdure (une à deux fois par semaine), un petit morceau de fromage ou un ver de farine (2 à 3 par semaine).

3/ Laisser à disposition un aliment à ronger et un fourrage

4/ Supplémentation vitaminique et minérale ?

Une supplémentation est à réserver pour des situations délicates comme la lactation, la croissance ou une diminution de l'état général ou encore pour le rationnement ménager.

5/ Gérer la période du sevrage

Il semble que chez les jeunes en cours de sevrage (J15 à J28), un apport abondant de fruits et légumes verts hachés deux fois par semaine ainsi que la présence d'aliment directement au sol soient nécessaires pour leur développement. Si aucune de ces mesures n'est prise, les jeunes maigrissent, deviennent apathiques puis présentent des difficultés respiratoires et le syndrome "wet tail" et finalement 50 à 70% de ces jeunes meurent pendant le sevrage.

Deux hypothèses sont formulées : une insuffisance d'abreuvement lié à une inaccessibilité ou une insuffisance énergétique s'expliquant soit par un problème d'accessibilité soit par une dureté des croquettes (aliments) trop grande pour les dents immatures des jeunes.

2.1.5. Orphelins [26, 45, 77, 117, 161]

Les laits de substitution, l'allaitement et les soins à apporter aux petites gerbilles sont les mêmes que pour les ratons et les souriceaux. Seules deux critères sont spécifiques : la fréquence et la quantité des repas et la préparation au sevrage.

- Laisser boire l'animal toutes les trois heures les 7 premiers jours à raison de 0,5 mL par repas au début et en augmentant progressivement jusqu'à 3 mL par repas vers J7 puis la fréquence des repas diminue alors que la quantité par repas augmente. L'estimation de celle-ci est dépendante du jeune qui se détourne de l'embout quand il n'a plus faim.
- Pour les orphelins de plus de 16 jours, la tétée est souhaitable mais non indispensable. Une alimentation en soupe est mise à disposition des orphelins avec quelques granulés humidifiés. A partir de J20, quelques morceaux d'une alimentation solide sont ajoutés et enfin après quelques jours, une alimentation normale est donnée.

2.2. La boisson

2.2.1. Comportement dipsique et besoin en eau [40, 64, 100, 129, 138, 151]

La gerbille est adaptée aux conditions désertiques de son habitat et a donc des besoins en eau inférieurs aux autres Myomorphes. A l'âge adulte, son besoin total en eau est estimé à environ 8 à 13 % de son poids vif par jour mais une grande partie peut être apportée par l'eau issue des aliments, notamment des végétaux.

Une gerbille adulte en captivité boit environ 4 à 7 mL d'eau par 100 grammes de poids vif par jour en fonction de son alimentation et de son statut physiologique. Cependant, une femelle en lactation ou des mâles âgés consomment plus d'eau du fait respectivement de la lactation et d'une éventuelle glomérulonéphrite chronique.

Un défaut d'abreuvement peut conduire à des troubles de la reproduction (diminution de la fertilité, augmentation des abandons de petits et du cannibalisme, arrêt de la reproduction), un amaigrissement ou un retard de croissance voire à la mort des gerbilles, surtout chez les jeunes pré-sevrés mais aussi chez les adultes en cas de restriction hydrique à long terme.

Aussi, ce n'est pas parce que ce sont des animaux adaptés à vivre dans des régions désertiques qu'il faut les rationner en eau.

L'eau doit être accessible pour tous les animaux (adultes et jeunes) et laissée à volonté.

2.2.2. Nature de l'eau [77, 151]

De l'eau minérale douce, de l'eau de source ou de l'eau du robinet peuvent être utilisées. On trouve d'ailleurs dans le commerce de l'eau "adaptée" pour les rongeurs qui n'est en fait que de l'eau minérale.

Il faut toutefois que le taux de chlore ne soit pas trop élevé car la vitamine C est dégradée par celui-ci. Pour dé-chlorer l'eau, il faut laisser l'eau sédimenter quelques heures dans un récipient ou la faire bouillir quelques minutes.

De plus, un taux de calcaire élevé produit à moyen terme des dépôts qui s'accumulent dans l'embout des biberons et peuvent entraver le fonctionnement des billes. Enfin, une prolifération d'algues vertes ou de bactéries est possible si l'eau stagne et les conditions d'hygiène insuffisantes. Pour prévenir l'encrassement du biberon et une pullulation d'agents pathogènes, il faut changer l'eau tous les jours voire la stériliser ou l'acidifier avec de l'acide chlorhydrique (pH = 2,5 à 3).

2.2.3. Accessoires pour la boisson et entretien

Les accessoires utilisables sont les mêmes que pour les rats.

Attention à la hauteur de l'embout des biberons pour les petits. Il vaut mieux placer un abreuvoir simple (ramequin en terre cuite par exemple) en supplément du biberon pendant la période de nursing et changer l'eau matin et soir.

3. LA REPRODUCTION DES GERBILLES

3.1. Rappels de physiologie sexuelle

3.1.1. La puberté

3.1.1.5. Quand ? [6, 40, 45, 64, 73, 75, 77, 81, 100, 111, 123]

3.1.1.5.1. Chez la femelle

Chez la femelle, la puberté est précédée d'environ 30 jours par la disparition de la membrane vaginale. Il semble que la date de l'ouverture du vagin soit plus précoce si une femelle est élevée seule plutôt qu'avec d'autres femelles et en l'absence d'un mâle mature. Cependant, le critère le plus sûr en élevage pour savoir si une femelle est pubère et capable d'être mise à la reproduction est son comportement envers les mâles. Les premiers accouplements d'une femelle sont le plus souvent infertiles. Les différents paramètres indiquant la puberté chez la femelle sont regroupés dans le tableau XXXIII.

Tableau XXXIII: paramètres indiquant la puberté chez les femelles.

Puberté des femelles	gerbilles	remarques
Ouverture du vagin [6, 40, 73, 75, 100, 123]	J33 à J76	Le plus souvent entre J40 à J60
Age à la puberté [6, 40, 45, 64, 73, 75, 77, 100, 117, 123]	J63 à J84 (12 semaines)	Parfois 18 ^{ème} semaine (126 jours) [75]
Intervalle ouverture vagin / premier œstrus	Environ 30 jours [40]	
Poids vif moyen à la puberté [6, 73, 77, 100]	50 à 90 grammes	Le plus souvent vers 55 – 70 grammes

3.1.1.5.2. Chez le mâle

Chez le mâle, la puberté est précédée de la descente des testicules d'environ 40 jours. Lorsque les mâles deviennent matures, on peut observer un comportement de marquage du territoire qui est maximal. Le tableau XXXIV résume tous les paramètres indiquant le moment de la puberté chez le mâle.

Tableau XXXIV : paramètres indiquant la puberté chez les gerbilles mâles.

Puberté des mâles	gerbilles	remarques
Descente des testicules dans les scrotums [6, 40, 73, 75, 100, 123]	J28 à J45	Le plus souvent entre J30 et J40
Age à la puberté [6, 40, 45, 64, 73, 75, 77, 81, 100, 117, 123]	J70 à J84	Certains mâles ne reproduisent qu'à l'âge de 130-140 jours !
Poids vif moyen à la puberté [6, 40, 73, 77, 100]	55 à 70 grammes	En général vers 60 grammes

3.1.1.6. Facteurs de variation [65, 70, 77, 95]

Il existe de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui interviennent et influencent l'âge à la puberté du mâle et de la femelle. Ce sont :

* la durée d'éclairement et/ ou la saison : une étude montre que des jeunes mâles prépubères élevés avec une photophase de 14 heures par jour et placés dans une pièce dont la photophase est réglée 24 heures sur 24 ou inférieure à 2 heures par jour présentent une inhibition de la croissance testiculaire ;

* l' influence familiale : les jeunes femelles présentent une inhibition du développement de leurs appareils reproducteurs par la présence de ses sœurs et d'une femelle adulte sexuellement active (mère ou non) et par la présence du mâle qui l'a élevé ou d'un mâle familial. A la mort de la femelle fondatrice, ou lors de sa disparition, l'inhibition des femelles est levée et elles deviennent alors cyclées.

* la présence d'un mâle étranger stimule le développement de l'appareil reproducteur et la puberté chez les jeunes femelles et les femelles inhibées par leur famille.

Les auteurs émettent deux hypothèses pouvant expliquer ces phénomènes particuliers :

- un comportement naturel pour limiter la consanguinité et favoriser la rencontre entre partenaires de familles différentes. Rappelons que les familles de gerbilles ont des territoires bien définis mais proches les uns des autres et qu'au sein de chaque famille certains individus sont exclus du clan favorisant leur départ. Cette hypothèse est toutefois controversée car des expériences utilisant des animaux de la même portée et séparés à leur naissance ou des animaux de parenté proche (père biologique/ fille) n'ont prouvé aucune discrimination entre les partenaires apparentés et ceux de souches étrangères.
- un comportement lié au statut hiérarchique de chaque individu : seuls les dominants se reproduisent et les autres sont inhibés. Plusieurs études abondent dans ce sens : les femelles d'une famille qui ne se reproduisent pas (c'est-à-dire ayant un statut de subordonnées) présentent des ovaires atrophiés et ne sont pas cyclées.

3.1.2. La fertilité et l'infertilité du mâle et de la femelle

3.1.2.3. La fertilité du mâle et de la femelle

La femelle : [6, 31, 40, 45, 69, 73]

La gerbille n'est pas fertile toute sa vie. On estime qu'à partir de la puberté, une femelle est fertile en moyenne pendant 13 à 15 mois ce qui représente 1/3 de son espérance de vie avec cependant de grandes variations individuelles. En effet, des études montrent que la durée de vie reproductrice d'une femelle peut être aussi courte que 3 mois et aussi longue que 26 mois.

Contrairement aux rattes et souris, la taille de la première portée est équivalente aux suivantes mais les pertes naissance/ sevrage sont plus importantes pour les 2 premières portées à cause du manque d'expérience des mères.

L'âge au premier accouplement fertile est de l'ordre de 10 à 12 semaines avec un poids objectif minimal de 50 à 60 grammes. L'âge au premier accouplement influence beaucoup les performances de reproduction, notamment l'âge à la première portée et la prolificité. En effet, le taux d'accouplement lors de la réunion du mâle et de la femelle ainsi que le taux de gestation diminuent avec l'âge. Ceci explique que l'âge à la première portée s'observe entre l'âge de 3 et 6 mois, avec des portées moins nombreuses.

Enfin, les femelles mises tardivement à la reproduction semblent moins adaptées à assumer une lactation puisqu'elles perdent plus de poids que les autres femelles.

L'âge à la dernière portée d'une bonne femelle est compris entre 13,5 et 24 mois avec une moyenne de 17 mois.

Enfin, certains auteurs notent une baisse de la fertilité en hiver et un pic en été.

Après l'arrêt de la fertilité (apparente), la femelle continue à ovuler et à s'accoupler pendant une période d'environ 4 mois mais elle devient incapable de supporter une gestation.

Le mâle : [6, 40, 45]

A partir de la puberté, le mâle est fertile pendant 2 ans. L'âge au premier accouplement est environ de 10 à 12 semaines pour un poids vif compris entre 50 et 60 grammes. Sa durée de vie reproductrice est comprise entre 12 à 18 mois.

En pratique, les partenaires sont placés en couple avant la puberté et le premier accouplement a lieu vers l'âge de 10 à 12 semaines. Les gerbilles sont laissées à la reproduction jusqu'à l'arrêt de leur fertilité qui peut survenir à un âge très variable surtout chez les femelles, en général avant 2 ans.

3.1.2.4. L'infertilité [45, 64, 67, 70, 73, 77, 100, 105, 117, 142]

L'infertilité en élevage peut être héréditaire ou acquise.

Les principales causes sont :

- une affection systémique ;
- une origine alimentaire : on peut citer une carence en vitamine E ou une suralimentation responsable d'une obésité ;
- un défaut d'abreuvement lié à une insuffisance en eau disponible ou une inaccessibilité à l'abreuvoir ;
- des conditions d'élevage inadaptées : une température ambiante trop élevée ou au contraire très basse (certaines gerbilles peuvent toutefois se reproduire à 0°Celsius!) ; une absence d'abri au calme ; une forte humidité (> 50%) ; un mauvais éclairage ;
- une origine iatrogène, médicamenteuse ou toxique (pesticides, intoxication) ;
- une origine physiologique : l'immaturité sexuelle ou la sénescence ;
- une affection de l'appareil reproducteur avec notamment la présence de kystes ovariens ou péri ovariens qui sont fréquents chez les femelles âgées de plus de deux ans. Des kystes touchant un seul ovaire sont responsables d'une diminution de la taille des portées car la proportion des œufs qui se développent normalement diminue de 90% à moins de 30%. Si les deux ovaires sont kystiques, ce qui est fréquemment le cas, la reproduction s'arrête. A ces troubles de la reproduction, une distension abdominale associée ou non à une dyspnée s'ajoutent au tableau clinique. La dyspnée s'explique par la compression abdominale exercée par les kystes sur le diaphragme lorsqu'ils sont volumineux (ils peuvent mesurer jusqu'à 5 cm de diamètre). Les tumeurs ovariennes concernant les cellules de la granulosa ou de la thèque et les tumeurs utérines (le plus souvent des adénocarcinomes et parfois des léiomyomes) peuvent aussi expliquer une infertilité chez a femelle. Enfin, chez le mâle, quelques rares cas de tumeurs testiculaires, de tératomes et séminomes ont été décrits et peuvent être responsables d'une infertilité ;
- une faible libido qui s'observe dans trois situations :
 1. une incompatibilité entre deux partenaires : un père a moins de comportements sexuels et est peu enclin à copuler avec une de ses filles ou une des femelles qu'il a élevée,
 2. un mâle qui vient d'élever une portée est sexuellement moins actif qu'un autre mâle. De plus, il apparaît moins attractif pour les femelles réceptives,
 3. un mâle qui, au stade de fœtus, s'est développé entre deux femelles, présente une concentration en testostérone moins élevée, une musculature génitale moins importante et un succès vis-à-vis des femelles inférieur par rapport à un autre mâle. Ainsi, certains mâles présenteraient une concentration en testsotérone analogue à celle des femelles !Toutefois, il semblerait que ces mâles soient de très bons pères adoptifs ;
- des perturbations environnementales.

3.1.3. Le cycle de la femelle et la détection de l'œstrus

La gerbille est poly-oestrienne continue à ovulation spontanée.

3.1.3.1. Les phases du cycle [6, 40, 45, 73, 77, 81, 100, 117, 123, 162]

La durée du cycle varie comme pour la ratte et la souris entre 4 et 6 jours voire même parfois 7 jours.

Le cycle est classiquement divisé en 4 phases : le pro-œstrus, l'œstrus, le di-œstrus 1 et le di-œstrus 2. Chacune de ses phases est caractérisée par des modifications comportementales, physiologiques et anatomiques (ovariennes, vaginales et utérines).

Cependant, chez la gerbille, les phases du cycle semblent moins précises que pour les autres Myomorphes. Ainsi, on observe plus volontiers 3 phases, dénommées les phases I, II et III qui sont associées à des modifications anatomiques et comportementales de façon moins nette.

D'un point de vue modifications vaginales,

- La phase I ressemble à une fin de di-œstrus (2) et un début de pro-œstrus : présence de leucocytes, quelques cellules épithéliales nucléées et quelques cellules kératinisées ;
- La phase II s'apparente à un milieu de pro-œstrus : prédominance de cellules épithéliales nucléées et cellules kératinisées ;
- La phase III équivaut au milieu de l'œstrus : présence de grosses cellules kératinisées.

Certains auteurs tentent toutefois de conserver l'approche classique du cycle. Les données figurent dans le tableau XXXV.

Tableau XXXV : les 4 phases simplifiées du cycle de la gerbille et leurs caractéristiques anatomiques et comportementales [6, 40, 73, 77, 100].

Phases	Durée en heures	Modifications vaginales		Modifications du comportement
		Vulve / vagin	Frottis vaginal	
Pro-œstrus	variable		Prédominance de cellules épithéliales nucléées +++ puis ↓ Apparition de quelques cellules kératinisées	
Oestrus	12 à 18 jusqu'à 24	Vulve congestionnée	Cellules kératinisées +++	Agitation
Di œstrus 1	variable		Présence de cellules kératinisées et apparition de leucocytes (↑)	
Di œstrus 2	variable		Présence de leucocytes et apparition de cellules épithéliales nucléées (↑)	

3.1.3.2. La détection de l'œstrus [6, 40, 64]

Deux méthodes d'efficacité inégale permettent de détecter l'œstrus : le frottis vaginal et l'observation du comportement de la femelle et du mâle.

Le frottis vaginal est peu évocateur et d'une aide limitée (cf. paragraphe ci-dessus 3.1.3.1.). Toutefois, la réunion de trois éléments indiquent une réceptivité sexuelle imminente. On les appelle "la triade des cellules transitionnelles" :

- | |
|--|
| <ol style="list-style-type: none">1. la disparition des leucocytes2. la présence de cellules nucléées3. l'apparition de petits éléments kératinisés. |
|--|

L'observation du comportement de la femelle mise en présence avec un mâle est plus précise. Il faut toutefois se méfier de l'agressivité des femelles vierges envers des mâles étrangers. Le moment de l'observation des comportements de chevauchement est en général la fin de l'après-midi et le début de la soirée. Par exemple, si l'éclairage est maintenu entre 5 heures et 17 heures, le meilleur moment de surveillance est compris dans l'intervalle 18 à 20 heures.

Remarque : les femelles placées avec un mâle étranger entrent en chaleurs dans 44% des cas le troisième jour suivant la mise en couple.

Si le mode d'élevage "monogamie permanente" est choisi, détecter l'œstrus n'est pas nécessaire.

3.1.4. Quelques notions importantes sur la fécondation [6, 40, 73, 123]

La gerbille ovule entre 6 et 10 heures **après** l'accouplement qui a lieu en général en fin d'après midi ou en début de soirée. Le taux moyen d'ovulation est de 6,6 mais une femelle peut ovuler entre 4 et 9 œufs par cycle. La fécondation s'effectue dans les trois heures suivant l'ovulation au niveau de l'ampoule de l'oviducte.

3.2. La copulation

3.2.1. Choix des reproducteurs [63, 100]

Les reproducteurs peuvent être choisis selon différents critères qui diffèrent en fonction des objectifs de l'élevage :

- des critères de santé et de longévité,
- des critères comportementaux,
- des critères esthétiques : couleur de robe, absence de poils, poils frisés ou angoras, format et type.

Notons qu'une femelle agouti préfère un mâle agouti et qu'une femelle noire ou sable préfère un mâle non agouti.

- l'absence de lien social avant la puberté puisque les femelles préfèrent les mâles avec qui elle n'ont pas été élevées et que les mâles sont moins performants et ont une libido plus faible envers les femelles qu'ils ont élevé,
- l'âge des deux partenaires : il faut préférer accoupler une femelle jeune avec un mâle plus âgé, cela diminue la fréquence des combats et la mortalité avant le sevrage. Il faut éviter

l'accouplement entre une femelle expérimentée (multipare) et un jeune mâle peu ou pas expérimenté car le taux de mortalité des mâles est alors maximal.

3.2.2. Déroulement de l'acte sexuel : rituel, durée, critère de réussite : la formation d'un coagulum.

3.2.2.7. Généralités sur la copulation [40, 72, 73, 123]

La majorité des accouplements se déroulent en fin d'après-midi et début de soirée, généralement après 17 heures. Plus le nombre d'accouplements (et éjaculations) par épisode est grand, plus le taux de gestation et la taille des portées sont grands. En effet, une étude a montré que le taux de gestation suivant une série d'éjaculations s'élevait à 70% contre 100% dans le cas de plus de deux séries successives.

