



Canadian Council on Animal Care
Conseil canadien de protection des animaux

Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation Volume 1, 2^e édition

Certaines sections ont été révisées et remplacées par des liens aux documents pertinents.
Quant à l'information en cours de révision, elle servira pour les évaluations du CCPA
jusqu'à la publication de lignes directrices afin de mettre à jour toutes les parties du volume.

Éditeurs

Dr E.D. Olfert
Directeur
Animal Resources Centre
University of Saskatchewan
Saskatoon, Saskatchewan
S7N 0W0

Dre B.M. Cross
Directrice adjointe
Animal Resources Centre
University of Saskatchewan
Saskatoon, Saskatchewan
S7N 0W0

Mme A.A. McWilliam
Agente d'information
Conseil canadien de protection
des animaux
1000-151 rue Slater
Ottawa, Ontario, K1P 5H3

En vertu de la politique du CCPA de réviser, au besoin, les déclarations de principe et les lignes directrices, on invite les utilisateurs de ce *Manuel* à faire parvenir leurs commentaires au Secrétariat.

Le fait que certains dispositifs ou que les noms de manufacturiers soient cités ne doit pas être perçu comme l'endossement, de la part du Conseil canadien de protection des animaux, d'un produit en particulier plutôt que d'un autre.

Dans le présent document, le générique masculin est utilisé sans aucune discrimination.

Date de publication : 1993

Date de révision : avril 2020

© Conseil canadien de protection des animaux, 1993

ISBN : 0-919087-23-X

Conseil canadien de protection des animaux

190, rue O'Connor, bureau 800

Ottawa (Ontario) K2P 2R3

http://www.ccac.ca/fr_/

TABLE DES MATIÈRES

DÉDICACE	1
PRÉFACE	2
AVANT-PROPOS	3
REMERCIEMENTS	5
COLLABORATEURS	7
I. LA RESPONSABILITÉ DU SOIN ET DE L'UTILISATION DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION	10
A. NIVEAU NATIONAL.....	10
B. NIVEAU LOCAL.....	11
II. INSTALLATIONS POUR LES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION	12
A. INTRODUCTION.....	12
B. EMBLACEMENT.....	12
C. SERVICES MÉCANIQUES.....	12
D. DESIGN	12
E. PRINCIPAUX LOCAUX.....	13
F. SÉCURITÉ.....	13
G. NORMES DE CONSTRUCTION POUR LES CHAMBRES D'ANIMAUX.....	13
H. CAGES	13
1. Cages rectangulaires	14
2. Cages plus grosses à fond plein	14
3. Cages suspendues.....	14
4. Autres cages	15
III. LE MILIEU	16
A. RÉGLAGE DU MILIEU	16
1. Température	16
2. Humidité	17
3. Ventilation.....	17
4. Éclairage	17
B. AUTRES FACTEURS DU MILIEU	17
1. Bruit.....	17
2. Produits chimiques.....	17

3.	Litière.....	18
4.	Densité de la population et limitation de l'espace	18
C.	CONTRÔLE MICROBIOLOGIQUE.....	18
D.	AIRES D'UTILISATION DES PRODUITS CHIMIQUES ET DES ISOTOPES RADIOACTIFS	18
E.	RÉFÉRENCES.....	19
IV.	INSTALLATIONS ET MILIEU POUR LES ANIMAUX DOMESTIQUES	20
V.	SOINS DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION	21
A.	INTRODUCTION.....	21
B.	PRATIQUES GÉNÉRALES.....	21
1.	Réception	21
2.	Conditionnement/quarantaine	21
3.	Hébergement (entretien)	21
4.	Identification et registres	22
C.	SOINS AUX ANIMAUX	22
1.	Nourriture	22
2.	Eau.....	22
3.	Exercice.....	22
D.	ENTRETIEN DES INSTALLATIONS.....	23
1.	Nettoyage et mesures sanitaires.....	23
2.	Enlèvement des déchets.....	23
3.	Enraiment de la vermine	23
4.	Soins en cas d'urgence et pendant les congés.....	23
VI.	BESOINS SOCIAUX ET COMPORTEMENTAUX DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION	24
A.	INTRODUCTION.....	24
1.	Qu'est-ce que le bien-être animal?	24
2.	Enrichissement du milieu	25
3.	Formation de groupes	25
4.	Déclaration de principe.....	26
B.	ANIMAUX UTILISÉS EN RECHERCHE AGRICOLE	27
C.	ANIMAUX (GRANDS) MAINTENUS DANS DES CAGES À MÉTABOLISME.....	27
1.	Conditionnement	28
2.	Grandeur des cages à métabolisme	28
3.	Contacts avec d'autres animaux	28
4.	Contrôles avant, pendant et après une expérience.....	28
5.	Observation des changements dans le comportement.....	28
6.	Durée du confinement.....	28

7.	Circonstances exceptionnelles.....	29
D.	CHATS	29
1.	Introduction.....	29
2.	Enrichissement comportemental	30
3.	Congénères sociaux.....	30
4.	Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels).....	31
5.	Activités de recherche alimentaire	32
6.	Contrôle du milieu	33
7.	Hébergement.....	34
8.	Comportement maternel.....	35
9.	Animaux d'origine inconnue vs animaux d'élevage.....	35
E.	CHIENS.....	36
1.	Introduction.....	36
2.	Différences entre les races.....	36
3.	Critères d'évaluation du bien-être	37
4.	Hébergement.....	38
5.	Socialisation avec les humains	39
6.	Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels).....	41
7.	Exercice.....	41
F.	PRIMATES NON HUMAINS	42
1.	Introduction.....	42
2.	Interprétation des postures comportementales et morphologiques	43
3.	Caractéristiques distinctives.....	45
4.	Évaluation du bien-être social et comportemental	46
5.	Moyens pour favoriser le bien-être social et comportemental.....	48
6.	Disposition.....	53
7.	Résumé	53
G.	RONGEURS ET LAPINS	53
1.	Introduction.....	53
2.	Enrichissement comportemental et congénères sociaux.....	54
3.	Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels).....	56
4.	Cages et litières.....	56
5.	Recherche alimentaire	58
6.	Contrôle du milieu	58
H.	ANIMAUX SAUVAGES D'EXPÉRIMENTATION.....	59
I.	RÉFÉRENCES.....	60
VII.	PRATIQUES SPÉCIALES.....	86
A.	ACQUISITION D'ANIMAUX.....	86
1.	Acquisition.....	86
2.	Transport	86
3.	Élevage	86

4.	Élevage d'animaux transgéniques	86
5.	Modèles animaux avec des besoins spéciaux	87
6.	Identification des sexes	87
B.	IMMOBILISATION ET MANIPULATIONS	88
1.	Immobilisation physique	88
2.	Implantation, canulation et échantillon	88
3.	Prises de sang.....	88
4.	Procédés de motivation.....	89
C.	RÉFÉRENCES.....	89
VIII.	SANTÉ ET SÉCURITÉ AU TRAVAIL.....	96
A.	NORMES RÉGLEMENTAIRES	96
B.	RISQUES BIOLOGIQUES.....	97
C.	ZOONOSES.....	97
D.	PROCÉDURES DE TRAVAIL AVEC LES PRIMATES NON HUMAINS.....	98
E.	ALLERGIES	101
F.	BLESSURES ET RISQUES DE NATURE CHIMIQUE	101
G.	RADIATION ET RAYONS ULTRAVIOLETS.....	102
H.	RÉFÉRENCES.....	102
IX.	NORMES DE CHIRURGIE POUR LES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION	106
A.	INTRODUCTION.....	106
B.	INSTALLATION POUR LA CHIRURGIE AVEC SURVIE.....	107
C.	PLANIFICATION PRÉOPÉRATOIRE ET PRÉPARATION DE L'ANIMAL.....	107
D.	PROCÉDURES CHIRURGICALES ET SOINS PENDANT LA CHIRURGIE.....	108
E.	RÉTABLISSEMENT ET SOINS POSTOPÉRATOIRES.....	111
F.	RÉFÉRENCES.....	112
X.	CONTRÔLE DE LA DOULEUR CHEZ LES ANIMAUX UTILISÉS, EN RECHERCHE, EN ENSEIGNEMENT ET DANS LES TESTS	114
A.	INTRODUCTION.....	114
B.	QU'EST-CE QUE LA DOULEUR CHEZ LES ANIMAUX?	114
C.	LIGNES DIRECTRICES.....	116
D.	RÔLE DU VÉTÉRINAIRE DANS LE CONTRÔLE DE LA DOULEUR.....	117
E.	SIGNES DE DOULEUR ET DE DÉTRESSE	117
F.	AGENTS ANALGÉSIIQUES	124
1.	Agonistes de l'opium	124
2.	Agonistes/antagonistes de l'opium.....	126
3.	Antagonistes de l'opium	126
4.	Drogues anti-inflammatoires non stéroïdiennes (DAINS)	126
5.	Analgésie produite par les anesthésiques locaux	127
6.	Analgésiques neuroleptiques	127

G.	CHAMPS D'ÉTUDES DE L'AVENIR.....	128
H.	RÉFÉRENCES.....	129
XI.	ANESTHÉSIE.....	135
A.	CONTRÔLE DE L'ANESTHÉSIE.....	135
1.	Généralités.....	135
2.	Manipulation du patient.....	136
3.	Jeûne.....	136
4.	Anticholinergiques.....	136
B.	TRANQUILLISANTS ET SÉDATIFS.....	137
C.	ANESTHÉSIIQUES GÉNÉRAUX.....	138
1.	Anesthésiques dissociants.....	138
2.	Barbituriques.....	138
3.	Chloralose.....	139
4.	Uréthane (Uréthane, Carbonate d'éthyle).....	139
5.	Saffan ^{MD}	140
6.	Tribomoéthanol (Avertin).....	140
7.	Antagonistes anesthésiques non spécifiques injectables.....	140
8.	Anesthésiques pour inhalation.....	141
D.	RELAXANTS MUSCULAIRES.....	143
1.	Gaïacolate de glycéryle.....	143
2.	Agents bloquants neuromusculaires.....	143
E.	ANESTHÉSIIQUES LOCAUX ET RÉGIONAUX.....	143
F.	HYPNOSE ANIMALE (immobilité tonique).....	144
G.	CONSIDÉRATIONS SUR CHAQUE ESPÈCE ANIMALE.....	144
H.	RÉFÉRENCES.....	148
XII.	EUTHANASIE.....	153
F.	SPÉCIFICITÉS D'ESPÈCES.....	153
G.	EFFETS DES MÉTHODES D'EUTHANASIE SUR LES TISSUS.....	153
H.	EFFETS SUR LES OBSERVATEURS.....	153
I.	DÉCLARATIONS SUR L'EUTHANASIE–AUTRES ORGANISMES.....	154
XIII.	L'UTILISATION DES ANIMAUX EN PSYCHOLOGIE.....	155
A.	LE SCIENTIFIQUE.....	160
B.	LA RECHERCHE.....	161
C.	L'ENSEIGNEMENT.....	163
D.	RÉFÉRENCES.....	165
XIV.	LIGNES DIRECTRICES SUR L'UTILISATION DES ANIMAUX EN RECHERCHE NEUROBIOLOGIQUE.....	167
A.	INTRODUCTION.....	167
B.	FACTEURS RELIÉS AUX PROTOCOLES EXPÉRIMENTAUX.....	167

C.	FACTEURS LIÉS AU DÉROULEMENT DES EXPÉRIENCES.....	168
----	---	-----

ANNEXES

Annexe I	Hébergement et milieu	170
Annexe II	Données sur l'élevage et la reproduction	172
Annexe III	Paramètres physiologiques et nutritionnels	174
Annexe IV	Hématologie	176
Annexe V	Valeurs de référence de biochimie clinique	178
Annexe VI	Valeurs de référence des électrolytes sériques	181
Annexe VII	Zoonoses : des animaux d'expérimentation à l'homme	183
Annexe VIII	Sites habituels des prises de sang	187
Annexe IX	Tranquillisants, sédatifs, anticholinergiques : doses.....	190
Annexe X	Analgésiques : doses	191
Annexe XI	Anesthésiques injectables : doses	193
Annexe XII	Doses des anesthésiques et des sédatifs : amphibiens et reptiles	194
Annexe XIII	Doses des anesthésiques et des sédatifs : poissons	196
Annexe XIV	Méthodes d'euthanasie pour chaque espèce	197
Annexe XV	Déclarations de principes	198
Annexe XVI	Revue scientifique conservées par le CCPA.....	201
Annexe XVII	Glossaire	202

DÉDICACE

Le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) dédie cette seconde édition du volume 1 du *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation* au fondateur et directeur général du CCPA, jusqu'au moment de sa retraite en 1992, le docteur Harry C. Rowsell. Sa vision et son dévouement à la cause du bien-être des animaux d'expérimentation sont un exemple que plusieurs ont essayé d'imiter, mais que peu ont réussi à égaler.



Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation Volume 1, 2^e édition

PRÉFACE

Au cours de l'année 1961, le Comité de protection des animaux de la Fédération canadienne des sociétés de biologie (FCSB) a préparé une affiche intitulée « Règles pour le soin des animaux de laboratoire ». Ces principes furent approuvés rapidement par la plupart des associations scientifiques. Malgré leur brièveté, ils comportaient essentiellement les principes de base sur le soin aux animaux enchâssés dans la seconde édition du volume 1 du *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation* du Conseil canadien de protection des animaux.

Les quelques centaines de pages d'information contenues dans les deux volumes du *Manuel* représentent des étapes dans l'évolution des efforts déployés par le CCPA pour fournir des moyens qui permettent l'utilisation des animaux en recherche, en enseignement et dans les tests, au Canada, selon les principes de base de traitements humanitaires.

Le CCPA doit beaucoup à plusieurs vétérinaires, à des responsables du soin des animaux, à des membres de sociétés humanitaires, à des administrateurs, à des scientifiques et à d'autres personnes qui ont contribué bien volontiers, en temps et en expertise, à ses programmes et à ses projets. Cette édition du volume 1 du *Manuel* n'est qu'un exemple parmi la multitude d'activités dirigées par le CCPA qui doivent leur existence et leur succès à l'extraordinaire générosité et à la bonne volonté de ces Canadiens. Leur grande participation au bien-être animal est un des plus importants mérites, et pourtant le moins reconnu, du système d'évaluation par les pairs, participatoire et non légiféré, utilisé au Canada.

Donald P.J. Boisvert, M.D., Ph.D.
Directeur général
Conseil canadien de protection des animaux
Avril 1993

AVANT-PROPOS

Depuis sa fondation en 1968, le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) a contribué à l'amélioration du soin et de l'utilisation des animaux d'expérimentation par l'éducation, la conformité volontaire et des codes d'éthique. La flexibilité unique du Conseil lui permet de répondre immédiatement aux inquiétudes et de la communauté scientifique et du public en général, tel que confirmé par l'adoption de nombreux amendements apportés à des documents d'actualité du CCPA, comme celui intitulé *Principes régissant l'expérimentation sur les animaux* qui apparaît ailleurs dans ce *Manuel*.

Dans le même ordre d'idée, étant donné qu'on s'intéresse de plus en plus à l'enrichissement du milieu dans lequel les animaux vivent (voir « Besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation ») et aux normes optimales de garderie, le CCPA met plus d'insistance sur les normes de performance : il est donc important que les animaux soient confortables et bien adaptés.

Des Comités de protection des animaux (CPA) ou Comités d'éthique en recherche animale (CERA) ont été institués par le CCPA en 1968 (ils font maintenant partie de la législation américaine). Ces Comités remplissent un rôle de « conscience » de l'institution dans le but de s'assurer qu'on s'occupe des questions éthiques dans les protocoles et dans la conduite d'une recherche. Comme pour sa documentation, le programme d'évaluation et le mandat suggérés aux CPA par le CCPA continuent de faire l'objet d'améliorations importantes au fur et à mesure que les connaissances sur de nouvelles technologies deviennent disponibles. La plupart des changements ont été apportés à la suite de problèmes soulevés par la communauté scientifique, même si quelques-uns de ces changements ont été influencés par des préoccupations provenant d'organisations de protection des animaux.

Les programmes contemporains de soins aux animaux concernent le confort, la santé, le bien-être et la sécurité des animaux. Au moins jusqu'à ce jour, le nombre d'animaux utilisés a diminué constamment, en partie en raison du développement de techniques alternatives par la communauté scientifique. Des rats, des lapins, etc., exempts d'agents pathogènes spécifiques (EAPS) ont été produits. La surveillance microbiologique et génétique a restreint les maladies animales, diminuant ainsi la souffrance imposée aux animaux.

Le texte suivant, tel qu'il apparaît dans l'avant-propos du volume 1 du *Manuel* (1980), mérite d'être rappelé ici :

« L'utilisation accrue de cultures de cellules, de systèmes microbiens, de simulations informatiques et d'autres techniques de remplacement indique clairement que le milieu scientifique s'est engagé à appliquer dans l'utilisation d'animaux d'expérimentation le principe des trois « R » de Russell-Burch, réduction, remplacement et raffinement. Toutefois, ces procédés sont nécessairement complémentaires et dépendent avant tout de la recherche effectuée à partir d'animaux. En effet, ils sont applicables dans la mesure où il y a eu étude de l'animal et études cliniques. S'il veut confirmer l'exactitude de ses recherches, le chercheur est fréquemment obligé d'avoir recours à l'animal entier. »

En conclusion, ce n'est pas la responsabilité du CCPA de se faire l'avocat des contributions issues de l'utilisation des animaux en recherche. Son mandat vise à développer des programmes pour améliorer le soin des animaux et à faire les changements requis sur la base d'expertise et de données sérieuses. Cependant, le Conseil se réserve le droit de défendre les bénéficiaires de son programme de contrôle volontaire. Il incombe à chaque établissement de promouvoir ce programme en appuyant les décisions de son Comité de protection des animaux et le chercheur qui a obtenu l'approbation de son CPA pour ses travaux de recherche.

Des progrès ont été faits, et ils continueront de l'être lorsque la communauté scientifique et les personnes du grand public préoccupées du bien-être des animaux travailleront ensemble pour arriver à un terrain d'entente. C'est par des discussions responsables et éclairées, sans acrimonie ou excès de zèle pour une cause ou vision polarisée, que des accords seront faits dont bénéficieront les animaux que nous utilisons en recherche, en enseignement et dans des tests obligatoires.

Les lignes directrices ne sont pas immuables ou coulées dans le béton. Leur application requiert un bon jugement et un sens commun basés sur la formation et l'expérience. Le programme du CCPA encourage le développement d'un consensus entre ceux qui utilisent les lignes directrices et ceux qui exigent d'en vérifier leur application.

Les publications et travaux de référence traitant du soin et de l'utilisation des animaux d'expérimentation qui ne sont pas disponibles dans les bibliothèques des établissements ou dans les salles de lecture des installations peuvent être empruntés, pour des périodes de temps limitées, à la bibliothèque du secrétariat du CCPA, sans autres frais que les coûts de l'envoi.

Harry C. Rowsell, OC, DVM, PhD
Directeur général (1968-1992)
Conseil canadien de protection des animaux

REMERCIEMENTS

Le personnel du secrétariat voudrait remercier les membres du Conseil d'avoir lu avec beaucoup d'attention et corrigé le chapitre intitulé « Besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation (BSCAE) ». Nos remerciements s'adressent aussi aux directeurs des Services des animaux de laboratoire, aux présidents des Comités de protection des animaux (CPA) et aux membres de la communauté scientifique du Canada, des États-Unis et d'Europe qui nous ont transmis leurs suggestions.

Nous sommes particulièrement reconnaissants envers les personnes suivantes qui nous ont fait parvenir des commentaires sur des sujets spécifiques :

Primates non humains :

Dre Kathryn Bayne, U.S. Department of Health and Human Services
Dr Irwin Bernstein, University of Georgia
Dre Carolyn Crockett, University of Washington
Dr James Else, Yerkes Regional Primate Research Center
Dr Peter Gerone, Delta Regional Primate Research Center
Dr Matt Kessler, Caribbean Primate Research Center
Dr Scott Line, University of California, Davis
Dre Melinda Novak, University of Massachusetts
Dr Viktor Reinhardt, Wisconsin Regional Primate Research Center

Chats ou chiens :

Dre Bonnie Beaver, Texas Veterinary Medical Center
Dr Douglas Boeckh, Merivale Cat Hospital
Dr Charles Povey, Langford Inc.

Animaux utilisés en recherche agricole :

Dr Neil Anderson, Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation de l'Ontario
Mme Patricia Barker, Memorial University of Newfoundland
Dr Ian Christison, University of Saskatchewan
Dre Brenda Cross, University of Saskatchewan
Dr Pascal Dubreuil, Bio-Research Laboratories Ltd.
Dr David Fraser, Agriculture et Agro-alimentaire Canada
Dre Helene Guttman, U.S. Department of Agriculture
Dre Ruth Newberry, Agriculture et Agro-alimentaire Canada
Dre Suzanne Robert, Agriculture et Agro-alimentaire Canada
Dr Joseph Stookey, University of Saskatchewan
Dr Tarjei Tennessen, Nova Scotia Agricultural College
Dr William Threlfall, Memorial University of Newfoundland

Le Conseil voudrait aussi remercier la docteure Tanya Duke, University of Saskatchewan, pour sa contribution concernant le chapitre sur l'anesthésie et le docteur Mardi Collins de l'Institut de recherches vétérinaire (IRV), pour sa contribution au chapitre sur les normes de chirurgie pour les animaux d'expérimentation. Finalement, le Conseil remercie bien chaleureusement le personnel du CCPA pour l'efficacité et la patience qu'il a démontrées lors des nombreuses révisions de cette édition du *Manuel*.

COLLABORATEURS

Dr C.G. Bihun, Section des services vétérinaires cliniques et techniques, Division des ressources animales, Direction générale de la protection de la santé, Santé Canada, Centre de recherche Sir Frederick Banting, Parc Tunney, Ottawa, Ontario K1A 0L2.

Dr D.P.J. Boisvert, directeur général, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Dr K.K. Carter, Animal Resources Centre, McGill University, 3655, rue Drummond, Montréal, Québec H3G 1Y6.

Dre B.M. Cross, directrice adjointe, Animal Resources Centre, University of Saskatchewan, Saskatoon, Saskatchewan S7N 0W0.

Dr Gilles Demers, directeur adjoint des évaluations, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Dr I.J.H. Duncan, Department of Animal Poultry Science, Ontario Agriculture College, University of Guelph, Guelph, Ontario N1G 2W1.

Dr F.H. Flowers, R.R. No. 1, Flowers Road, Whitefish, Ontario P0M 3E0 (retraité).

Dr P.E. Fritz, 8497 Devon Lane, Walkersville, MD 21793 USA.

Dr C.J. Harvey-Clark, Clinical Veterinarian, Animal Care Centre, The University of British Columbia, 6199 South Campus Road, Vancouver, B.C. V6T 1W5.

Dr George Iwama, Department of Animal Science, Faculty of Agricultural Sciences, The University of British Columbia, 208-2357 Main Mall, Vancouver, B.C. V6T 1Z4.

Dr R.H. Latt, directeur, Animal Resources Centre, McGill University, 3655, rue Drummond, Montréal, Québec H3G 1Y6.

Dr J.A. Love, directeur du soin aux animaux, Animal Care Centre, The University of British Columbia, 6199 South Campus Road, Vancouver, B.C. V6T 1W5.

Dr G.E. Macallum, Parke-Davis Research Institute, Warner-Lambert Canada Inc., 2270 Speakman Drive, Mississauga, Ontario L5K 1B4.

Dre Kathie McCutcheon, directrice, Central Animal Care Services, Room 23, Basic Medical Sciences Bldg., The University of Manitoba, 730 William Avenue, Winnipeg, Manitoba R3E 0W3.

Dr D.G. McKay, Biosciences Animal Service, University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2E9.

Mme A.A. McWilliam, agente d'information, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Dr D.H. Neil, directeur, Health Sciences Laboratory Animal Services, 1-40 Heritage Medical Research Centre, Heritage Wing, University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2S2.

M. W.D. Pearce, Direction générale de la protection de la santé, Santé et Bien-être social Canada, Parc Tunney, Ottawa, Ontario K1A 0L2.

Dr H.C. Rowsell, 16 Sandwell Crescent, Kanata, Ontario K2K 1V3 (retraité).

Dr M.K. Schunk, directeur vétérinaire, Animal Care Services, Botterell Hall - B2, Queen's University, Stuart Street, Kingston, Ontario K7L 3N6.

Dr J.H. Wong, directeur des évaluations, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Comité des besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation (BSCAE)

Dr A.F. Fraser (président), Health Sciences Centre, Memorial University of Newfoundland, St. John's, Newfoundland A1B 3V6 (retraité).

Dr M.M. Bailey, directeur, Animal Care and Veterinary Services, Health Sciences Centre, The University of Western Ontario, London, Ontario N6A 5C1.

Dr Bernard Chapais, Département d'anthropologie, Université de Montréal, C.P. 6128, Succursale A, Montréal, Québec H3C 3J7.

Mme Mary Driscoll, Calgary Humane Society, Calgary, Alberta T3E 6E4.

M. W.D. Pearce, Direction générale de la protection de la santé, Santé et Bien-être social Canada, Parc Tunney, Ottawa, Ontario K1A 0L2.

Dr D.H. Percy, Département de pathologie, University of Guelph, Guelph, Ontario N1G 2W1.

Dr W.A. Rapley, directeur général, Biology and Conservation, Metro Toronto Zoo, P.O. Box 280, West Hill, Ontario, M1E 4R5.

Dr M.K. Schunk, directeur vétérinaire, Animal Care Services, Botterell Hall-B2, Queen's University, Stuart Street, Kingston, Ontario K7L 3N6.

Dr A.M. Taylor, directeur, Animal Care Centre, Dalhousie University, Halifax, N.S. B3H 4H7.

Dr M.J. Walcroft, vice-président adjoint, Product Development Centre, Connaught Laboratories Ltd., 1755 Steeles Avenue West, Willowdale, Ontario M2R 3T4.

Dr T.L. Wolffe, directeur, Institute of Laboratory Animal Resources, 2101 Constitution Avenue, N.W., Washington, DC 20418.

Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) *ex-officio*

Dr F.H. Flowers, R.R. No. 1, Flowers Road, Whitefish, Ontario P0M 3E0 (retraité).

Mme A.A. McWilliam, agente d'information, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Dr H.C. Rowsell, 16 Sandwell Crescent, Kanata, Ontario K2K 1V3 (retraité).

Dr J.H. Wong, directeur des évaluations, CCPA, 1000-151 Slater Street, Ottawa, Ontario K1P 5H3.

Comité ad hoc de l'Association canadienne des psychologues

Dr C.D. Heth, Department of Psychology, University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2E1.

Dr H. Jenkins, McMaster University (retraité).

Dr B.G. Rule, University of Alberta (décédé).

Dr R.W. Tait, doyen associé, Faculty of Arts, Room 308, Fletcher Bldg, The University of Manitoba, Winnipeg, Manitoba R3T 2N2.

Dr W.G. Webster, doyen, Social Sciences, Brock University, Merrittville Highway, St. Catherines, Ontario L2S 3A1.

LA RESPONSABILITÉ DU SOIN ET DE L'UTILISATION DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

A. NIVEAU NATIONAL

1. Développement du Conseil canadien de protection des animaux

Cette section a été révisée. Voir « [À propos du CCPA](#) ».

Février 2017

2. Le CCPA d'aujourd'hui

Cette section a été révisée. Voir « [À propos du CCPA](#) ».

Février 2017

3. Programme d'évaluation du CCPA

Cette section a été révisée. Voir « [Évaluation et certification](#) ».

Février 2017

4. Déclarations de principe du CCPA

Cette section a été révisée. Voir « [Normes et politiques](#) ».

Février 2017

5. Législation régissant les animaux d'expérimentation

Cette section a été révisée. Voir « [Faits et législation](#) ».

Mars 2017

6. Utilisation pré-universitaire des animaux d'expérimentation

La responsabilité première quant aux animaux aux fins d'études pré-universitaires relève de [Sciences jeunesse Canada](#) qui exige la conformité avec les lignes directrices du CCPA lors de recherches biologiques. Cet organisme réglemente les expérimentations animales lors des expo-sciences et d'autres événements connexes sous son égide.

Février 2017

B. NIVEAU LOCAL

Consulter la *Politique du CCPA pour : les cadres responsables des programmes de soin et d'utilisation des animaux* (2008) et la *Politique du CCPA sur : le mandat des comités de protection des animaux* (2006).

Février 2017

II INSTALLATIONS POUR LES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

A. INTRODUCTION

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

B. EMPLACEMENT

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

C. SERVICES MÉCANIQUES

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

D. DESIGN

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

E. PRINCIPAUX LOCAUX

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

F. SÉCURITÉ

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

G. NORMES DE CONSTRUCTION POUR LES CHAMBRES D'ANIMAUX

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

H. CAGES

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Elle sera remplacée par des dispositions particulières dans des documents de lignes directrices propres à certains types d'animaux.

Février 2017

La grandeur des cages choisies pour héberger une espèce animale doit convenir à cette espèce (voir l'annexe I).

Les cages et les enclos ne doivent pas seulement garder les animaux en sécurité, mais elles doivent aussi leur assurer confort et sécurité en permettant des ajustements posturaux et comportementaux normaux et, de plus, participer à l'enrichissement de leur milieu. Les animaux sociables de nature ne doivent pas être hébergés seuls, à moins que le protocole de recherche ne l'exige et qu'une telle mesure ne soit approuvée par le CPA (voir aussi « Besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation »).

Les cages doivent être adéquatement ventilées, fournir un champ de vision aux animaux et faciliter l'accès aux animaux. Les systèmes d'abreuvoir et de distribution d'aliments doivent être planifiés et situés de ma-

nière que les animaux y aient accès facilement sans être souillés par les excréments. Le design des cages doit être conçu de manière à faciliter le nettoyage et la désinfection.

L'intensité lumineuse perçue par les animaux, les niveaux de bruit auxquels ils sont exposés, la ventilation et la température de leur micro-milieu sont susceptibles d'être influencés par le design et le matériau des cages. On doit être très prudent lorsqu'on choisit une cage pour une espèce animale et un usage spécifique. L'hébergement d'animaux dans des cages autres que celles des espèces conventionnelles d'expérimentation requiert une attention spéciale.

À moins que le protocole de recherche ne l'interdise (p. ex. lors d'études nutritionnelles), les cages à fond plein seront utilisées (plutôt que les cages grillagées suspendues) pour les rongeurs et les cobayes, parce qu'elles permettent la création de micro-milieus et rendent l'enrichissement environnemental plus facile (voir aussi « Besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation »).

1. Cages rectangulaires

Les cages rectangulaires ou *shoebox* sont utilisées surtout pour les petits rongeurs; elles conviennent particulièrement à la reproduction. Elles sont habituellement fabriquées en matière plastique comme le polycarbonate, le polystyrène, le polypropylène. Le polycarbonate est transparent, et il résiste à l'autoclave et à la plupart des désinfectants. Le polystyrène et le polypropylène ne résistent pas bien à des températures élevées. Les cages de polypropylène sont translucides et permettent plus d'intimité aux animaux, ce qui peut être avantageux pour certaines races ou pour des espèces sauvages. Cependant, les cages opaques ne doivent pas être placées sur des étagères plus hautes que le niveau des yeux, étant donné qu'elles ne permettent pas d'observer facilement les animaux.

On utilise une litière de contact (copeaux de bois, épis de maïs granulés, etc.) dans les cages rectangulaires, ce qui permet à l'animal de construire son propre micro-milieu. Ces cages sont confortables pour les animaux et idéales pour la reproduction. Cependant, les animaux dans ces cages sont en contact avec leurs excréments et la circulation d'air est réduite. C'est pourquoi il faut les nettoyer souvent. Les couvercles filtres empêchent encore plus la circulation d'air si les cages ne sont pas ventilées individuellement. L'accumulation rapide d'ammoniaque, de gaz carbonique et d'humidité exige des nettoyages fréquents (jusqu'à trois fois par semaine peut être nécessaire). Les cages rectangulaires peuvent être munies d'un fond de mailles métalliques pour certains projets exigeant qu'il n'y ait pas de contact avec les excréments.

2. Cages plus grosses à fond plein

De grands bacs de plastique ont été utilisés avec succès pour héberger des groupes de cobayes et de lapins. Ces bacs doivent être suffisamment forts pour supporter le poids des animaux qui s'y trouvent, avoir les coins ronds pour faciliter le nettoyage et être résistants aux désinfectants. On utilise des litières de contact dans ces bacs.

3. Cages suspendues

Les cages suspendues peuvent être munies d'une porte frontale ou d'une porte sur le dessus de la cage. La plupart des cages à ouverture sur le haut ont l'étagère du support de cages comme dessus. Elles sont généralement utilisées pour les petits rongeurs, alors que celles à porte frontale sont plus souvent utilisées pour les cobayes, les chats, les chiens, les lapins et les primates non humains (PNH).

La plupart des cages suspendues possèdent un plancher en mailles métalliques, en tiges d'acier, en métal ou plastique perforé; elles sont situées au-dessus d'un plateau collecteur ou d'un plancher solide. Il est extrêmement important que la taille des perforations du plancher des cages convienne aux espèces qu'on y héberge. Ces perforations doivent être assez larges pour permettre aux excréments de passer librement, mais suffisamment petites pour ne pas blesser les pieds et causer des blessures aux membres. La grosseur des mailles doit permettre de supporter le poids de l'animal sans fléchir. Les planchers doivent être faits de matériaux qui permettent aux pieds en mouvement de s'agripper, empêchant ainsi l'animal de glisser. Les planchers en mailles métalliques ne conviennent ni aux cobayes ni aux animaux dans les cages à maternité.

Dans les cages suspendues, les animaux n'entrent pas en contact avec leurs excréments et les cages sont habituellement bien ventilées. Les plateaux collecteurs d'excréments peuvent être nettoyés plus souvent que les cages, ce qui dérange moins les animaux. Cependant, les animaux n'ont pas la chance de créer leur propre micro-milieu, de sorte que le contrôle de l'environnement de la pièce devient plus important.

On recommande de construire ces cages en acier inoxydable, ou autre alliage métallique tissé, en matière plastique résistante à la corrosion ou, dans le cas de certaines cages à ouverture frontale, en fibre de verre. La fibre de verre est forte, chaude au toucher et plus résistante au bruit que d'autres matériaux, de sorte qu'elle convient particulièrement aux cages réservées aux soins postopératoires. Les PNH et les chats doivent avoir à leur portée une ou plusieurs planches de repos ou des perchoirs à différents niveaux. Un appareil d'immobilisation construit à l'intérieur des cages facilite l'immobilisation des PNH.

4. Autres cages

Plusieurs cages sont construites pour répondre à des exigences spécifiques. Des exemples de ces cages incluent les cages à métabolisme, les cages avec exercices mécaniques, les cages communautaires, les cages de transfert, les cages à immobilisation et les cages dans lesquelles on peut entrer (qui servent à héberger des groupes d'animaux).

Des informations supplémentaires sur l'hébergement des oiseaux domestiques (notamment la volaille) et des animaux domestiques de grande taille se trouvent dans les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Pour obtenir des informations sur les cages pour animaux sauvages, contacter *Aquariums et Zoos Accrédités du Canada (AZAC)*.

On peut obtenir des informations sur les caisses d'expédition et les cages de transport pour une grande variété d'animaux domestiques, sauvages et d'expérimentation, dans le plus récent volume de *Réglementations sur les animaux vivants*, de l'Association de transport aérien internationale (IATA).

Février 2017

Toutes les cages doivent être construites en vue d'assurer le bien-être des animaux lors de leur confinement.

III LE MILIEU

Il existe plusieurs facteurs physiques, chimiques et biologiques qui peuvent influencer les animaux d'expérimentation et, par la suite, modifier les résultats d'une recherche (Melby, 1983; Small, 1983). Les résultats d'une expérience sont, en principe, valides pour les conditions dans lesquelles ils ont été obtenus, et ils sont utiles pour établir des comparaisons seulement si toutes les informations pertinentes aux conditions expérimentales sont disponibles.

Parmi les facteurs environnementaux devant être notés pour les inclure au besoin dans les rapports scientifiques, on retrouve : la température (°C et variations), l'humidité relative (% et variations) et si oui ou non ces facteurs sont contrôlés; les changements d'air/heure, la proportion d'air frais et d'air remis en circulation, et les concentrations de gaz ou de particules dans l'air; l'éclairage (naturel ou artificiel, la photopériode et l'intensité); le type d'eau, sa qualité et son prétraitement; le type de litière, sa qualité et son prétraitement; la densité de l'hébergement; l'équipement des locaux d'hébergement; et les mesures physiques pour protéger l'état microbiologique. L'état microbiologique d'un animal doit être mentionné [conventionnel, exempt d'agents pathogènes spécifiques (EADS) pour des agents pathogènes donnés ou gnotoxénique avec des micro-organismes spécifiques] (WCBCLA, 1985).

A. RÉGLAGE DU MILIEU

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

1. Température

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

2. Humidité

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

3. Ventilation

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

4. Éclairage

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

B. AUTRES FACTEURS DU MILIEU

1. Bruit

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

2. Produits chimiques

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

3. Litière

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

4. Densité de la population et limitation de l'espace

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

C. CONTRÔLE MICROBIOLOGIQUE

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

D. AIRES D'UTILISATION DES PRODUITS CHIMIQUES ET DES ISOTOPES RADIOACTIFS

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

E. RÉFÉRENCES

MELBY, E.C. JR. et BALK, M.W., eds. The importance of laboratory animal genetics, health, and the environment in biomedical research. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983.

SMALL, J.D. Environmental and equipment monitoring. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. III. Normative biology, immunology, and husbandry. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983: 83-100.

WORKING COMMITTEE FOR THE BIOLOGICAL CHARACTERIZATION OF LABORATORY ANIMALS/GVSOLAS. Guidelines for specification of animals and husbandry methods when reporting the results of animal experiments. Lab. Anim. 1985; 19: 106-108.

IV

INSTALLATIONS ET MILIEU POUR LES ANIMAUX DOMESTIQUES

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Février 2017

V SOINS DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

A. INTRODUCTION

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017).

Mars 2017

B. PRATIQUES GÉNÉRALES

1. Réception

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007).

Février 2017

2. Conditionnement/quarantaine

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007).

Février 2017

3. Hébergement (entretien)

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007) et les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017).

Mars 2017

4. Identification et registres

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007) et les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017).

Mars 2017

C. SOINS AUX ANIMAUX

1. Nourriture

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

2. Eau

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

3. Exercice

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

D. ENTRETIEN DES INSTALLATIONS

1. Nettoyage et mesures sanitaires

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

2. Enlèvement des déchets

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

3. Enraiment de la vermine

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

4. Soins en cas d'urgence et pendant les congés

Cette section a été révisée. Consulter la *Politique du CCPA pour : les cadres responsables des programmes de soin et d'utilisation des animaux* (2008).

Février 2017

BESOINS SOCIAUX ET COMPORTEMENTAUX DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision.

Février 2017

A. INTRODUCTION

Dans le passé, on trouvait particulièrement important de fournir aux animaux d'expérimentation un hébergement convenable afin de leur assurer de bonnes conditions d'hygiène, d'en faciliter la gestion et de minimiser les variables (gestion). Aujourd'hui, on s'applique de plus en plus à réduire le stress chez l'animal et à améliorer son bien-être, autant du point de vue social que comportemental. Que l'ajout de divers éléments d'enrichissement environnemental augmente ou non les frais d'exploitation, les résultats en valent la peine, car tout indique que l'animal s'en trouve mieux dans l'immédiat et que le résultat des recherches et le chercheur en bénéficient éventuellement.

Ce chapitre contient des principes généraux plutôt que spécifiques. Ces principes ne sont pas infaillibles et on ne doit pas les interpréter à la lettre aux dépens de l'animal (p. ex. on peut trouver qu'un milieu autrement favorable ou qu'un groupement social n'est pas conforme pour un animal en particulier). Ce chapitre, y compris la déclaration de principe du CCPA, sera révisé régulièrement et modifié au besoin. La possibilité de traiter les animaux comme on voudrait qu'ils le soient exige l'application sensible et consciencieuse de connaissances. Pour atteindre cet objectif, nous devons tous posséder un esprit critique, rigoureux et scientifique. Les situations de gestion et d'hébergement qui répondent aux besoins comportementaux des animaux doivent être interprétées comme l'établissement d'un idéal que nous devons viser.

1. Qu'est-ce que le bien-être animal?

Broom (1986) décrit le bien-être animal comme étant l'état dans lequel se trouve un animal qui essaie de s'adapter efficacement à son milieu. Selon Blood et Studdert (1988), la notion de bien-être sous-entend le maintien de normes d'hébergement convenables, une bonne alimentation et des soins généraux ainsi que la prévention et le traitement des maladies. L'American Veterinary Medical Association (AVMA) va plus loin encore en ajoutant à ce qui précède que tous les aspects du bien-être de l'animal, y compris de bonnes conditions en ce qui concerne le logement, la gestion, l'alimentation, la prévention et le traitement des maladies, les soins et les manipulations humanitaires, et, lorsque nécessaire, l'euthanasie humanitaire (Anon., 1990).

Selon Fraser (1989), le bien-être de l'animal englobe à la fois l'aspect physique et psychologique. L'un n'existe pas sans l'autre normalement. Le bien-être physique, pour sa part, se traduit par un bon état de santé. Quant au bien-être psychologique, il se voit dans un bien-être comportemental. Ce dernier est évident lorsqu'il y a présence de comportement normal et absence de comportements substantiellement anormaux.

L'Association mondiale vétérinaire affirme que l'éthologie animale met l'accent sur la connaissance scientifique. Son but est de clarifier : a) les besoins à remplir; et b) le mal qui peut être évité (AMV, 1989).

Hurnik (1988) définit le bien-être animal comme étant un état ou une condition d'harmonie physique et psychologique entre l'organisme et son milieu. Cependant, on s'accorde sur le fait que le bien-être animal n'est pas un phénomène unique et qu'il n'y a pas une définition qui satisfera tout le monde (Moberg, 1992; Baxter, 1993; Duncan et Dawkins, 1983).

La Royal Society for the Prevention of Cruelty to Animals (RSPCA) a reconnu récemment qu'il fallait s'occuper du stress chez les animaux d'expérimentation et qu'il fallait éliminer cette condition lorsqu'elle était accompagnée de souffrances (RSPCA, 1992). Une référence annotée sur le bien-être animal a été préparée il y a quelque temps (Murphy, Rowan et Smeby, 1991).

On doit toujours se souvenir aussi de la définition sensée écrite il y a plus d'une décennie par Hollands : « Voici donc comment je définis le bien-être animal : accorder aux animaux la dignité naturelle qui leur est due en tant qu'êtres vivants et sensibles [notre traduction] » (Hollands, 1980).

2. Enrichissement du milieu

L'enrichissement du milieu est défini par Beaver (1989) comme étant des éléments additionnels du milieu d'un animal avec lesquels il peut interagir.

En règle générale, la plupart des animaux d'expérimentation sont des animaux sociables et profitent de la compagnie de congénères et de l'homme. De plus, la prévisibilité des actions réciproques augmente le bien-être de l'animal, tandis que les regroupements fréquents et la phase de stabilisation agissent à l'opposé.

Il ne faut pas oublier que les expériences vécues par un animal au cours de son développement déterminent son comportement social. Les conditions d'hébergement d'un animal dans une installation d'élevage auront donc un impact sur son bien-être futur.

Les besoins sociaux des animaux utilisés en recherche, en enseignement ou dans les tests doivent recevoir autant de considération que les facteurs du milieu tels l'éclairage, le chauffage, la ventilation et le confinement (cages). Dans le cas des animaux hébergés individuellement en particulier, les observations quotidiennes fournissent à l'animal une certaine forme de contact social et facilitent habituellement les manipulations, en ce sens que l'animal s'habitue à la présence de l'homme.

Un milieu plus complexe, l'usage de dispositifs artificiels et une meilleure utilisation de l'espace existant ont des effets stimulants. Le simple fait d'augmenter le nombre de pouces carrés disponibles pour un animal ne favorise pas une meilleure utilisation de l'espace (Line, 1987; Fajzi, Reinhardt et Smith, 1989); cependant, la quantité d'espace doit convenir à l'espèce animale. En ce qui concerne les animaux hébergés en groupe, on doit procéder régulièrement à l'évaluation du rapport groupe social/espace disponible.

3. Formation de groupes

Lorsque les animaux entrent en contact les uns avec les autres et qu'ils sont appariés ou groupés, il y a une période initiale au cours de laquelle ils établissent leurs relations sociales (rang de dominance, etc.). Il peut se produire des interactions agressives; cependant, lorsque les conditions sont favorables, l'organisation

sociale finit par se stabiliser. Une fois cette hiérarchie établie, les interactions sont subtiles et davantage centrées sur la dérobaude ou la menace rituelle que sur les gestes agressifs non déguisés. Si la routine quotidienne est perturbée, si des ressources comme la nourriture et les espaces de repos sont limitées ou si les animaux sont mal groupés, alors la hiérarchie est perturbée et les agressions se font plus fréquentes. Le bien-être des animaux est menacé quand :

- a) l'espace est insuffisant pour maintenir une distance adéquate;
- b) les espaces d'alimentation et de repos pour tous les individus sont insuffisants ou l'alimentation et le repos ne peuvent se faire simultanément;
- c) les regroupements sont si fréquents que les animaux doivent constamment subir le processus de stabilisation; et
- d) la grosseur des groupes ne convient pas à l'espèce.

La déclaration précédente met en question les pratiques de confinement intensives qui empêchent les animaux d'exercer leurs activités normales, tant sur le plan social que comportemental.

En plus de leur espace minimal de repos, les animaux ont aussi besoin de ce qu'on pourrait appeler un espace supplémentaire qui leur permet de bouger à leur guise. Une exception importante peut se présenter au moment de la mise bas, alors que la plupart des femelles doivent avoir leur propre espace.