De plus, il semble que l'accouplement effectué pendant l'œstrus *post-partum* offre un taux de gestation plus important par rapport à un accouplement réalisé pendant les chaleurs lors d'un cycle normal, ce malgré des conditions similaires. Ainsi, une étude permettant deux séries d'éjaculations réalisées successivement par deux mâles différents révèle que le taux de gestation des femelles s'élève à 90% dans le premier contre seulement 35% dans le second cas.

Lorsque plusieurs mâles peuvent s'accoupler avec une femelle, deux phénomènes s'observent :

1. le mâle qui éjacule le plus souvent est le père de la majorité des nouveau-nés ;
2. lorsque les deux mâles éjaculent le même nombre de fois, n , un mâle est avantagé (c'est-à-dire est le père d'une majorité de nouveau-nés) :
 - si $n = 1, 2$ ou 3 alors le premier mâle est avantagé,
 - si $n > 4$ alors c'est le deuxième mâle qui est avantagé.

3.2.2.8. La rencontre entre les deux partenaires

La rencontre se déroule en 3 phases : la cour, l'accouplement et la toilette.

La cour dure environ 6 heures. Le mâle suit la femelle et renifle la région périnéale et tente de s'accoupler. Entre deux tentatives, il se place sur ses deux postérieurs et frappe le sol avec l'un d'eux par saccades. La femelle l'imité parfois mais le plus souvent elle s'enfuit, le mâle la poursuivant. Ce n'est que lorsque la femelle est prête qu'elle s'immobilise et adopte la position caractéristique de l'acceptation de l'accouplement : la lordose.

La monte consiste en de nombreuses saillies dont les premières n'aboutissent pas à une éjaculation. Le mâle éjacule plusieurs fois. Les partenaires émettent de petits cris pendant toute cette phase.

Enfin, après l'accouplement, le mâle se **toilette** le prépuce et la femelle retourne à ses activités. Il n'est pas décrit dans la littérature de toilette mutuelle comme chez les rats par exemple.

3.2.2.9. La confirmation d'un accouplement : coagulum et frottis [6, 40, 64, 73]

Après un accouplement, le sperme coagule dans les voies génitales femelles sous l'effet des sécrétions de glandes particulières communes aux autres Myomorphes : les glandes de coagulation, et forme un bouchon vaginal ou *coagulum*. La particularité du *coagulum* chez la gerbille est sa petite taille et sa profondeur dans le vagin qui font qu'il est très difficile à voir. Cependant, il se détache de la muqueuse vaginale le lendemain matin suivant sa formation et il est parfois possible de la voir au fond de la cage surtout si celui-ci est foncé.

Enfin, la présence d'un bouchon vaginal démontre simplement qu'un accouplement s'est réalisé normalement et ne présume en rien d'une éventuelle gestation car le sperme peut être dépourvu de spermatozoïdes.

Une autre méthode nécessitant une manipulation de la gerbille femelle mais étant plus sûre d'interprétation est l'observation de spermatozoïdes lors d'un lavage vaginal. Dans ce cas, si la femelle est fertile et que le sperme du mâle est de bonne qualité, l'éleveur est quasiment sûr qu'une fécondation a eu lieu.

3.2.3. Conduite à tenir pour réaliser un accouplement

3.2.3.1. Conditions optimales (rappels)

Pour la reproduction, les locaux pour l'accouplement et surtout pour le nursing doivent répondre à certains critères :

- être au calme,
- avoir un éclairage pendant 12 à 14 heures par jour et sans lumière solaire directe sur les animaux,
- maintenir une température ambiante de 22°Celsius et le nid doit permettre de conserver une température avoisinant les 25 à 30°Celsius,
- maintenir une humidité ambiante de 30 à 50%.

3.2.3.2. Comment procéder ? [6, 40, 53, 64, 69, 73, 77]

La réalisation d'un accouplement ne pose aucun problème si le mode d'élevage est le couple monogame permanent ou le harem semi permanent car les animaux s'accouplent spontanément au bon moment. Le seul moment critique pendant lequel des agressions peuvent survenir est la réalisation des couples ou des groupes. Une mesure préventive est très efficace, les animaux doivent être réunis avant la puberté, entre 6 et 12 semaines.

Si le mâle et la femelle sont inconnus, alors la fréquence des agressions est importante, surtout si la femelle est vierge. Les agressions peuvent d'ailleurs être très violentes et conduire à la mort. La constitution des couples nécessite au préalable une étape de familiarisation.

Etape 1 : familiarisation des deux partenaires.

La familiarisation passe par deux points fondamentaux : le contact visuel et olfactif entre les deux partenaires dans des conditions ne permettant pas les combats. Pour cela, il est possible de placer les deux gerbilles pendant 24 heures dans une cage neutre c'est-à-dire n'étant ni la cage du mâle ni celle de la femelle et de les séparer par une cloison transparente. Une alternative un peu moins satisfaisante est de placer côte à côte les cages des deux gerbilles. De plus, l'apport de litière souillée ou de matériel du nid imprégné des odeurs du mâle peuvent être déposés dans la cage de la femelle pour qu'elle s'habitue.

L'utilisation d'une cage neutre est primordiale pour limiter les agressions. En effet, une étude montre que la mortalité s'élève à plus de 10% si l'on place un des partenaires dans la cage de l'autre et que l'intrus est la victime dans 80% des cas alors que si l'on utilise une troisième cage, un partenaire meurt dans moins de 2 % des cas.

Etape 2 : la mise en commun des deux partenaires dans l'obscurité, en début de soirée.

Après cette familiarisation de 24 heures minimum **et** lorsque la femelle entre en chaleurs, les deux partenaires sont réunis en enlevant la cloison transparente ou en les plaçant dans une cage neutre.

Dans tous les cas, il faut que la cage d'accouplement soit assez spacieuse pour permettre la fuite du mâle et plusieurs endroits pour se cacher.

Si malgré de telles précautions la femelle n'accepte pas le mâle et l'attaque, alors il vaut mieux faire une nouvelle tentative avec un deuxième mâle. Peut-être est-ce dû à une incompatibilité sexuelle.

3.3. La gestation

3.3.1. Quelques notions de développement normal des embryons [6, 40, 102]

Durant la gestation, le développement des embryons est classiquement divisé en trois phases, de la fécondation à l'implantation, l'organogenèse de base et la différenciation tissulaire.

Nous allons détailler les premiers stades de développement jusqu'à l'implantation, appelée aussi nidation.

L'œuf subit sa première division entre 24 et 27 heures suivant la fécondation. Le stade 4 cellules est atteint durant le troisième jour et à la fin du quatrième jour, l'embryon est au stade 16 cellules. Il entre dans l'utérus entre la 106^{ème} et la 130^{ème} heures après la fécondation soit durant le 4^{ème} ou le 5^{ème} jour. La nidation commence le 5^{ème} jour, lorsque l'embryon est au stade blastocyste et elle se termine le 6^{ème} jour, en général 157 heures après la fécondation.

Voici quelques données sur le développement un peu plus tardif :

Au 15^{ème} jour de gestation, les embryons pèsent 0,042 gramme et leur queue mesure 6,2 mm.

Au 20^{ème} jour, la croissance s'accélère significativement.

L'ossification du squelette commence précocement par les clavicules à partir du 17^{ème} jour mais elle concerne surtout le dernier quart de la gestation. Elle s'apparente fortement à l'ossification des fœtus des rats et des souris sauf pour le crâne dont l'ossification est plus précoce chez les gerbilles.

3.3.2. Durée d'une gestation, cas particulier de la gestation retardée

3.3.2.1. Durée de gestation [6, 40, 45, 73, 81, 117]

La gestation de la gerbille dure généralement entre 24 à 26 jours, parfois 23 jours.

Lorsque les gerbilles sont maintenues en couple de façon permanente, l'intervalle moyen entre deux gestations est de 39,3 jours mais il existe de grandes variations selon que le moment de la fécondation est l'œstrus *post-partum* ou le retour en chaleurs après le sevrage ou les chaleurs suivantes. Ainsi, il peut ne s'écouler que 25 jours comme il peut y avoir jusqu'à 123 jours entre deux portées.

3.3.2.2. Le phénomène de la gestation retardée : femelle gestante et allaitant [40, 73, 77, 117]

Lorsque la femelle est fécondée lors de l'œstrus *post-partum*, elle devient gestante alors qu'elle allaite les petits qu'elle vient de mettre au monde. Ce phénomène est le même que celui des rats, des souris et des hamsters sibériens et chinois. Ainsi, il s'explique par un blocage dans le développement des embryons au stade blastocystes, libres dans la lumière utérine ou nidifiés.

La gestation semble plus longue que normalement par un retard d'implantation des embryons dont la durée est fonction du nombre de petits qui allaitent la femelle. Avec seulement 2 petits allaitant, la gestation peut durer 27 jours voire un peu plus et si il y a plus de 3 petits allaitant,

le délai supplémentaire est estimé à 1,9 jours par petit. La durée maximale de gestation enregistrée chez la gerbille est de 48 jours.

3.3.3. Diagnostic de gestation [6, 40, 73, 77, 100, 117]

3.3.3.1. Eléments de suspicion

La visualisation d'un bouchon vaginal le lendemain de l'accouplement est un élément de suspicion puisqu'il traduit comme nous l'avons vu précédemment un comportement copulatoire normal.

En outre, si la femelle n' a pas été fécondée, elle reste cyclée et revient en chaleurs entre le 4^{ème} et le 6^{ème} jour suivant l'accouplement. L'observation de son comportement en présence d'un mâle permet ainsi d'avoir une suspicion de gestation ou une absence de suspicion.

3.3.3.2. Eléments permettant de confirmer ou d'infirmier une gestation

3.3.3.2.1. Critères cliniques

- Le suivi de la courbe de poids vif de la femelle est un élément facile à mettre en œuvre et peu coûteux (achat d'une balance). Dans le cas où la femelle est gestante, on observe une augmentation de son poids vif de façon constante à partir du 13^{ème} jour. Pour avoir un ordre d'idée, une femelle gagne entre 10 à 30 grammes au cours d'une gestation, en fonction du nombre de petits.
- La distension abdominale est un critère tardif puisqu'il est effectif uniquement à partir du dernier tiers de gestation. L'appréciation de la grosseur de l'abdomen peut toutefois être facilitée par le soulèvement de l'arrière train en prenant avec soin la base de la queue entre deux doigts.
- La palpation abdominale est à réserver aux personnes averties.
- L'observation d'un écoulement vaginal sanguin entre le 10^{ème} et le 13^{ème} jour est un signe fort de gestation chez la gerbille.
- Le développement du tissu mammaire est observable à partir du 14^{ème} jour de gestation. C'est un critère de valeur moyenne.
- Le comportement de la femelle avec la construction d'un nid durant les derniers jours.

3.3.3.2.2. Examens complémentaires

- La réalisation d'un frottis vaginal permet de mettre en évidence la présence de leucocytes en majorité avec du mucus. Des globules rouges s'ajoutent les 12 ou 13 derniers jours de gestation.
- La radiographie permet de visualiser les fœtus lorsqu'ils sont ossifiés et ne peut donc être utilisée qu'à partir du 20^{ème} jour de gestation. L'avantage est que cette technique renseigne sur le nombre de fœtus et leurs positions.
- L'échographie génitale est délicate compte tenu de la taille des gerbilles et de leur activité. Toutefois, pour les femelles calmes et bien manipulées, il est possible de réaliser une échographie abdominale à l'aide d'une sonde de 7,5 MHz sectorielle. L'échographie est surtout utilisée pour l'aide au diagnostic de pyomètre et de masse abdominale.

Le suivi de la gestation peut être complété par des frottis vaginaux.

A la vue de ces données, pour diagnostiquer une gestation, il faut associer plusieurs critères :

1. le non retour en chaleurs de la femelle entre J4 et J6
2. l'observation d'un écoulement vaginal sanguin vers J10 – J13
3. la prise de poids vif à partir de J13 avec des modifications morphologiques (abdomen distendu + mamelles)

3.3.4. Taille des portées : fonction de la prolificité des parents, d'une éventuelle mortalité embryonnaire, d'un avortement ou de néomortalité.

3.3.4.1. Taille moyenne des portées et facteurs de variation [6, 31, 40, 45, 64, 73, 81, 100, 123]

Les gerbilles mettent bas entre 1 à 12 petits par portée avec en général 3 à 8 petits. La moyenne diffère selon les auteurs entre 4,5 à 5,4 petits. Une gerbille a en moyenne 7 à 8 portées par an mais certains éleveurs réussissent à produire 9,4 portées par an ce qui équivaut à produire 43,4 petits par femelle par an. Certaines femelles hautes reproductrices peuvent produire jusqu'à 48,5 petits par an. Il n'est pas rare cependant de n'obtenir qu'une trentaine de petits par femelle par an.

La prolificité des gerbilles est donc légèrement inférieure à celles des autres Myomorphes, notamment des rats et des souris. Toutefois, il existe des facteurs influençant cette prolificité. Ce sont :

- la souche ;
- la parité de la femelle influe sur la néomortalité (cf. paragraphe suivant) ;
- l'âge de la femelle et son âge lors de la mise à la reproduction : une femelle mise à la reproduction trop tard, trop tôt ou une femelle âgée est moins prolifique ;
- l'état de santé de la femelle : une femelle présentant une quelconque affection ou une maladie sous jacente est moins prolifique ;
- l'alimentation : notamment un excès énergétique conduisant à une obésité ;
- l'éclairage (et la saison) : certains éleveurs rapportent une meilleure prolificité pendant l'été ;
- l'environnement social et le mode d'élevage : le maintien des gerbilles en couples monogames permanents offre une prolificité maximale.

De plus, outre le nombre d'œufs libérés par cycle, la mortalité embryonnaire, l'avortement et la néomortalité affectent la productivité de l'élevage.

La mortalité embryonnaire peut avoir une origine maternelle ou embryonnaire. Les causes majeures sont les mêmes que pour le rat et la souris et sont citées dans le tableau VII. Rappelons que les pertes pré-natales sont estimées à 32 % chez la gerbille.

Les avortements ont une origine maternelle. Les différentes causes d'avortement et de mort-nés sont [45, 73, 100] :

- une déficience nutritionnelle de la mère ;
- un stress environnemental ;
- un traumatisme pendant la gestation ;
- une maladie systémique ou d'origine génétique ;
- une affection de l'appareil reproducteur.

3.3.4.2. La néomortalité et le cannibalisme chez la gerbille

3.3.4.2.1. La néomortalité [40, 45, 64, 73, 81, 100]

La néomortalité est très élevée chez les gerbilles puisque les pertes avant le sevrage sont estimées à environ 20% et au moins 1 nouveau-né meurt dans 35% des portées. Cependant, contrairement aux hamsters qui sont aussi concernés par ce problème, le cannibalisme est plutôt rare.

Les causes de mortalité néonatale ont une origine :

- maternelle : quantité de lait insuffisante ou lait de qualité médiocre, négligence maternelle (mère primipare, mort par suffocation), cannibalisme, santé déficiente (carence nutritionnelle, douleur, mammite, métrite post-puerpérale...)
- humaine : manipulations stressantes, déficit d'apport d'un nid opaque avec du matériel de construction, défaut d'accessibilité de l'abreuvoir ou de la mangeoire ou apport d'une alimentation inadaptée (par exemple trop dure) pour les jeunes pré-sevrés ;
- environnementale : température insuffisante pour maintenir une température corporelle des nouveau-nés suffisante, densité animale trop importante, présence d'un mâle agressif qui augmente l'agressivité de la mère ;
- nouveau-nés débilisés ou malformés ou trop peu nombreux (< 3 petits par portée).

3.3.4.2.2. Le cannibalisme [40, 45, 77, 117, 123]

Le cannibalisme est rare chez les gerbilles et concerne davantage les mâles jeunes non pères que les autres animaux. En effet, les mâles présentent un comportement agressif envers les nouveau-nés qui apparaît avec la puberté et augmente jusqu'à la première paternité pour diminuer avec l'expérience. Il convient donc de séparer les mâles pubères de la cage de nursing jusqu'à leur première paternité.

Le cannibalisme peut toutefois être le fait de la mère. Les causes sont alors une prédisposition génétique (souche agressive), une affection débilisant la femelle ou les petits ou un stress environnemental ou nutritionnel. Soulignons que les causes les plus fréquentes de cannibalisme par la mère sont une insuffisance énergétique ou une insuffisance d'abreuvement.

3.3.5. Cas de la pseudo-gestation (effet Lee Boot) [6, 40, 123, 140]

Une pseudo-gestation est le fait que la femelle semble être gestante (modifications comportementales, hormonales, physiques et organiques identiques) alors qu'il n'y a pas eu de fécondation. Elle s'étale chez la gerbille sur une période de 13 à 18 jours.

Plusieurs situations peuvent aboutir à une pseudo-gestation. Ce sont :

- un coït non fécondant (trop précoce ou trop tardif ou avec un mâle stérile ou vasectomisé).
- la stimulation mécanique ou électrique du vagin ou du col utérin par exemple lors de la réalisation d'un frottis vaginal.
- des pseudo-gestations spontanées se produisent dans des groupes de femelles cohabitant ensemble. C'est l'équivalent de l'effet Lee Boot, décrit chez la souris.

Il semble que l'induction d'une pseudo-gestation est meilleure lors de l'utilisation d'une stimulation mécanique plutôt que lors d'utilisation d'un mâle castré. Ainsi, une stimulation mécanique de 5 minutes répétée 20 à 30 minutes plus tard pendant l'œstrus induit dans 83% des cas une pseudo-gestation contre seulement 30% de succès avec un accouplement stérile.

3.3.6. Conduite à tenir face à une femelle gestante

- Isolement ou cohabitation ? [40, 45, 77, 81]

Lorsqu'une femelle est gestante, il faut la laisser avec le mâle qui est le père car ce dernier participe activement à la préparation du nid et sa présence n'est pas préjudiciable pour la gestation de la future mère. Une réserve doit être émise pour les mâles qui restent agressifs malgré la gestation de la femelle car ils peuvent induire un stress social pouvant conduire à un avortement ou favoriser l'abandon des petits à la naissance et le cannibalisme. Enfin, si les gerbilles vivent dans un groupe social stable, seuls les jeunes mâles inexpérimentés doivent être surveillés et séparés au besoin.

- Mettre à disposition du matériel pour fabriquer un nid.
- Laisser la boisson à volonté.
- Fournir une alimentation adaptée aux besoins (cf. chapitre 2.1.3.).
- L'ambiance doit être calme pour éviter tout stress.
- Différencier gestation et pseudo-gestation, surtout lorsque plusieurs femelles cohabitent.

Remarque : le comportement de la femelle peut se modifier transitoirement pendant la gestation. Elle devient alors soit plus calme soit plus agressive.

3.4. La mise bas

3.4.1. Signes avant coureurs et détermination du moment de la parturition [40, 77]

Il existe peu de signes qui témoignent avec précision d'une mise bas imminente. On peut observer une modification du comportement de la femelle (comportement de construction du nid exacerbé, agitation puis repos dans le nid) et une modification de sa morphologie avec un abdomen distendu, des mamelles gonflées et une augmentation de la taille de la glande ventrale de 50% avec une augmentation du comportement de marquage. Ces deux derniers signes sont liés au fait que la femelle se sert des sécrétions de sa glande ventrale pour donner son odeur au nid puis pour identifier ses petits. D'ailleurs, le marquage et la grosseur de la glande sont maximaux 7 à 15 jours après la mise bas puis diminuent progressivement jusqu'à leurs valeurs de base en quelques semaines.

Mettre en place un calendrier indiquant les événements de reproduction pour chaque femelle est une aide précieuse en élevage. Ainsi, les événements suivants sont intéressants :

- la date des chaleurs ;
- la date des accouplements (et le nom du ou des reproducteurs) ;
- la date des mise bas, le nombre de petits par portée ;
- la date du sevrage et le nombre de petits sevrés par portée ;
- la date de l'écoulement vaginal sanguin pendant la gestation.