On doit éviter le plus souvent d'héberger des animaux individuellement, à moins que ce ne soit nécessaire pour des raisons de santé, d'agression ou de recherches. Les animaux hébergés seuls devraient avoir droit à un certain degré de contact social avec d'autres animaux de leur espèce. Pour la plupart des espèces, il s'agirait d'avoir au moins la possibilité d'établir des contacts visuels. Les contacts olfactifs et auditifs avec d'autres animaux sont habituellement souhaitables.

Les protocoles qui exigent l'hébergement individuel doivent décrire les moyens proposés pour satisfaire aux besoins sociaux des animaux isolés (p. ex. lorsque c'est pertinent, augmentation des contacts humains positifs). Les chercheurs doivent justifier toute dérogation aux lignes directrices du CCPA devant le Comité de protection des animaux (CPA) et recevoir son approbation avant le début des études. Tous les protocoles doivent être révisés par le CPA au moins une fois l'an.

4. Déclaration de principe

BESOINS SOCIAUX ET COMPORTEMENTAUX DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

Le bien-être, en ce qui concerne les animaux, comporte deux composantes : une physique et l'autre comportementale. Le bien-être physique se manifeste par un état de santé excellent alors que le bien-être comportemental est celui que l'on considère comme normal pour une espèce et une souche animales données qui ne présentent aucun comportement anormal. On considère le bien-être comportemental comme étant le reflet du bien-être psychologique de sorte que ces deux aspects du bien-être deviennent des synonymes lorsqu'on les utilise dans notre langage courant.

En ce qui concerne le bien-être, tout animal a besoin d'un environnement social dans lequel il peut jouir d'un minimum de contacts sociaux et de relations sociales actives. Le comportement social permet à l'animal de s'adapter aux conditions de l'isolement. La mise en cage des animaux, que ce soit un animal par cage, par paires ou en groupes, devrait être faite de telle sorte que l'on fournisse un milieu stimulant approprié pour chaque espèce animale.

De plus, il est important de savoir qu'il existe habituellement des affinités naturelles entre les animaux d'une même espèce et entre certaines espèces animales. L'isolement permanent, comme mesure d'hébergement, ne devrait pas être normalement utilisé. Cependant, dans des circonstances exceptionnelles et avec une justification scientifique et biologique claire, certains animaux peuvent se sentir mieux si on les isole. Chez certaines espèces animales, des interactions positives avec les humains sont importantes, en particulier dans des conditions d'isolement social. Il y a des personnes qui semblent être plus facilement acceptées par les animaux que d'autres personnes; on devrait tenir compte de cet état de fait et le favoriser au maximum.

Février 1990

B. ANIMAUX UTILISÉS EN RECHERCHE AGRICOLE

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Février 2017

C. ANIMAUX (GRANDS) MAINTENUS DANS DES CAGES À MÉTABOLISME

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Elle sera remplacée par des dispositions particulières dans des documents de lignes directrices propres à certains types d'animaux.

Pour des conseils quant aux cages à métabolisme destinées aux animaux de ferme, consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Février 2017

Les animaux maintenus dans des cages ou caisses à métabolisme sont forcément peu actifs sur le plan social et comportemental. C'est pourquoi il ne faut pas voir dans cette forme de captivité un moyen commode de restreindre les animaux, mais en réserver l'utilisation à des fins de recherches approuvées sur le métabolisme.

Les animaux ainsi hébergés devraient faire l'objet d'une surveillance étroite et d'observations de la part d'experts pendant toute la durée des études.

1. Conditionnement

Une période de sept à dix jours de conditionnement dans un enclos pour permettre à l'animal de s'acclimater à un nouveau régime alimentaire (si cela est nécessaire) est obligatoire avant son transfert dans la cage à métabolisme, suivie d'une période d'adaptation à la cage de trois ou quatre jours.

2. Grandeur des cages à métabolisme

Il faut fournir suffisamment d'espace aux animaux pour qu'ils puissent se lever et se coucher normalement. Certains animaux (p. ex. veaux et moutons) projettent leur poids vers l'avant lorsqu'ils se lèvent, de sorte que la caisse doit être plus longue que la simple longueur des animaux. Quant à la largeur, elle doit être suffisante pour permettre à l'animal de se coucher en position sternale.

D'autres postures adoptées par les moutons ne servent pas seulement au confort, elles ont aussi une fonction de thermorégulation. Si les dimensions de la caisse ne permettent pas de telles postures (p. ex. la position couchée sur le côté), il revient au chercheur de contrôler lui-même la température du milieu ainsi que d'autres facteurs environnementaux.

3. Contacts avec d'autres animaux

Beaucoup d'animaux sont très sociables. Il arrive souvent qu'un animal isolé ne se comporte pas normalement, et son métabolisme en souffre probablement aussi. Pour réduire le stress, les caisses devraient être conçues et placées de manière que les animaux aient un bon contact visuel, auditif et olfactif.

4. Contrôles avant, pendant et après une expérience

On doit évaluer l'état physique et le comportement des animaux avant, pendant et après une expérience. Les préposés aux animaux doivent faire un contrôle avant et après les repas afin de vérifier si, par exemple, les animaux mangent moins.

5. Observation des changements dans le comportement

On doit être très attentif lorsqu'on observe des changements dans le comportement, lesquels peuvent indiquer un certain degré de stress ou des stéréotypies d'anxiété ou de crainte (p. ex. les moutons qui boivent plus souvent). Il est important de noter de tels changements, autant pour l'avancement de la science que pour assurer des bons soins aux animaux.

6. Durée du confinement

Les os, les articulations et les muscles se ressentent d'une immobilisation forcée. Pour cette raison, on doit sortir périodiquement les animaux des cages à métabolisme pour leur faire faire de l'exercice ou pour leur allouer au moins trois heures par semaine en dehors de leur cage.

Un chercheur dont le projet de recherche prend plus de 21 jours doit justifier toute période de prolongation devant le CPA, en invoquant l'intérêt expérimental et le mérite scientifique de la recherche. Cependant, la période maximum passée dans une cage à métabolisme ne doit pas dépasser 30 jours.

7. Circonstances exceptionnelles

Dans des circonstances exceptionnelles (p. ex. des études de cathétérisme), il est impossible de donner suite à l'exigence de l'exercice hebdomadaire recommandée. Dans ces cas-là, toute dérogation à ces lignes directrices doit être justifiée par le chercheur, révisée et approuvée par le CPA.

D. CHATS

1. Introduction

Plusieurs auteurs ont déjà suggéré des moyens pour aider ceux qui essaient d'améliorer le bien-être des animaux d'expérimentation. Beaver (1989) a proposé cinq méthodes de base pouvant servir à modifier le milieu d'un animal de manière à ce que celui-ci puisse vivre et produire à sa pleine capacité. Ces méthodes incluent l'enrichissement comportemental, des congénères sociables, des dispositifs artificiels, des activités de recherche alimentaire et le contrôle du milieu.

Dans ses commentaires sur les cinq méthodes de Beaver et Spinelli (1989) exprime son désaccord sur sa définition d'enrichissement. Cependant, il reconnaît qu'il existe une variété de stratégies qui, utilisées seules ou en combinaison avec d'autres, favorisent le bien-être psychologique des animaux d'expérimentation. Il souhaite que l'enrichissement du milieu et le bien-être psychologique d'un animal soient parmi les plus importants champs de recherche de la science des animaux d'expérimentation au cours des prochaines années.

On interprétera les cinq méthodes de Beaver à la lumière des systèmes de comportements reconnus des chats (*Felis catus*). De tels systèmes représentent des comportements typiques de l'espèce, qui sont coordonnés pour remplir une fonction spécifique ayant une valeur d'adaptation (Catcott, 1975). À ce titre, il faut tous les intégrer dans une mesure plus ou moins grande dans tout modèle visant à répondre au maximum aux besoins des animaux dont nous avons soin et à leur éviter des souffrances. Ces systèmes incluent :

- les comportements sociaux
- les comportements sexuels
- les comportements alimentaires
- les comportements parents-progéniture
- les comportements d'élimination
- les comportements de confort
- les comportements au jeu
- les comportements de repos-locomotion
- les comportements exploratoires
- les comportements agonistiques

Les comportements typiques de l'espèce qui apparaissent dans le milieu domestique sont coordonnés de manière à remplir une fonction spécifique ayant une valeur adaptative; ils ne devraient donc pas être une réponse redirigée contre certains stress externes. Par exemple, le marquage urinaire est un comportement normal dans un milieu naturel, mais il est un signe de comportement conflictuel chez les animaux domestiques hébergés dans des espaces clos. On doit avoir une connaissance des types de comportements normaux des espèces animales, afin que les gardiens d'animaux puissent identifier les comportements anormaux et s'en occuper. Hart et Pedersen (1991) ont traité des deux types de comportements d'une manière exhaustive.

En l'absence de données scientifiques qui permettraient l'élaboration d'un meilleur programme de gestion, on présume qu'il est en général très souhaitable d'essayer de reproduire l'habitat naturel pour les animaux gardés en captivité. La plupart du temps, on y apporte des modifications, notamment en excluant certaines particularités, comme les prédateurs que les espèces animales auraient à affronter dans leur milieu naturel (Beaver, 1989). Cependant, même pour les prédateurs, Markowitz et Laforse (1987) ont discuté de proies artificielles comme moyen d'enrichissement comportemental.

2. Enrichissement comportemental

L'enrichissement comportemental devrait généralement, favoriser et promouvoir un répertoire complet de comportements normaux (éthogramme) chez les animaux domestiques, tout en prévenant le développement d'anomalies comportementales. Dans tout programme d'enrichissement, il sera bon d'inclure des stimuli physiques et des objets cibles aptes à encourager l'expression de comportements propres à l'espèce.

L'enrichissement comportemental sera une réussite dans la mesure où il parviendra à prévenir le développement d'anomalies comportementales, à favoriser un comportement normal et à minimiser ou à faire disparaître des anomalies déjà existantes chez un animal ou chez un groupe d'animaux.

L'étendue du territoire des chats domestiques varie énormément selon la densité de la population, les besoins (la faim), l'instinct (la chasse, les accouplements) et les barrières naturelles ou artificielles telles les rivières, les clôtures, etc. Alors que les chats domestiques vivant dans les régions rurales parcourent des dizaines d'acres quotidiennement et à mesure que l'encombrement urbain s'intensifie, le territoire de chacun se trouve ordinairement réduit jusqu'à un cinquième d'acre ou moins (Morris, 1986).

Bien que Leyhausen (1990) et Beaver (1981) aient décrit les chats comme étant des solitaires asociaux, certains auteurs doutent maintenant de la véracité de cette affirmation ainsi que de l'importance de l'élevage sélectif dans les modifications de leur nature sociale (Morris, 1986; Liberg et Sandell, 1990; Hurni et Rossbach, 1989). Même aujourd'hui, la plupart des chats ne sont pas très sociables parce qu'ils ont toujours besoin d'un espace bien à eux et d'intimité. Cependant, des chats au caractère compatible peuvent partager leur espace de prédilection (la maison, une chambre ou même une chaise) ainsi que leur territoire (la cour arrière, le voisinage ou des acres de la ferme (Morris, 1986; Leyhausen, 1990; Macdonald et Moehlman, 1982).

3. Congénères sociaux

Dans la mesure où le confinement individuel est considéré comme anormal pour la plupart des espèces (Beaver, 1989), l'étude du rôle des congénères dans le développement du bien-être et l'épanouissement comportemental des chats domestiques s'avère nécessaire. Une abondance de renseignements anecdotiques semblent indiquer que l'hébergement à deux ou en groupes stables constitue une excellente solution de rechange à l'isolement dans une cage, aussi bien en ce qui concerne les chats que d'autres espèces animales.

Cependant, il relève du défi de prouver cela scientifiquement ainsi que l'importance d'autres fonctions sociales en rapport avec le bien-être des chats.

Beaver (1981) rapporte que même si le processus de socialisation chez les chats est mal connu, on peut penser qu'il a lieu dans l'intervalle critique qui se situe entre la naissance et neuf semaines d'âge. Des chats sevrés très tôt et élevés dans l'isolement se sont montrés plus tard démesurément actifs, confus dans leur comportement et craintifs face à de nouvelles situations (Seitz, 1959).

En période de développement, il est essentiel pour leur bien-être que les chatons entretiennent des relations constantes avec des congénères. Blackshaw (1985a) dit que des chatons élevés à l'écart de leurs semblables à partir de la septième semaine de vie — et pour qui la possibilité de jouer faisait défaut — ont plus tard fait preuve de peu de maîtrise dans leurs réactions d'attaque et de fuite ainsi que dans leurs relations sexuelles et parentales.

D'autres espèces ont fait l'objet de constatations de ce genre, y compris les veaux (Broom et Leaver, 1978); les rongeurs (Rosenzweig et Bennett, 1977) et les chiens (Scott et Fuller, 1965).

Pour une meilleure adaptation à un milieu de recherche, il serait préférable d'élever les chats sur le lieu même de la recherche et qu'ils soient en relation avec le personnel de l'endroit avant l'âge de sept semaines. Les contacts humains assidus sont également importants (Beaver, 1989; Karsh et Turner, 1990) pour assurer la continuité des rapports sociaux avec les hommes. Beaver (1981) note qu'il peut être stressant pour un animal non socialisé ou asocial qu'on s'occupe trop de lui.

L'attitude des animaliers influence le comportement des animaux (Beaver, 1981, 1989; Hurni et Rossbach, 1989; Fox, 1986). On considère que des animaliers calmes, gentils et de bonne humeur contribuent à réduire le stress dans une population animale.

Des stimulations visuelles pourront aussi améliorer le bien-être animal.

Pour la majorité des animaux, mieux vaut éviter le plus possible les changements de routine. À cet égard, la présence d'un nouveau technicien peut à elle seule altérer les enzymes du foie chez le chimpanzé (Moor-Jankowski et Mahoney, 1989); et d'après Hemsworth et Barnett (1987), un comportement inconsistant a pour effet, chez le porc, d'augmenter la crainte à l'endroit des humains.

4. Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels)

Ayant reconnu la nécessité de fournir une cage de grandeur adéquate, propre, sécuritaire et munie d'une litière appropriée, il convient maintenant de pourvoir au besoin d'activités par l'ajout d'éléments complexes à l'intérieur de la cage. Les dispositifs artificiels comprennent notamment les jouets, les poteaux à gratter, l'équipement pour grimper, les caniveaux en PVC pour l'intimité ou le jeu, etc. Pour inciter un chat à l'activité, on suspendra un objet sur lequel il donnera des coups de patte ou qu'il fixera des yeux, ou on mettra à sa disposition un objet sphérique qu'il fera rouler (Beaver, 1981).

Le concept de nouveauté est important en ce qui a trait aux éléments de jeu pour le chat. On dit couramment qu'un article laissé trop longtemps en place n'a plus la même valeur, au point que le chat cesse vite de s'y intéresser, mais il y trouvera à nouveau de l'intérêt si on l'enlève pour un court laps de temps.

L'âge du chat a aussi son importance. Les chatons ont besoin de nombreux objets pour satisfaire leur goût du jeu. Celui-ci prend presque 10 % de leur temps et favorise l'acquisition d'informations et de savoir-faire, sans compter que les jeunes chats apprennent ainsi la valeur communicative des dispositifs (message et signification), en particulier les niveaux de dispositifs (Blackshaw, 1985a).

5. Activités de recherche alimentaire

Les activités de recherche alimentaire peuvent être organisées de manière à favoriser l'enrichissement environnemental et comportemental. Il est cependant déplorable que la documentation à ce sujet soit relativement peu abondante en ce qui concerne les chats domestiques, alors qu'elle l'est pour les primates non humains. Jusqu'à récemment, on croyait qu'une provision suffisante d'aliments et d'eau potable répondait aux besoins alimentaires d'un animal. Cette approche nie clairement l'existence d'une gamme d'activités complexes pratiquées par les chats en tant que prédateurs, dont les activités consistent notamment à rechercher la proie, à la poursuivre, l'attraper, la tuer et la manger. Par contre, les animaux bien nourris n'ont pas l'occasion de pratiquer ces cinq activités, puisqu'il ne leur reste qu'à ingérer les aliments mis à leur portée.

Le régime alimentaire des chats sauvages comprend entre autres des rongeurs et des oiseaux, dont les tractus intestinaux contiennent des végétaux partiellement digérés. Les envies de grignoter de l'herbe ou des plantes d'intérieur que beaucoup de chats éprouvent, traduisent un besoin physiologique de matières végétales naturelles qui ne se retrouvent pas dans les aliments vendus dans le commerce (Leyhausen, 1990; Beaver, 1981; Blackshaw, 1985b; Beaver, 1980). Il existe différentes façons de pourvoir à ce besoin (p. ex. en fournissant, en petites quantités, de l'herbe fraîche ou un autre végétal non nuisible, ou des légumes cuits ne risquant pas de causer de l'irritation gastrique).

Certains facteurs ont aussi une influence sur l'appétit du chat, soit l'intensité lumineuse, le bruit, la propreté du contenant ou le contenant lui-même, la présence ou l'absence de personnes ou d'autres chats (Scott, 1975).

Soumis au choix d'aliments à divers degrés de chaleur, les chats ont montré une préférence pour la nourriture à 30 °C (86 °F) (McKeown et Luescher, 1993). Nul doute qu'il ne sera pas possible ou nécessaire de tenir compte de cette préférence alimentaire en tout temps, mais cette connaissance sert de fondement à l'amélioration des soins aux animaux qui éprouvent un stress psychique inhabituel (p. ex. anorexie partielle à la suite d'une chirurgie), ou au moment de l'introduction de nouveaux arrivants dans un groupe.

Les bols étroits et profonds ne plaisent généralement pas aux chats, alors que certains ne boiront dans des bols de ce genre qu'en y plongeant une patte et en la léchant. Si un animal refuse de manger dans un récipient posé sur le sol, on mettra celui-ci sur un support.

Il y a des chats qui préfèrent boire de l'eau fraîche ayant reposé un moment, le temps que les émanations chimiques de l'eau traitée se dissipent. D'autres chats ne boivent qu'à même une source d'eau courante, tel un robinet qui dégoutte. Nombre de chats détestent boire ou manger dans un récipient souillé par l'odeur ou la salive d'un autre chat. De toute évidence, quel que soit le mode de captivité, ces facteurs et beaucoup d'autres encore sont importants si l'on veut procurer aux chats des conditions optimales d'hébergement.

Toute tentative en vue de pourvoir aux besoins sociaux et comportementaux des chats devrait tenir compte des particularités qui reflètent le naturel exigeant des félins. Par exemple, les chats attachent beaucoup d'im-

portance aux textures; la texture des aliments peut influencer leur appétit; la texture des lieux peut déterminer le choix des endroits de repos.

Plusieurs chats tourneront le dos à une litière déjà souillée par un autre chat. Beaucoup montreront une préférence pour une litière d'un certain type ou d'une certaine texture et refuseront les autres. Même l'emplacement des contenants de nourriture et d'eau, ainsi que des lieux de repos, les portes, etc., pourront avoir un effet significatif sur le bien-être des chats.

6. Contrôle du milieu

On croit généralement que si l'animal peut exercer un certain contrôle sur son milieu, cela contribue à l'amélioration de son bien-être (Line, 1987). Malgré une diminution du stress ou un enrichissement du milieu, on continue à chercher des moyens qui permettront aux animaux d'exprimer leurs besoins particuliers. Ainsi, la diffusion d'émissions radiophoniques durant les heures de travail a pour effet de rendre les chats moins craintifs aux bruits soudains et de les habituer aux voix inconnues (Hurni et Rossbach, 1989).

Des zones de température variées à l'intérieur de l'enclos permettent à chaque animal de trouver des lieux de repos qu'ils préfèrent. Des enclos intérieurs/extérieurs sans danger offrent encore une fois la liberté de choisir, permettant aux animaux d'avoir un certain contrôle sur leur milieu. Les choix de textures, de hauteur, de température et de confinement sont des exemples de modes d'enrichissement pour les animaux. À cet égard, il est bien connu que les chats aiment particulièrement dormir dans un endroit chaud et ensoleillé.

Bien des chats apprécieront également le fait d'avoir un choix de hauteurs (des perchoirs par exemple) pour se reposer (Beaver, 1989; Blackshaw, 1985a). Dans des conditions d'hébergement communautaire, le programme d'enrichissement vaudra encore mieux si chaque chat a accès à un endroit à sa hauteur préférée et s'il y a suffisamment de lieux de repos élevés pour accommoder tous les chats.

Certains chats préféreront se reposer dans un endroit sombre et retiré (Beaver, 1981); d'autres choisiront de sommeiller tout à côté d'un autre membre du groupe. Aussi, on remarque que certains chats se plaisent à dormir sur des tissus laineux (nettoyables) ou sur des couvertures moelleuses.

Plusieurs observations anecdotiques sur les chats sont bien documentées chez d'autres espèces. Par exemple, Chamove et Anderson (1989) rapportent qu'une espèce de singes arboricoles, les callitrichidés, descendent rarement au sol dans leur milieu naturel. En captivité, ces mêmes singes vont rarement sur un plancher nu (1 % du temps), mais ce temps décuple si le plancher est recouvert d'un fond de feuillage. Le plancher pouvant occuper jusqu'à 40 % de la surface utilisable et au-delà de 60 % de la surface horizontale, il apparaît évident que la question de préférence des textures représente un argument convaincant en faveur de l'enrichissement du milieu pour bien des espèces.

La prévisibilité et la contrôlabilité sont deux variables importantes en rapport avec la diminution du stress. Par conséquent, là où il est impossible de fournir les moyens de contrôlabilité, la tolérance d'un comportement quelque peu prévisible sera une bonne stratégie pour améliorer le bien-être de l'animal (Beaver, 1989).

Il faut interpréter le concept de prévisibilité à la lumière des comportements caractéristiques des espèces. Par exemple, certaines espèces tels les primates supérieurs réagiront positivement à tout changement au menu de leur ration quotidienne ou à l'horaire des repas (Line, 1987), tandis que d'autres souffriront inutilement de toute dérogation à leurs habitudes. À ce propos, on sait que les changements de routine touchant entre

autres à l'horaire des repas et au nettoyage de fin de semaine sont des occasions de stress pour les animaux habitués à la routine (Beaver, 1981).

7. Hébergement

L'hébergement communautaire constitue le milieu le moins stressant pour les chats d'expérimentation, surtout si les animaux disposent de nombreuses loges de repos (Beaver, 1989), pour autant qu'il soit possible de déterminer au préalable la compatibilité des paires d'animaux ou des petits groupes en observant ceux qui se tiennent proches les uns des autres.

On devrait fournir des enclos ou des cages munis d'espaces verticaux adéquats, utilisables (p. ex. des étagères ou une installation à divers paliers en forme d'arbre). S'il y a des chatons, une planche inclinée, ou un autre élément du genre leur donnera accès aux niveaux plus élevés. Par ailleurs, les chats logés en groupe préfèrent dormir sur une surface de plancher chaude (McKeown, comm. pers., 1990).

L'animalerie doit être aménagée de manière à ce qu'il y ait un coin pour satisfaire aux besoins naturels des animaux et un autre pour manger. En ce qui concerne leurs besoins, l'installation de plusieurs bacs à litière aura pour effet de rendre moins probable le refus d'utiliser un bac en particulier.

Il est possible que des animaux logés individuellement, mais dans des cages voisines, manifestent de l'agressivité. L'ajout d'une cache sombre, retirée (p. ex. une boîte) leur permet de se soustraire à un environnement stressant (Beaver, 1981). [Chez les PNH, l'ajout d'une cloison d'isolement s'est également révélé salutaire (Reinhardt, 1990).]

Si des sujets d'expérience doivent être logés individuellement, on devrait les remettre avec leur groupe d'origine entre les séances d'expérimentation quand c'est possible et que les circonstances s'y prêtent. On considère les femelles comme de meilleurs sujets pour une captivité à long terme, puisqu'elles s'entendent généralement bien ensemble et qu'il suffit de les exposer au groupe pendant plusieurs jours sur de courtes périodes pour qu'elles s'habituent (Hurni et Rossbach, 1989).

Là où c'est possible, on fera faire de l'exercice quotidiennement à tous les animaux qui ne logent pas dans de grands enclos, sauf si l'état de santé des animaux ou le protocole de recherche s'y opposent.

Certains auteurs, tels Hurni et Rossbach (1989), suggèrent de loger séparément les mâles intacts dès l'âge de quatre à six mois, à moins de les laisser avec les animaux de la même portée et sans introduire aucun nouvel arrivant auprès d'eux. Cependant, Taylor (comm. pers., 1990) rapporte néanmoins avoir connu du succès à long terme avec plusieurs colonies de mâles intacts regroupés (6 à 14 individus). Introduits avec précaution, les nouveaux arrivants n'occasionnaient pas de grand désordre, de sorte qu'après deux bonnes années d'observation, on avait noté seulement trois ou quatre épisodes d'agressivité plus intense que la normale. Aucun de ces épisodes n'avait donné lieu à des blessures graves et, chaque fois, il avait suffi de retirer un animal du groupe pour ramener l'harmonie.

Les chats non sociables devraient aussi être logés individuellement, car les autres chats représentent pour eux le plus grand facteur de stress. De plus, on doit isoler dans des cages certaines catégories d'animaux : les chats mâles intacts non gardés dans un harem à des fins de reproduction, les chats se remettant d'une opération et les sujets d'expérience en processus de conditionnement dans une cage. Par ailleurs, les chats sont ca-

pables d'attachement. L'angoisse manifestée lors d'une séparation met parfois ce fait en évidence (McKeown, comm. pers., 1990).

8. Comportement maternel

La gestation chez les chats dure de 60 à 68 jours, le temps moyen étant de 65 à 66 jours. Un changement de comportement évident a lieu vers les deux tiers de la grossesse, mais il arrive que des chattes aient déjà fait preuve d'une grande docilité. Un gain de poids rapide, dû avant tout à la croissance des fœtus, est associé à un meilleur appétit, une activité à la baisse et une diminution de leur agilité. Il peut aussi y avoir gonflement des mamelles.

La semaine avant la mise bas, la chatte se met à chercher un endroit sombre et sec où elle ne risque pas d'être dérangée. Une boîte à nidation fera l'affaire. Durant cette même période, elle passe généralement une grande partie de son temps à se toiletter, s'attardant surtout à la région mammaire et périnéale. Il arrive aussi qu'elle devienne irritable ou méfiante en raison du très grand stress durant cette période.

À l'approche de la mise bas, la femelle se montre de plus en plus agitée, elle griffe le plancher ou le matériau qui le recouvre et prend une posture comme pour déféquer, sans le faire. Certaines chattes émettent des miaulements, les siamoises en particulier, et quelques-unes deviennent extrêmement angoissées, hystériques même (Fox, 1974).

Chacune des quatre phases de la mise bas se présente fort différemment, mais l'ordre demeure le même dans la majorité des cas. Le début de chaque nouvelle phase est généralement signalé par un changement de comportement abrupt, allant du léchage de la région génito-abdominale causé par des contractions, à la consommation du placenta (Beaver, 1980).

Hurni et Rossbach (1989) suggèrent que les chattes en hébergement communautaire aient accès à une cage de mise bas dans laquelle on les enfermera la nuit et au milieu du jour; ceci à partir du moment où la mise bas est imminente jusqu'à quatre ou six semaines après. La femelle, que l'on remettra dans son enclos pour quelques heures dans la matinée et l'après-midi, garde ainsi des rapports sociaux avec son groupe, et le stress lié aux changements hiérarchiques au sein de la population s'en trouve diminué.

9. Animaux d'origine inconnue vs animaux d'élevage

Un environnement social étant considéré comme salutaire pour les animaux d'expérimentation, le regroupement d'animaux possédant en commun un patrimoine génétique de sociabilité représente un net avantage. La tendance qu'ont les chats à développer facilement des rapports sociaux est une caractéristique présente dans les gènes du mâle (McKeown, comm. pers., 1990). Il est donc possible de sélectionner correctement des chats génotypiquement sociaux dans des populations élevées spécifiquement à cette fin. En outre, les chatons qui grandissent dans l'entourage de congénères sociaux acquièrent une plus grande sociabilité que ceux qui se développent à l'extérieur d'un groupe (Schar, 1983). En supprimant les animaux qui présentent des traits indésirables même après une socialisation adéquate (Ringler et Peter, 1984), on peut pousser la sélection en incluant dans la population des animaux dont le comportement est adapté au milieu expérimental.

Pour certains types de travaux, l'utilisation de chats d'élevage procure des avantages qui augmentent la qualité et la validité de la recherche. Ces avantages comprennent notamment un état de santé connu, un contrôle de l'âge, des facteurs génétiques et du milieu de l'animal. Ceci permet de produire et d'utiliser une population

beaucoup plus uniforme, dont on connaît le statut. Les pertes étant moindres et les résultats plus valables, on n'a pas besoin d'autant d'animaux. Les chats gardés en milieu de recherche y trouvent donc leur profit sur le plan du bien-être social et comportemental.

E. CHIENS

1. Introduction

Voilà plus de 12 000 ans que le chien (*Canis familiaris*) est le compagnon de l'homme (MacArthur, 1987). Dans un laboratoire, c'est par une socialisation adéquate tôt dans la vie que l'animal peut développer des rapports étroits avec les humains. La plupart des chiens utilisés en recherche, en enseignement et dans les tests sont d'ailleurs naturellement grégaires et recherchent la compagnie d'autres chiens (MacArthur, 1987; Beaver, 1981). Les meutes de chiens semi-domestiqués ou sauvages démontrent bien cette tendance (Dunbar, 1979). Pour cette raison, sauf si le protocole de recherche, l'état de santé ou l'agressivité des animaux ne s'y opposent, on appariera ou regroupera les chiens dans des cages ou des enclos assez grands pour leur permettre de se comporter normalement. Si un tel arrangement est impossible, on mettra régulièrement les chiens en liberté dans un endroit suffisamment vaste pour qu'ils donnent libre cours à ce comportement normal qui les caractérise.

Les chiots élevés dans un cadre social ont de bien meilleures chances que les autres d'avoir plus tard un comportement compatible avec celui de leurs congénères (Fox, 1972). En outre, les chiens dont on s'est occupé en bas âge se montrent plus résistants au stress et à la maladie que ceux qui ont été laissés pour compte (Fox, 1975).

Il sera question des soins requis par les chiens sous les rubriques des différences raciales, des critères d'évaluation, du bien-être, de l'hébergement, de la socialisation avec les humains et des méthodes d'enrichissement.

2. Différences entre les races

L'écart de taille entre un Terre-neuve et un Chihuahua représente une des différences qui existent entre les nombreuses races canines. Ces traits distinctifs ne concernent pas seulement l'aspect morphologique, mais aussi le tempérament (Terriers vs Labrador d'arrêt), la conformation anatomique (Beagle vs Lévrier), le métabolisme de l'urée (Dalmatiens), le développement des modèles comportementaux (MacArthur, 1987) et plusieurs autres aspects importants. Par ailleurs, bien que tous les chiens appartiennent à une espèce unique (*Canis familiaris*), chaque race a des besoins sociaux et comportementaux particuliers.

Les différences morphologiques entre les races y sont pour beaucoup dans le choix de la cage qui convient (malgré un poids corporel égal, les chiens longs, élancés, nécessiteront des cages plus grandes que les chiens trapus et bas sur pattes). La décision en faveur d'un hébergement communautaire reposera dans une certaine mesure sur les différences raciales. Le seul fait de connaître le comportement propre à chaque race peut en révéler beaucoup sur le bien-être des chiens. Ce n'est qu'en portant attention au caractère unique de chaque animal qu'on assurera ce bien-être.

La compréhension des différences raciales ne suffit pas toutefois. Il est fort utile de saisir les différences intraraciales qui sont la conséquence naturelle de facteurs environnementaux et génétiques. À cet égard, les petits d'une même portée, même s'ils ont été élevés dans des conditions semblables, n'agiront pas forcément de la même manière.

3. Critères d'évaluation du bien-être

L'évaluation du bien-être des animaux s'appuie à la fois sur des critères techniques (grandeur minimale de la cage, température, cycles lumineux par exemple) et sur des critères standards de performance (McCarthy, 1989), (état de santé général des chiens et leur compatibilité en groupe et avec les humains).

Le bien-être des chiens dépend d'un certain nombre de facteurs, dont la formation et le dévouement du personnel scientifique et vétérinaire ainsi que des préposés aux soins; l'adhésion aux lignes directrices du CCPA en ce qui concerne les installations; la surveillance des signes physiques de santé de l'animal (apparaît-il en santé, est-il alerte, est-il actif?); l'observation du comportement de l'animal; l'hébergement à deux ou en groupe des animaux compatibles; et la socialisation avec les humains.

a) Observations cliniques

i) Yeux

Des yeux clairs et expressifs sont de bons indices d'un état général satisfaisant. Il ne faudrait pas confondre avec l'absence de contact visuel que l'on retrouve parfois chez les chiens à qui l'on a appris tôt à se soumettre aux êtres humains.

ii) Posture

Un chien malade ou souffrant gardera une attitude prostrée ou se recroquevillera à l'arrière de la cage ou du chenil. Des allures anormales ou la façon de tenir un membre laissent supposer l'existence d'un trauma ou d'une infection.

iii) Pelage

Les chiens malades ou souffrant de problèmes chroniques auront souvent un pelage à l'aspect rugueux, négligé. Il n'y aura pas de toilettage de la part de l'animal.

iv) Selles

Des selles diarrhéiques ou molles avec présence de mucus, de sang ou d'helminthes (endoparasites d'apparence vermiforme) doivent être l'objet d'attention spéciale.

v) Appétit

On doit s'interroger sur un manque d'appétit ou sur l'ingestion trop rapide des aliments; il en est de même concernant un changement soudain de poids ou des habitudes dans la façon de boire ou de manger.

b) Comportement

i) Général

On recherchera des preuves manifestes de l'adaptation des chiens à leur milieu. Peu importe qu'ils vivent dans une cage individuelle ou en communauté, ils n'auront habituellement pas de comportements très répitifs ou atypiques. En général, les chiens considèrent la cage ou le chenil comme leur territoire et c'est en

jappant qu'ils le défendent contre un danger peu menaçant (p. ex. la porte qui reste fermée). L'ouverture de la porte, par contre, les amènera à exhiber des comportements très différents; soit de l'excitation chez les animaux familiers avec les humains, ou de la crainte chez les animaux non socialisés. Même si ces différences de comportement ne se voient pas quand la porte est fermée, on ne jugera qu'avec prudence une réaction de peur devant des personnes inconnues, car il est normal de faire preuve d'un peu de curiosité ou d'anxiété en présence de personnes inconnues.

ii) Comportement envers les compagnons de cage

Des compagnons de cage compatibles devraient manifester le même désir d'attention quand des gens familiers s'approchent de leur cage. Toutefois, les animaux dominants (et ceux qui sont trop sociables avec les gens ou pas assez sociables avec leurs semblables) (Beaver, 1981) s'arrangeront pour que leurs subordonnés échappent au contact de la personne amie, ce qui donnera lieu parfois à des agressions qui dureront tant que la personne restera devant la porte.

iii) Comportement envers les gens

Les chiens qui jappent beaucoup se tiennent à l'arrière de la cage, refusent de venir près de la porte même en présence de techniciens familiers, se montrent agressifs à l'approche de quelqu'un. Ils sont insociables, ils craignent les gens, mordent souvent par peur, sont difficiles à attraper et à maîtriser, et présentent parfois divers troubles physiologiques incompatibles avec certaines recherches scientifiques. Ces manifestations sont des signes évidents d'une situation de détresse et d'un manque de bien-être chez l'animal. De tels animaux ne sont pas de bons candidats pour la recherche.

iv) Comportement maternel

Vers la fin de la gestation, la chienne commencera à chercher un lieu sûr, chaud, sombre et tranquille où se retirer. Pour répondre à ses besoins, il est recommandé de placer dans un coin, une niche de mise-bas qu'elle acceptera. On lui fera connaître cette niche bien avant qu'elle ne soit à terme, afin qu'elle ait amplement le temps de s'y habituer (Fox, 1972). On évitera autant que possible d'intervenir au moment de la mise bas.

Le comportement de la chienne gravide se modifie vers la fin de la gestation. En général, elle paraît agitée et inquiète. Elle manifestera son instinct de nidation en grattant et en déchirant le papier journal qui recouvre le fond de la niche. Souvent, elle délaissera la nourriture, et certaines chiennes vomiront occasionnellement dans les jours qui précèdent la mise bas. Aussi, il arrive souvent que la chienne halète beaucoup et tourne régulièrement la tête pour regarder son arrière-train avec appréhension (Dunbar, 1979).

Les niches de mise bas dont disposent les chiennes sont pourvues d'une litière et de sources de chaleur qui gardent les chiots homéothermes au chaud et au sec.

4. Hébergement

L'hébergement devrait favoriser la formation de groupes sociaux, les interactions avec les humains, le confort et l'hygiène. À cette fin, on utilisera des cages modulaires ou des enclos pouvant se transformer au besoin en locaux d'hébergement pour paire ou pour groupes.

Hite, Hanson, Conti *et al.* (1977) et Hughes, Campbell et Kenney (1989) ont discuté des effets de la dimension de la cage sur les Beagles (la race canine qui sert le plus souvent à des fins scientifiques). Les cages devraient être aménagées de manière à permettre au personnel d'y accéder facilement et aux chiens de garder un contact visuel, olfactif et auditif avec d'autres chiens.

L'ajout de planches de repos faites d'un matériau isolant et étanche offrira aux animaux la possibilité de se réfugier ailleurs que sur le sol lorsque la température ambiante ou l'humidité font défaut.

i) Hébergement social

Ce mode d'hébergement est ce qu'il y a de mieux pour la majorité des races canines. Par suite de l'interaction entre les chiens et les humains ainsi qu'entre les chiens eux-mêmes depuis des siècles, les espèces ont développé des modèles comportementaux typiques qu'il faut comprendre pour être en mesure d'évaluer leur bien-être et d'y subvenir (Beaver, 1981). Certaines races canines sont très sociables (p. ex. les chiens de chasse), alors que d'autres, tels les terriers, ne le sont pas (Beaver, 1981). Pour la plupart des races sociables, l'hébergement individuel engendrera un état de stress.

Un chien sera perturbé si on le sépare des animaux avec lesquels il s'accorde bien. C'est pourquoi on laissera dans la même pièce un chien que l'on soustrait à son groupe (en raison de problèmes de santé, d'agressivité ou du protocole de recherche), en le gardant le plus près possible de ses congénères sociaux, et on le remettra avec eux dès que possible. Dans le cas d'un groupe stable, les positions dans la pièce ne devraient pas être changées sans motifs valables.

ii) Hébergement individuel

L'arrivée de compagnons de cage peut provoquer le désarroi chez les animaux habitués à vivre seuls. Dans ces circonstances, il sera préférable de faire exception à l'hébergement communautaire, surtout là où la compagnie des humains ne fait pas défaut et où il y a contact visuel et auditif avec les autres chiens.

Les chiens hébergés individuellement devront malgré tout garder un contact visuel, auditif et olfactif avec les animaux qui vivent dans la même pièce qu'eux. Il s'y trouve probablement de multiples groupes sociaux, les plus stables comprenant les chiens logés dans les cages immédiatement avoisinantes ou l'une en face de l'autre.

Il ne faut pas oublier que la largeur d'une allée ne suffit pas à faire taire l'instinct de dominance. C'est pourquoi on relogera loin de l'animal trop dominateur, un chien que l'on a soustrait aux agressions d'un congénère social et on évitera de le mettre directement en face de lui.

5. Socialisation avec les humains

De toutes les espèces utilisées couramment en expérimentation, les chiens sont les animaux les mieux domestiqués et les mieux adaptés à vivre en association étroite avec les humains. La socialisation les amène à s'attacher aux gens et à leur faire confiance, ce qui aide à leur adaptation à de nouvelles procédures ou à un milieu différent, d'où une diminution du stress et de la variabilité expérimentale.

Les chiens qui ne sont pas exposés en bas âge au contact humain (c'est-à-dire à la socialisation) se montrent vite craintifs à l'approche des gens. Leur affolement se traduit par diverses manifestations physiologiques et

comportementales (la morsure par exemple) (Beaver, 1981), toutes inconciliables avec leur bien-être, et qui, de ce fait, fausseront les données de la recherche.

L'aptitude à s'adapter à une situation quand une personne intervient, ou quand le milieu change, constitue un critère fondamental de bien-être chez le chien (Dunbar, 1979). Cette aptitude suppose que le chien est capable de s'adapter aux conditions de stress sans que son comportement ou son fonctionnement n'en soient vraiment changés (Archer, 1979).

C'est pour cela qu'il est nécessaire que tous les chiens utilisés en recherche, peu importe à quelles fins, soient habitués aux rapports sociaux avec les gens (sur les lieux mêmes ou chez le fournisseur), ou sinon on considérera sérieusement de les euthanasier ou de s'en servir à des fins d'essais sans survie. Le processus de socialisation (manifestation par les gestes) commencera quand les chiots auront de six à dix semaines (Wolfe, 1989a, 1989 b; MacArthur, 1987; Fox, 1975). Un certain nombre d'autres chercheurs croient que la période de socialisation devrait s'étendre à au moins 12 semaines (Pfaffenberger, 1963; Bateson, 1987; Vanderlip, Vanderlip et Myles, 1985a, 1985 b; Scott et Fuller, 1965). Fox (1968, 1990) soutient aussi que les jeunes chiens privés du contact humain dans les 10 premières semaines de leur vie seront plus tard très difficiles à manipuler.

Les chiens adultes dont la socialisation fait défaut ne devraient pas demeurer dans l'installation plus longtemps que le temps nécessaire pour déterminer que leur comportement asocial ne répond pas aux efforts de redressement, car il s'agit là d'une perte de temps et d'énergies pour un succès improbable (Dunbar, 1979). Dans ces conditions, ou bien on a recourt à l'euthanasie ou on utilise immédiatement les chiens à des fins d'essais aigus. On considérera la socialisation comme un élément crucial de tout programme d'élevage et, à ce titre, le contrat passé avec un fournisseur devrait stipuler que les animaux achetés sont bel et bien socialisés.

Les relations réciproques suivies entre les hommes et les chiens assureront la continuité des avantages acquis par la socialisation. La quantification des rapports pendant la période de socialisation, en termes précis de fréquence ou de durée, importe moins que la qualité des interactions. Les chiots sont sensibles à l'attachement aux humains ou aux autres animaux. Ainsi, les interactions répétitives avec les gens au cours de cette période ont plus d'importance que la nature, la fréquence ou la durée précises des interactions.

Wolfe (1990) a décrit la socialisation de nombreux bébés Fox-hounds qui recevaient individuellement seulement cinq minutes d'attention par semaine. Cependant, on doit remarquer qu'il s'agissait d'une démarche complexe effectuée sur une base bi-hebdomadaire avec des jeunes d'une même portée considérés comme un groupe, de sorte que tous profitaient des interactions entre les gens et chacun des chiots de la portée. Malgré tout, il semble bien que la socialisation de nombreux chiots ne requière pas énormément de temps, et le personnel existant dans la plupart des lieux de recherche suffira généralement à cette tâche.

C'est par l'observation qu'on établira si, à l'intérieur d'un groupe social, tous les chiens se comportent normalement (Beaver, 1981). La participation de plusieurs personnes à la socialisation de chaque chien et le renforcement de leur socialisation comme adultes permet d'éviter le problème d'attachement exagéré à un individu.

Les personnes qui s'occupent de l'entretien des pièces devraient s'attarder un peu à chaque chien en faisant leur travail. Les instants passés à parler aux chiens et à les caresser seront récompensés par une diminution de l'appréhension et de la variabilité physiologique des animaux (Wolfe, 1990, 1985, 1989a, 1989 b). La ma-

nière d'agir de l'animalier peut produire un effet sur l'animal (Fox, 1986), et de ce fait avoir une influence sur le résultat des expériences.

6. Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels)

L'ajout d'éléments d'enrichissement comme des jouets, ou autres dispositifs, réussit souvent à apporter les changements de comportement désirés chez le chien. Par exemple, un morceau de cuir brut ou un autre truc à ronger modérera les ardeurs du chien qui passe son temps à se toiletter. On n'ajoutera cependant pas de dispositifs de ce genre sans en avertir le directeur de l'installation et le chercheur. Beaver (1989) a remarqué que les chiens réagissent bien quand on enrichit leur milieu de labyrinthes dans lesquels ils courent.

La diffusion de musique sert depuis longtemps à diminuer le stress dans de nombreux locaux où il y a des animaux d'expérimentation (Line, Clarke, Ellman *et al.* 1987) et aussi dans beaucoup d'étables à vaches laitières (Ewbanks, 1968) (peut-être à cause de son effet initial adoucissant sur le gardien des animaux). Cependant, il faut bien avouer qu'il existe peu de données convaincantes en faveur de l'utilisation de ce moyen pour les chiens. Si on y recourt, on réglera le volume sur le ton de la conversation, car une puissance sonore prolongée excédant 85 dB peut occasionner des troubles de l'audition. Il ne faut pas oublier non plus que bien des animaux d'expérimentation, y compris les chiens, ont l'ouïe assez fine pour entendre des fréquences élevées non perceptibles par l'oreille humaine (Dunbar, 1979). Par exemple, la diffusion d'une musique de violon jouée à plein volume incommodera fortement les chiens, tandis que les entretiens radiodiffusés les habitueront au son de la voix humaine.

7. Exercice

L'exercice pour les chiens a récemment été réglementé dans une loi américaine stipulant que les installations de recherche doivent établir par écrit, en consultation avec le vétérinaire de l'institution, des procédures et des programmes d'exercice pour les chiens (USDA, 1989).

Le docteur Dale Schwindaman, sous-ministre adjoint de Regulatory Enforcement, Animal and Plant Health Inspection Services, U.S. Department of Agriculture, a mentionné que, en ce qui concerne les besoins d'exercice et de socialisation, il se pourrait bien que les contacts sociaux avec d'autres chiens, ou avec des humains dans le cas des animaux hébergés seuls, soient plus importants que l'exercice. Il rapporte que les chiens avaient besoin de voir et d'entendre d'autres chiens en plus d'être hébergés dans des groupes compatibles. Quant aux chiens hébergés seuls, ils devraient jouir de contacts physiques avec les humains. Toute dérogation aux besoins d'exercice et de socialisation pour les chiens doit être approuvée par le Comité de protection des animaux (CPA). On a de plus proposé que les animaux dont l'espace d'hébergement est moins grand que ce qui est exigé dans des conditions d'hébergement permanent, tel que stipulé dans le *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals* (USDHHS, 1985), devraient faire au moins 30 minutes d'exercice par jour (Schwindaman, 1990).