Ce calendrier permet de savoir si la gestation peut-être prolongée ou non en fonction du moment de l'accouplement par rapport à l'état physiologique de la mère (post-partum ou non) et il permet aussi de distinguer une gestation d'une pseudo-gestation. En outre, on dispose des performances de reproduction de chaque femelle et indirectement de chaque mâle avec la productivité moyenne, la qualité du comportement parental, la qualité de la lactation et l'intervalle moyen entre deux portées.

3.4.2. Durée, moment et déroulement [40, 77]

Là encore, peu de données figurent dans la littérature. Une mise bas se déroule surtout durant la nuit et dure environ 1 heure pour une portée de taille moyenne (4 à 5 petits).

Lors de l'expulsion des nouveau-nés, la femelle coupe le cordon ombilical et mange les annexes fœtales.

3.4.3. Conduite à tenir face à une femelle prête à mettre bas

L'ambiance doit être calme avant, pendant et après la mise bas, il ne faut pas éclairer davantage la pièce car la mise bas se fait surtout la nuit.

Le mâle peut être laissé en compagnie de la future mère.

La litière doit avoir été changée dans les deux jours avant la mise bas, sans stress car il vaut mieux ne pas la changer pendant la première semaine suivant le part pour éviter l'abandon des petits à cause d'une disparition de l'odeur du nid. Si elle est tout de même changée, il ne faut ni changer ni manipuler le nid.

Du matériel pour le nid doit être mis à disposition de la femelle et du mâle. Rappelons que les petits sont très sensibles au froid. Une fois utilisé par la femelle, il ne faut pas enlever le matériel pendant au moins deux jours.

Ne pas manipuler les petits impérativement pendant les deux premiers jours voire les deux premières semaines sauf si la femelle n'a pas le réflexe de regrouper les petits dans le nid. Dans cette situation, le manipulateur peut les réunir dans le nid à la place de la mère. Il doit mettre des gants et les imprégner de l'odeur du nid avec du matériel possédant l'odeur du nid (1 mouchoir par exemple). Ce matériel est ensuite jeté. Les petits sont pris délicatement lorsque la mère est occupée à manger ou à jouer puis déposés dans le nid. Cette manœuvre est réalisée autant de fois que nécessaire.

Il faut se méfier des cages à étage(s) car les jeunes peuvent ramper au bout de quelques jours et risquer de tomber car ils sont aveugles jusqu'à l'âge de 16-22 jours. De même, les barreaux au sol sont dangereux en fonction de leur espacement car les petits peuvent se bloquer une patte ou passer la tête entre 2 barreaux.

3.5. Les nouveaux- nés

3.5.1. Développement normal des gerbilles [40, 69, 73, 77, 123, 129]

Les nouveau-nés sont nidicoles, ils dépendent entièrement de leur mère. De plus, certains organes n'ont pas encore terminé leur développement. Ils naissent sans poils, sans dents, aveugles et sourds. En effet, les paupières sont fermées par une membrane et les pavillons auriculaires sont de taille réduite et adhérents à la tête.

Le développement normal des gerbilles s'effectue selon une chronologie bien établie qui permet d'évaluer l'âge d'un jeune en fonction de critères morphologiques (cf. tableau XXXVI, figures 53 et 54).

Cependant, il existe des facteurs qui influencent le poids des gerbilles. Ces facteurs sont :

- le sexe (les mâles sont plus lourds que les femelles),
- le nombre de petits par portée : les poids à la naissance et au sevrage des petits issus d'une portée nombreuse sont inférieurs à ceux issus de portées plus petites mais le retard de croissance est complètement récupéré vers J40,
- la croissance des nouveau-nés est plus rapide les 10 premiers jours si la mère est expérimentée (plus âgée) par rapport aux autres mais là encore, il n'y a plus de différence significative de poids au sevrage. Ce phénomène s'explique par la quantité de lait de la mère : plus elle est grande, plus les petits grandissent vite. En revanche, dès que les petits commencent à ingérer des aliments solides, les retardataires rattrapent leur retard.

- La photopériode influence la croissance des jeunes seulement : ainsi, une photophase de 24 heures sur 24 entraîne une diminution du GMQ (gain moyen quotidien).

Figure 53 : aspect et poids des gerbilles de la naissance à J32 [129].

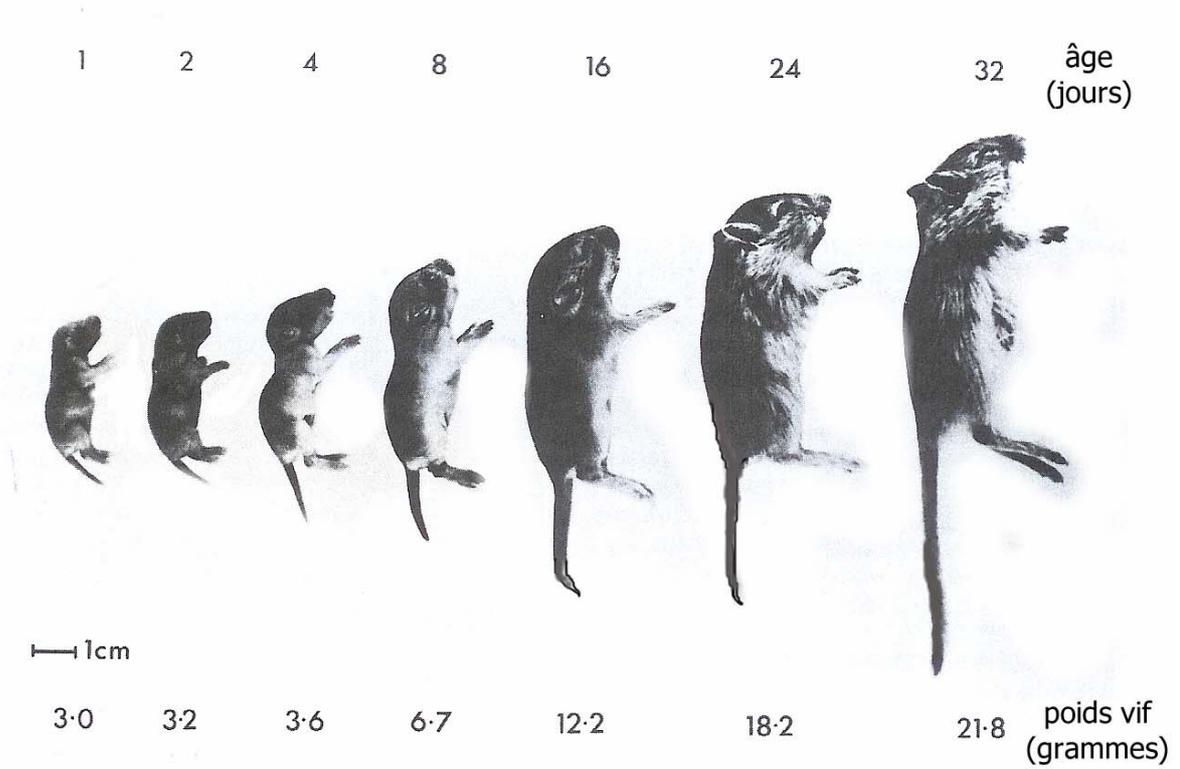


Figure 54 : courbe de croissance des gerbilles [129].

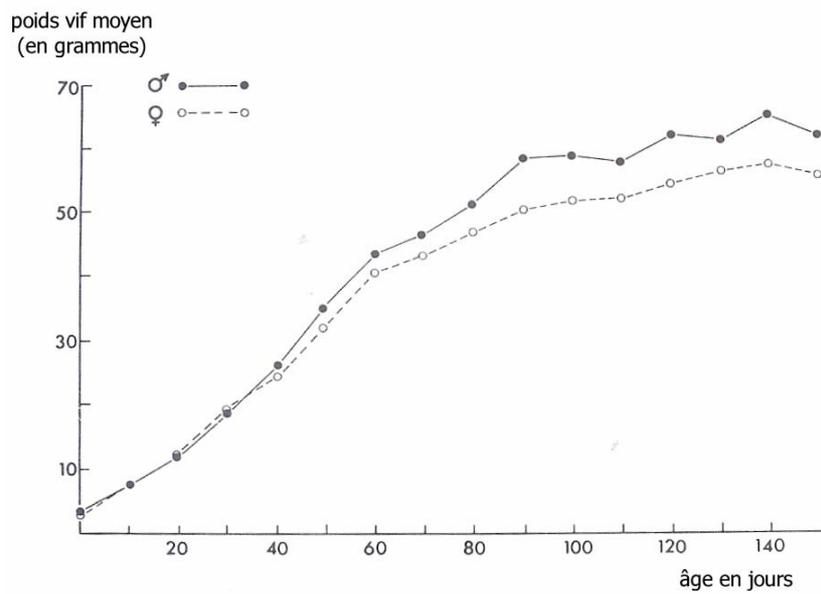


Tableau XXXVI : caractéristiques morphologiques et générales lors du développement normal d'une gerbille de sa naissance au sevrage [6, 31, 40, 45, 64, 73, 77, 81, 100, 117, 123].

Jour de la naissance = J1	Aspect : nouveau-nés nus, de couleur rose, aveugles car les paupières restent fermées par une membrane et les oreilles sont petites et collées au crâne. PV = 2,5 à 3,5 grammes (PV mâle = PV femelle + 5%)		
J3		Décollement et ouverture des oreilles	
J4			
J5	Apparition d'un fin duvet avec début de la pigmentation de la peau		
J6			
J7			
J12			
J16	Eruption des incisives	Début de l'alimentation solide	Ouverture des paupières
J18	Eruption des première molaires (M1)		
J20			
J21	Age au sevrage précoce avec PV = 12 à 18 grammes Acquisition des mécanismes de thermorégulation. NB : fin de la période de socialisation (parfois avant J21)		
J25	Age optimal pour le sevrage		
J28	Age au sevrage tardif (PV = 35 à 40 grammes)		Descente des testicules pour les mâles (moyenne J35)
J30	Eruption des troisièmes molaires (M3), dentition complète.		
J33		Ouverture du vagin pour les femelles (moyenne J45)	
J35			
J45			
J64	Puberté des femelles		
J70 = 10 ^{ème} semaine			Puberté des mâles
J76			
J84 = 12 ^{ème} semaine			

3.5.2. Distinction entre mâle et femelle (sexage) [6, 40, 77, 81, 100, 117, 142]

3.5.2.1. Sexage des nouveau-nés

- La distance ano-génitale est deux fois plus grande chez le mâle que la femelle.
- La taille de la papille des nouveau-nés mâles est plus grande que celle des femelles.

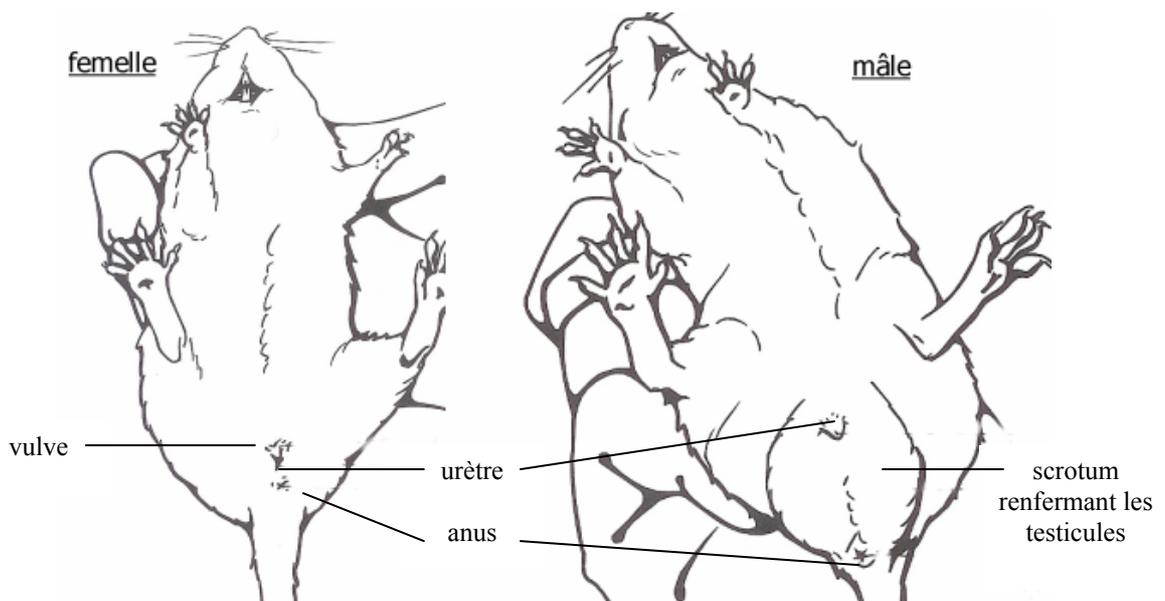
Ces deux critères demandent un peu d'expérience et leur interprétation est facilitée par la comparaison entre les nouveau-nés de la portée.

3.5.2.2. Sexage des jeunes au sevrage et des adultes (cf. figure 55)

- La distance ano-génitale est un critère qui reste valable durant toute la vie des animaux, elle est toujours plus grande chez le mâle que chez la femelle. Au sevrage, elle mesure 10 mm chez le mâle et 5 mm chez la femelle ;
- La visualisation des tétines chez les femelles lorsque les poils ne forment pas encore un pelage dense ;
- La taille de la glande ventrale est deux fois plus grande chez le mâle, de plus elle apparaît chez ce dernier allongée (ovale) et orangée.
- La visualisation des scrotums chez le mâle qui deviennent assez tôt foncés ce qui facilite leur distinction quand les testicules sont encore en position abdominale ou inguinale.
- A partir de J28 jusqu'à J64, les testicules forment un renflement bien visible d'autant plus que leur silhouette est renforcée par la coloration foncée des scrotums.



Figure 55 : sexage des gerbilles pubères avec la distance ano-génitale [100].



3.5.3. Comportement maternel, parental et interactions nouveau-nés / mère

3.5.3.1. Comportement maternel [6, 25, 69, 77, 123]

Durant la période de reproduction, la femelle présente une modification de son comportement. Cela commence par le comportement sexuel avec la copulation puis le comportement maternel se développe.

- *La construction d'un nid* suit comme pour les autres Myomorphes une courbe en cloche qui débute quelques jours avant la parturition, atteint un maximum durant la première semaine des nouveau-nés et diminue progressivement jusqu'à sa valeur de base qui correspond à la construction d'un nid pour un ou deux adultes. Ce comportement est accru lorsque la température ambiante est basse. La construction d'un nid dans un abri opaque est nécessaire pour le bon développement des jeunes gerbilles car lorsque les femelles n'en disposent pas elles deviennent stressées et ont tendance à abandonner les petits. De plus, les petits ont besoin de chaleur jusqu'à l'acquisition des mécanismes de thermorégulation (vers 2 à 3 semaines). L'hypothermie est une cause de mortalité des jeunes gerbilles.
- *La toilette* est aussi un comportement accru durant la mise bas et la lactation puisque la femelle fait sa propre toilette ainsi que celles de ses petits. Cela permet d'ailleurs le déclenchement des réflexes d'élimination durant les premiers jours de vie.
Remarque : il ne figure pas dans la littérature l'âge d'acquisition des réflexes d'élimination.
- *Les soins aux nouveau-nés* concernent l'allaitement et le réflexe de regrouper les petits dans le nid à la moindre escapade en les attrapant par le cou et en les maintenant par la gueule (le "retrieving").
L'allaitement dure entre 3 et 4 semaines selon que l'on choisisse un sevrage précoce ou tardif. Parfois, la femelle est très fatiguée par la lactation, surtout quand sa portée est volumineuse. Il est alors judicieux d'opter pour un sevrage précoce. Un auteur conseille de séparer la femelle de ses petits et de les faire téter chacun leur tour. Cette méthode doit bien sûr tenir compte des besoins de petits relatifs à la fréquence et la durée (quantité de lait bue) des tétés. Pour cela, le lecteur peut consulter le paragraphe 2.1.5. concernant l'alimentation des orphelins.

La qualité du comportement maternel dépend de l'âge à la première mise bas : les femelles étant mères plus tôt présentent des capacités supérieures pour le retrieving, passent plus de temps auprès des nouveau-nés et adoptent une position de nursing plus longtemps.

3.5.3.2. Comportement paternel [66, 67, 68, 69, 71, 77, 123]

Le père joue un rôle pleinement actif dans l'élevage des petits : il participe à la construction du nid et passe une partie de son temps au contact des petits.

En fait, il évite le nid pendant les dernières heures suivant la mise bas puis y retourne lorsque la mère au calme avec toute sa portée après une période qui dépend de son expérience en tant que père. Un mâle qui est père pour la première aura tendance à éviter le contact avec les nouveau-nés le premier jour mais dès trois jours aucune différence ne s'observe entre un jeune père et un père expérimenté. Cela est lié au fait qu'à cet âge, les jeunes gerbilles sont toujours attractives pour les mâles.

Notons que le comportement paternel est inhibé par la testostérone. Or la concentration plasmatique en testostérone atteint un pic vers J75 au moment de la puberté ce qui explique qu'à cet âge les mâles deviennent agressifs. De plus, comme nous l'avons décrit au paragraphe

3.1.2.2. relatif à l'infertilité, les mâles qui se sont développés dans l'utérus entre deux soeurs présentent à l'âge adulte une concentration en testostérone inférieure à celle des autres mâles pouvant être égale à celle des femelles ce qui en fait de mauvais reproducteurs mais de très bons pères adoptifs. Ils aident à élever les jeunes et sont à leur contact 30 à 50% de plus de temps par rapport aux autres mâles.

Enfin, le comportement paternel est, quel que soit l'âge et l'expérience du mâle, influencé positivement par la présence d'une femelle gestante et par la quantité des stimuli émis des nouveau-nés.

3.5.3.2. Interactions mère ⇔ nouveau-nés ⇔ père [6, 13, 25, 69, 100, 144]

La présence du père améliore le contact parental vis-à-vis des nouveau-nés et permet d'accélérer leur développement : par exemple, l'ouverture des paupières est plus précoce.

L'expérience parentale est très importante pour la qualité des soins des deux parents et le maintien des couples assurent un développement plus complet, notamment pour la sociabilité des jeunes.

L'âge de la femelle semble jouer sur l'effort de celle-ci à élever plutôt les mâles ou plutôt les femelles : plus elle est âgée, plus elle privilégie les mâles. Mais il semble aussi que sa "préférence" dépende d'autres facteurs tels que la taille de la portée et le rapport mâles/femelles.

Les nouveau-nés exercent eux aussi une influence sur les parents. Par exemple, leurs vocalisations changent de fréquence en fonction de leur âge. Vers J3, la fréquence est d'environ 45 kHz. Ces cris permettent de stimuler les parents et sont d'ailleurs nécessaires.

Enfin, les nouveau-nés sont identifiés par l'odeur de la glande ventrale de la femelle.

3.5.4. Le sevrage : âge au sevrage et conduite à tenir

3.5.4.1. Age au sevrage [31, 40, 45, 73, 77, 81, 100, 123]

L'âge au sevrage dépend de plusieurs facteurs qui sont le choix du mode d'élevage (possibilité de saillie pendant l'œstrus *post-partum* ou non), l'état général de la mère ou le choix d'opter sciemment pour un sevrage précoce ou tardif selon les besoins de production ou les convictions de l'éleveur.

Ainsi, le sevrage peut se faire dès l'âge de 21 jours comme il peut se réaliser vers l'âge de 28 ou 30 jours.

Le poids minimal au sevrage dépend de la taille de la portée mais ne doit pas être inférieur à 12 grammes.