Des données scientifiques ont démontré que la grandeur des cages n'avait aucun effet sur les valeurs hémato-logiques ou biochimiques chez des Beagles d'élevage; que les chiens n'étaient pas portés à faire de l'exercice lorsque relâchés dans des enclos d'exercice, à moins que les humains y soient avec eux; et que même un programme d'exercice modéré n'avait aucun effet sur les paramètres biochimiques telles l'hématologie, la chimie clinique, ou sur les indicateurs de stress (Campbell, Hughes, Griffen *et al.* 1988; Hughes, Campbell et Kenney, 1989; Campbell, 1990).

Des études ont démontré que, en moyenne, les chiens passent seulement une demi-heure à une heure et demie par jour à faire des activités de toutes sortes, quel que soit le système d'hébergement. La plupart des activités des chiens ont lieu le matin, lorsque les préposés au soin des animaux font leur travail. L'augmentation de la fréquence des contacts humains facilitera la manipulation des chiens et leurs caractéristiques comportementales, mais non leurs activités, parce que les chiens qui ne jouissent pas d'un surplus de contacts avec les humains peuvent marcher en rond dans leur cage dans le but d'attirer l'attention (Hughes et Campbell, 1990). Ces auteurs soutiennent qu'ils ont démontré que les chiens sont fondamentalement paresseux, qu'ils n'aiment pas faire de l'exercice et qu'ils n'ont pas d'attrait particulier pour courir dans un endroit. Fox (1986) rapporte que les chiens qui sont bien nourris et heureux ne font pas d'exercice de routine.

Même si, à l'encontre des États-Unis, il n'y a pas d'obligation à fournir de l'exercice aux chiens au Canada, le CCPA considère qu'il est peut-être plus important d'héberger les chiens en groupes et de les socialiser avec leurs congénères et les humains que de leur faire faire de l'exercice. On demande aux institutions de fournir de la documentation sur le fait que le CPA ait accepté que des chiens soient hébergés individuellement. De plus en plus, le CCPA recommandera très fortement d'augmenter les moyens d'enrichissement du milieu.

En conclusion, comme l'a suggéré Erwin (1985), on devrait surveiller les réactions des animaux aux différents moyens d'enrichissement du milieu dans le but de vérifier si on a atteint les objectifs.

Beaver (1989) nous rappelle qu'aucune étude n'a démontré quelle quantité d'activité était profitable pour une espèce animale donnée. On n'a pas plus démontré que les comportements stéréotypiques étaient profitables ou dommageables (Fox, 1986). Il faudra donc acquérir et accumuler des nouvelles connaissances sur le comportement animal pour fournir un milieu qui améliorera le bien-être des chiens.

F. PRIMATES NON HUMAINS

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Elle sera remplacée par les *Lignes directrices du CCPA : les primates non humains* (en prép.).

Février 2017

1. Introduction

On doit faire des efforts pour procurer un milieu physique et social générateur de bien-être aux animaux utilisés comme sujets d'expérience. D'autre part, la structure sociale rend bien des animaux d'expérimentation sensibles aux conséquences néfastes de mauvaises conditions d'hébergement. Au Canada, ce sont uniquement les quatre espèces de primates non humains (PNH) suivants qui sont utilisés en recherche, en enseignement et dans les tests : le rhesus (*Macaca mulatta*), le macaque cynomolgus (*Macaca fascicularis*), le singe vert d'Afrique (*Cercopithecus aethiops*) et le singe-écureuil (*Saimiri sciureus*). Le nom commun et le nom scientifique d'un certain nombre d'espèces apparaissent à l'addenda 1.

Dans cette section, les propos porteront principalement sur l'amélioration du bien-être social et comportemental des primates non humains. Comme le font remarquer Markowitz et Line (1989), il est évidemment possible de trouver des moyens qui permettront de conjuguer l'enrichissement du milieu avec les protocoles de recherche de manière à ce que l'un et l'autre en soient améliorés.

Même si l'animal paraît en santé, les chercheurs ne doivent pas se contenter de préserver le statu quo, affirme Line (1987). Ce dernier les invite plutôt à découvrir des moyens pratiques qui offrent aux PNH, en particulier ceux qui vivent dans des cages individuelles, de nombreuses occasions de se comporter normalement. De même, il est écrit dans le volume 2 (1984) de ce *Manuel* que tout primate logé seul dans une cage souffrira probablement d'une privation sociale, un stress qui pourra altérer les processus psychologiques et ceux du comportement. Il est donc important de voir à ce que ces animaux aient auprès d'eux des congénères ou d'autres espèces de PNH avec lesquels ils s'accordent ou, sinon, de leur procurer très souvent la compagnie d'être humains.

Les données scientifiques sur la dimension des cages et de l'espace dont les PNH ont besoin ne cessent de s'accumuler. Quoique la dimension des cages soit une variable importante, on se préoccupera avant tout d'offrir aux animaux de laboratoire un choix d'activités adaptées à l'espèce (Bayne, 1989; Bayne et McCully, 1989; Line, 1987; Bantin et Saunders, 1989; Fajzi, Reinhardt et Smith, 1989; Chamove, 1989; Markowitz et Spinelli, 1986; Segal, 1989a). Selon Wilson (1982), la dimension de l'enclos n'a aucune incidence sur le degré d'activité des gorilles et des orangs-outans. De plus, elle semble indiquer que les éléments intégrés dans le milieu importent davantage que la dimension ou la complexité du lieu. À cet égard, les primates en captivité pour qui les stimuli externes font défaut ont beaucoup plus tendance à déployer une activité locomotrice qu'à manifester d'autres catégories de comportement comme les expressions faciales, le jeu ou la curiosité (Martinic, 1990). Quant à Chamove (1989), il rapporte que de nombreuses techniques d'enrichissement donnent des résultats aussi probants que l'agrandissement de l'espace physique. Snowdon, Savage et McConnell (1984) constatent les effets fâcheux de l'étroitesse de l'hébergement sur la reproduction, et le fait reconnu que les cages trop petites donnent lieu à un accroissement de la fréquence des mouvements stéréotypés et à d'autres comportements non locomoteurs anormaux.

À défaut d'un hébergement convenable et de traitements humanitaires, les animaux fournissent des résultats qui se confondent avec ceux reliés à la détresse (Markowitz et Spinelli, 1986), c'est-à-dire qu'en raison du stress comportemental (Levine, 1985), ils fourniront des données peu fiables (Morton et Griffiths, 1985). Il est donc important de commencer par se renseigner sur les caractères distinctifs et les besoins des PNH avant de les utiliser comme sujets d'expérience. Étant donné les différences qui existent à l'intérieur d'une même espèce et entre les espèces, la tâche n'est pas facile (Snowdon, 1990). Wolfle (1990) suggère au chercheur de consulter la documentation en psychologie en rapport avec l'apprentissage et la perception des animaux. Et il conclut en disant que le meilleur des instruments de bien-être qui soit commence par l'observation systématique et fréquente de chaque animal.

2. Interprétation des postures comportementales et morphologiques

Les personnes qui travaillent avec les primates interprètent souvent mal les signaux émis par le comportement de ces animaux, ainsi que l'effet sur eux de certaines attitudes de la part des humains. Par ailleurs, il est probable que des pratiques de gestion animale inadéquates augmenteront le stress au moment du nettoyage, de l'alimentation et de l'entretien (Fox, 1986; Line, Morgan, Markowitz *et al.* 1989), et accroîtront le risque de blessures aussi bien chez les préposés que chez les animaux. Voici la description de quelques-uns de ces signaux mal interprétés.

a) Regard fixe

Cette façon de regarder exprime habituellement une humeur agressive chez les PNH, notamment chez le rhésus. Avant de passer à l'attaque, les primates menaceront toujours leur adversaire en le fixant des yeux. Ce

dernier réagira à l'intimidation soit par la menace (par ordre croissant d'intensité, il fixe à son tour, il fixe la bouche ouverte ou il grogne), par l'attaque (Brusque mouvement en avant, coups, morsures), par la soumission (regard fuyant, départ, sourire grimaçant). Les personnes qui travaillent avec les primates n'oublieront pas qu'un singe se sent menacé et sur le point d'être attaqué quand on le regarde intensément.

b) Grimace de peur

Cette grimace fait penser à un sourire forcé; les coins de la bouche se rétractent complètement, laissant voir toutes les dents. Il arrive que des cris perçants et forts accompagnent cette expression (Van Hoof, 1963, 1967). Il s'agit d'un signal rituel de soumission unidirectionnel que le subordonné émet à l'intention du dominant.

Ainsi, la grimace de peur ne traduit pas des dispositions enjouées ou des intentions agressives. Les personnes qui s'occupent des PNH font souvent naître ce sourire grimaçant par mégarde, quand ils s'avancent vers un singe en le regardant. Le meilleur moyen de ne pas le provoquer, c'est d'éviter de dévisager le singe et de s'en approcher de côté.

c) Claquement des lèvres ou des dents

Chez les nombreuses espèces qui s'adonnent à ces pratiques (p. ex. le macaque à queue courte), l'animal qui claque des dents manifeste une propension pour la fuite, alors que celui qui claque des lèvres fait preuve d'un meilleur sens d'attraction sociale (Van Hoof, 1963). Il s'agit de gestes de salutation qui expriment des dispositions à l'affiliation et qui comportent probablement un élément de soumission, selon les circonstances.

d) Toilettage

Chez les PNH, l'extirpation des particules de saleté et des ectoparasites sert à établir, à maintenir et à rétablir des liens sociaux positifs en exprimant des dispositions non agressives et en réduisant la tension. La fonction de nettoyage est secondaire dans le toilettage social. Celui-ci sert non seulement à apaiser un autre animal, mais aussi à entretenir des liens sociaux, comme le fait la mère qui toilette ses petits, et entre le mâle et la femelle d'un couple.

Le toilettage sert en outre à calmer les animaux dominateurs et à freiner leur agressivité, à apporter un réconfort tangible (geste de consolation) aux victimes d'attaque, à réconcilier des adversaires après une bataille ou à rassurer des subordonnés. Par exemple, il revient au mâle de toiletter la femelle à qui il fait la cour, et la pratique de cette activité est un élément important des associations coopératives telles que les coalitions et les alliances.

e) Gonflement génital

Les femelles de plusieurs espèces ont le périnée rouge ou gonflé au moment de l'œstrus, signalant ainsi au mâle leur réceptivité sexuelle. L'importance du gonflement varie selon les espèces. Ces manifestations génitales donnent parfois lieu à des méprises, faisant croire à des blessures ou à des symptômes d'un état pathologique. Blaffer-Hrdy et Whitten (1987) fournissent des données comparatives sur la longueur du cycle et la durée du flux menstruel, les signaux visuels et le comportement du mâle et de la femelle au moment de l'œstrus, et cela pour toutes les espèces.

3. Caractéristiques distinctives

a) Locomotion

Contrairement à la plupart des autres animaux d'expérimentation qui sont essentiellement terrestres, les PNH ont à leur acquis un certain nombre d'adaptations morphologiques et comportementales importantes dues à leur vie d'arboricoles à trois dimensions : la vision stéréoscopique, l'habileté manuelle et des modes de locomotion particuliers (comme grimper et sauter, etc.). La plupart des PNH ont des réactions de fuite à la verticale (Burt et Plant, 1990). Chaque espèce possède un répertoire de comportements précis, et pour chacune, on tiendra compte des limites en hauteur privilégiées dans le milieu naturel.

b) Vie sociale

Les PNH, y compris la plupart de ceux dont on se sert en laboratoire, appartiennent à des espèces très sociales (Boccia, 1989); ils vivent à l'intérieur de groupes sociaux complexes, mais qui ne sont pas forcément permanents. Des lémuriniens et des orangs-outans figurent parmi les espèces essentiellement solitaires (Jolly, 1985). Les trois principales catégories de société sont la famille, le groupe constitué d'un mâle et de plusieurs femelles, et le groupe comprenant plusieurs mâles et plusieurs femelles. La plupart des PNH d'expérimentation appartiennent majoritairement à la troisième catégorie.

Plusieurs études ont démontré que les PNH reconnaissent individuellement chaque membre de leur groupe et qu'ils établissent des liens à long terme se prolongeant pendant des années ou toute la vie, avec plusieurs membres de leur famille et d'autres PNH non apparentés. Ces relations bilatérales et multidimensionnelles comportent le jeu, les rapports de réconfort, le toilettage, les activités sexuelles, la protection, le soutien durant les conflits, etc.

Étant donné les liens sociaux qui se créent chez la plupart des espèces, les animaux isolés risquent d'en souffrir. Des études ont montré que le rhésus, les macaques mangeurs de crabes et les macaques à queue courte ne souffrent pas tous au même degré de l'isolement social; les rhésus seraient les plus durement touchés (Sackett, Ruppenthal, Fahrenbruch *et al.* 1981).

C'est Harlow, dans les années 1960, qui a le plus travaillé sur le sujet. Selon lui, les animaux élevés dans l'isolement total sont renfermés et d'un naturel bizarre, et ils ont des comportements sociaux, sexuels et d'exploration anormaux (Harlow et Harlow, 1965). Goosen (1981) a critiqué l'isolement du rhésus, faisant remarquer que les singes hébergés individuellement ont peu d'occasions d'apprendre à faire face aux situations, et ils peuvent exhiber des comportements imprévisibles (Novak et Suomi, 1988).

c) Aptitudes cognitives

Le comportement des PNH reflète souvent l'intelligence. Par exemple, on sait que les macaques à queue de lion, les chimpanzés et les capucins fabriquent des instruments pour forer, et certaines espèces utilisent des outils pour avoir facilement accès à leur nourriture, entre autres pour casser des noix (Beck, 1980). Les recherches ont aussi montré que les macaques à queue de lion manipulent les objets et s'en servent comme échelles, comme perchoirs et comme leviers (Westergaard, 1988). Les *Macaca nemestrina* apprennent en observant les autres et transmettent leurs coutumes sociales (Cole, 1963). Ils excellent à manœuvrer les tiers en formant des coalitions et en rivalisant pour s'allier les plus puissants, par le moyen d'affiliations. De plus, ils sont capables de recourir à certaines formes de supercherie (Smuts, Cheney, Seyfarth *et al.* 1987).

d) Émotions

Le stress physique et le stress émotionnel provoquent la sécrétion de diverses hormones, dont les corticostéroïdes, particulièrement le cortisol (Moberg, 1985).

En admettant que les humains et les singes soient apparentés par suite de l'évolution des espèces, il convient de considérer les anthropoïdes d'Afrique (le gorille et deux espèces de chimpanzé) comme les plus proches parents de l'homme (Martin, 1988). D'ailleurs, les PNH manifestent souvent leurs émotions à la manière des êtres humains, notamment par des expressions faciales, l'émission de sons variés, des postures, des gestes et des réactions.

Ils réagissent émotionnellement à certaines situations, comme une séparation ou à une menace, de la même façon que les humains dans des circonstances semblables. En outre, ils exhibent en captivité un grand nombre de conduites anormales comparables aux modèles comportementaux des humains emprisonnés (Passingham, 1982).

4. Évaluation du bien-être social et comportemental

On peut définir le bien-être psychologique comme étant l'état d'un animal qui vit en harmonie, à la fois physique et psychique, avec lui-même et avec son milieu (Coelho et Carey, 1990). Dresser (1988) souligne que le bien-être d'un animal ne signifie pas seulement l'absence de souffrance et de détresse. Cela implique aussi que les besoins physiologiques, comportementaux et de sécurité sont satisfaits.

Bien qu'il soit impossible d'estimer le bien-être psychique chez les PNH, les critères suivants permettent de déceler l'existence de cet état : a) une bonne santé; b) l'absence de signes de douleur, de détresse ou d'inconfort; c) l'absence d'anomalies comportementales.

Moberg (1985) suggère que seule la pression de circonstances environnementales compromet le bien-être de l'animal, et, que de ce fait, les chercheurs devraient s'employer à observer si la capacité immunitaire, la fonction reproductive ou la croissance de l'animal subissent des modifications. L'existence d'états prépathologiques dans ces fonctions indiquera que le bien-être est en danger.

a) État de santé

Une mauvaise santé et la présence de blessures sont incompatibles avec le bien-être psychique et physique. Un vétérinaire compétent devrait évaluer régulièrement l'état de santé des animaux.

L'état du pelage et de la peau, l'aspect des yeux et, si la grosseur de la cage le permet, la manière de se déplacer sont quelques-uns des signes externes les plus importants à surveiller.

Les anomalies décelables comprennent notamment l'absence de réponse et la soumission exagérée, l'arrachement et l'ingestion des poils (Reinhardt, Reinhardt et Houser, 1986), ainsi que la posture accroupie.

b) Absence de signes de douleur, de détresse et d'inconfort

Même si les PNH ont l'habitude d'exprimer la peur par des cris aigus, il est peu probable qu'ils se plaignent bruyamment sous l'effet de la douleur. Au lieu de cela, ils adoptent une posture courbée ou accroupie et une allure anormale ou lente. De plus, ils cessent de se toiletter et fuient leurs semblables. Il peut leur arriver

de gémir, de refuser de boire et de manger et, souvent, ils attirent l'attention de leurs congénères (Hinde et Rowell, 1962) (voir « Contrôle de la douleur chez les animaux »).

c) Absence d'anomalies comportementales

Les PNH d'expérimentation exhiberont des troubles de comportement aussi bien dans une cage dénudée qu'au sein d'un groupe compatible (Reinhardt, Reinhardt et Houser, 1986). Au dire de Reinhardt (1990 b), cependant, la plupart se comportent normalement, même dans un milieu stérile.

Toutes les espèces de PNH ont un répertoire de comportements caractéristiques. Plusieurs espèces ont fait l'objet de publications comportant des éthogrammes ou des listes descriptives de ces comportements (Van Hoof, 1967; Bertrand, 1969; Fedigan, 1976; Skinner et Lockard, 1979; O'Keefe et Lefshitz, 1985; Walsh, Bramblett et Alford, 1982; Erwin et Deni, 1979). Une vaste documentation sur le comportement social des PNH dans leur milieu naturel ou dans les grands enclos extérieurs est également disponible. Voir Smuts, Cheney, Seyfarth *et al.* (1987) pour ce qui est de la répartition géographique, l'écologie, le régime alimentaire, la reproduction et le comportement social d'un échantillon représentatif du sous-groupe taxonomique des primates non humains.

Malgré l'existence de différences respectables entre les espèces et entre les groupes, on a réussi à identifier des catégories générales de comportement anormal chez les PNH en captivité. Un résumé à l'aide de quelques exemples est donné ci-après. Il existe toutefois une documentation détaillée à ce sujet, comprenant la description des particularités de chaque espèce (Goosen, 1981; Walsh, Bramblett et Alford, 1982; Erwin et Deni, 1979).

d) Exemples de modèles de comportement anormal

i) Postures et comportements bizarres

Auto-morsure, auto-étréinte, arrachement et ingestion des poils, dispersion des excréments, coups au visage ou aux yeux, fellation, bras branlant suivi d'attaque de ce bras.

ii) Comportements stéréotypiques

Promenade de long en large, branlement de tête, saut sur place, culbute, dodelinement et attaque de la cage.

iii) Troubles d'appétit

Coprophagie (l'animal ingère ses propres excréments), ingestion d'urine, hyperphagie (mange excessivement) et polydipsie (soif intense et à long terme).

iv) Niveaux d'activité anormaux

Inactivité, dépression.

v) **Comportements sociaux anormaux**

Négligence maternelle à l'égard des petits, surprotection maternelle, crainte exagérée ainsi qu'une trop grande dépendance des petits, comportement sexuel intempestif, hyperagressivité, soumission exagérée et évitement des rapports sociaux.

5. **Moyens pour favoriser le bien-être social et comportemental**

Il existe de nombreuses façons de modifier ou d'améliorer le milieu d'un animal. Beaver (1989), quant à lui, propose cinq moyens élémentaires : l'enrichissement comportemental (par la création d'un milieu comparable à celui du milieu naturel), les congénères sociaux, les dispositifs artificiels, les activités de recherche alimentaire et le contrôle des éléments non comestibles. La description de quelques-uns de ces moyens apparaît ci-dessous.

a) **Congénères sociaux**

Le meilleur facteur d'enrichissement psychique est de type social (Crockett, 1990). C'est en leur fournissant l'occasion de communiquer entre eux qu'on aide le plus les primates à affronter les deux principaux problèmes liés à la captivité : l'ennui (stimulations insuffisantes) et la peur. Il semble effectivement que les rapports sociaux soient la source de stimulation par excellence et la meilleure source de sécurité émotionnelle. En avant-propos d'une nouvelle publication sur les primates non humains, Segal (1989 b) écrit que plusieurs auteurs sont arrivés chacun de leur côté à la conclusion suivante : il existe un unique moyen d'améliorer vraiment la vie d'un PNH en captivité, c'est de lui procurer un animal comme compagnon. De plus, on croit que l'interaction sociale sera féconde dans un milieu de vie enrichi (Martinic, 1990).

b) **Hébergement**

i) **Hébergement individuel**

Reinhardt (1990a) a revu les motifs couramment évoqués en faveur de l'hébergement individuel des PNH, et il les a contestés. Ce sont, entre autres, les blessures, la transmission de maladies, les degrés hiérarchiques de dominance, la détresse sociale et la sous-alimentation pour un congénère au bas de l'échelle sociale. Il conclut en disant qu'on a réussi sans trop d'inconvénients ou de risques à socialiser de nouveau les chimpanzés, les orangs-outans, les rhésus et les macaques à queue courte, et il ajoute que rien ne nous porte à croire que les autres espèces de primates sont moins aptes à subir un nouveau processus de socialisation conduit avec soin. Il conseille toutefois de faire l'essai de ces nouvelles méthodes pour chaque espèce avant de réaliser un projet d'hébergement social. Fritz (1989) signale que les chimpanzés logés individuellement ne sont pas traumatisés et ne meurent pas non plus du fait qu'ils subissent un nouveau processus de socialisation.

L'hébergement individuel est fortement déconseillé, sauf s'il y a agression, comme mesure préventive pour empêcher la propagation de maladies ou quand le protocole d'expérimentation le demande, et, alors, le protocole sera soumis au CPA qui devra s'assurer que cette exigence est essentielle à la réussite de l'expérience. **Le CPA doit exiger du chercheur qu'il lui décrive les justifications scientifiques de l'appauvrissement du milieu, p. ex. par suite de certaines réglementations ou d'exigences du protocole.**

On a remarqué que les animaux hébergés individuellement avaient une fréquence cardiaque réduite et une pression artérielle élevée qui se comparaient à celles des humains diagnostiqués dépressifs (Coelho et Carey, 1990).

Dans les circonstances où l'hébergement individuel est de rigueur, on recourra à tous les moyens pour enrichir le milieu de la cage (Reinhardt, Houser, Eisele *et al.* 1987; Bayne, Mainzer, Dexter *et al.* 1991), quoique les moyens d'agir en ce sens paraissent encore très restreints (Chamove, 1989). Si possible, on fournira aux primates l'occasion de participer à des activités typiques de l'espèce. Le préposé aux soins des animaux joue un rôle particulièrement important auprès des primates qui logent seuls (Chamove, 1989; Wolfle, 1990). Un préposé, un entourage et un procédé familiers aideront à diminuer sensiblement l'anxiété. Des renforcements positifs, l'utilisation de récompenses telles que de la nourriture, encouragent les animaux à se laisser manipuler sans crainte.

On a mis au point un système d'attache communautaire afin d'éviter de recourir à l'hébergement individuel pour le prélèvement de liquides organiques et la surveillance continue de paramètres physiologiques (Coelho et Carey, 1990).

ii) Hébergement par paires

Novak et Suomi (1988) sont d'avis que les PNH hébergés en couple sont généralement en meilleure santé que ceux vivant en liberté. En 1983, dans la colonie outaouaise de la Direction générale de la protection de la santé de Santé Canada, on a réalisé avec succès une des premières tentatives en ce sens, soit la captivité de 700 cynomolgus femelles reproductrices (et de leur progéniture par la suite) (McWilliam, 1989). Mais on ne préconise pas l'hébergement à deux comme étant salutaire dans tous les cas (Crockett, 1990; Rupenthal et Walker, 1989), même si les avantages semblent l'emporter sur les risques (Crockett, 1990).

Presque toutes les combinaisons âge-sexe d'hébergement par paires sont possibles. Reinhardt (1987, 1988, 1991) et Reinhardt, Houser, Eisele *et al.* (1988) rapportent l'appariement réussi de rhésus femelles adultes non apparentées, de rhésus mâles apparentés et de rhésus adultes des deux sexes avec leurs petits.

La vie à deux procure une stimulation sociale, tout en ne laissant pas de place aux problèmes liés aux groupes (Erwin, 1979; Crockett, 1990). Elle permet les interactions sociales typiques de l'espèce, selon le sexe et l'âge des animaux appariés, mis à part les interactions à plusieurs animaux.

Aux fins d'une étude de contrôle, Reinhardt (1990c) a récemment innové de façon intéressante en équipant les cages de couples de rhésus adultes isosexuels (mâle-mâle; femelle-femelle) de panneaux d'isolement. Il s'est avéré que les animaux passaient plus de temps en étroite compagnie ainsi qu'à se toiletter entre eux et à se blottir l'un contre l'autre, tandis que la fréquence des conflits agonistes était réduite de beaucoup.

Les singes appariés doivent avoir un naturel compatible. Par compatibilité, on entend une affinité relationnelle comportant des rapports de réciprocité, tel le toilettage, et une attitude de détente de part et d'autre; ceci se produit seulement après qu'une relation de dominance a été établie. Reinhardt (1987) semble indiquer qu'il y a compatibilité lorsque ni l'un ni l'autre des animaux ne présentent des signes dépressifs et lorsqu'aucun des deux n'a infligé de graves blessures à l'autre. Avant de les héberger ensemble, on permettra aux compagnons éventuels de se familiariser en les mettant dans des cages voisines d'où ils auront la possibilité de communiquer par la vue et par l'ouïe. Des signaux de dominance tels que le regard fixe, la bouche grande ouverte (signe de menace), le va-et-vient ou le sourire grimaçant apparaîtront peut-être à ce moment-là, ou peu après l'appariement.

On réunira le duo dans une troisième cage pour éviter les manifestations agressives (Erwin, 1979), lesquelles sont liées au territoire en ce qui concerne certaines espèces comme les gibbons. Les animaux feront l'objet

d'une surveillance suivie afin de déceler les signes d'incompatibilité, tels les blessures, la dérobade à tout contact ou le manque d'appétit. Une fois la relation établie, le couple ainsi formé ne sera dérangé que si un protocole expérimental l'exige.

iii) Hébergement communautaire

Le groupement de nombreux animaux donne généralement lieu à un milieu social beaucoup plus riche, et on optera pour l'hébergement communautaire dans le cas de groupes susceptibles de demeurer relativement stables. Il convient toutefois de remarquer que les chimpanzés s'associent provisoirement, contrairement à la plupart des grands primates qui forment des groupes durables (Nishida et Hiraiwa-Hasegawa, 1987). En milieu expérimental, probablement que la meilleure façon de promouvoir le bien-être des primates qui vivent en bandes, comme les rhésus, c'est de les élever au milieu de congénères ou à l'intérieur de groupes sociaux (Novak et Drewsen, 1989). Au moment de la formation des groupes, les experts prendront soin de les agencer de manière à minimiser l'agressivité à l'intérieur de chacun (Wolff et Ruppert, 1991).

D'autre part, l'hébergement communautaire présente des inconvénients dont il faut tenir compte. La transmission des maladies ainsi que le risque de blessures et de décès seront souvent la conséquence d'un niveau d'interaction élevé (Beaver, 1989; Line, Clarke et Markowitz, 1989; Novak et Suomi, 1988; Wolverson, Ator, Beardsley *et al.* 1989; Line, 1987). Snowdon (1990) constate que les espèces ne réagissent pas toutes de la même façon à ce mode d'hébergement. L'organisation d'un groupe peut être une occasion de stress. Sapolsky (1989) soutient qu'il faut de 12 à 15 mois avant que le niveau de stress revienne à la normale. Par contre, Reinhardt, Cowley, Scheffler *et al.* (1990) contestent ce fait en ce qui a trait aux rhésus. Erwin (1979) remarque que les bagarres sont assez fréquentes dans les groupes de PNH, même dans leur milieu naturel, mais les traumatismes qui en résultent sont un problème particulièrement urgent pour les groupes de macaques et de babouins en captivité.

Les primates forment rapidement des coalitions, par l'intermédiaire desquelles ils établissent leur rang de dominance et rivalisent pour la nourriture ainsi que pour les partenaires sexuels. En sortant un singe de son groupe, il y aura par le fait même perturbation du réseau d'alliances déjà existant et changement dans l'ordre hiérarchique, ce qui s'accompagne souvent de bagarres violentes à l'origine de blessures (Kaplan, Manning et Zucker, 1980; Reinhardt, Reinhardt, Eisele *et al.* 1987). On gardera le moins longtemps possible à l'écart les animaux appelés à réintégrer le groupe.

c) Interaction sociale avec les humains

Il est préférable que les rapports entre les primates et le chercheur ou le technicien soient aussi fréquents que possible (Hearn et Dixson, 1984; Bayne, 1989). Mais cela ne veut pas dire en faire plus que ne le demande l'entretien des animaux ou la démarche expérimentale. Le volume 2 (CCPA, 1984) du *Manuel* indique les précautions à prendre à ce sujet.

Il revient à chaque établissement de juger de la question des contacts physiques directs entre les humains et les primates. Dans bien des circonstances, mieux vaudra n'autoriser que les contacts nécessaires, notamment en raison des liens humain-animal qui se brisent à chaque changement de personnel ou au moment de l'euthanasie d'un animal, ainsi qu'à cause du risque de transmission des zoonoses aux humains. *L'herpesvirus simiae* (virus-B) et le virus de la fièvre hémorragique figurent au rang des principales maladies transmissibles. D'autre part, un grand nombre de ces PNH possèdent une très grande force malgré leur taille réduite et sont

capables d'infliger de graves blessures à ceux qui s'en occupent. En outre, les humains peuvent transmettre aux primates des maladies infectieuses comme la rougeole et la tuberculose.

Les contacts physiques forcés entre les humains et les PNH peuvent être très stressants pour les singes. Moor-Jankowski et Mahoney (1989) ont rapporté que l'arrivée d'un nouveau technicien suffisait souvent à modifier les enzymes du foie au point de compromettre des recherches. De nombreux animaux réagissent à la présence d'un observateur comme devant un prédateur, en l'assaillant ou en jetant des cris d'alarme par exemple (Caine, 1989), et en faisant des gestes menaçants à son intention (Wolff et Ruppert, 1991). La communication verbale avec les singes, ajoutée à la présence physique des humains, suffira à habituer les bêtes à l'homme, et de ce fait à réduire le stress. Burt et Plant (1990) croient qu'un devant de cage grillagé est préférable à des barreaux, et que cela facilite l'interaction entre les animaux et du personnel.

d) Suppléments alimentaires et activités de recherche des aliments

Les primates ont droit à un régime bien équilibré, composé d'aliments complets vendus dans le commerce ou bien d'aliments de même valeur sortant tout droit des cuisines de l'établissement. Par ailleurs, on doit compléter à ce régime de manière à répondre aux besoins nutritionnels des espèces utilisées (Jones, 1972).

L'administration d'un apport complémentaire et la façon de présenter les aliments contribuent à l'amélioration du bien-être des PNH, en particulier ceux qui logent dans des cages individuelles. Raisins secs, fruits, préparations à partir d'abats de poulet et les Prima-Treats^{MD} ne sont que quelques-uns des éléments nutritifs qui conviennent bien (addenda 2). Des coupes de branches fraîches serviront de support à ces aliments, à condition qu'il ne s'agisse pas de végétaux toxiques et qu'on les ait débarrassées à grande eau de la poussière et des pesticides.

e) Exercice

Le supplément alimentaire peut aussi prendre la forme d'aliments-jouets, tels les Kong Toys^{MD} qui contiennent du jus de fruit congelé, du beurre d'arachide ou des raisins secs (addenda 2), ou bien on enfouira par exemple des graines dans une épaisse couche de litière. De telles techniques obligent le singe à chercher la nourriture et à travailler pour parvenir à ses fins (Anderson et Chamove, 1984). Cette tâche simulera la fouille que les primates pratiquent dans leur milieu naturel, d'où une diminution des manifestations de stéréotypie et une recrudescence du comportement d'exploration (Anderson et Chamove, 1984; Boccia, 1989).

Dans leur milieu naturel, la majorité des primates se déplacent beaucoup et régulièrement à l'intérieur de leur territoire. À part les singes hiboux et de nombreux lémurins, les PNH sont diurnes, passant une grande partie de la journée à fouiller pour de la nourriture, à se toiletter ou à s'adonner à toute autre activité sociale. C'est pourquoi ceux qui logent individuellement ou en couple dans des cages ordinaires, sur de longues périodes de temps, semblent bénéficier d'activités rappelant celles qu'ils pratiquent dans la nature (Hearn et Dixon, 1984; Chamove, 1989; Burt et Plant, 1990).

Il n'a pas été démontré que la simple allocation de plus d'espace suffira à améliorer le bien-être de l'animal (Novak et Suomi, 1988; Fajzi, Reinhardt et Smith, 1989; Novak et Meyer, 1988). En fait, on a constaté que certains PNH en captivité se montraient davantage agressifs quand on leur accordait plus d'espace (Novak et Meyer, 1988).

L'introduction des cages d'exercice pour les PNH remonte à plus de 10 ans (Tolan, Malone et Rogers, 1980). D'autre part, on considère qu'il est préférable d'accroître la complexité environnementale que de simplement agrandir le milieu de vie (Line, 1987; Line, Clark et Markowitz, 1989; Bryant, Rupniak et Iversen, 1988). Dans un rapport sur un programme d'exercice auquel participaient des rhésus, des cynomolgus et des capucins, Wolff et Ruppert (1991) remarquent que la majorité des animaux agissaient de manière positive. Grâce à une surveillance constante, les batailles étaient évitées, réduisant ainsi les risques de blessures. Bien souvent, le comportement agressif ne se manifestait pas sous forme de sévices, il s'exprimait vocalement ou par des sourires grimaçants au lieu de morsures.

Les primates ont généralement une réaction de peur les toutes premières fois qu'ils vont dans une aire d'exercice (Wolff et Ruppert, 1991). Il est cependant possible de les stimuler en faisant coïncider la période d'exercice avec l'heure des repas. Aussi, en enfouissant de la nourriture dans une litière épaisse, on incite les singes à fouiller. Pour donner à l'animal un sentiment de sécurité, on lui laisse de préférence la liberté d'aller et venir entre la cage d'exercice et sa propre cage.

Si plusieurs singes font de l'exercice en même temps, il devrait s'agir de partenaires de cage. Par ailleurs, il est parfois possible d'intégrer des singes logeant seuls ou à deux dans des groupes d'exercice, pourvu que ces animaux vivent dans la même pièce et qu'ils fassent de l'exercice ensemble régulièrement. Mais il faut d'abord s'assurer de leur compatibilité.

f) Enrichissement physique du milieu d'hébergement

Il est important de donner à l'animal le plus de contrôle possible (ou même l'impression de contrôle) sur son milieu (Line, 1987). Le CCPA (voir l'annexe I) a déjà fait connaître ses lignes directrices quant aux dimensions minimales de la cage. Pour enrichir la vie dans ce milieu et favoriser les activités, on mettra en place des éléments tels que des petites branches (O'Neill, 1989), des jouets (Line, Clarke et Markowitz, 1989), des perchoirs (Crockett, 1990), des balançoires (Bayne, Suomi et Brown, 1989) et des aliments-jouets (Beaver, 1989; Chamove et Anderson, 1989). L'ajout de tels éléments d'enrichissement dans les cages individuelles est particulièrement important pour l'animal (Fajzi, Reinhardt et Smith, 1989), car c'est là que l'équipement qui favorise la fouille semble donner les meilleurs résultats (Crockett, 1990; Bayne, Mainzer, Dexter *et al.* 1991). Jerome et Szostak (1987) soutiennent que les babouins se servent plus souvent des éléments incitant à la fouille que des articles de jeu. L'escalade, en particulier, constitue un bon exercice. Selon Bryant, Rapniak et Iversen (1988), les animaux profitent davantage d'un milieu de vie enrichi que d'un programme d'exercice. Voir l'addenda 2 pour la liste des articles d'enrichissement et leurs fournisseurs.

Selon Wolffe (1990), l'animal montre sa préférence pour un environnement ou un jouet plutôt qu'un autre quand on lui propose un choix. D'autres tests servent à mesurer la fréquence d'utilisation d'un nouvel espace ou de nouveaux jouets. La rotation des jouets comme moyen de stimulation a déjà été suggérée (McWilliam, 1989).

Vu l'importance de la vision chez les primates, on devrait disposer les cages, surtout celles des macaques à queue en tire-bouchon (*Macaca nemestrina*) (Cole, 1963), de manière que les singes voient d'autres animaux de leur espèce. Il ne faut cependant pas oublier que les cages dont les côtés sont pleins ne permettent pas le contact visuel. Et là où le contact physique est possible, on s'assurera qu'il n'y a pas d'incompatibilité entre les animaux.

Les opinions sont partagées quant à l'utilisation des méthodes audiovisuelles (radio, vidéo, télévision) pour améliorer le bien-être des PNH. Il semble bien que ces moyens soient des plus salutaires quand les singes ont la possibilité d'ouvrir et de fermer les appareils à volonté (Beaver, 1989; Line, Clarke, Ellman *et al.* 1987). Dans certaines circonstances, l'emploi de méthodes auditives servira à apaiser les PNH, mais certains sons pourront les agacer et leur causer du stress.

Les moyens d'enrichissement visuels occasionneront du stress si le singe perçoit les images comme menaçantes. Ceci peut être évité en préparant des bandes vidéo spécialement conçues pour distraire les PNH. On a rapporté de façon non scientifique que les singes trouvent particulièrement captivantes les images représentant leur milieu naturel ou les animaux qui l'habitent. Aussi, les PNH sont fascinés lorsqu'ils se voient en vidéo (Chapais, comm. pers., 1990).

6. Disposition

Afin de recourir au plus petit nombre d'animaux possible, on devrait utiliser de nouveau les PNH pour des recherches non invasives. On évitera cependant de faire subir d'autres états stressants aux singes qui ont déjà servi à des travaux invasifs, et on verra à leur procurer une mort douce conformément aux recommandations du CCPA (voir le chapitre XII). Il est fortement conseillé d'exploiter au maximum les tissus, les spécimens histologiques, etc.

Le maintien d'un animal dans le laboratoire après les recherches, sous prétexte qu'on en aura peut-être besoin pour d'autres travaux, est rarement justifiable.

7. Résumé

En considérant tous les facteurs liés au bien-être des primates non humains, on devrait se souvenir que parce qu'il est soumis aux expériences passées, aux circonstances présentes et aux attentes futures, le bien-être est un phénomène dynamique en constante évolution (Wolfe, 1990).

G. RONGEURS ET LAPINS

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Elle sera remplacée par les *Lignes directrices du CCPA : les souris* (en prép.) et par les *Lignes directrices du CCPA : les rats* (en prép.), ainsi que les futurs documents de lignes directrices concernant les autres rongeurs et les lapins.

Février 2017

1. Introduction

On considère que les normes établies depuis 25 ans représentent les exigences optimales d'hébergement pour les animaux d'expérimentation. De nombreuses améliorations apportées dans les conditions d'hébergement et la gestion des animaux visaient essentiellement à réduire la variabilité et à accroître la reproductibilité des résultats (Lang et Vessell, 1976). Au cours de la dernière décennie, on s'est attardé particulièrement aux besoins comportementaux et sociaux des animaux gardés en captivité. Les recherches sur l'amélioration

du milieu ont porté principalement sur les mammifères supérieurs, particulièrement les primates non humains. Les conclusions de ce document ont été basées sur des préoccupations contemporaines.

On a souvent l'impression que les rongeurs de laboratoire et les lapins ont relativement peu d'exigences à part les besoins essentiels d'hébergement, de gestion et de nutrition. C'est pourquoi on s'est souvent préoccupé du contrôle du milieu en se souciant peu ou pas des autres domaines.

L'évaluation objective du bien-être chez ces espèces s'avère souvent difficile. Gain de poids, comportement général et poids des surrénales sont quelques-uns des critères qui ont déjà servi aux fins d'études de ce genre (Chamove, 1989).

On devrait évaluer avec soin les conditions d'hébergement pour chaque espèce et, où c'est possible, on considérera de procurer des locaux appropriés à certaines espèces telles que les cochons d'Inde et les lapins.

Des chercheurs qualifiés devraient être encouragés à poursuivre des études de contrôle objectives sur les besoins environnementaux et les préférences des rongeurs et des lapins dans le cadre de l'expérimentation.

La sensibilisation aux modèles de comportement normaux propres à chaque espèce est essentielle. Par exemple, la coprophagie (réingestion des fèces) est une activité normale chez plusieurs espèces, y compris les lapins et les rats (Smelser, 1985; Newton, 1978). En temps normal, les rats ingèrent quotidiennement de 35 à 65 % de leurs excréments. Chez des rats privés de la possibilité de s'adonner à cette activité, on a observé des pertes de poids allant de 15 à 25 % (Newton, 1978).

Beaver (1989) suggère cinq facteurs en particulier qui pourraient contribuer à l'enrichissement du milieu : l'enrichissement comportemental, les congénères sociaux, les dispositifs artificiels, les activités de recherche alimentaire et le contrôle du milieu.

2. Enrichissement comportemental et congénères sociaux

En ce qui concerne les animaux d'expérimentation, il est reconnu que l'interaction sociale avec des congénères constitue un facteur de bien-être souhaitable sinon essentiel.

a) Souris

Les souris sont à leur mieux lorsqu'elles sont hébergées deux par cage ou en groupe plus nombreux. Une étude a montré que les souris vivant à quatre dans une cage subissaient un stress minimal comparativement à celles regroupées à deux ou à huit (Peng, Lang et Drozdowicz, 1989). Par ailleurs, on a observé une incidence élevée de lésions de la queue relatives au stress dans les cages abritant jusqu'à 40 souris que l'on avait mis ensemble après le sevrage. La réduction des groupes à cinq souris par cage a résolu le problème (Les, 1972).

Un autre exemple : des femelles C3H/He dans un programme d'élevage intensif, et hébergées dans des conditions de stress sévères, ont eu une incidence de tumeurs mammaires tout à fait différente de celle de leurs congénères hébergées dans des conditions idéales. À 400 jours d'âge, à peu près 90 % des animaux maintenus dans des conditions malsaines avaient des tumeurs mammaires, alors que l'incidence des tumeurs était environ de 10 % chez les femelles hébergées et accouplées dans des conditions idéales (Riley, 1975).

La question de compatibilité est cruciale. Il sera très difficile de loger ensemble les souris mâles après la puberté, en particulier celles qui font preuve d'un surcroît d'agressivité.

b) Rats

Il arrive souvent qu'on isole un rat pour certains types de recherches, mais c'est préférable de regrouper dans une cage adéquate au moins deux rats d'humeur compatible. En général, les mâles pubères s'accordent bien, surtout s'ils vivent ensemble depuis leur jeune âge. Il a été démontré que même des groupes de rats très standardisés montrent un haut niveau de variabilité de modèles de comportements (Gärtner, Ziesniss, Karstens *et al.* 1991).

c) Cobayes

Les cobayes à l'état sauvage vivent en groupes de cinq à dix animaux (Sutherland et Festing, 1987) et les conditions d'hébergement communautaire leur réussissent. Il est cependant improbable que plusieurs mâles ayant atteint la maturité sexuelle vivent ensemble sans incident, sauf s'ils sont ensemble depuis leur naissance. Dans leur milieu naturel, les cochons d'Inde montrent un fort instinct grégaire ou familial qu'il sera bon d'entretenir, si possible, dans le cadre de l'expérimentation. En ce qui concerne les colonies d'élevage, on recommande de mettre un cobaye mâle par harem. Mieux vaut éviter de loger ces animaux individuellement, mais s'il le faut, la dimension de la cage devra être d'au moins 700 cm² (Sutherland et Festing, 1987). L'expression vocale semble un aspect important du comportement social des cochons d'Inde; ils y recourent pour attirer l'attention des personnes qui s'en occupent (Sutherland et Festing, 1987).

d) Hamsters

Vu leur propension à la bagarre, on recourt souvent aux cages individuelles pour loger les hamsters adultes (à l'exception des femelles en chaleur). Il est arrivé dans certaines circonstances qu'on en regroupe plusieurs dans une même cage, en particulier des animaux ayant été élevés ensemble depuis leur naissance (Hobbs, 1987). Il faut toutefois noter que l'agressivité du hamster européen s'accroît avec l'âge. Les hamsters qui ont déjà vécu en groupe pratiquent plus souvent le voisinage social. Ceux qui vivent seuls exhibent davantage un comportement agoniste avec leurs congénères que ceux qui logent en groupe, et leur gain de poids est moindre. Les conditions d'hébergement connues tôt dans la vie peuvent influencer vivement les préférences sociales et les comportements futurs.

e) Gerbilles

Les gerbilles appartiennent à des espèces généralement grégaires et vivent en grands groupes (Norris, 1987). On les logera donc au moins deux par cage ou en grands groupes lorsque cela sera possible. Les animaux mis ensemble avant l'âge pubertaire risquent peu d'avoir des conflits. Par ailleurs, les gerbilles contractant généralement une union monogame, on conseille de ne jamais séparer les couples. Ces animaux sont habituellement dociles, mais ils peuvent se montrer agressifs après avoir choisi leur partenaire d'accouplement.