3.5.4.2. Conduite à tenir pour sevrer les jeunes et gestion de la période post-sevrage [123]

Pour permettre le sevrage des jeunes, il faut tout d'abord les habituer à manger une alimentation différente du lait maternel dès l'âge de 16 jours en leur laissant à disposition **des aliments adaptés et de l'eau à volonté** (cf. paragraphe 2.1.5.). Des sorties de la mère peuvent alors être entreprises sans être trop longues car les jeunes n'ont pas encore des mécanismes de thermorégulation effectifs. Ce n'est qu'à partir du 21^{ème} jour que la femelle peut être séparée de ses petits complètement. Cependant, il est préférable pour leur bien-être de les laisser à son contact jusqu'au 28^{ème} jour. Pendant cette semaine de transition, il est possible d'alterner des périodes pendant lesquelles les parents sont présents avec d'autres où ils sont absents.

A 28 jours (ou 30), les petits sont sexés et séparés en deux groupes unisexes. Un groupe peut être composé jusqu'à 50 jeunes jusqu'à la constitution des nouveaux couples avant la puberté.

Il faudra veiller à ce que les jeunes soient d'âges voisins pour éviter la compétition pour l'accès à l'alimentation et à l'eau qui se fait toujours au détriment des plus petits.

3.5.5. Les orphelins : que faire ?

3.5.5.1. L'adoption par une autre femelle qui a des petits d'âge voisin [40, 70, 77, 123]

Il est possible de faire adopter des orphelins par une autre gerbille qui allaite déjà des petits d'âge voisin. Cette option offre aux nouveau-nés comme aux plus vieux les meilleurs chances de survie.

Il est décrit dans la littérature des cas d'adoption de gerbilles de trois jours par une ratte allaitant des rats d'âge proche.

Pour faire adopter des gerbilles nouveau-nés, il faut procéder de la façon suivante :

4. sortir la femelle adoptive de la cage ;
5. manipuler les orphelins avec du matériel du nid de la femelle adoptive et/ ou de la litière souillée par les déjections pour les imprégner de son odeur, le manipulateur est muni de gants ;
6. replacer la mère adoptive dans la cage ;
7. surveiller pendant quelques heures la nichée afin de vérifier que la femelle ne rejette pas les orphelins.

Dans les conditions normales, l'adoption s'effectue correctement.

3.5.5.2. La prise en charge par une personne.

Cette solution est envisageable avec un pronostic assez bon à partir de J15 – J16 lorsque les petits commencent à manger une alimentation en bouillie.

Avant cet âge limite, les avis des auteurs diffèrent quant au pronostic.

Dans tous les cas, il faut respecter trois règles :

1. conserver suffisamment de chaleur dans le nid ($T_{\text{nid}} = 30^{\circ}\text{Celsius}$)
2. allaiter suffisamment (quantité de lait + fréquence), cf. paragraphe 2.1.5.
3. stimuler les réflexes d'élimination, cf. paragraphe 2.1.5.

3.6. Techniques de reproduction assistée : l'insémination artificielle [6, 40, 123]

3.6.1. La récolte du sperme

Elle s'effectue en castrant un mâle sexuellement mature pour récolter l'épididyme qui est mis à macérer dans 1 mL de solution de Ringer à 38°Celsius.

3.6.2. La préparation de la femelle

Tout d'abord, il faut provoquer une **pseudo-gestation** chez la femelle que l'on veut inséminer. La technique à utiliser est l'accouplement avec un mâle vasectomisé car l'ovulation a lieu entre 6 à 10 heures après ce qui est utile pour prédire le bon moment pour inséminer.

Ensuite, pour préparer la femelle hormonalement, il faut lui administrer :

A T0 = injection de 10 à 40 UI de PMSG par voie sous cutanée (diluée dans maximum 0,1 mL de NaCl).

A T0 + 5 ½ heures = injection de 10 UI de hCG par voie sous cutanée.

Enfin, on peut ou non faire **super ovuler** la femelle pour multiplier les chances de fécondation. Pour cela, on peut utiliser les protocoles suivants :

* chez les femelles immatures :

T0 = injection de 10 UI de PMSG par voie intra péritonéale suivie d'une injection de 20 UI d'hCG, à t0 + 50 heures par voie intra péritonéale. Les résultats sont en moyenne égaux à 33 œufs ovulés par femelle par traitement.

* chez les femelles matures :

T0 = injection de 20 UI en sous cutané de PMSG suivie à T0 + 54 heures d'une injection de 20 UI d'hCG en sous cutané. Le taux moyen d'ovulation est de 31 œufs par femelle par traitement.

Rappel : le taux moyen d'ovulation d'une femelle non traitée est de 6,6 œufs par cycle.

3.6.3. L'insémination : méthode chirurgicale

Contrairement à la ratte chez qui il est décrit une méthode d'insémination artificielle non chirurgicale, seule une technique chirurgicale est utilisée chez la gerbille.

L'insémination est réalisée entre 12 et 18 heures après l'injection d'hCG si l'on a simplement préparé hormonalement la femelle ou entre 6 à 10 heures après un accouplement stérile, au moment de l'ovulation.

Elle consiste en une injection de 0,10 mL de la suspension de spermatozoïdes issue de la macération de l'épididyme du mâle directement dans chaque corne utérine après une incision de laparotomie médiane.

La plaie d'incision est ensuite refermée classiquement.

3.7. La stérilisation : indications et mode opératoire [26, 40, 44, 45, 47, 73, 105, 114, 117]

Il n'y a pas de différence avec la stérilisation des rats et des souris.

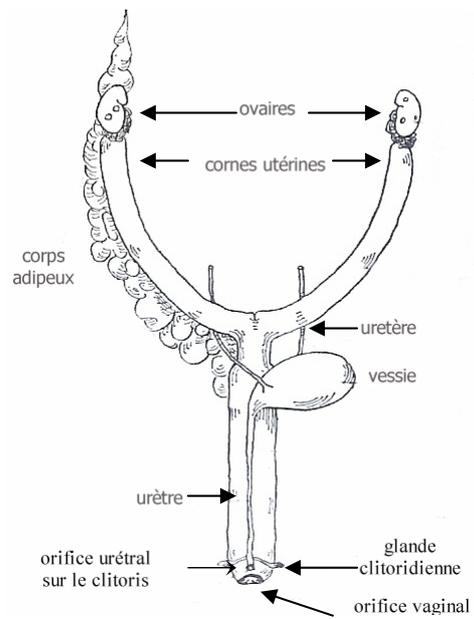
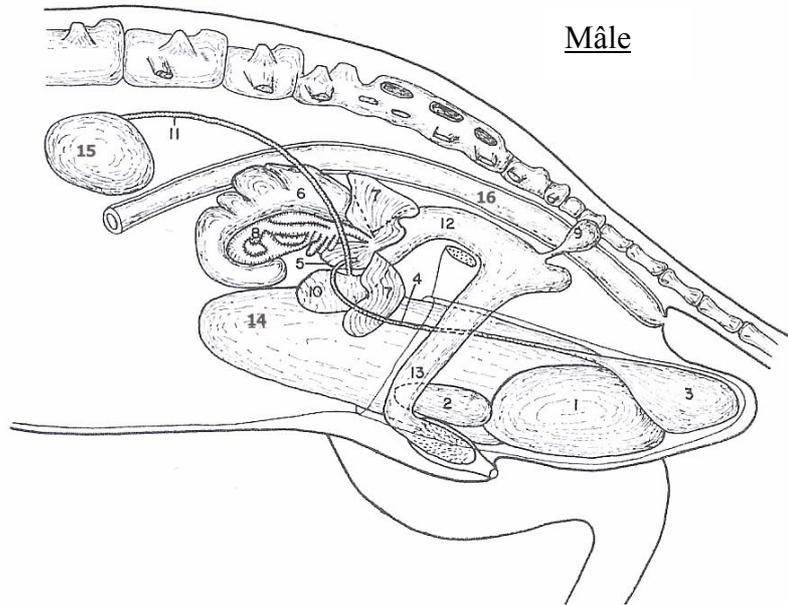
Les appareils reproducteurs des gerbilles mâles et femelles sont schématisés à la figure 56.

Les protocoles analgésiques figurent en annexe 5 et les protocoles anesthésiques, en annexe 6.

Figure 56 : schémas de l'appareil reproducteur mâle et femelle de la gerbille [96].

Légende

- 18. testicule
- 19. épидидyme (tête)
- 20. épидидyme caudale
- 21. canal déférent
- 22. glande ampullaire
- 23. vésicule séminale
- 24. prostate
- 25. lobe antérieur de la prostate
- 26. glande bulbo-urétrale
- 27. vessie
- 28. urètre
- 29. urètre
- 30. pénis
- 31. corps adipeux
- 32. rein
- 33. rectum



4. SYSTEMES ET MODES D' ELEVAGE

Il n'y a pas de différences avec les rats et les souris.

5. QUELQUES ASPECTS SUR LA GENETIQUE DE LA GERBILLE

5.1. La génétique des robes [21, 40, 56, 77, 100, 117, 133]

Des illustrations de certaines robes de la gerbille domestique figurent en annexe 2.

5.1.1. Gènes responsables de la couleur du pelage

On retrouve chez la gerbille 6 loci en commun avec les rats, souris et hamsters dorés :

- Locus Agouti, A, responsable du "ticking" c'est-à-dire de la présence de bandes de couleurs différentes sur chaque poil. A (ou +) est l'allèle sauvage et responsable de la couleur typique des gerbilles décrite dans le chapitre "présentation de la gerbille". Un allèle mutant est connu à ce locus. Il s'agit de l'allèle "non agouti", a, qui donne à l'état homozygote des animaux noirs.
- Locus Couleur, C, qui contrôle le niveau de couleur des poils et des yeux. L'allèle sauvage C (+) détermine un niveau normal de couleur alors que l'allèle mutant le plus connu, l'allèle "albinos" noté c détermine une absence de couleur : les poils sont blancs et les yeux roses. Deux autres mutations sont connues à ce locus : les allèles "himalayen", c^h, et "chinchilla moyen" , c^{chm}, équivalent au burmese. Ce sont tous deux des allèles qui module l' activité de la tyrosinase en fonction de la température : seules les zones froides (oreilles, membres, museau, queue) sont pigmentées tandis que les zones à température corporelle sont crèmes. La différence de couleur s'accroît avec l'âge. On appelle ces couleurs "colourpoints". Ces allèles sont responsables des phénotypes : himalayen, siamois, burmese et perle (=agouti colourpoint).
- Locus Dilution, D, responsable d'un éventuel éclaircissement de la couleur du pelage et des yeux. Au contraire de l'allèle sauvage D (+), l'allèle mutant "dilute" (d) détermine une telle dilution. Son effet sur la couleur du pelage dépend des combinaisons alléliques de chaque individu.
- Locus Extension, E, qui détermine la proportion de pigments de eumélanine et de phaéomélanine. L'allèle sauvage, E (+), détermine une proportion normale de eumélanine alors que les allèles mutants "non extension" (e) et "fading" (ef) la diminuent au profit de la phaéomélanine. Le pelage apparaît donc plus jaune. La différence entre les deux allèles mutants est que le pelage apparaît plus terne s' il s'agit de l'allèle "fading".
- Locus Gris, G, possédant un allèle sauvage "non gris" dominant (G ou +) et un allèle mutant récessif "gris" (g) qui dilue les pigments noirs d'eumélanine en gris.

- Locus Pink-eyed Dilution, P, est responsable de la couleur des yeux et d'une dilution du pelage. L'allèle sauvage P (+) dénommé "non pink-eyed dilution" ne modifie ni la couleur des yeux ni celle du pelage au contraire de l'allèle mutant p qui induit une dilution quasi totale du noir, une dilution faible du jaune et une dilution de la couleur des yeux qui deviennent roses.

Notons que l'on ne retrouve pas comme pour les autres rongeurs le locus Brown B.

Tous les phénotypes dont on connaît actuellement le ou les génotypes sont listés dans le tableau XXXVII. Les génotypes des phénotypes blancs aux yeux noirs, blancs à la queue foncée et blanc aux yeux roses n'ont pas tous été identifiés c'est pourquoi ils ne figurent pas ce tableau.

Quelques exemples de croisements sont donnés dans la figure 57.

Remarque : Joerg Eberbeck a créé un mini programme permettant de prévoir la couleur des petits issus de deux parents dont on connaît le génotype. L'accès Internet est possible en passant par le site Internet du National Gerbils Council [21].

Tableau XXXVII : récapitulatif des différents phénotypes reconnus chez les gerbilles avec leurs génotypes respectifs.

Phénotypes	Génotypes						Remarques
	Locus agouti	Locus couleur	Locus dilution	Locus extension	Locus gris	Locus pink-eyed	
Agouti doré = sauvage	A-	C-	D-	E-	G-	P-	
Cannelle	A-	CC	D-	E-	G-	pp	= cinnamon =argente golden absence de poil de garde noir
Agouti gris	A-	C-	D	E-	gg	P-	♀ chinchilla
Crème	A-	C-	D-	E-	gg	pp	
Crème argenté	A-	Cc ^h	D-	E-	G-	pp	
Miel aux yeux noirs	A-	C-	D-	ee	G-	P-	
Miel aux yeux rouges	A-	C-	D-	ee	G-	pp	= yellow fox
Noir	aa	C-	D-	E-	G-	P-	
Lilas	aa	C-	D-	E-	G-	pp	
Gris colombin	aa	Cc ^h	D-	E-	G-	pp	= dove
Bleu ardoise	aa	C-	D-	E-	gg	P-	
Muscade	aa	C-	D-	ee	G-	P-	= nutmeg
Muscade silver	aa	C-	D-	ee	gg	P-	=silver nutmeg
Safran	aa	C-	D-	ee	G-	pp	=argente nutmeg
Siamois	aa	c ^h c ^{chm}	D-	E-	G-	P-	
Burmese	aa	c ^{chm} c ^{chm}	D-	E-	G-	P-	=chinchilla moyen
Himalayen	aa	c ^h c ^h	D-	E-	G-	P-	= blanc à queue foncée
Perle	A-	c ^{chm} c-	D-	E-	G-	P-	=colourpoint agouti

Remarque : un trait d'union remplace n'importe quel allèle sauvage ou mutant pour le locus considéré. Par exemple, C- peut être les combinaisons : CC, Cc^h ou Cc^{chm}.

Figure 57 : exemple d'un croisement pour obtenir des animaux "bleu ardoise" (aa C- D- E- gg P-)

Il faut croiser une gerbille agouti golden avec une gerbille agouti gris, *toutes deux porteuses de l'allèle "non agouti" a. et de l'allèle "grey" g et homozygotes pour les allèles C, D, E et P.* Les résultats possibles de ce croisement sont indiqués dans le tableau XXXVIII.

Tableau XXXVIII : résultat du croisement entre une gerbille agouti doré et une autre agouti gris [21].

		Agouti doré Aa C- D- E- Gg	x	Agouti gris Aa C- D- E- gg			
		Gamètes du parent agouti doré					
		AG 25%	Ag 25%	aG 25%	ag 25%		
Gamètes du parent Agouti gris	Ag 50%	AAGg Agouti doré 12,5%	Aagg Agouti gris 12,5%	AaGg Agouti doré 12,5%	Aagg Agouti gris 12,5%		
	ag 50%	AaGg Agouti doré 12,5%	Aagg Agouti gris 12,5%	aaGg noir 12,5%	aagg bleu ardoise 12,5%		

En conclusion, cet accouplement conduit à 37,5% de petits agoutis dorés, 37,5% de petits agoutis gris, 12,5% de petits noirs et 12,5% de petits bleus ardoise.

Attention, si les deux parents sont hétérozygotes pour un des loci C, D, E ou P alors ce tableau de prédiction est faux car les combinaisons alléliques changent. Ainsi, si les deux parents sont porteurs de l'allèle p, il peut apparaître dans la descendance des animaux cannelles (A- G- pp), crèmes (A- gg- pp), lilas (aa G- pp) ou blancs aux yeux rubis (aa gg pp).

5.1.2. Gènes responsables de tâches blanches

L'allèle Spotting, Sp, est dominant, certains auteurs le nomment "White Spotting", (WS). Il détermine des tâches blanches sur la tête, le cou, le ventre et la queue et dilue aussi la couleur du pelage. L'allèle sauvage (+) n'induit aucune tâche.

Selon l'importance et la localisation des tâches blanches, on parle de gerbilles à collier, variegated (ou mosaïque : tâches irrégulières réparties de façon arbitraire sur le corps), à spot (spotted ou patched), tachetées (mottled) ou encore pies.

Il semble que la présence unique d'une fine tâche blanche sur la face associée ou non à une ou plusieurs tâches blanches sur les pattes ne soit pas due à ce gène.

Les individus homozygotes pour cet allèle ne sont pas viables et meurent souvent *in utero*. Les individus tachetés sont donc tous (Sp+) et les individus non tachetés (++). On comprend alors que l'accouplement entre un individu tacheté avec un individu non tacheté donne 50% d'animaux tachetés et 50 % d'animaux non tachetés (cf. tableau XXXIX) alors qu'un accouplement entre deux animaux tachetés donne 2/3 d'animaux tachetés et 1/3 d'animaux non tachetés (cf. tableau XXXX).

Tableau XXXIX : résultats du croisement entre une gerbille tachetée et une autre non tachetée.

Parents (allèle transmis par le gamète)		Tacheté Sp+			
		(Sp)		(+))	
Non tacheté ++	(+)	Sp+ = tacheté	25%	++ = non tacheté	25%
	(+)	Sp+ = tacheté	25%	++ = non tacheté	25%
Conclusion : Nouveau-nés		tachetés 50%		non tachetés 50%	

Tableau XXXX : résultats du croisement entre deux gerbilles tachetées.

Parents (allèle transmis par le gamète)		Tacheté Sp+			
		(+))		(Sp)	
Tacheté	(+)	++ = non tacheté	25%	Sp+ = tacheté	25%
	(Sp)	Sp+ = tacheté	25%	SpSp = non viable	25%
Conclusion :	Fœtus	25% non viables + 25% non tachetés + 50% de tachetés			
	Nouveau-nés	2/3 des nouveau-nés tachetés + 1/3 non tachetés			

5.1.3. Gènes responsables du type de poils

Les phénotypes rex, satin et angora n'existent pas encore chez la gerbille. Peut-être le seront-ils dans quelques années ?

5.1.4. Gènes incriminés dans le phénotype "gerbille nue"

Un seul gène responsable de ce phénotype est décrit chez la gerbille : il s'agit du gène "hairlessness" qui s'apparente à des animaux double rex.

5.1.5. Gènes de pigmentation et performances zootechniques [56, 77]

Les individus agoutis, agoutis tachetés, albinos, noirs et noirs tachetés présentent une courbe de croissance et des performances reproductrices similaires. Il semblerait toutefois que la période de délivrance diffère.

Rappelons que la couleur d'une gerbille peut influencer sa préférence sexuelle dans le choix du partenaire sexuel.

Les individus porteurs de l'allèle chinchilla moyen (c^{chm}) ont une fertilité et une viabilité normales même à l'état homozygote.

5.2. Maladie héréditaire principale : l'épilepsie [40, 100, 105, 117, 142]

Les gerbilles développent spontanément des crises convulsives suite à différents stimuli déclencheurs d'un stress comme par exemple la prédation, des bruits soudains, une manipulation, une excitation ou un nouvel environnement. A l'état sauvage, le stimuli déclencheur le plus fréquent est la prédation. L'explication d'un tel comportement serait de déconcerter le prédateur qui se retrouve devant une proie convulsant. En captivité, le stimulus

le plus commun est un environnement inconnu. Il est estimé que 27% des gerbilles placées dans un environnement nouveau développent une crise convulsive.

Il existe une prédisposition héréditaire, les sujets albinos étant les moins sensibles. Cette prédisposition serait due en partie à une altération de la neuromédiation par le GABA.

Ces crises convulsives apparaissent à partir de l'âge de deux mois, en moyenne à 47 jours chez les femelles et à 57 jours chez les mâles. L'intensité maximale des crises est atteinte vers l'âge de 6 mois.