Il arrive que les gerbilles de Mongolie adultes des deux sexes souffrent d'une forme grave de crises épileptiformes (Norris, 1987).

f) Lapins

Dans leur habitat naturel en région sauvage, les lapins de l'espèce *Oryctolagus* sont des animaux sociaux qui vivent souvent dans des terriers abritant jusqu'à 100 lapins de tous âges. Dans un laboratoire, l'usage veut qu'à maturité sexuelle, ces animaux soient logés individuellement pour les raisons suivantes : a) éviter les blessures dues aux batailles; b) empêcher l'ovulation et les pseudo-gestations dues à l'interaction physique chez les lapines adultes. D'autre part, l'agressivité des mâles adultes augmente environ 90 jours après qu'ils sont réunis (Adams, 1987). L'hébergement communautaire pour les lapins adultes a fait l'objet d'études aussi bien dans le milieu de la recherche que dans les clapiers commerciaux (Stauffacher, 1992; Love, 1988; Anon., 1989a).

Le regroupement dans des enclos plus grands a permis aux animaux d'adopter un mode de vie plus naturel, c'est-à-dire, de faire de l'exercice, de s'entre-toiletter et d'améliorer leur bien-être général (Love, 1988; Boyd, 1988). On a établi des colonies d'élevage en se servant de l'approche de l'hébergement communautaire (Anon., 1989 b). Dans certains établissements, on laisse les lapins d'humeur compatible faire de l'exercice plusieurs fois par semaine dans un espace réservé à cette fin.

3. Moyens d'enrichissement (dispositifs artificiels)

a) Souris

Des souris ont utilisé des bouteilles de plastique vides insérées dans leur cage comme urinoirs et une bouteille distincte pour y faire leur nid ou en faire leur terrier. On a conclu de cette expérience que l'ajout de bouteilles était salubre à bien des égards, y compris l'amélioration sanitaire des lieux, et que cela permettait aux animaux d'établir leur environnement optimal à l'intérieur des bouteilles-nichoirs (Boyd, 1988). Par contre, une étude a montré que l'ajout d'éléments tels que pots à fleurs et briques avait pour effet de rendre les souris mâles plus agressives (Ayling, 1989), probablement en raison de leurs instincts territoriaux.

b) Lapins

Il a été démontré que les planches de repos avaient un effet relaxant chez les lapins, qui se cachent en dessous (Anon., 1989a), et on a suggéré l'ajout de tubes pouvant servir de terriers.

c) Hamsters

Hobbs (1987) affirme que l'effet salubre de la course sur cylindre n'a jamais été démontré, mais la surélévation du haut de la cage permet aux animaux de grimper et de faire de l'exercice.

d) Gerbilles

On recommande de procurer aux gerbilles des objets tels des tubes de PVC, afin qu'elles conservent en laboratoire leur comportement naturel de fouisseuses ainsi que l'habitude d'accumuler de la nourriture (Norris, 1987). D'autres petits rongeurs profiteraient probablement aussi de ces ajouts.

4. Cages et litières

- i) Un point important est **l'espace de plancher** que requiert chaque animal, et à ce propos, on a déjà établi les besoins pour différentes espèces (voir l'annexe I) [les États-Unis et le Royaume-Uni ont aussi défini

des lignes directrices à cet égard (USDHHS, 1985; UFAW, 1987)]. Il est certes essentiel d'allouer amplement d'espace à chacun, mais certains indices font croire que les besoins réels pour des cobayes logés en groupe, par exemple, sont peut-être moindres que ne l'indiquent les lignes directrices ayant cours actuellement (White, Balk et Lang, 1989).

- ii) Il est fortement recommandé que **les cages** des rongeurs soient **pourvues d'un fond plein**, surtout pour des recherches à long terme. Un plancher résistant recouvert d'une litière convenable est particulièrement important dans les cages d'élevage (Weihe, 1987). Nul doute qu'un grillage métallique demande moins d'entretien, mais ce fond a fort peu à voir avec le milieu naturel.
- iii) **La litière** est un autre point important. Par exemple, les gerbilles, qui sont des fouisseuses invétérées, préfèrent une litière dans laquelle elles peuvent creuser des tunnels, c'est-à-dire pratiquer une de leurs principales activités. Les préférences des petits rongeurs en matière de litière ont déjà fait l'objet de recherches (Iturrian et Fink, 1968). Adams (1987) préconise une litière de paille pour les lapins et, quelques jours avant la mise bas, l'ajout d'un nichoir pour les femelles reproductrices gardées dans une cage métallique. Selon ce dernier, un treillis de fils métalliques d'une grosseur de 2 mm et espacés de 16 mm s'avère satisfaisant pour prévenir les problèmes articulaires.

a) Rats

Il est maintenant reconnu que les rats aiment bien courir, se tenir debout sur leurs pattes de derrière et sauter (Weihe, 1987); malheureusement, les modes d'hébergement actuels ne permettent pas ces activités. Weihe (1987) recommande d'enrichir le milieu de la cage en y ajoutant du papier, des morceaux de bois, des boulettes ou des grains. Il suggère également l'utilisation de cages en plastique à fond plein, munies d'un couvercle métallique grillagé, tandis qu'il critique l'emploi du treillis métallique comme surface au sol. On conseille une cage de forme rectangulaire plutôt que carrée, de 20 cm de hauteur (Weihe, 1987).

b) Souris

Dans un travail de recherche, on a comparé la performance et le bien-être de souris dont les unes logeaient dans des cages équipées de cloisons verticales et les autres dans des cages normales. Les souris dans les cages complexes paraissaient se trouver mieux et se montraient moins émotives que celles habitant dans les cages ordinaires. On en a conclu que les cages cloisonnées représentaient un aménagement d'hébergement plus naturel, et que les animaux seraient en meilleure santé si on les utilisait (Chamove, 1989).

c) Gerbilles

Les cages qui conviennent aux rats et aux hamsters dorés sont acceptables pour les gerbilles. Celles-ci se tenant souvent droites sur leurs pattes de derrière, la cage devra avoir au moins 15 cm de haut du plancher au couvercle et un fond plein. Un couple de reproducteurs monogames a besoin d'une surface au sol d'environ 700 à 900 cm², alors que les gerbilles qui logent en groupe nécessitent environ 100 cm² par animal (Norris, 1987).

d) Lapins

Adams (1987) suggère que, dans des conditions expérimentales, les locaux conçus pour loger de 50 à 60 lapins sont ce qu'il y a de mieux. Si on utilise des cages de métal, des fils métalliques de 2 mm de grosseur et espacés de 16 mm préviendront assez bien les problèmes articulaires.

Ces cages possèdent souvent des côtés mobiles avec ou sans toit ou des planchers de grillage surélevés. Elles peuvent être utilisées pour héberger une variété d'espèces comme les chats, les chiens et les PNH. On a aussi hébergé avec succès des lapins et des cobayes dans des enclos sur le plancher. Dans une étude suisse, on a remplacé des alentours presque naturels pour les lapins par des substituts artificiels faciles à manier (Staufacher, 1992).

e) Cobayes

Des logettes faciles à nettoyer dont une extrémité ouvre, installées sur le plancher, ont connu beaucoup de succès. Elles servent de cachette et de lieu sûr où mettre bas, sans compter qu'elles apportent de la variété dans le milieu (White, Balk et Lang, 1989).

5. Recherche alimentaire

Des légumineuses de bonne qualité ou des légumes appropriés (carotte, chou, ou autres) sont de bons suppléments à la nourriture pour **les cochons d'Inde, les lapins et les gerbilles**. Les graines mélangées sont recommandées pour certaines espèces, par exemple **les gerbilles et hamsters**, quoique les gerbilles se contenteront de manger uniquement les graines de tournesol au dire de Norris (1987). Ce dernier conseille également de mettre des graines mélangées à la portée des jeunes animaux, sur le plancher de la cage. Des éléments nutritifs de ce genre feront diversion et fourniront des nutriments supplémentaires à ces espèces. Il est toutefois essentiel de contrôler la qualité de ces éléments, puisqu'il y a toujours possibilité de contamination biologique ou chimique. Par ailleurs, ces ajouts peuvent être contre-indiqués quand des animaux servent à des recherches alimentaires ou toxicologiques.

On croit que les lapins préfèrent la nourriture en comprimés vendue dans le commerce plutôt qu'un repas préparé, et qu'ils ont besoin de plus de fibres que les autres espèces (Adams, 1987).

6. Contrôle du milieu

La température ambiante, l'humidité, les changements d'air, la fréquence du nettoyage des cages, les cycles clarté-noirceur et les occupations journalières sont des exemples de conditions de milieu qui agissent sur le bien-être des animaux dans une institution de recherche (Clough, 1982; Gamble, 1982; Riley, 1975; Peterson, 1980; McSheehy, 1983; Everitt, McLaughlin et Helper, 1987; Besch, 1980; Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980; Anon., 1989 b).

Des variations considérables dans certains paramètres sanguins ont été remarquées chez des rats soumis à divers traitements et méthodes expérimentales. D'autre part, la présence d'un membre du personnel familial dans la pièce, sans qu'il fasse de manipulations, n'influe que très peu sur les paramètres sanguins en observation (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980). Des changements subits dans le taux d'humidité peuvent causer beaucoup de problèmes aux lapins (Anon., 1989 b).

On a détecté des stimuli et des conditions capables de nuire au bien-être psychique ainsi qu'à l'état de santé des rongeurs et des lapins d'expérimentation. **Il n'est permis en aucune circonstance de pratiquer des méthodes expérimentales nécessitant un contact physique dans la pièce où l'animal vit, surtout si ces méthodes suscitent de la peur et/ou des émissions vocales.**

a) Bruit

On considère qu'une puissance sonore de 50-70 dBA ou plus est probablement nocive pour l'ouïe des rongeurs et des lapins. Des crises audiogènes chez de jeunes souris (Bevan, 1955; Gamble, 1982) et des baisses dans la fertilité chez les souris et les rats (Newton, 1978) figurent parmi les effets néfastes déjà observés.

b) Éclairage

L'intensité de l'éclairage peut influencer les activités des rongeurs, le comportement maternel et divers autres aspects de la reproduction (Clough, 1982). On a identifié, chez les souris et les rats, des problèmes de la reproduction lorsque les cycles lumière/noirceur étaient inadéquats ou tout simplement absents (Newton, 1978). Chez les rats albinos, l'exposition constante à une intensité lumineuse au-delà de 700 lux peut provoquer une dégénérescence rétinienne grave (Everitt, McLaughlin et Helper, 1978; Clough, 1982; Semple-Rowland et Dawson, 1987) et il existe d'autres informations sur les dommages rétinien associés à la lumière chez le rat albinos (McSheehy, 1983). Des données quant au niveau d'éclairage acceptable pour les rongeurs d'expérimentation sont aussi disponibles (ILAR, 1977).

H. ANIMAUX SAUVAGES D'EXPÉRIMENTATION

Les espèces d'animaux sauvages qui sont menacées, en voie de disparition ou inscrites sur la liste de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (CITES), doivent être protégées, et on doit faire tous les efforts possibles pour que ces animaux soient replacés après les études, soit en les réintroduisant dans leur cadre original ou dans des programmes d'élevage en captivité.

Les chercheurs qui planifient l'utilisation de grands nombres d'animaux devraient, lorsque c'est faisable, faire l'élevage des stocks de remplacement plutôt que de continuer à utiliser les spécimens provenant directement de l'état sauvage.

Le document intitulé *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages* (2003) est complet et détaillé. Il devrait être à la base de l'information et des directives à suivre pour des études chez les animaux sauvages, menées sur le terrain de manière ponctuelle. Lorsque les animaux sont étudiés pendant plus que quelques jours dans des installations extérieures et en particulier dans des laboratoires, d'autres pratiques de gestion et d'autres soins sont requis pour répondre aux besoins des animaux, comme l'enrichissement du milieu afin d'offrir des stimulations physiques et psychologiques.

Février 2017

Les animaux sauvages ne devraient être introduits dans une institution que si le chercheur qui veut les utiliser a démontré une connaissance suffisante des besoins sociaux et comportementaux des animaux ou de ceux d'une espèce très rapprochée. De plus, on doit fournir à ces animaux une gestion et un hébergement adéquats avant de les utiliser en expérimentation.

Sous la rubrique « Lectures additionnelles », on trouvera d'excellentes publications à ce sujet.

I. RÉFÉRENCES

ADAMS, C.E. The laboratory rabbit. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 415-435.

AGRICULTURE ET AGRO-ALIMENTAIRE CANADA. Publication 1771/F. Code de pratiques recommandées pour l'entretien et la manutention des porcs. Direction générale des communications, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1984.

IBID. Publication 1898/F. Code de pratiques recommandées pour les soins et la manipulation des animaux de ferme — Porcs. Direction générale des communications, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, Ottawa, Ont. K1A 0C7. 1993.

IBID. Publication 1821/F. Code de pratiques recommandées pour l'entretien des veaux préruminants de boucherie. Direction générale des communications, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, Ottawa, Ont. K1A 0C7. 1988.

IBID. Publication 1757/F. Code de pratiques recommandées pour la manipulation des volailles du couvoir à l'abattage. Direction générale des communications, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, Ottawa, Ont. K1A 0C7. 1989.

IBID. Publication 1853/F. Code de pratiques recommandées pour le soin et la manipulation des bovins laitiers. Direction générale des communications, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, Ottawa, Ont. K1A 0C7. 1990.

IBID. Publication 1870/F. Code de pratiques recommandées pour l'entretien et la manipulation des animaux de ferme — Bovins de boucherie. 1991.

AMERICAN ASSOCIATION FOR ACCREDITATION OF LABORATORY ANIMAL CARE. AAALAC Accreditation Program. Bethesda, MD: AAALAC, 1991.

ANDERSON, J.R. et CHAMOVE, A.S. Allowing captive primates to forage. In: Standards in laboratory animal management. Potters Bar, England: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 253-256.

ANON. Hébergement communautaire : lapins heureux! CCPA (Conseil canadien de protection des animaux) Ressource 1989a; 13(2):3.

ANON. Environmental norms. Rabbit J. 1989b; (May/August) 20 : 10-12.

ANON. Animal Welfare Committee looks at animal rights. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 1990; 196(1) : 17.

ANON. Pigs respond to the gentle touch. Vet. Rec. 1992; 130(18): 387.

ARCHER, J. Behavioural aspects of fear in animals and man. In: Sluckin, W., ed. Fear in animals and man. Princeton, NJ: Van Nostrand Reinhold, 1979.

- AYLING, S. Laboratory mice: The effects of differences in holding conditions on aggression. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) Report 1989; 12.
- BANTIN, G.C. et SAUNDERS, P.D. Animal caging: Is big necessarily better? *Anim. Technol.* 1989; 40: 45-54.
- BARNETT, J.L. et HEMSWORTH, P.H. The effects of individual and group housing on sexual behaviour and pregnancy in pigs. *Anim. Reprod. Sci.* 1991; 25 : 265-273.
- BARNETT, J.L., WINFIELD, C.G., CRONIN, G.M., HEMSWORTH, P.H. et DEWAR, A.M. The effect of individual and group housing on behavioural and physiological responses related to the welfare of pregnant pigs. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 1985; 14: 149-161.
- BATESON, P. Imprinting as a process of competitive exclusion. In: Rauschecker, R. and Marler, P., eds. *Imprinting and cortical plasticity*. New York, NY: J. Wiley & Sons, Ltd., 1987.
- BAXTER, M.R. Ethology in environmental design for animal production. *Appl. Anim. Ethol.* 1983; 9: 207-220.
- BAYNE, K. Resolving issues of psychological well-being and management of laboratory non-human primates. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 27-38.
- BAYNE, K.A.L. et MCCULLY, C. The effect of cage size on the behaviour of individually-housed rhesus monkeys. *Lab Animal*, October 1989: 25-28.
- BAYNE, K.A.L., SUOMI, S. et BROWN, B. A new monkey swing. *Lab. Prim. Newsl.* 1989; 28(4): 16-17.
- BAYNE, K.A.L., MAINZER, H., DEXTER, S., CAMPBELL, G., YAMADA, F. et SUOMI, S., eds. The reduction of abnormal behaviours in individually housed rhesus monkeys (*Macaca mulatta*) with a foraging/grooming board. *Am. J. Primatol.* 1991; 23(1): 23-35.
- BEAVER, B.V. *Veterinary aspects of feline behavior*. St. Louis, MI: Mosby, C.V. 1980.
- BEAVER, B.V. Environmental enrichment for laboratory animals. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(2): 5-11.
- BEAVER, B.V. Behavioral considerations for laboratory dogs and cats. *Cont. Ed. Art. No. 4; 2(4) July/ August* 1981: 212-215.
- BECK, B.B. *Animal tool behaviour: The use and manufacture of tools by animals*. New York, NY: Garland, 1980.
- BECKER, B.A., FORD, J.J., CHRISTENSON, R.K., MANAK, R.C., HAHN, G.L. et DESHAZAR, J.A. Cortisol response of gilts in tether stalls. *J. Anim. Sci.* 1985; 60 : 264-270.
- BERTRAND, M. *The behavioural repertoire of the stump-tail macaque*. Basel: Karger, S., 1969.
- BESCH, E.L. Environmental quality within animal facilities. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30 : 385-406.

- BEVAN, W. Sound-precipitated convulsions 1947-1954. *Psychol. Bull.* 1955; 52(6) : 473-504.
- BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships. Normal behaviour pattern of cats. I. *Aust. Vet. Pract.* 1985a; 15(4): 159-162.
- BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships: Behavioural problems of cats. II. *Aust. Vet. Pract.* 1985b; 15(4): 164-168.
- BLAFFER-HRDY, S. et WHITTEN, P.L. Patterning of sexual activity. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 370-384.
- BLOOD, D.C. et STUDDERT, V.P. *Ballière's comprehensive veterinary dictionary*. London: Ballière Tindall, 1988: 265.
- BOCCIA, M.L. Preliminary report on the use of a natural foraging task to reduce aggression and stereotypes in socially housed pigtail macaques. *Lab. Primate Newsl.* 1989; 28: 3-4.
- BOYD, J. Mice. *Humane Innov. Altern.* 1988; 2: 49-50.
- BRAMBELL, F.W.R. (Chairman). *Report of the Technical Committee to Enquire into the Welfare of Animals Kept Under Intensive Husbandry Systems*. London: Her Majesty's Stationary Office, 1965.
- BROOM, D.M. et LEAVER, J.D. Effects of group-rearing or partial isolation on later social behaviour of calves. *Anim. Behav.* 1978; 26: 1255-1263.
- BROOM, D.M. Indicators of poor welfare. *Brit. Vet. J.* 1986; 142 : 524.
- BRYANT, C., RUPNIAK, N. et IVERSEN, S. Effects of different environmental enrichment devices on cage stereotypes and autoaggression in captive cynomolgus monkeys. *J. Med. Primatol.* 1988; 17 : 257-269.
- BURT, D.A. et PLANT, M. Observations on a caging system for housing stump-tailed macaques. *Anim. Technol.* 1990; 41(3) : 175-179.
- CAINE, N.G. Unrecognized anti-predator behaviour can bias observational data. *Anim. Behav.* 1989; 39 (1): 195-196.
- CAMPBELL, S.A., HUGHES, H.C., GRIFFEN, H.E. et LANDI, M.S. Some effects of limited exercise on purpose-bred Beagles. *Am. J. Vet. Res.* 1988; 49(8) : 1298-1301.
- CAMPBELL, S.A. Effects of exercise programs on serum biochemical stress indicators in purpose-bred beagle dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 77-80.
- CARPENTER, E. *Animals and ethics*. London: Watkins, 1980.
- CATCOTT, E.J., ed. *Feline medicine and surgery*, 2nd Ed. Santa Barbara, CA; American Veterinary Publications, Inc. 1975.

- CHAMOVE, A.S. Cage design reduces emotionality in mice. *Lab. Anim.* 1989; 23: 215-219.
- CHAMOVE, A.S. Environmental enrichment: Review. *Anim. Technol.* 1989; 40(3) : 155-174.
- CHAMOVE, A.S. et ANDERSON, J.R. Examining environmental enrichment. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 183-202.
- CLOUGH, G. Environmental effects on animals used in biomedical research. *Biol. Rev.* 1982; 57: 487-523.
- COELHO, A.M. et CAREY, K.D. A social tethering system for non-human primates used in laboratory research. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40(4) : 388-394.
- COLE, J. *Macaca nemestrina* studied in captivity. In: Napier, J. and Barnicot, N.A., eds. *The primates*. London: Zoological Society of London, 1963: 105-114.
- COMITÉ D'EXPERTS DU BIEN-ÊTRE ET DU COMPORTEMENT DES ANIMAUX DE FERME. *Le bien-être et le comportement des animaux de ferme du Canada en 1993. Rapport*. Agassiz, C-B : Agriculture et Agroalimentaire Canada, 1993.
- CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. Primate non humains. Dans : *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*. Vol. 2. CCPA, Ottawa, Ont. 1984 : 183-194.
- COPPINGER, T.R., MINTON, J.E., REDDY, P.G. et BLECHA, F. Repeated application of stressor reduces cell mediated immunological function in lambs. *J. Anim. Sci.* 1990; 68 (Suppl. 1): 77-78 (Abstract).
- CROCKETT, C. Psychological well-being and enrichment workshop held at Primate Centers' Directors' meeting. *Lab. Prim. Newsl.* 1990; 29(3): 3-6.
- CRONIN, G.M., VAN TARTWIJK, J.M.F.M., VAN DER HEL, W. et VERSTEGEN, M.W.A. The influence of degree of adaptation to tether housing by sows in relation to behaviour and energy metabolism. *Anim. Prod.* 1986; 42: 257-268.
- CURTIS, S.E. (moderator) Animal Care and Use Committee workshop. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Kru-lisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 38-48.
- DAWKINS, M. From an animal's point of view: motivation, fitness and animal welfare. *Behav. Brain Sci.* 1990; 13: 1-61.
- DRESSER, R. Assessing harm and justification in animal research: Federation policy opens the laboratory door. *Rutgers Law Review* 1988; 40: 723-795.
- DUNBAR, I. *Dog behavior. Why dogs do what they do*. Neptune, NJ: T.F.H. Publications, Inc., 1979.
- DUNCAN, I.J.H. Animal behaviour and welfare. In: Clark, J.A., ed. *Environmental aspects of housing for animal production*. London: Butterworths, 1981: 455-470.

DUNCAN, I.J.H. et DAWKINS, M.S. The problem of assessing “well-being” and “suffering” in farm animals. In: Schmidt, D., ed. Indicators relevant to farm animal welfare. The Hague: Martinus Nijhoff, 1983: 13-24.

DUNCAN, I.J.H. Behavioral assessment of welfare. In: Mench, J.A., Mayer, S.J., and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 62-68.

DUNCAN, I.J.H. Assessing the effect of housing on welfare. In: Baxter, M.R., MacCormack, J.A.C. and Baxter, S.H., eds. Farm animal housing and welfare. The Hague: Martinus Nijhoff, 1983: 27-35.

ERWIN, J. Aggression in captive macaques: interaction of social and spatial factors. In: Erwin, J., Maples, T.L. and Mitchell, G., eds. Captivity and behaviour: Primates in breeding colonies, laboratories and zoos. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 139.

ERWIN, J. et DENI, R. Strangers in a strange land : Abnormal behaviors or abnormal environments. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. Captivity and behaviour. Primates in breeding colonies, laboratories and zoos. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 1-28.