On distingue 6 stades selon l'intensité des crises :

- Stade 0 : absence de crise ;
- Stade 1 : mouvements accélérés des vibrisses et des oreilles, l'animal bouge mais tambourine parfois le sol avec ses postérieurs ;
- Stade 2 : animal immobile, mouvements des vibrisses, des oreilles et des paupières accélérés, myoclonies ;
- Stade 3 : animal immobile avec secousses myocloniques généralisées, l'animal fait le "gros dos", retour à un niveau de vigilance normal après une courte phase de repos ;
- Stade 4 : crises clonico-toniques, animal sur ses pattes, phase de repos longue ;
- Stade 5 : crises clonico-toniques avec pertes de l'équilibre, roulés-boulés fréquents, animal parfois en décubitus ;
- Stade 6 : crise fatale (rare).

Diverses molécules anti-épileptiques peuvent être utilisées chez la gerbille. Pour les crises mineures (stades 1 et 2), les benzodiazépines (diazépam), l'acide valproïque et l'éthosuximide peuvent être utilisés. Pour les crises majeures (stades 3 à 5), la primidone (phénobarbital), la phénytoïne et la carbamazépine sont efficaces. Excepté le phénobarbital qui a une demi-vie moyenne de 10,6 heures, les autres molécules ont une demi-vie brève. La concentration sanguine de phénobarbital pour des doses thérapeutiques est de l'ordre de 2 à 5 microgrammes par millilitres.

|

|

Conclusion

Les Rongeurs Myomorphes domestiques ont malgré leur parenté des besoins spécifiques qu'il faut connaître et maîtriser pour mettre en place un élevage de qualité. Les conditions d'élevage (reproduction et logement) découlent d'une connaissance précise de leur mode de vie. Sur cette base, il est possible de distinguer deux groupes très différents et un troisième intermédiaire.

Les rats, souris, gerbilles et hamsters nains russes et sibériens forment ce premier groupe, celui des rongeurs sociaux. Ces animaux ont besoin de vivre en collectivité plus ou moins importante, mixte ou non, pour pouvoir exprimer les comportements naturels nécessaires à leur bien être. Ainsi, lorsque les groupes sont mixtes, la reproduction pose peu de problèmes majeurs. En fait, le point critique de leur élevage est la formation des groupes, l'installation de la hiérarchie avec d'éventuelles agressions et surtout l'introduction d'un nouvel animal dans un groupe déjà formé qui peut se terminer par une issue fatale pour ce dernier. D'un point de vue théorique, les éleveurs peuvent être débutants ou expérimentés car l'élevage de ces animaux se prête tout particulièrement à l'initiation comme au perfectionnement et peut même satisfaire les personnes demandeuses de techniques d'élevage très pointues comme l'insémination artificielle.

Les hamsters dorés et chinois (second groupe) sont des animaux qui vivent solitairement et sont très agressifs les uns envers les autres, hormis pendant la période sexuelle. Ceci explique que le point critique de leur élevage est la reproduction et notamment le moment de la mise en commun des partenaires sexuels et celui de leur séparation. Si ces deux points ne sont pas maîtrisés, la reproduction se solde au mieux par de mauvais résultats et au pire par la mise à mort d'un des partenaires (souvent le mâle). Le hamster chinois présente une exigence supplémentaire : le mâle ne reste fertile que si il peut s'accoupler plusieurs fois par semaine ce qui implique que le cheptel doit comporter un nombre suffisant de femelles et finalement que l'éleveur accepte de se lancer dans un élevage avec une productivité élevée.

Enfin, le hamster de Roborovski (seule espèce du dernier groupe) est à l'heure actuelle peu connu. Il semble que son élevage soit intermédiaire entre les deux premiers groupes car si il s'agit d'un animal social qui a peu d'exigences spécifiques pour sa détention, sa reproduction reste difficile. Ceci serait dû à sa très grande sensibilité au stress mais trop peu d'études ont été menées pour l'affirmer.

Ce regroupement ne permet pas de mettre en lumière l'importance de l'alimentation et du logement. Toutefois, il faut garder à l'esprit que la reproduction est conditionnée par une bonne gestion de ces deux paramètres et si chez le chien et le chat la pathologie prime sur les conditions d'entretien, chez les Rongeurs les mauvaises conditions d'entretien sont la première cause de résultats décevants de reproduction.

|

|

Discussion

- A propos de ma bibliographie...

Ce qui m'a surpris en réalisant ma bibliographie est que malgré le grand nombre des thèses de Doctorat Vétérinaire consacrées aux rongeurs, une seule traitait de l'élevage des rongeurs en tant qu'animaux de compagnie.

De plus, une grande partie de ma bibliographie est fondée sur des écrits concernant les animaux de laboratoire et s'il est vrai que certains d'entre eux datant un peu ne sont pas adaptés aux besoins des animaux de compagnie, les ouvrages et articles récents prennent le bien-être animal comme une condition indispensable aux bonnes pratiques de l'expérimentation.

Une autre part relativement importante de ma bibliographie est issue des sites Internet [16, 21, 126, 127, 137, 147]. En effet, si certains d'entre eux (non cités) manquent de rigueur, d'autres sont très complets et témoignent d'une activité très importante de la part des éleveurs de rongeurs.

- A propos des éleveurs...

Un aspect très intéressant de ce travail est la disparité qui existe entre les éleveurs de rats, de souris, de hamsters et de gerbilles concernant l'échange des connaissances sur les animaux. En effet, après avoir contacté un grand nombre d'éleveurs, je me suis rendue compte que les éleveurs de rats et de gerbilles sont très accessibles et favorables à l'échange d'informations tandis que les éleveurs de souris sont très fiers de leurs animaux mais restent assez discrets et les éleveurs de hamsters exposent leurs animaux sans autre but. Pour être plus explicite, tous les éleveurs de rats (plus d'une vingtaine d'éleveurs en France ou au Québec) et les deux éleveurs de gerbilles (un Français et un Anglais) ont répondu à ma demande et m'ont aidé dans mon travail alors qu'aucun éleveur de hamsters sur huit éleveurs contactés ne m'a répondu. Pour les éleveurs de souris, il existe peu de sites qui leur sont consacrés entièrement et seuls les éleveurs possédant des rats ou d'autres animaux m'ont contacté.

- A propos de mes échecs...

Enfin, je n'ai pas réussi malgré mes diverses tentatives à trouver des chiffres concernant les populations de chacune des espèces en France. Seuls les chiffres concernant la population globale de rongeurs et issus de la Sofres sont disponibles. Il est vrai toutefois que le monde des rongeurs est un monde à part dans lequel nous (vétérinaires et personnes travaillant dans les filiales animalières) ne discernons que la partie émergente de l'iceberg. Il suffit de se plonger sur Internet pour entre-apercevoir la partie immergée qui apparaît colossale et se rendre compte que l'estimation des populations de rats, souris, hamsters ou gerbilles semble être une entreprise hasardeuse.

Annexes

Annexe 1 : liste des aliments utilisables chez les rongeurs Myomorphes.

Annexe 2 : planches de quelques robes chez les différentes espèces.

Annexe 3 : fiche sur la conduite de l'élevage : local de quarantaine, identification des animaux et transport.

Annexe 4 : zoonoses transmises par les rongeurs domestiques et risque allergique.

Annexe 5 : protocoles analgésiques chez les rongeurs Myomorphes.

Annexe 6 : protocoles anesthésiques chez les rongeurs Myomorphes.

ANNEXE 1 : LISTE DES ALIMENTS QUE L'ON PEUT UTILISER EN RATIONNEMENT MENAGER CHEZ LES MYOMORPHES.

[39, 45, 46, 60, 78, 91, 92, 113, 117, 134, 138, 150, 151, 160, 161, 162]

Annexe 2a : cas des rats et souris.

Nature des aliments		énergie kcal/100g	protides g/ 100g	lipides	glucides	fibres	remarques
Céréales	Avoine (son d')	290	13,7	3,3	51,3	23,5	Mg, K, Ca, Fe
	Blé (son de)	159	14	4	16,8	46	Mg, K, Ca, Fe
	Maïs doux conserve	97	3	1,2	18,2	2,3	Na, K, vit A et B
	Muesli	409	9,7	12	64,5	7,1	Source vit. B
	Pain complet	234	9	1,8	44,2	7	Na, K, vit B
	Pain de seigle	237	6,7	1	49	5,5	Na, K, vit B
	Riz blanc cuit	119	2,3	0,2	26,3	0,5	
	Riz soufflé cru	391	6,3	0,6	87,7	1,4	
	Semoule cuite	225	7,8	0,8	45,6		
	Sésame (graines)	564	19	50	10	11	Mg, K, Ca
	Smacks K's	380	7	2	84	3	K, vit C et B
Tournesol (graine)	594	22,3	50,2	14	6	Mg, K, Ca, vit B	
Fruits	Abricot frais (1=30g)	42	0,8	0,1	10	2,1	K ; vit A-E-B
	Abricot sec (1=8g)	205	4	0,6	39,3	13,7	
	Ananas frais	63	0,66	0	15	2	K ; vit B
	Banane (1=150g)	90	1,1	0,33	21	2	
	Fraise	34	0,7	0,5	7	2,2	
	Framboise	36	1,2	0,6	7	6,7	K ; Ca
	Figue sèche (1=15g)	239	3,2	1,2	56,8	11	
	Noisette	600	13,3	56,7	16,7	10	Mg ; K
	Noix cerneaux	633	13,3	60	13,3	6,7	Papaïne ; vit A
	Noix de coco séchée	593	6,2	58	11,8	17	
	Papaye	32	0,5	0,1	7,6	1,9	K ; vit A et B
	Pomme crue (1=150g)	49	0,3	0,3	11,7	2,1	K ; vit B
	Pruneau sec (1=18g)	163	2,5	0,3	39,8	16	K ; vit A et B
	Raisin noir frais	67	0,6	0,7	15,5	0,4	
Tomate crue	19	0,8	0,3	3,5	1,2		
Légumes	Salade laitue crue	12	1,2	0,3	1,3	1,5	Vit A
	Endive crue	8	1	0,2	0,7	2,5	K, vit A et B
	Carottes crues	31	0,8	0,3	6,6	2,6	Vit A +++
	Pomme de terre cuite à l'eau ou à la vapeur	81	1,5	0,1	18	1,3	K, vit B
	Purée de pomme de terre	91	2,2	2,9	13,7	1,7	Na, K, vit B
	Courgette	54	13	0,6	0,1	2,5	K, vit A
	Épinards cuits	17	2,8	0,3	0,8	3	Vit A - B +++
	Haricots verts conserve	19	1,3	0,1	3,1	2,5	Na, vit A et B
	Petits pois conserve	73	4,4	0,6	12,4	5	Na, vit A et B
	Citrouille	30	1,3	0	6	2,8	K, vit A
	Radis	15	0,6	0,3	2,6	1,2	K, Ca, vit B
Persil frais	27	4,4	0,5	1,4	6	K, Ca+++, vit A +++ et B	
Produits animaux	Emmenthal	378	294	28,8	0	0	Ca +++, Na
	Œuf dur	146	12,5	10,5	0,3	0	Protéines +++
	Blanc de poulet	111	238	1,8	0	0	Protéines ++
	Filet de cabillaud, four	97	22,1	1	0	0	Na, K, vit B
	Vers de farine	?					2 à 3 / semaine
	(Yaourt maigre nature)	44	4,5	0,3	4,9	0	Ca. A éviter.

Annexe 2b : cas des hamsters.

Nature des aliments		énergie kcal/100g	protides g/ 100g	lipides	glucides	fibres	remarques
Céréales	Avoine (son d')	290	13,7	3,3	51,3	23,5	Mg, K, Ca, Fe
	Muesli	409	9,7	12	64,5	7,1	Source vit. B
	Pain complet	234	9	1,8	44,2	7	Na, K, vit B
	Riz blanc cuit	119	2,3	0,2	26,3	0,5	
	Riz soufflé cru	391	6,3	0,6	87,7	1,4	
	Semoule cuite	225	7,8	0,8	45,6		Na, vit B
	Corn Flackes (Kellogg'S)	370	8	1	82	3	
Fruits	Abricot frais (1=30g)	42	0,8	0,1	10	2,1	K ; vit A-E-B
	Abricot sec (1=8g)	205	4	0,6	39,3	13,7	
	Ananas frais	63	0,66	0	15	2	K ; vit B
	Banane (1=150g)	90	1,1	0,33	21	2	
	Fraise	34	0,7	0,5	7	2,2	
	Framboise	36	1,2	0,6	7	6,7	K ; Ca
	Figue sèche (1=15g)	239	3,2	1,2	56,8	11	
	Noisette	600	13,3	56,7	16,7	10	Mg ; K
	Noix cerneaux	633	13,3	60	13,3	6,7	Papaïne ; vit A
	Noix de coco séchée	593	6,2	58	11,8	17	
	Papaye	32	0,5	0,1	7,6	1,9	K ; vit A et B
	Pomme crue (1=150g)	49	0,3	0,3	11,7	2,1	K ; vit B
	Pruneau sec (1=18g)	163	2,5	0,3	39,8	16	K ; vit A et B
	Raisin noir frais	67	0,6	0,7	15,5	0,4	
Tomate crue	19	0,8	0,3	3,5	1,2		
Légumes	Salade laitue crue	12	1,2	0,3	1,3	1,5	Vit A
	Endive crue	8	1	0,2	0,7	2,5	K, vit A et B
	Carottes crues	31	0,8	0,3	6,6	2,6	Vit A +++
	Pomme de terre cuite à l'eau ou à la vapeur	81	1,5	0,1	18	1,3	K, vit B
	Purée de pomme de terre	91	2,2	2,9	13,7	1,7	Na, K, vit B
	Courgette	54	13	0,6	0,1	2,5	K, vit A
	Epinards cuits	17	2,8	0,3	0,8	3	Vit A - B +++
	Haricots verts conserve	19	1,3	0,1	3,1	2,5	Na, vit A et B
	Petits pois conserve	73	4,4	0,6	12,4	5	Na, vit A et B
	Citrouille	30	1,3	0	6	2,8	K, vit A
	Radis	15	0,6	0,3	2,6	1,2	K, Ca, vit B
Persil frais	27	4,4	0,5	1,4	6	K, Ca+++ , vit A +++ et B	
Produits animaux	Emmenthal	378	29,4	28,8	0	0	Ca +++, Na
	Œuf dur	146	12,5	10,5	0,3	0	Protéines +++
	Blanc de poulet	111	23,8	1,8	0	0	Protéines ++
	Filet de cabillaud, four	97	22,1	1	0	0	Na, K, vit B
	Vers de farine	?					2 à 3 / semaine
	(Yaourt maigre nature)	44	4,5	0,3	4,9	0	Ca. A éviter.

Annexe 2c : cas de la gerbille.

Nature des aliments		énergie kcal/100g	protides g/ 100g	lipides	glucides	fibres	remarques
Céréales	Avoine (son d')	290	13,7	3,3	51,3	23,5	Mg, K, Ca, Fe
	Blé (son de)	159	14	4	16,8	46	Mg, K, Ca, Fe
	Maïs doux conserve	97	3	1,2	18,2	2,3	Na, K, vit A et B
	Muesli	409	9,7	12	64,5	7,1	Source vit. B
	Pain complet	234	9	1,8	44,2	7	Na, K, vit B
	Pain de seigle	237	6,7	1	49	5,5	Na, K, vit B
	Riz blanc cuit	119	2,3	0,2	26,3	0,5	
	Riz soufflé cru	391	6,3	0,6	87,7	1,4	
	Semoule cuite	225	7,8	0,8	45,6		
	Sésame (graines)	564	19	50	10	11	Mg, K, Ca
	Smacks K's	380	7	2	84	3	K, vit C et B
Tournesol (graine)	594	22,3	50,2	14	6	Déséquilibrées, à limiter impérativement	
Fruits	Abricot frais (1=30g)	42	0,8	0,1	10	2,1	K ; vit A-E-B
	Abricot sec (1=8g)	205	4	0,6	39,3	13,7	
	Ananas frais	63	0,66	0	15	2	K ; vit B
	Banane (1=150g)	90	1,1	0,33	21	2	
	Fraise	34	0,7	0,5	7	2,2	
	Framboise	36	1,2	0,6	7	6,7	K ; Ca
	Figue sèche (1=15g)	239	3,2	1,2	56,8	11	
	Melon	34	0,7	0,1	8	0,9	K, vit A, vit B
	Noisette	600	13,3	56,7	16,7	10	
	Noix cerneaux	633	13,3	60	13,3	6,7	
	Noix de coco séchée	593	6,2	58	11,8	17	Mg ; K
	Papaye	32	0,5	0,1	7,6	1,9	Papaïne ; vit A
	Pomme crue (1=150g)	49	0,3	0,3	11,7	2,1	
	Pruneau sec (1=18g)	163	2,5	0,3	39,8	16	K ; vit A et B
Raisin noir frais	67	0,6	0,7	15,5	0,4	K ; vit B	
Tomate crue	19	0,8	0,3	3,5	1,2	K ; vit A et B	
Légumes	Salade laitue crue	12	1,2	0,3	1,3	1,5	Vit A
	Endive crue	8	1	0,2	0,7	2,5	K, vit A et B
	Carottes crues	31	0,8	0,3	6,6	2,6	Vit A +++
	Pomme de terre cuite à l'eau ou à la vapeur	81	1,5	0,1	18	1,3	K, vit B
	Purée de pomme de terre	91	2,2	2,9	13,7	1,7	Na, K, vit B
	Courgette	54	13	0,6	0,1	2,5	K, vit A
	Epinards cuits	17	2,8	0,3	0,8	3	Vit A - B +++
	Haricots verts conserve	19	1,3	0,1	3,1	2,5	Na, vit A et B
	Petits pois conserve	73	4,4	0,6	12,4	5	Na, vit A et B
	Citrouille	30	1,3	0	6	2,8	K, vit A
	Radis	15	0,6	0,3	2,6	1,2	K, Ca, vit B
Persil frais	27	4,4	0,5	1,4	6	K, Ca+++, vit A +++ et B	
Produits animaux	Emmenthal	378	29,4	28,8	0	0	Ca +++, Na
	Œuf dur	146	12,5	10,5	0,3	0	Protéines +++
	Blanc de poulet	111	23,8	1,8	0	0	Protéines ++
	Filet de cabillaud, four	97	22,1	1	0	0	Na, K, vit B
	Vers de farine	?					2 à 3 / semaine
	(Yaourt maigre nature)	44	4,5	0,3	4,9	0	Ca. A éviter.

ANNEXE 2 : PHOTOGRAPHIES DE QUELQUES ROBES CHEZ LES DIFFERENTES ESPECES ETUDIEES DE RONGEURS DOMESTIQUES.

1. LES RATS

Les variétés agoutis : agouti, agouti abricot, agouti dilué, agouti bleu et agouti lilas ;
Les variétés de couleur uniforme : noir, albinos, bewed, chocolat (satiné), topaze, champagne, vison (berkshire), fauve orangé ;
Les variétés bleues : bleu russe, bleu américain, bleu silver ;
Les variétés siamoise et himalayenne (rex);
Les variétés de rats nus : double rex, fuzzy, hairless ;
Les variétés de patrons : hooded, caped, husky, husky à bande, bareback, variegated, étoilé et blazed ;
Les autres variétés : dumbos et odd-eyed.

2. LES SOURIS

Souris tan chocolat soyeuse ;
Souris variegated noire
Souris angora orange satinée ;
Souris frisée himalayenne ;
Souris broken marked chocolat ;
Souris even marked noire.

3. LES HAMSTERS

Variétés de hamsters dorés : à poils courts, à poils longs, à poils satinés ; sauvage, rouille, crème aux yeux noirs, miel, orange, cannelle, noir, blanc aux yeux noirs, gris silver, gris pâle, sombre ; écaille de tortue, mosaïque, à bande.
Variétés de hamsters russes : perle, bleu, variegated noir, argenté aux yeux noirs, platine, dalmatien, angora crème aux yeux noirs.

4. LES GERBILLES

Les variétés unicolores : agouti doré, agouti doré dilué, agouti gris, agouti , noir, blanc aux yeux rubis, lilas, bleu (ardoise), safran, dove, argente, siamois, burmese, perle ;
Les variétés tachetées : spotted, patched, pies et mosaïque.

1. Les rats [16, 126, 127, 147, * (= moi-même)]

1.1. Les variétés agoutis

Rat [*] et raton agoutis [126]



Rat agouti abricot (yeux roses) [*]



Rat ambre (agouti dilué, yeux noirs) [*]



Rat agouti bleu (opale) [147]



Rat agouti lilas (lynx), odd eyed [147]



1.2. Les variétés de couleurs simples

Rat noir [*]



Rat chocolat rex satin [147]



Rat albinos [*]



Rat blanc aux yeux noirs (bewed) comparé avec un rat albinos (à droite) [*]



Rat vison berkshire [*]



Rat topaze (yeux rubis foncés) [*]



Rat hooded champagne (yeux roses) [16]
[126]



Ratons fauve orangé aux yeux roses



1.3. Les variétés bleues

Ratte [147] et raton bleus russes (husky à gauche) [126]



Rat husky bleu silver étoilé [*]



Ratons bleus et hooded bleu (américain) [147]



Rats adultes bleus (américain) [126]



1.4. Les variétés himalayenne et siamoise

Rat rex himalayen [*]

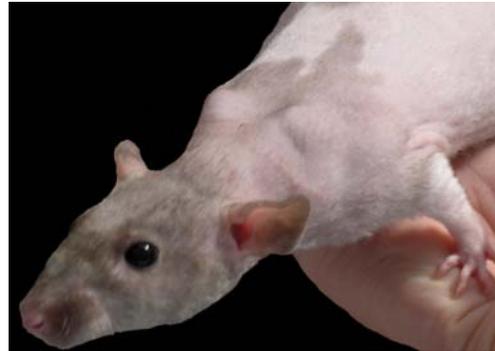


Rats rex siamois (à côté d'un rat rex chocolat) [16]



1.5. Les variétés de rats nus

Rats double rex [*]



Rat fuzzy [126]

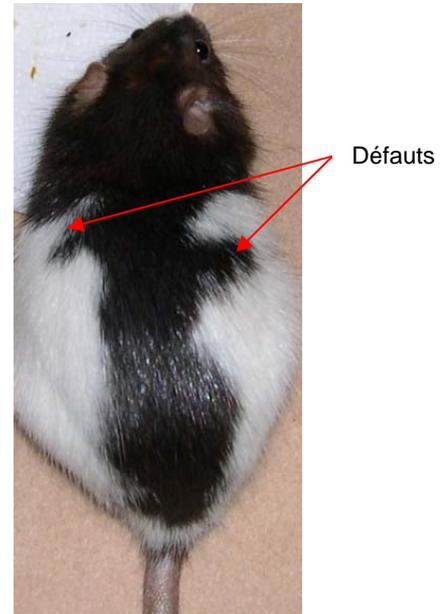


Rat hairless [126]



1.6. Les variétés de patron

Rat blazed hooded noir (de profil et de dessus) [*]



Rat hooded bleu (beau marquage) [*]



Rat variegated noir [126]



Rat husky à bande bleu (beau marquage) [126]



Rat bareback noir étoilé [147]



Rat caped double rex blazed noir [126]



1.7. Les autres variétés : oreilles et yeux

Rats dumbos

1. oreilles en tulipe [*]



2. oreilles rondes [*]



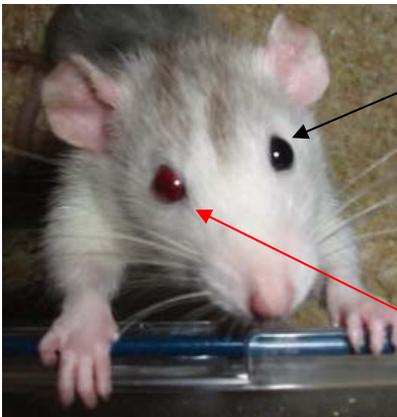
3. oreilles pliées [126]



4. oreilles en papillon [*]

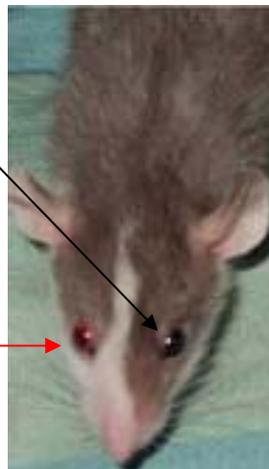


Rats odd eyed []



Œil noir

Œil rouge



(rat havane)

2. Les souris [126, 127]

Souris fox chocolat soyeuse



Souris varieagated noire étoilée



Souris angora satin orange



Souris broken marked fauve étoilée



Souris frisée himalayenne



Souris even marked noire



3. Les hamsters [126, 127 et photos gracieusement prêtées par le Dr BOUSSARIE, ♣]

3.1. Le hamster doré

Hamster agouti doré (sauvage) [127]



Hamster orange (rouille) [♣]



Hamster crème à bande [♣]



Hamster blanc aux yeux noirs [♣]



Hamster angora gris silver [♣]



Hamster cannelle tacheté [♣]



Hamster gris pâle (dove) [♣]



Hamster angora satiné sombre (umbrous) [♣]



Hamster écaille de tortue [♣]



Jeunes hamsters âgés de trois semaines [127]

Hamster sauvage



Hamster orange



Hamster crème aux yeux noirs (beige)



Hamster noir



Portée de jeunes hamsters crème, sauvage, miel, cannelle et blanc.



3.2. Le hamster russe

Hamster perle [127]



Hamster variegated noir [127]



Hamster dalmatien [127]



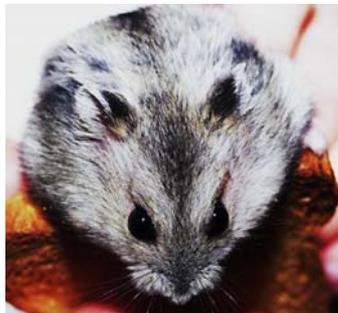
Hamster angora crème
aux yeux noirs [127]



Hamster panaché [♣] Hamster argent aux yeux noirs [♣]



Hamster bleu [♣]



3.3. Le hamster de Roborovski [126]



4. Les gerbilles [21]

4.1. Les variétés de gerbilles unicolores

Agouti doré



Agouti gris



Agouti dilué



Blanc aux yeux rubis foncé



Lilas



Lilas (reflet)



Noir satiné



Bleu



Ardoise (bleu russe)



Safran



Smoke ou perle (agouti gris dilué)



Siamois



Burmese



4.2. Les variétés avec du blanc : spotted, patched, pied, mosaïque.

Spotted noir



Spotted agouti



Spotted agouti gris



Spotted argente et lilas



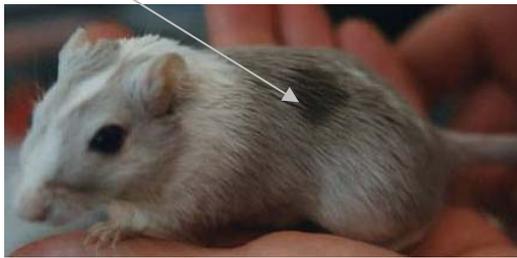
Pie noire



Pie (à droite) et spotted (à gauche) noire



Darkpatch sur une gerbille lilas pie



Darkpatch sur une gerbille dove



Mosaïque ou variegated.



ANNEXE 3 : CONDUITE DE L'ÉLEVAGE : LOCAL DE QUARANTAINE, IDENTIFICATION ET TRANSPORT DES ANIMAUX

Le mode de conduite le plus pratique en élevage professionnel est celui de la batterie [81].

1. Les locaux à fonction particulière et la quarantaine

Outre le local des animaux, il faut disposer dans un élevage d'une **infirmerie** réservée aux animaux malades pour éviter la contagion de certaines affections à d'autres animaux sains et d'un **local de quarantaine** dans un endroit calme pour les nouveaux arrivants. Ce dernier permet d'une part de diminuer le stress des animaux après un transport qui peut être néfaste pour la santé et les performances des animaux (cf. paragraphe 4.3.3). D'autre part, une période de quarantaine est nécessaire pour mettre en évidence une maladie potentiellement dangereuse pour tout l'élevage qui était au stade d'incubation lors de l'acquisition de l'animal. Des études montrent qu'une durée d'une semaine semble correcte [7, 35] pendant laquelle une *observation quotidienne* de tous les animaux associée dans les grands élevages à des *contrôles microbiologiques* (tests sérologiques, cultures bactériennes, examens de la peau) sont indispensables [159]. à d'autres

2. L'identification des animaux

[4, 32, 12, 26, 39, 42, 51, 123]

Il peut être judicieux dans un élevage de grande envergure ou dans le cadre des expositions et des concours d'identifier les animaux. Divers moyens existent, temporaires ou définitifs. Parmi ceux-ci, on peut citer :

- L'identification par les marquages du pelage, utilisable sur les animaux pigmentés présentant un patron particulier de robe ;
- La tonte d'une zone peut être utilisée temporairement avec comme inconvénient le côté inesthétique ;
- La peinture du pelage ou de la queue avec de l'encre résistante à l'eau : elle permet une identification de 2 à 3 semaines et est réalisée sans douleur pour l'animal.
- Les boucles d'identification à l'oreille (le pastillage) : elles sont disponibles mais présentent l'inconvénient majeur de pouvoir être arrachées lors de combats ou de jeux et elles peuvent être changées par un éleveur peu scrupuleux pour les concours.
- Les tatouages sous anesthésie générale : ils assurent une identification durant toute la vie de l'animal. ils peuvent se faire avec des chiffres, lettres ou les deux ou encore avec des symboles, à la base de la queue ou sur les oreilles.
- Les encoches à l'oreille, la queue ou les doigts sont à proscrire tant pour l'aspect mutilation que pour leur utilité puisqu'elle peut se confondre avec une cicatrice de combat.
- Les transpondeurs sous cutanés : ils peuvent être employés mais une anesthésie est nécessaire lors de la mise en place. Le plus petit transpondeur qui existe à l'heure actuelle mesure 2,1 mm et pèse 67 mg. Cependant, son utilisation ne pose pas de problème. Les avantages principaux sont qu'ils sont inviolables, faciles à mettre en place dans un pli de peau, très bien tolérés et ils ne se voient pas de l'extérieur. L'inconvénient est qu'il faut être muni d'un lecteur pour identifier l'animal et qu'il n'existe pas encore de fichier central ni pour la souris ni pour le rat.

3. Le transport des animaux

[75, 123, 135]

Le transport des souris et des rats est requis pour aller à des expositions, des concours, dans d'autres élevages, partir en vacances ou encore aller en consultation chez le vétérinaire. C'est un événement particulièrement stressant pour l'animal avec des conséquences comportementales, sanitaires (aggravation de la maladie) et physiologiques (stress, perte de poids). Une étude réalisée en 1994 révèle que les souris présentent une normalisation de la cortisolémie en 24 heures après un transport même minime (changement de pièce). Toutefois, les comportements social, alimentaire et sexuel restent quantitativement et qualitativement anormaux pendant plus de 4 jours. Ce délai est le même chez le rat.

Cette grande susceptibilité explique pourquoi des mesures préventives sont nécessaires :

- mettre une litière abondante ;
- mettre à disposition de l'alimentation si le voyage dure plus de 6 heures tels que des quartiers de pomme ou d'autres fruits ou légumes qui apportent aussi de l'eau ;
- utiliser une cage de taille suffisante pour tous les animaux ;
- laisser les animaux en groupe car ils seront moins sensibles à l'hypothermie. Le fait que les souris soient en groupe ou solitaires lors d'un transport ne modifie en rien le stress subi ;
- éviter les courants d'air, variations de température et bruits excessifs.

ANNEXE 4 : ZONOSSES TRANSMISES PAR LES RONGEURS DOMESTIQUES ET RISQUE ALLERGIQUE.

1. Les zoonoses majeures du rat et de la souris
[34, 43, 45, 55, 81, 162]

1.1. Les zoonoses parasitaires dues à des acariens

Les Gamasiformes hématophages, *Ornithonyssus bacoti*, sont des acariens du rat et de la souris qui se développent surtout dans les élevages importants et piquent facilement l'homme.

Les dermatites irritatives pseudo parasitaires de l'homme peuvent être dues aux acariens *Myocoptes musculus* et *Myobia muscili* qui ne sont pas des parasites de l'homme mais qui sont responsables d'un phénomène irritatif local transitoire de quelques jours. Chez le rat, ces acarioses se traduisent par des lésions prurigineuses et érythémateuses avec une dépilation de la face, des oreilles, du cou et des épaules. Des lésions d'auto mutilation peuvent s'ajouter au tableau clinique.

La gale très répandue chez le rat due à *Notoedres muris* n'est pas une zoonose.

1.2. Les zoonoses parasitaires internes

Les cestodoses à *Hymenolepis nana* sont liées à une ingestion d'œufs embryonnés par l'homme qui est l'hôte essentiel du parasite, le rat ou la souris n'étant qu'un hôte secondaire. Ce parasitisme est le plus souvent asymptomatique mais il peut être responsable de douleurs abdominales et de diarrhée. Notons toutefois que l'homme peut s'auto infester.

Un autre cestode se rencontre moins souvent : *Hymenolepis diminuta* dont le cycle est indirect c'est-à-dire que le développement du cestode nécessite un hôte intermédiaire (arthropode coprophage). Son hôte essentiel est un rongeur et l'homme n'est parasité que s'il ingère un hôte intermédiaire hébergeant le cestode. Ceci explique que cette zoonose accidentelle est rare.

1.3. Les zoonoses fongiques

La dermatophytose à *Trichophyton mentagrophytes* est une des zoonoses les plus fréquentes mais qui concerne peu les rats par rapport aux autres rongeurs tels que le cobaye puis le chinchilla et enfin la souris. Le portage est le plus souvent asymptomatique chez ces deux rongeurs. Cependant, cet agent de la teigne peut parfois occasionner des lésions cutanées dépilantes localisées non prurigineuses (voire dans de rares cas des lésions suppurées) touchant la tête, les oreilles et les extrémités. Chez l'homme, la teigne se traduit par un Herpès cutané avec des lésions inflammatoires non prurigineuses localisées en fonction des zones de contact avec l'animal teigneux. La teigne de la souris est moins contagieuse que celle due à *Microsporum canis*. Il est estimé que 40 à 60% des animaleries sont infestées : on peut ainsi isoler *Trichophyton mentagrophytes* chez 60% des souris cliniquement saines.

1.4. Les zoonoses bactériennes

La salmonellose est la zoonose bactérienne la plus répandue. Chez les rongeurs domestiques, la souris, le rat et le cobaye sont les plus incriminés. Cliniquement, la salmonellose se traduit par une diarrhée sévère souvent hémorragique avec ou non des signes respiratoires associés. La mort peut alors survenir en 48 heures dans la

forme aiguë ou en 2 semaines dans la forme subaiguë. La contagion à l'homme peut se faire par ingestion des fèces des souris malades cependant le risque zoonotique vient principalement de la manipulation des animaux excréteurs chroniques asymptomatiques. Ce portage asymptomatique est dû à une maladie ultérieure traitée par des antibiotiques.

La contamination à l'homme se traduit par une gastro-entérite pouvant être sévère.

La streptobacillose ou "fièvre à morsures de rats" se rencontre principalement chez le rat qui est un porteur sain. Chez la souris, cette affection peut entraîner une septicémie aiguë fatale en 1 à 3 jours ou évoluant sous une forme chronique avec une paralysie, conjonctivite, diarrhée, arthrite ou d'avortements. La streptobacillose est due à *Streptobacillus moniliformis* et comme son nom l'indique elle se transmet par morsure à l'homme chez qui elle est responsable d'un syndrome grippal avec une éruption cutanée (exanthème), une polyarthrite et de nombreuses complications. Les symptômes peuvent durer jusqu'à deux mois.

La leptospirose est due à de nombreuses leptospires telles que *Leptospira autumnalis*, *L. heptomadis*, *L. australiae*, *L. bataviae*, *L. ballum*, *L. sejro* et *L. grippotyphosa*. Les rongeurs sauvages, notamment les rats, sont le réservoir de ces bactéries et souvent asymptomatiques. Les rongeurs domestiques s'infectent à leur contact. Chez l'homme, la maladie peut s'avérer grave (hépatites, fièvre intermittente, néphrites, méningites).

La peste est toujours une menace en Amérique, en Afrique et en Asie. Sa contagion à l'homme s'effectue classiquement par voie cutanée ou pulmonaire à partir de rongeurs domestiques contaminés (surtout le rat et la souris mais aussi le chien de prairie) et des rongeurs sauvages. La transmission entre rongeurs s'effectue par l'intermédiaire des puces. Chez l'homme, la peste se manifeste sous deux formes : la forme bubonique qui se traduit par l'apparition de bubons qui sont en fait dus à une adénopathie périphérique et la forme pulmonaire moins visible mais extrêmement contagieuse et fatale.

1.5. Les zoonoses virales

La chorio-méningite lymphocytaire est la zoonose virale la plus importante chez la souris. Elle est due à un Aréna Virus et est très cosmopolite. La souris et le cobaye sont les deux sources majeures de la contamination de l'homme. La contamination s'effectue par voie respiratoire ou conjonctivale ou par morsure. L'infection est chez la souris le plus souvent asymptomatique mais elle peut se manifester par des troubles nerveux chez l'adulte ou des troubles de croissance chez les jeunes. Les symptômes humains rencontrés surtout chez les immunodéprimés sont un syndrome grippal associé avec une méningite avec ou non des signes d'encéphalite et une hypertrophie ganglionnaire. La maladie est grave chez la femme enceinte puisqu'une infection pendant la gestation se transmet au fœtus par voie placentaire et peut entraîner une mortinatalité, des malformations voire une hydrocéphalie. C'est pourquoi il est déconseillé d'introduire une nouvelle souris dans un foyer dès lors qu'il y a une femme enceinte.

Etant donné la gravité de cette maladie, il est nécessaire d'effectuer une surveillance sérologique dans les élevages de souris et de respecter une hygiène stricte dans les élevages (lavage des mains des manipulateurs avec un produit nettoyant et désinfectant et port de gants lorsque les souris sont malades).

2. L'allergie humaine développée au contact des rats et des souris [107, 161, 162]

L'allergie aux souris est due essentiellement à une protéine urinaire (pré-albumine). Statistiquement, la souris est le 4^{ème} petit mammifère à être responsable d'allergie chez l'homme, derrière le rat puis le cochon d'Inde et le lapin.

Cliniquement, l'allergie se traduit par :

- un jetage nasal et oculaire,
- une toux persistante la nuit,
- de l'asthme ou des difficultés respiratoire (souffle court),
- des manifestations cutanées diverses (érythème après manipulation...).

Ces manifestations peuvent apparaître dès le contact avec une souris ou en différé (15 à 20 minutes voire plusieurs heures après, pendant la nuit...).

Quelques précautions réduisent l'intensité de l'allergie telles que :

- laisser le nettoyage de la cage à une personne non allergique si cela est possible
- manipuler les animaux avec des vêtements recouvrant (à manches longues) voire des gants et un masque,
- préférer des femelles car elles produisent moins d'aéro- allergènes,
- utiliser une litière à base de cœurs de maïs ou de chanvre à la place de copeaux ou de sciure de bois,
- ne pas fumer car la fumée de tabac potentialise la sensibilité aux allergènes inhalés,
- nettoyer la cage fréquemment (2 à 3 fois par semaine) et éliminer les souillures quotidiennement,
- assurer une bonne ventilation de la cage,
- maintenir une hygrométrie plutôt vers la limite supérieure (cela diminue la concentration en allergènes de l'air ambiant),
- ne pas placer la cage dans la chambre,
- consulter un allergologue pour se faire désensibiliser.

3. Les zoonoses transmises par les hamsters et le risque allergique.

3.1. Les zoonoses majeures [18, 23, 34, 43, 45, 55, 81, 142, 158, 160]

3.1.1. Les zoonoses parasitaires dues à des acariens

La gale du corps due à *Sarcoptes scabiei* ou *Trixacarus diversus* est rare chez le hamster. Elle est responsable d'une dermatose très prurigineuse avec des papules, croûtes et squames réparties sur l'ensemble du corps associée à une hyperkératose. Une alopecie est rarement présente. De plus, les animaux atteints sont agités et souvent anorexiques.

3.1.2. Les zoonoses parasitaires internes

- Affections digestives

Les cestodoses à *Hymenolepis nana* sont liées à une ingestion d'œufs embryonnés par l'homme qui est l'hôte essentiel du parasite, le hamster n'étant qu'un hôte secondaire. Ce parasitisme est le plus souvent asymptomatique mais il peut être responsable en cas d'infestation massive d'un abattement, un amaigrissement et

une entérite catarrhale voire une occlusion pouvant être fatale Chez les hamsters femelles venant de mettre bas, l'infestation peut se traduire par une entérite associée de troubles nerveux (convulsions) et oculaires.

Notons toutefois que l'homme peut s'auto-infester.

Un autre cestode se rencontre moins souvent : *Hymenolepis diminuta* dont le cycle est indirect c'est-à-dire que le développement du cestode nécessite un hôte intermédiaire (arthropode coprophage). Son hôte essentiel est un rongeur et l'homme n'est parasité que s'il ingère un hôte intermédiaire hébergeant le cestode. Ceci explique que cette zoonose accidentelle est rare.

La giardiose est due à *Giardia intestinalis* ou *G. muris* ou encore *G. agilis*. Ces parasites ont été retrouvés chez les hamsters mais aucun passage hamster/ homme n'a été démontré à l'heure actuelle, contrairement au rat, à la gerbille et au cobaye.

- Affection neurologique

L'encéphalitozoonose (ou nosématose) due à *Encephalitozoon cuniculi* est une zoonose rare qui est responsable chez le hamster de troubles nerveux (torticolis, convulsions, tourner en rond). L'homme se contamine en ingérant des aliments souillés par les urines des animaux excréteurs.

3.1.3. Les zoonoses fongiques

La dermatophytose à *Trichophyton mentagrophytes* est une des zoonoses les plus fréquentes mais que concerne peu les hamsters (cf. élevage souris et rats). Les cas reportés étaient dus à *Trichophyton mentagrophytes*. Le pelage présente des dépilations nummulaires d'évolution centrifuge bordées par des anneaux inflammatoires. La peau est sèche, croûteuse et hyperkératosique. La région abdominale ventrale autour de l'ombilic est la plus atteinte. Les lésions ne sont pas primitivement prurigineuses.

3.1.4. Les zoonoses bactériennes

La salmonellose est la zoonose bactérienne la plus répandue. Chez les rongeurs domestiques, la souris, le rat et le cobaye sont les plus incriminés mais le hamster représente une source potentielle pour l'homme. Les hamsters peuvent être atteints en ingérant des légumes souillés par des rongeurs sauvages ou des oiseaux. Ils peuvent à leur tour contaminer l'homme notamment les enfants dans les élevages lorsque les animaux sont des porteurs chroniques asymptomatiques. Lorsque la maladie se déclare, la salmonellose se traduit par un abattement et une hyperthermie associés ou non à une diarrhée. Dans les formes aiguës, la mortalité est élevée alors que dans les formes chroniques elle est faible. Dans les formes septicémiques, la salmonellose provoque des avortements.

Voir le chapitre "élevage des rats et souris" pour plus détails.

3.1.5. Les zoonoses virales

La chorio-méningite lymphocytaire est la zoonose virale la plus importante car grave. Elle est due à un Aréna Virus et est très cosmopolite. La souris et le cobaye sont les deux sources majeures de la contamination de l'homme mais le hamster représente également une source potentielle. Chez le hamster, la maladie est soit asymptomatique soit responsable d'une paralysie progressive jusqu'à la mort de l'animal. Le plus grand danger vient des animaux porteurs chroniques asymptomatiques car ils excrètent le virus dans leurs urines, fèces et

salive. De plus, les femelles allaitantes peuvent contaminer leurs petits eux-mêmes devenant une source de contagion pour l'homme. Se référer au chapitre sur l'élevage du rat et de la souris pour plus de détails sur le mode de transmission, les symptômes et la prévention de cette zoonose.

La rage peut affecter les hamsters comme les autres rongeurs au contact d'animaux sauvages.

3.2. L'allergie humaine développée au contact des hamsters et des gerbilles

Les hamsters et les gerbilles sont peu incriminés dans l'apparition d'allergie chez l'homme.

ANNEXE 5 : PROTOCOLES ANALGESIQUES CHEZ LES MYOMORPHES.

[45, 61, 92, 117, 146, 151]

Principaux analgésiques utilisables chez la souris et le rat.

Molécules analgésiques	Posologies	Voie d'administration	Durée d'action
Flunixinine méglumine	2,5 mg/ kg	SC	12 à 24 heures
Acide tolfénamique	2 à 4 mg/ kg	PO, SC	12 à 24 heures
Meloxicam	2 mg/ kg	PO	12 heures
Carprofène	4 mg/ kg	SC	24 heures
Butorphanol	1 à 5 mg/ kg	SC	2 à 4 heures
Buprénorphine	0,05 à 2,5 mg/ kg	SC, IP	6 à 12 heures

Principaux analgésiques utilisables chez les hamsters.

Molécules analgésiques	Posologies	Voie d'administration	Durée d'action
Flunixinine méglumine	2,5 mg/ kg	SC	12 à 24 heures
Acide tolfénamique	2 à 4 mg/ kg	PO, SC	12 à 24 heures
Meloxicam	2 mg/ kg	PO	12 heures
Carprofène	4 mg/ kg	SC	24 heures
Butorphanol	1 à 5 mg/ kg	SC	2 à 4 heures
Buprénorphine	0,05 à 0,1 mg/ kg	SC	6 à 12 heures

Principaux analgésiques utilisables chez la gerbille.

Molécules analgésiques	Posologies	Voie d'administration	Durée d'action
Flunixinine méglumine	2,5 mg/ kg	SC, IM	12 à 24 heures
Acide tolfénamique	2 à 4 mg/ kg	SC	12 à 24 heures
Meloxicam	2 mg/ kg	PO	12 heures
Carprofène	4 à 5 mg/ kg	SC	8 à 12 heures
Butorphanol	1 à 5 mg/ kg	SC, IM, IP	2 à 4 heures
Buprénorphine	0,05 à 0,1 mg/ kg	SC, IM	8 heures

ANNEXE 6 : PROTOCOLES ANESTHESIQUES UTILISABLES CHEZ LES MYOMORPHES [6, 61, 92, 117, 146]

Principaux protocoles anesthésiques utilisables chez la souris et le rat.

Protocoles injectables		Kétamine + Xylazine	Rat	90 mg/ kg + 5 mg/ kg	IP
			Souris	50 à 200 mg/ kg + 5 à 10 mg/ kg	IP
		Tilétamine + Zolazépam		20 à 30 mg/ kg	IM, IP
Protocoles gazeux	Avec induction injectable	Kétamine		15 mg/ kg	IM
		Tilétamine + Zolazépam		10 mg/ kg	IM, IP
	Avec induction gazeuse	Halothane		3 à 4 %	Au masque ou dans une cage à induction
		Isoflurane			
	Entretien	Halothane		1 à 2 %	Au masque
		Isoflurane			

Principaux protocoles anesthésiques utilisables chez le hamster.

Protocoles injectables		Kétamine + Acépromazine		50 à 150 mg/ kg 25,5 mg/ kg	IM
		Tilétamine + Zolazépam		20 à 30 mg/ kg	IM, IP
Protocoles gazeux	Avec induction injectable	Kétamine		15 mg/ kg	IM
		Tilétamine + Zolazépam		10 mg/ kg	IM, IP
	Avec induction gazeuse	Halothane		3 à 4 %	Au masque ou dans une cage à induction
		Isoflurane			
	Entretien	Halothane		1 à 2 %	Au masque
		Isoflurane			

Remarque : chez le hamster, les injections intramusculaires sont douloureuses. Il faut lui préférer la voie intra péritonéale.

Principaux protocoles anesthésiques utilisables chez la gerbille.

Protocoles injectables		Kétamine + Xylazine	50 à 70 mg/ kg + 2 à 3 mg/ kg	IP, IM, SC
		Tilétamine + Zolazépan	20 à 30 mg/ kg	IM, IP
Protocoles gazeux	Avec induction injectable	Kétamine	15 mg/ kg	IM
		Tilétamine + Zolazépan	10 mg/ kg	IM, IP
	Avec induction gazeuse	Halothane	3 à 4 %	Au masque ou dans une cage à induction
		Isoflurane +++	3,5 à 4,5%	
	Entretien	Halothane	1 à 3 %	Au masque
		Isoflurane +++	1,5 à 3 %	

⚠ Attention, chez la gerbille, il ne faut jamais utiliser *l'acépromazine seule ou associée* à la kétamine ni utiliser le *thiopental* qui cause une dépression respiratoire importante.

Bibliographie

1. AGREN G. Sperm competition, pregnancy initiation and litter size : influence of the amount of copulatory behaviour in Mongolian gerbils, *Meriones unguiculatus*. *Anim Behav.*, 1990, **40** (3), 417-427.
2. AKIHIRO I, KURISU K, SAWAMOTO O et al. Sequential changes in the Harderian gland of rats exposed to high intensity light. *Lab Anim Science*, 1996, **46** (1), 71-75.
3. ALDERTON D. *Grand guide encyclopédique des Nouveaux Animaux de Compagnie*. 2^{ème} éd. Losange : Artémis éditions, 2002, 256 p.
4. ALDERTON D. *Votre petit Rongeur*. 1^{ère} éd. Paris : Larousse, 2001, 208 p.
5. ALLAN D, ROBINSON R. Assortment of coat color genes in the Mongolian gerbil. *Journal of Heredity*, 1988, **79** (5), 386-387.
6. ALLANSON M. Gerbils. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 237-243.
7. ALLEN A.M., GERRITY L.W., KNAPKA J.J. et al. *Laboratory Animal Management, Rodents*. 1st ed. Washington, D.C.: National Academy Press, 1996, 180p.
8. ALLMANN-ISELIN I. Husbandry. In : KRINKE GJ, editor. *The Laboratory Rat*. 1st ed. London : Academic Press, 2000, 45-55.
9. AMAO K, AOKIKOMORI S, ARKIN A et al. Observation of marking-like behavior, marking behavior, on growth of the scent gland in young Mongolian gerbils (*Meriones unguiculatus*) of an inbred strain. *Exp Anim.*, 1999, **48** (4), 269-276.
10. ANDREU DE LAPIERRE E. *Dictionnaire pratique de médecine des NAC*. 1^{ère} éd. Paris : éditions MED'COM, 2001, 157 p.
11. ANDRE J.P., BARLERIN L., CHAI N., SHILLINGER L. 150 Questions/ Réponses sur les animaux sauvages et exotiques. 1^{ère} éd. PARIS : Editions Yahoumba, 2004, 284p.
12. ANDREU DE LAPIERRE E. *Vade-Mecum pour les animaux exotiques de compagnie*. 1^{ère} éd. Paris : Editions MED'COM, 2000, 145 p.
13. AOKI-KOMORI S, MOTOMURA N, SAITO TR et al. A comparative study of isolation-induced ultrasonic vocalization in rodent pups. *Exp Anim.*, 2002, **51** (2), 187-190.

14. ARNOLD CE, ESTEP DQ. Effects of housing on social preference and behaviour in male golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Applied Animal Behaviour Science*, 1990, **27**, 253-261.
15. ARNOLD CE, ESTEP DQ. Laboratory caging preferences in golden hamsters. *Laboratory Animals*, 1994, **28**, 232-238.
16. ASSOCIATION RATIBUS. *Site de l'Association Ratibus* [en-ligne], Mise à jour en octobre 2004 [<http://asso.ratibus.free.fr/>], (consulté entre juillet et octobre 2004).
17. AUBIN G. *Les gènes de la pigmentation chez la souris*. Thèse Méd. Vét., Alfort, 1997, n°75, 135 p.
18. AVANZI M. *Les Hamsters*. 1^{ère} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 2001, 95 p.
19. BADURA LL, DODGE JC, KRISTAL MB. Male-induced estrus synchronization in the female Siberian hamster (*Phodopus sungorus sungorus*). *Physiology and Behavior*, 2002, **2**, 227-231.
20. BAKER DE. Reproduction and breeding. In : BAKER HJ, LINDSEY JR, WEISBROTH SH, editors. *The Laboratory Rat, Volume I, Biology and diseases*. 1st ed. New York : Academic Press, 1979, 153-166.
21. BAKER J. National Gerbil Society Website [en-ligne], Mise à jour le 30 Juillet 2004 [<http://www.gerbils.co.uk/gerbils/genetics.html>], (consulté entre Juillet et Octobre 2004).
22. BALDWIN R.L., BAYNE K.A., CLARKE J.D., et al. *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals*. 1st ed. Washington, D.C. : National Academy Press, 1996, 140 p.
23. BALK M.W., SHELDON BIVIN W., CANTREL C.A. et al. *Laboratory hamsters*. 1^{ère} éd. Orlando : Academic Press, Inc., 1987, 400 p.
24. BALLAM GC, HAUGHT DG, KEENAN KP et al. Nutrition. In : KRINKE GJ, editor. *The Laboratory Rat*. 1st ed. London : Academic Press, 2000, 57-89.
25. BARNETT SA, BURN J. Maternal and Infant Behavior. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 177-191.
26. BARTHOLD SW, KOHN DF. Biology and Diseases of Rats. In : *Laboratory Animal Medicine*. 1st ed. : Academic Press, 1984, 91-120.
27. BAUMANS V, VAN LOO P. The importance of learning young : the use of nesting material in laboratory rats. *Lab Anim.*, 2004, **38** (1), 17-24.
28. BAUMANS V, KOOLHAAS JM, KRUTWAGEN CL et al. Long-term effect of husbandry procedures on stress-related parameters in male mice of two strains. *Lab Anim.*, 2004, **38** (2), 169-177.

29. BAUMANS V, KOOLHAAS JM, VAN DE WEERD HA et al. Preferences for nesting material as environmental enrichment for laboratory mice. *Lab Anim.*, 1997, **31** (2), 133-143.
30. BAUMANS V, VAN DE WEERD HA, VAN LOO P et al. Preference for social contact versus environmental enrichment in male laboratory mice. *Lab Anim.*, 2004, **38** (2), 178-188.
31. BAURIER-MARGRAIN F, JANVIER S. La gerbille de Mongolie (*Meriones unguiculatus*). *Sci Tech Anim Lab*, 1992, **17**, 195-199.
32. BEAUDOIN AR. Embryology and teratology. In : BAKER HJ, LINDSEY JR, WEISBROTH SH, editors. *The Laboratory Rat, Volume II Research applications*. 1st ed. New York : Academic Press, 1980, 75-90.
33. BENNETT JP, VICKERY BH. Rats and Mice. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 299-315.
34. BERGHOFF P.C. *Les petits animaux familiers et leurs maladies*. 1^{ère} éd. Paris : éditions Maloine, 1990, 132 p.
35. BEVAN R, HAWKINS P, HEATH K et al. Husbandry refinement for rats, mice, dogs, and non-human primates used in telemetry in procedures. *Lab Anim.*, 2004, **38**, 1-10.
36. BEYS E, HODGE T, NOHYNEK GJ. Ovarian changes in Sprague-Dawley rats produce by nocturnal exposure to low intensity light. *Lab Anim.*, 1995, **29**, 335-338.
37. BIELFELD H. *Souris, bien les comprendre et bien les soigner*. 1^{ère} éd. Paris : Hachette Livre, 1999, 64 p.
38. BISHOP CR. Reproductive medicine of rabbits and rodents. *Vet. Clin. Exot. Anim.*, 2002, **5**, 507-535.
39. BLANC J.P. *La bible des calories du quotidien de A à Z*. 1^{ère} éd. Paris : Editions Générales First, 2003, 319 p.
40. BLANCHARD C. *La gerbille de Mongolie en expérimentation animale, bilan bibliographique (1893-1992)*. Thèse Méd. Vét., 1993, n°97, 250 p.
41. BOUCHER Y, BRIAND L, HUET JC et al. Odorant and pheromone binding by aphrodisin, a hamster aphrodisiac protein. *FEBS-Letters*, 2000, **3**, 179-185.
42. BOUCHET S. Le lapin nain et le cobaye en consultation. In : *Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile, 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 91-107.

43. BOURDEAU P. Zoonoses directes et animaux d'espèces inhabituelles. *In : Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile, 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 143-151.
44. BOUSSARIE D. Contention, examen clinique des Rongeurs et Lagomorphes de compagnie. *In : Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 75- 86.
45. BOUSSARIE D. *Consultation des petits mammifères de compagnie*. 1^{ère} éd. Maisons-Alfort : Les Editions du Point Vétérinaire, 2003, 218 p.
46. BOUSSARIE D. La consultation du hamster. *Le Point Vétérinaire*, 1997, **28** (181), 41-51.
47. BOUSSARIE D. La stérilisation des rongeurs et des lagomorphes. *Le Point Vétérinaire*, 2002 (223), 34-36.
48. BOUSSARIE D. *Médecine des NAC, 100 cas cliniques*. 1^{ère} éd. Paris : éditions MED'COM, 2002, 223 p.
49. BOUSSARIE D. Néoplasie chez les Lagomorphes et Rongeurs de compagnie. *In : Comptes rendus du congrès Yahoumba*, 2004, 25-29.
50. BOUSSARIE D. Pathologies bucco-dentaires chez les Lagomorphes et Rongeurs de compagnie. *In : Comptes rendus du congrès Yahoumba*, 2004, 21-24.
51. BRAYTON C, DANNEMAN P, SUCKOW MA. *The Laboratory Mouse*. 1st ed. Washington, DC : CRC Press, 2001, 168 p.
52. BROOM DM, MANSER CE, MORRIS TH. An investigation into the effects of solid or grid cage flooring on the welfare of laboratory rats. *Lab Anim.*, 1995, **29**, 353-363.
53. BROWN NE, HAUSCHILD M, HOLMAN SD, HUTCHISON JB. Mate recognition by urine odors in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Behave Neural Biol.* , 1988, **49** (2), 174-183.
54. BROWN PS, FISCHER RB. Vaginal secretions increase the likelihood of intermale aggression in Syrian hamsters. *Physiology and behavior*, 1994, **2** (54), 213-214.
55. BROWN S.A., ROSENTHAL K.L. *Pratique clinique des petits mammifères*. 1^{ère} éd. Maisons-Alfort : éditions du Point vétérinaire, 1997, 160 p.
56. BRUCKMANN V, METTLER M, PETRIJ F et al. A second acromelanistic allelomorph at the albino locus of the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Journal of Heredity*, 2001 , **92** (1), 74-78.
57. BULLIOT C. Les NAC et la Législation : ce qu'il faut savoir. *In : Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 39-42.

58. BULLIOT C. Rat, souris et hamster en consultation. *In : Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 111-115.
59. BUREK JD, HOLLANDER CF. Experimental gerontology. *In : BAKER HJ, LINDSEY JR, WEISBROTH SH, editors. The Laboratory Rat, Volume II Research applications*. 1st ed. New York : Academic Press, 1980, 137-159.
60. CARPENTER JW, KOLMSTETTER CM. Feeding Small Exotic Mammals. *In : HAND MS, LEWIS LD, MORRIS LM, editors. Small Animal Clinical Nutrition*. 4th ed. Topeka : Mark Morris Institute, 2000, 943-960.
61. CARPENTER JW, MASHIMA TY, RUIPIPER DJ. *Exotic Animal Formulary*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders Company, 2001, 423 p.
62. CAVIGNAUX R. Zoologie pratique des espèces les plus rencontrées : comment les accueillir, comment les reconnaître, mammifères, oiseaux ? *In : Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC*, Belle-Ile 4-6 juin 2004. Paris : C.N.V.S.P.A., 2004, 21-28.
63. CHOLERIS E, RAZZOLI M, VALSECCHI P. Influence of kinship and familiarity on the social and reproductive behaviour of female Mongolian gerbils. *Ethology, ecology and evolution*, 2002, **14** (3), 239-253.
64. CLARK JD. Biology and Diseases of Other Rodents. *In : Laboratory Animal Medicine*. 1st ed.: Academic Press, 1984, 183-193.
65. CLARK MM, GALEF BG Jr. Socially induced delayed reproduction in female Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*) : is there anything special about dominant females? *J Comp Psychol.*, 2002, **116** (4), 363-368.
66. CLARK MM, GALEF BG Jr. Age-related changes in paternal responses of gerbils parallele changes in their testosterone concentrations. *Dev. Psychobiol.*, 2001, **39** (4), 179-187.
67. CLARK MM, GALEF BG Jr. Why some male Mongolian gerbils may help at the nest : testosterone, asexuality, and alloparenting. *Anim Behav.*, 2000, **59**(4), 801-806.
68. CLARK MM, GALEF BG Jr. Effect of experience on the parental responses of male Mongolian gerbils. *Dev Psychobiol.*, 2000, **36** (3), 177-185.
69. CLARK MM, GALEF BG Jr, BENNETT G et al. Age at first mating affects parental effort and fecundity of female Mongolian gerbils. *Anim Behav.*, 2002, **63**, 1129-1134.
70. CLARK MM, GALEF BG Jr, BENNETT G et al. Socially induced infertility : familial effects on reproductive development of female Mongolian gerbils. *Anim Behav.*, 2001, **62**, 897-903.

71. CLARK MM, LIU C, GALEF BG Jr. Effects of consanguinity, exposure to pregnant females, and stimulation from young on male gerbils' responses to pups. *Dev. Psychobiol.*, 2001, **39** (4), 257-264.
72. COLEMANN D.L., DAGG C.P., FULLER J.L. et al. *Biology of the Laboratory Mouse*. 2nd ed. New York : McGraw-Hill Book Company, 1966, 706 p.
73. COLOMBI J.M. *La gerbille de Mongolie, Meriones unguiculatus, nouvel animal de compagnie*. Thèse Méd. Vét., Lyon, 2000, n°5, 102.
74. COMBARET S. *Les Urgences chez le Lapin et les Rongeurs de Compagnie*. Thèse Méd. Vét. Alfort, 2004, 172 p.
75. CUNLIFFE-BEAMER TL, LES EP. The Laboratory Mouse. In : POOLE TB, editor. *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 6th ed. Harlow, UK : Longman Scientific and Technical, 1987, 275-295.
76. DAVIS FC, VISWANATHAN N. Timing of birth in Syrian hamsters. *Biologu of Reproduction*, 1992, **1**(47), 6-10.
77. DESACHY F. *La gerbille*. 1^{ère} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 2001, 143 p.
78. DESACHY F. *Bien vivre avec son rongeur*. 1^{ère} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 2000, 63 p.
79. DEWSBURY DA. Copulatory Behavior. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 123-135.
80. DUXON MS, HAGAN JJ, HENDRIE CA et al. Effect of fluoxetine on social behaviour and plasma corticosteroid levels in female Mongolian gerbils. *Behav Pharmacol.* , 2003, **14** (7), 545-550.
81. EPHRATI C., PIZZINAT N. *Guide des professionnels de l'animalerie*. 1^{ère} éd. Paris : ANIWA S.A., 2003, 698 p.
82. EVANS FH, TUFFERY AA. Mice. In : Notes for breeders of common laboratory animals. 1st ed. New York : Academic Press, 1962, 28-41.
83. FISHER P. Effect of ovariectomy on recurrence of rat mammary fibroadenomas. *Exotic Veterinary Magazine*, 2002, **4** (2), 23-24.
84. FOX JG, JACOBY RO. Biology and Diseases of Mice. In : *Laboratory Animal Medicine*. 1st ed. : Academic Press, 1984, 31-90.
85. FOX RR, LAIRD CW. Sexual Cycles. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 107-122.

86. FRITZSCHE P, GATTERMANN R, NEUMANN K. Comparative studies of body mass, body measurements and organ weights of wild-derived and laboratory golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Laboratory Animals*, 2002, **36**, 445-454.
87. FRITZSCHE P, GATTERMANN R, RIEK M. Effects of social stress on behavior and corpus luteum in female golden hamster (*Mesocricetus auratus*). *Physiology and Behavior*, 2000, **5**, 625-630.
88. GAßNER G. *Hamsters*. 2ème éd. Paris : Les Editions Eugen Ulmer, 2001, 48 p.
89. GAßNER G. *Rats*. 2ème éd. Paris : Les Editions Eugen Ulmer, 2002, 48 p.
90. GATTERMANN R, SCHEIBLER E, WEINANDY R. Social categories in families of Mongolian gerbils. *Physiol Behav.* , 2004, **81** (3), 455-464.
91. GISMONDI E. *Le manuel du hamster*. 1^{ère} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 1994, 154 p.
92. GOODMAN G. Hamsters. *In* : MEREDITH A, REDROBE S, editors, *BSAVA Manual of Exotics Pets*. 4th ed. Gloucester : British Small Animal Veterinary Association, 2002, 26-32.
93. GORMAN MR, PRENDERGAST BJ, ZUCKER I. Establishment and persistence of photoperiodic memory in hamsters. *Proceedings of the National Academy of sciences of the United States of America*, 2000, **97**, 5586-5591.
94. GOSWAMI SL, RAMESKA KP. Factors affecting superovulatory response in hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Cheiron*, 1991, **5** (20), 151-155.
95. GUNDUZ B, KARAKAS A. Effect of different photoperiods on gonadal maintenance and development in Mongolian gerbils. *Zoological Science*, 2002, **19** (2), 233-239.
96. HAFEZ ES. Male Reproductive Organs. *In* : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 29-55.
97. HAFEZ ES. Female Reproductive Organs. *In* : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 74-106.
98. HAMNER CE. The Semen. *In* : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 56-73.
99. HANKE A. *Reproductive performance and some body measurements in Chinese hamsters (Cricetulus griseus) with reference to different conditions of breeding and management*. Thèse Méd. Vét. Tierärztliche Hochschule Hannover, 1994, 196 p.
100. HARKNESS J.E., WAGNER J.E. *The Biology and Medicine of Rabbits and Rodents*. 4th ed. Philadelphia : Williams and Wilkins, 1995, 372 p.

101. HAYAKAWA J, NIKAIDO H, OHKAWA T et al. Cream fur : a new mouse mutation that may cause unusual lipid metabolism. *Journal of Heredity*, 1998, **89** (4), 342-346.
102. HAYASHI N, MOCHIZUKI K, TAKAGI K et al. The normal development of Mongolian gerbil fetuses and, in particular, the timing and sequence of the appearance of ossification centres. *Anat Histol Embryol.*, 1999, **29** (5-6), 319-324.
103. HAYASHI Y, KURAMOTO K, OGURA A et al. Birth of normal young by micro insemination with frozen-thawed round spermatids collected from aged azoospermic mice. *Lab Anim Science*, 1997, **47** (2), 203-204.
104. HELLER A, NAGEL P, SCHARMANN W. The oestrus cycle of the Syrian hamster. *Zeitschrift fur Versuscstierkunde*, 1988, **6**(31), 276-280.
105. HILLYER E.V., QUESENBERRY K.E. *Ferrets, Rabbits and Rodents, clinical medicine and surgery*. 1st ed. Philadelphia : W.B. Saunders Company, 1997, 432 p.
106. HOBBS KR. Hamsters. In : POOLE TB, editor. *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 6th ed. Harlow (UK) : Longman Scientific and Technical, 1987, 377-393.
107. HOGAN MB, WELCH JE, WILSON NW. Mouse allergy among asthmatic children from rural Appalach. *Ann Allergy Asthma Immunol.*, 2003, **90** (2), 223-225.
108. HOOLLMANN P., SKOGSTAD K. *Le Hamster*. 1^{ère} éd. Espagne : Marabout, 1999, 127 p.
109. HUCK UW, GORE AC, LISK RD et al. Mate choice, mate guarding and other tactics in golden hamsters maintained under seminatural conditions. *Behaviour*, 1989, **1**, 58-75.
110. HUCK UW, LISK RD, McKAY MV. Social dominance and reproductive success in pregnant and lactating golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Physiology and Behavior*, 1988, **3**, 313-319.
111. HUCK UW, LISK RD, MILLER KS et al. Progesterone levels and socially-induced implantation failure and fetal resorption in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Physiology and Behavior*, 1988, **3**, 321-326.
112. HUCK UW, LISK RD, PARENTE EJ. Effect of the intromission interval on lordotic response and attack latency in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Journal of Comparative Psychology*, **4** (102), 388-391.
113. HUME ID, PEI YX, WANG DH. Effects of dietary fibre on digesta passage, nutrient digestibility, and gastro-intestinal tract morphology in the granivorous Mongolian gerbil (*Meriones inguiculatus*). *Physiol Biochem Zool.*, 2001, **74** (5), 742-749.

114. JENKINS JR. Surgical sterilization in small mammals, Spay and Castration. *The veterinary Clinics of North America : Exotic Animal Practice*, 2000, **3**, 617-627.
115. JOHNSON-DELANEY C. Ovariohysterectomy in a rat. *Exotic Veterinary Magazine*, 2002, **4** (4), 17-21.
116. JONES JS, WYNNE-EDWARDS KE. Paternal behaviour in biparental hamsters, *Phodopus campbelli*, does not require contact with the pregnant female. *Anim Behav.*, 2001, **62**, 453-464.
117. KEEBLE E. Gerbils. In : MEREDITH A, REDROBE S, editors, *BSAVA Manual of Exotics Pets*. 4th ed. Gloucester : British Small Animal Veterinary Association, 2002, 34-46.
- 118.** KIDA R, MORIGUCHI M, SUZUKI H. Effects of age and repeatedly mating on litter size in golden hamsters. *Bulletin of the Faculty of Agriculture, Hirosaki University*, 1996 (59), 88-96.
119. KIRKWOOD JK, KONIG B, ROBERTS EA et al. Refinement of gerbil housing and husbandry in the laboratory. In : *UFAW symposium, Science in the Service of Animal Welfare*. Edingurgh (UK), 2-4 April 2003. 2004, 13 : supplement, 229-235.
120. KOVACIC NM. Endocrinology of reproduction. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 5-26.
121. KUHNEN G. The effect of cage size and enrichment on core temperature and febrile response of the golden hamster. *Laboratory Animals*, 1999, **33**, 221-227.
122. LADIGES WC, VAN HOOSIER GL. Biology and Diseases of Hamsters. In : COHEN BJ, FOX JG, LOEW FM. *Laboratory Animal Medecine*. 1st ed. Orlando, Academic Press, 1984, 123-146.
123. LANE-PETER W. The Laboratory Mouse. In : the Staff of UFAW, editor, *The UFAW HANDBOOK on the Care and Management of Laboratory Animals*. 5th ed. New York : Churchill Livingstone, 1976, 193-205.
124. LAROCHE MJ, ROUSSELET F. *Les animaux de laboratoire, éthique et bonnes pratiques*. 1^{ère} éd. Paris : Masson, 1990, 188 p.
125. LAURENT O. *Les souris*. 2^{ème} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 2002, 102 p.
126. LEFRANC P. *Le chant des loups* [en-ligne], Mise à jour en juillet 2004 pour la dernière fois [<http://lechantdesloups.free.fr/>], (consulté entre mars et octobre 2004).
127. LEFRANC P. *Un monde elfique* [en-ligne], succession du site du chant des loups (ci-dessus), Mise à jour le 20 Octobre 2004 [<http://unmondeelfique.free.fr/>], (consulté entre août et octobre 2004).

128. LERCHL A. Breeding of Djungarian hamsters (*Phodopus sungorus*) : influence of parity and litter size on weaning success and offspring sex ratio. *Laboratory Animals*, **2**(29), 172-176.
129. LLOYD M, WOLFENSOHN S. *Handbook of Laboratory Animal Management and Welfare*. 1st ed. Oxford : Oxford University Press, 1994, 304 p.
130. MAEDA KI, OHKURA S, TSUKAMURA H. Physiology of Reproduction. In : KRINKE GJ, editor. *The Laboratory Rat*. 1st ed. London : Academic Press, 2000, 145-174.
131. MAGALHAES H. Hamsters. In : HAFEZ ES, editor. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. 1st ed. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, 258-270.
132. MARSTON JH. The Mongolian Gerbil. In : the Staff of UFAW, editor, *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 5th ed. New York, 1976, 263-273.
133. MATSUZAKI T, NONAKA S, YASUDA Y. The genetics of coat colours in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Exp Anim.*, 1989, **38** (4), 437-441.
134. MOCCHETTI L. *Cobayes et hamsters, élevage et soins*. 1^{ère} éd. Paris : Editions De Vecchi S.A., 1986, 111 p.
135. MORTON DB, SMITH JA, TULI JS. Stress measurements in mice after transportation. *Lab Anim.*, 1995, **29** (2), 132-138.
136. MUELLER LL, TANG-MARTINEZ Z, TAYLOR GT. Individual odours and mating success in the golden hamster, *Mesocricetus auratus*. *Animal Behaviour*, 1993, **45**, 1141-1151.
137. NATIONAL HAMSTER COUNCIL UK. *National Hamster Council Website* [en-ligne], Mise à jour en Novembre 2004 [<http://www.hamsters-uk.org/>], (consulté entre Juin et Octobre 2004).
138. NATIONAL RESEARCH COUNCIL. *Nutrient Requirements of Laboratory Animals*, 4th ed. Washington, DC : National Academy Press Inc., 1995, 173 p.
139. NELSON AL, MENARD TA, ROMEO RD et al. Testosterone, puberty, and the pattern of male aggression in Syrian hamsters. *Developmental Psychobiology*, 2003, **43**(2), 102-108.
140. NISHINO N, TOTSUKAWA K. Induction of pseudopregnancy in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*) by vaginal stimulation. *Exp Anim.*, 1999, **48** (2), 129-132.
141. NORRIS ML. Gerbils. In : POOLE TB, editor. *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 6th ed. Harlow (UK) : Longman Scientific and Technical, 1987, 360-376.

142. PAOLANTONI A, REMY C. *Carnet de Clinique des Rongeurs et du Lapin de Compagnie*. Thèse Méd Vét Alfort, 2003, 385 p.
143. PARKHURST L. The origin and care of Mongolian gerbils in captivity-Part II. *Veterinary Technician*, 1992, **13** (6), 435-441.
144. PIOVANOTTI MR, VIEIRA ML. Presence of the father and parental experience have differentiated effect of pup development in Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Behave Processes.* , 2004, **66** (2), 107-117.
145. POUX F.X. *Maîtrise de la reproduction chez les Rongeurs et Lagomorphes de compagnie*. Thèse Méd. Vét., Lyon, 1997, n°39,130 p.
146. QUINTON JF. *Nouveaux Animaux de Compagnie : Petits Mammifères*. 1^{ère} ed. Paris, 2003, 232 p.
147. RATTUS QUEBECUS MONTREAL. *Site de Rattus Quebecus de Montréal* [en-ligne], Mise à jour le 30 Septembre 2004 [<http://www.geocities.com/rattusqmtl/>], (consulté entre mai et octobre 2004).
148. ROBINSON R. Head spot and dilute mutations in the Norway rat. *Journal of Heredity*, 1998, **89** (1), 100-101.
149. ROBINSON R. Taxonomy and genetics. In : BAKER HJ, LINDSEY JR, WEISBROTH SH, editors. *The Laboratory Rat-Volume I Biology and diseases*. 1st ed. New York : Academic Press, 1979, 19-48.
150. ROGERS AE. Nutrition. In : BAKER HJ, LINDSEY JR, WEISBROTH SH, editors. *The Laboratory Rat-Volume I Biology and diseases*. 1st ed. New York : Academic Press, 1979, 123-147.
151. ROSSE D.J. *Alimentation des Rongeurs et Lagomorphes de compagnie*. Thèse Méd. Vét., 1999, n°10, 113 p.
152. ROY BN, WYNE-EDWARDS KE. Progesterone, estradiol, and prolactin involvement in lactation, including lactation following a post-partum mating, in the Djungarian hamster (*Phodopus campbelli*). *Biology of Reproduction*, 1995, **4**, 855-863.
153. RUGH R. *The Mouse. Its Reproduction and Development*. 2nd ed. Somerset, Great Britain : Oxford University Press, 1990, 430 p.
154. SEKIKAWA E, SUTO J. Genetic determinants of sable and umbrous coat color phenotypes in mice. *Pigment Cell Res.* , 2003, **16** (4), 388-396.
155. SHERWIN M. Observations on the prevalence of nest-building in non-breeding TO strain mice and their use of two nesting materials. *Lab Anim.*, 1997, **31** (2), 125-132.

156. SHIXIONG X, SUZUKI H, TOYOKAWA K et al. Peri-implantation embryonic loss and its related uterine factors in aged hamsters. *Journal of Reproduction and Development*, 1999, **3**, 197-204.
157. SCHNEIDER JE, WADE GN. Effect of ambient temperature and body fat content on maternal litter reduction in syrian hamsters. *Physiology and Behavior*, 1991, **1**(47), 135-139.
158. SIRJEAN J.F. *Contribution à l'étude des hamsters nains, Phodopus sungorus, Phodopus campbelli et Cricetulus griseus*. Thèse Méd. Vét., Toulouse, 2000, n°53, 217 p.
159. SMALL JD. Rodent and Lagomorph Health Surveillance-Quality Assurance. In : COHEN BJ, FOX JG, LOEW FM. *Laboratory Animal Medicine*. 1st ed. Orlando, Academic Press, 1984, 709-721.
160. TREMBLAY M. *Le hamster*. 1^{ère} éd. Québec : Le Jour, éditeur, 2002, 178 p.
161. TREMBLAY M. *Le rat*. 1^{ère} éd. Québec : Le Jour, éditeur, 2001, 174 p.
162. TREMBLAY M. *La souris*. 1^{ère} éd. Québec : Le Jour, éditeur, 2001, 213 p.
163. TUFFERY AA. The Mouse (*Mus musculus*). In : *the Staff of UFAW, editor, The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 3rd ed. New York, 1967, 288-307.
164. VOGLER V. *Endocrinologie de la reproduction chez les hamsters, étude bibliographique*. Thèse Méd. Vét., Alfort, 1994, n°9, 122 p.
165. VON FRISH O. *Le Hamster, bien le comprendre et bien le soigner*. 2ème éd. Turin : Hachette livre, 2001, 59 p.
166. WEIHE WH. The Laboratory Rat. In : POOLE TB, editor. *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 6th ed. Harlow (UK) : Longman Scientific and Technical, 1987, 309-330.
167. WHITTINGHAM DG, WOOD MJ. Reproductive physiology. In : FOSTER HL, FOX JG, SMALL JD, editors, *The Mouse in Biomedical Research, volume III : Normative biology, immunology, and husbandry*. 1st ed. New York : Academic Press, 1983, 138-158.
168. WILLIAMS CS. *Practical guide to Laboratory Animals*. 1st ed. Saint Louis : The C.V. Mosby Company, 1976, 207 p.