ERWIN, J. Environments for captive propagation of primates. Interaction of social and physical factors. In: Benirschke, K., ed. Primates: the road to self-sustaining populations. New York, NY: Springer Verlag, 1985: 299-305.

EVERITT, J.I., MCLAUGHLIN, S.A. et HELPER, L.C. Diagnostic exercise : eye lesions in rats. Lab. Anim. Sci. 1987; 37 : 202-203.

EWBANK, R. The behaviour of animals in restraint. In: Fox, M.W., ed. Abnormal behaviour in animals. Philadelphia, London, Toronto: W.B. Saunders, 1968: 159-178.

EWBANK, R., PARKER, M.J. et MASON, C.W. Reactions of cattle to head-restraint at stunning: A practical dilemma. Animal Welfare 1992; 1: 55-63. Published by UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), South Mimms, Potters Bar, Herts, Essex.

FAJZI, K., REINHARDT, V. et SMITH, M.D. A review of environmental enrichment strategies for singly caged non-human primates. Lab Animal 1989; 18(2) : 23-35.

FEDIGAN, L. A study of roles in the Arashiyama West troop of Japanese macaques (*Macaca fuscata*). Contributions to Primatology, Vol. 9. Basel: Karger, S. 1976.

FOX, M.W. Socialization, environmental factors, and abnormal behavioural development in animals. In: Fox, M.W., ed. Abnormal behaviour in animals. Philadelphia, London, Toronto : W.B. Saunders, 1968.

FOX, M.W. Understanding your dog. New York, NY: Coward, McGann and Geoghegan, Inc., 1972.

FOX, M.W. Understanding your cat. New York, NY: Coward, McGann and Geoghegan, Inc., 1974.

FOX, M.W. Evolution of social behavior in canids. In: Fox, M.W., ed. The wild canids. New York, NY, Van Nostrand Reinhold, 1975.

FOX, M.W. Laboratory animal husbandry: Ethology, welfare and experimental variables. Albany, NY: State University Press, 1986.

FOX, M.W. Canine behavior. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 21-31.

FRASER, A.F. The behaviour of suffering in animals. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1984/85; 13 : 1-6.

FRASER, A.F. Animal suffering: The appraisal and control of depression and distress in livestock. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 127-133.

FRASER, A.F. (letters) Welfare and well-being. *Vet. Rec.* 1989; 125(12): 332.

FRASER, A.F. The behavior of the horse. Tucson, AZ: CAB Int'l, 1992.

FRASER, A.F. et BROOM, D.M. Farm animal behaviour and welfare, 3rd Ed. London, Toronto, Philadelphia: Ballière Tindall, 1990.

FRASER, D. et RUSHEN, J. Aggressive behaviour. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 1987; 3(2): 285.

FRIEND, T.H. et DELLMEIER, G.R. Common practices and problems related to artificially rearing calves: An ethological analysis. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 47-62.

FRITZ, J. Resocialization of captive chimpanzees: an amelioration procedure. *Amer. J. Primatol. Suppl.* 1989; 1: 79-86.

GAMBLE, M.R. Sound and its significance for laboratory animals. *Biol. Rev.* 1982; 57: 395-421.

GÄRTNER, K., ZIESNISS, K., KARSTENS, A. et MUHL, G.I. Differences in personality of isogenic rats living under highly standardized conditions shown by behavioural patterns. *Lab. Zhyvotnye* 1991; 1(3): 34-44.

GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, R., FRIEDEL, J., LINDENA, J. et TRAUTSCHOLD, I. Stress response of rats to handling and experimental procedures. *Lab. Anim.* 1980; 14: 267-274.

GONYOU, H.W. The interaction of humans with food animals. In: Appleby, M.C., Horrell, R.I., Petherick, J. C. and Rutter, S.M., eds. Applied animal behaviour: Past, present and future. South Mimms, Potter's Bar, Herts, U.K.: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1991: 31.

GOOSEN, C. Abnormal behaviour patterns in rhesus monkeys: symptoms of mental disease? *Biol. Psych.* 1981; 16 : 697-716.

GOUVERNEMENT DU CANADA. Loi sur la santé des animaux, juin, 1990, 38-39. *Eliz. II*, chapitre 21 : 387-417.

GRAFEN, A. Do animals recognize kin? *Anim. Behav.* 1990; 39: 42-54.

- GRANDIN, T. Handling and transport of agricultural animals used in research. In: Mench, J.A., Mayer, S. J., and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 74-84.
- GROSS, W.B. et SIEGEL, P.B. Long-term exposure of chickens to three levels of social stress. *Avian Dis.* 1981; 25: 312.
- GROSS, W.B. et SIEGEL, P.B. Socialization as a factor in resistance to infection, feed efficiency and response to antigen in chickens. *Am. J. Vet. Res.* 1982; 43 : 20010-20012.
- HARLOW, H.F. et HARLOW, M.K. The effectual systems. In: Schrier, A.M., Harlow, H.F. and Stollnitz, F., eds. *Behaviour of non-human primates*, Vol. 2. New York, NY: Academic Press, 1965: 287-334.
- HART, B.L. et PEDERSEN, N.C. Behavior. In: Pedersen, N.C., ed. *Feline husbandry*. Goleta, CA: American Veterinary Publications, 1991: 289-323.
- HEARN, J.P. et DIXSON, A.F. Assessment of comfort and well-being in New World primates. In: *Standards of laboratory management*. Potters Bar: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 206-216.
- HEMSWORTH, P.H. et BARNETT, J.L. Human interactions. *Vet. Clin. North Am.* (3,2, Farm animal behaviour) 1987: 339-356.
- HEMSWORTH, P.H., BARNETT, J.L., COLEMAN, G.J. et HANSEN, C. A study of the relationships between the attitudinal and behavioural profiles of stockpersons and the level of fear of humans and reproductive performance of commercial pigs. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1989; 23 : 301-314.
- HINDE, R.A. et ROWELL, T.E. Communication by posture and facial expressions in the rhesus monkey (*Macaca mulatta*). *Proc. Zool. Soc. of London* 1962; 138: 1-21.
- HITE, M., HANSON, H.L.M., CONTI, N.R. et MATTIS, P.A. Effects of cage size on patterns of activity and health of beagle dogs. *Lab. Anim. Sci.* 1977; 27 : 60-64.
- HOBBS, K.R. Hamsters. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 377-392.
- HOLLANDS, C. *Compassion is the bugler. The struggle for animal rights*. Edinburgh: Macdonald Publishers, 1980.
- HUGHES, B.O. et DUNCAN, I.J.H. The notion of ethological "need", models of motivation and animal welfare. *Anim. Behav.* 1988; 36: 1969-1707.
- HUGHES, B.O., DUNCAN, I.J.H. et BROWN, M.F. The performance of nest building by domestic hens: is it more important than the construction of a nest? *Anim. Behav.* 1989; 37: 210-214.

- HURNI, H. et ROSSBACH, W. The laboratory cat. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 476-492.
- HUGHES, H.C., CAMPBELL, S. et KENNEY, C. The effects of cage size and pair housing on exercise of beagle dogs. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39(4) : 302-305.
- HUGHES, H.C. et CAMPBELL, S. Effects of primary enclosure size and human contact. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 66-73.
- HURNIK, J.F. Welfare of farm animals. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 105-117.
- INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. *Laboratory animal management: rodents*. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1977.
- ITURRIAN, W.B. et FINK, G.B. Comparison of bedding material, habitat preference of pregnant mice, and reproductive performance. *Lab. Anim. Care* 1968; 18: 160-164.
- JEROME, C.P. et SZOSTAK, L. Environmental enrichment for adult female baboons (*Papio anubis*). *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37 : 508-509.
- JOLLY, A. Social group, breeding group, foraging group. *Ecol.* 1985: 116-119.
- JONES, C. Natural diets of wild primates. In: T-W-Finnes, R.N., ed. *Pathology of simian primates*. New York, NY: S. Karger, 1972.
- KAPLAN, J.R., MANNING, P. et ZUCKER, E. Reduction of mortality due to fighting in a colony of rhesus monkeys (*Macaca mulatta*). *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30(3) : 565-570.
- KARSH, E.B. et TURNER, D.C. The human-cat relationship. In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. *The domestic cat. The biology of its behaviour*. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 159-177.
- KELLEY, K.W., OSBORNE, C.A., EVERMANN, J.F., PARISH, S.M. et HINRICHS, D.J., eds. Whole blood leucocytes vs. separated mononuclear cell blastogenesis in calves, time dependent changes after shipping. *Can. J. Comp. Med.* 1981; 45: 249-258.
- KENNY, F.J. et TARRANT, P.V. Behaviour of cattle during transport and penning before slaughter. In: Moss, R., ed. *Transport of animals intended for breeding, production and slaughter*. *Curr. Top. Vet. Med. Anim. Sci.* 1982; 18 : 87-102. The Hague: Martinus Nijhoff.
- KILGOUR, R. et DALTON, C. *Livestock behaviour : a practical guide*. London: Granada, 1984.
- LANG, C.M. et VESSELL, E.S. Environmental and genetic factors affecting laboratory animals: impact on biomedical research. *Fed. Proc.* 1976; 35: 1123-1165.
- LES, E.P. A disease related to cage population density: tail lesions of C3H/HeJ mice. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22 : 56-60.

LEVINE, S. A definition of stress? In: Moberg, G.P., ed. *Animal stress*. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1985: 51-69.

LEYHAUSEN, P. The tame and the wild--another Just-So story? In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. *The domestic cat. The biology of its behaviour*. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 57-66.

LIBERG, O. et SANDELL, M. Spatial organization and reproductive tactics in the domestic cat and other felids. In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. *The domestic cat. The biology of its behaviour*. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 83-98.

LINE, S.W. Environmental enrichment for laboratory primates. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1987; 190 : 854-859.

LINE, S.W., CLARKE, A.S., ELLMAN, G. et MARKOWITZ, H. Behavioral and hormonal responses of rhesus monkeys to an environmental enrichment apparatus. *Amer. Vet. Soc. Anim. Behav. Newsl.* 1987; 10 : 6-7.

LINE, S.W., CLARKE, A.S. et MARKOWITZ, H. Adult female rhesus macaque responses to novel objects. *Lab Animal* 1989; May/June : 33-40.

LINE, S.W., MORGAN, K., MARKOWITZ, H. et STRONG, S. Heart rate and activity of rhesus monkeys in response to routine events. *Lab. Prim. Newsl.* 1989; 28(2): 1-4.

LOVE, J.A. Housing for rabbits. *Humane Innov. Altern. Anim. Exper.* 1988; 2: 47-48. Saranac Lake, NY: Currier Press (Psychologists for the Ethical Treatment of Animals), 1988.

MACARTHUR, J.A. The dog. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 456-475.

MACDONALD, D.W. et MOEHLMAN, P.D. Co-operation, altruism, and restraint in the reproduction of carnivores. In: Bateson, P.P.G. and Klopfer, P., eds. *Perspectives in ethology*. London: Plenum Press, 1982.

MARKOWITZ, H. et SPINELLI, J. Environmental engineering for primates. In: Benirschke, K., ed. *Primates. The road to self-sustaining populations*. New York, NY: Springer-Verlag, 1986: 489-498.

MARKOWITZ, H. et LAFORSE, S. Artificial prey as behavioural enrichment devices for felines. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 1987; 18(1) : 31-44.

MARKOWITZ, H. et LINE, S. Primate research models and environmental enrichment. In: Segal, E.F., ed. *Housing care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 203-212.

MARTIN, L. Which ape is man's closest kin? *The Sciences* March/April 1988: 52-58.

MARTIN, P. The time and energy costs of play behaviour in the cat. *Z. Tierpsychol.* 1984; 64: 298.

MARTINIC, G. A short report on the construction of an ethogram from observations made on four *Macaca fascicularis* monkeys. *Anim. Technol.* 1990; 41(3): 217-222.

MCCARTHY, C. Public Health Service Policy. In: National Institutes of Health, Office for Protection from Research Risks/Office of Animal Care and Use. Animal care and use: Policy issues in the 1990s. Bethesda, MD: NIH, 1989: 5-11.

MCGLONE, J.J. et CURTIS, S.E. Behaviour and performance of weanling pigs in pens equipped with hide areas. *J. Anim. Sci.* 1985; 60 : 20-24.

MCKEOWN, D. et LUESCHER, A. Handbook of feline behaviour. Ontario Veterinary College, University of Guelph. In Press.

MCSHEEHY, T. An overview of the state-of-the-art of environmental monitoring. In: Melby, E.C. et Balk, M.W., eds. The importance of laboratory animal genetics, health, and the environment in biomedical research. New York, Toronto: Academic Press, 1983: 161-182.

MCWILLIAM, A.A. Important reports on HPB monkey colony due soon. *CCAC (Canadian Council on Animal Care) Resource* 1989; 14(1): 1,4.

MENCH, J.A., STRICKLIN, W.R. et PURCELL, D. Social and spacing behaviour. In: Mench, J.A., Mayer, S. J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 69-73.

MOBERG, G.P. Biological response to stress: key to assessment of animal well-being? In: Moberg, G.P., ed. Animal stress. Bethesda, MD: Amer. Physiol. Soc., 1985: 27-49.

MOBERG, G.P. Stress: Diagnosis, cost and management. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conf., Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61.

MOOR-JANKOWSKI, J. et MAHONEY, C.J. Chimpanzees in captivity: humane handling and breeding within the confines imposed by biomedical research and testing. *J. Med. Primatol.* 1989; 18: 1-26.

MORRIS, D. Catwatching. The essential guide to cat behaviour. London: Cape, 1986.

MORTON, D.B. et GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and a hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116(16): 431-436.

MURPHY, R.A., ROWAN, A.N. et SMEBY, R.R., eds. Annotated bibliography on laboratory animal welfare. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1991.

NEWTON, W.M. Environmental impact on laboratory animals. *Advance Vet. Sci. Comp. Med.* 1978; 22: 1-28.

NISHIDA, T. et HIRAIWA-HASEGAWA, M. Chimpanzees and bonobos: Co-operative relationships among males. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. Primate societies. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 165.

NORRIS, M.L. Gerbils. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 360-376.

NOVAK, M.A. et MEYER, J.S. What we don't know about lab animals. *Lab. Primate Newsl.* 1988; 27(2): 16-17.

NOVAK, M.A. et SUOMI, S.J. Psychological well-being of primates in captivity. *Amer. Psychol.* 1988; 43 (10): 765-773.

NOVAK, M.A. et DREWSEN, K.H. Enriching the lives of captive primates. Issues and problems. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates.* Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 161-182.

O'KEEFE, R.T. et LEFSHITZ, K. A behavioural profile for stump-tail macaques (*Macaca arctoides*). *Primates* 1985; 26: 143-160.

O'NEILL, P. A room with a view for captive primates: issues, goals, related research and strategies. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates.* Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 135-160.

PANEPINTO, L.M. The minimum-stress physical restraint of swine and sheep in the laboratory. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research.* Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 85-87.

PASSINGHAM, R.E. *The human primate.* San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1982.

PENG, X., LANG, C.M., DROZDOWICZ, C.D. et OHLSSON-WILHELM, B.M. Effect of cage population density on plasma corticosterone and peripheral lymphocyte populations of laboratory mice. *Lab. Anim.* 1989; 23: 302-306.

PETERSON, E.A. Noise and laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30(2), Part II: 422-439.

PFÄFFENBERGER, C. *New knowledge of dog behaviour.* New York, NY: Howell, 1963.

REINHARDT, V., REINHARDT, A. et HOUSER, D. Hair pulling-and-eating in captive rhesus monkeys. *Folia Primatol.* 1986; 47: 158-164.

REINHARDT, V. Advantages of housing rhesus monkeys in compatible pairs. *SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl.* 1987; 9(3): 3,5-6.

REINHARDT, V., HOUSER, D., EISELE, S. et CHAMPOUX, M. Social enrichment of the environment with infants for singly-caged adult rhesus monkeys. *Zoo Biology* 1987; 6 : 365-371.

REINHARDT, V., REINHARDT, A., EISELE, S., HOUSER, D. et WOLF, J. Control of excessive aggressive disturbance in a heterogenous troop of rhesus monkeys. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1987; 18 : 371-377.

REINHARDT, V., HOUSER, D., EISELE, S., COWLEY, D. et VERTEIN, R. Behavioral responses of unrelated rhesus monkey females paired for the purpose of environmental enrichment. *Am. J. Primatol.* 1988; 14 : 135-140.

REINHARDT, V. Preliminary comments on pairing unfamiliar adult male rhesus monkeys for the purpose of environmental enrichment. *Lab. Prim. Newsl.* 1988; 27 : 1-3.

REINHARDT, V. Social enrichment for laboratory primates : A critical review. *Lab. Prim. Newsl.* 1990a; 29 (3) : 7-11.

REINHARDT, V. Evaluating the effectiveness of environmental enrichment. *Lab. Prim. Newsl.* 1990 b; 29 (1) : 15.

REINHARDT, V. Privacy panel for isosexual pairs of caged rhesus monkeys. *Am. J. Primatol.* 1990c; 20 : 225-226 (abstract).

REINHARDT, V., COWLEY, D., SCHEFFLER, J. et VERTEIN, R. Living continuously with a compatible companion is not a distressing experience for rhesus monkeys. *Lab. Prim. Newsl.* 1990; 29(2): 16-17.

REINHARDT, V. Agonistic behaviour responses of socially experienced unfamiliar adult male monkeys (*Macaca mulatta*) to pairing. *Lab. Prim. Newsl.* 1991; 30(1): 5-7.

RILEY, V. Mouse mammary tumours : alteration of incidence as apparent function of stress. *Science* 1975; 189 : 465-467.

RINGLER, D.H. et PETER, G.K. Dogs and cats as laboratory animals. In: Fox, G.J., ed. New York, NY: Academic Press, 1984: 241-271.

ROSENZWEIG, M.R. et BENNETT, E.L. Effects of environmental enrichment or impoverishment on learning and on brain values in rodents. In: Oliveerio, A., ed. Genetics, environment and intelligence. New York, NY: Elsevier, 1977: 163-196.

ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS. The assessment of stress in laboratory animals. Causeway, Horsham, West Sussex, U.K.: RSPCA, 1992.

RUPPENTHAL, G.C. et WALKER, C.G. Behavioral development of "together-together" reared pigtailed monkeys. *Am. J. Primatol. Suppl.* 1989; 18: 164.

SACKETT, G.P., RUPPENTHAL, G.C., FAHRENBRUCH, C.E. et HOLM, R.A. Social isolation rearing effects in monkeys vary with genotype. *Devel. Psychol.* 1981; 17(3): 313-318.

SAPOLSKY, R. Physiological perspectives on non-human primate well-being. *SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl.* 1989; 11(3): 4-8.

SCHAR, R. Influence of man on life and social behaviour of farm cats. Poster, Int'l. Symp. on the Human/Pet Relationship, Vienna, 1983.

- SCHOUTEN, W., RUSHEN, J. et DE PASSILLÉ, A.M.B. Stereotypic behaviour and heart rate in pigs. *Physiol. Behav.* 1991; 48: 91-96.
- SCHWINDAMAN, D.F. Regulatory requirements for exercise of dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L. eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 3-7.
- SCOTT, J.P. et FULLER, J.L. *Genetics and the social behavior of the dog*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1965.
- SCOTT, P.P. Nutrition and disease. In: Catcott, E.J., ed. *Feline medicine and surgery*. 2nd Ed. Santa Barbara, CA: American Veterinary Publications, Inc., 1975: 131-144.
- SEABROOK, M.F. The role of the stockman in livestock productivity and management. In: Seabrook, M.F., ed. *The role of the stockman in livestock production and management*. Brussels: Commission of the European Communities Report EUR 10982 EN, 1987: 35-51.
- SEABROOK, M.F. The psychological interaction between the stockman and his animals and its influence on performance of pigs and dairy cows. *Vet. Rec.* 1984; 115: 85-87.
- SEAMER, J.H. Farm animal welfare in Britain. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1993; 14(4): 13-14.
- SEGAL, E.F. (commentary) *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989a; 31(2): 11-12.
- SEGAL, E.F., ed. *The housing, care, and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989b.
- SEITZ, P.F.D. Infantile experience and adult behaviour in animal subjects. II. Age of separation from the mother and adult behaviour in the cat. *Psychosom. Med.* 1959; 21: 353-378.
- SEMPLE-ROWLAND, S.L. et DAWSON, W.W. Retinal cyclic light damage threshold for albino rats. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37(3) : 289-298.
- SKINNER, S.W. et LOCKARD, J.S. An ethogram of the lion-tailed macaque (*Macaca silenus*) in captivity. *Appl. Anim. Ethol.* 1979; 5: 241-253.
- SMELSER, J.F. Rabbits: a practical guide for the veterinary technician. *Vet. Tech.* 1985; 6(3) : 121-129.
- SMUTS, B.B., CHENEY, D.L., SEYFARTH, R.M., WRANGHAM, R.W. et STRUHSAKER, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987.
- SNOWDON, C.T. Variables among species and individual differences within species. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Well-being of non-human primates in research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 26-31.
- SNOWDON, C.T., SAVAGE, A. et MCCONNELL, P.B. A breeding colony of cotton-top tamarins (*Saguinus oedipus*). *Lab. Anim. Sci.* 1984; 35 : 477-480.

SPEDDING, C.R.W. Animal welfare and the BSAP. Speech delivered at the Winter meeting of the British Society of Animal Production, Scarborough, U.K. 1985. As quoted in CURTIS, S.E. Animals in food production--American issues. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 151-157.

SPINELLI, J.S. (commentary) Environmental enrichment for laboratory animals. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(2): 12-13.

STAUFFACHER, M. Group housing and enrichment cages for breeding, fattening and laboratory rabbits. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) Animal Welfare* 1992; 1: 105-125.

STRICKLIN, W.R., PURCELL, D. et MENCH, J.A. Farm animals in agricultural and biomedical research. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, Agricultural Animals in Research.* Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 1-4.

SUTHERLAND, S.D. et FESTING, M.F.W. The guinea pig. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals.* 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 393-410.

TOLAN, J.C., MALONE, D.R. et ROGERS, C.M. An exercise cage for monkeys. *Lab. Prim. Newsl.* 1980; 19 (1) : 3-5.

U.S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE. *Federal Register.* Part III. 54(49) March 15, 1989: 10887.

U.S. DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES, PUBLIC HEALTH SERVICE/NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. *Guide for the care and use of laboratory animals.* 1985: 21.

U.S. DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES. *Guide for the care and use of laboratory animals.* Bethesda, MD: NIH, 1985.

U.S. FED. REG. July 16, 1990; 55(136): 28877-29000.

UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. *Guidelines on the care of laboratory animals and their use for scientific purposes: 1. Housing and care.* UFAW, 1987. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, EN6 3QD.)

VAN HOOFF, J.A. Facial expressions in higher primates. In: *The primates.* London: Zoological Society of London, 1963: 103-104.

VAN HOOFF, J.A. The facial displays of the catarrhine monkeys and apes. In: Morris, D., ed. *Primate ethology.* London: Weidenfeld and Nicolson, 1967.

VAN PUTTEN, G. Farming beyond the ability for pigs to adapt. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 63-71.

VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. et MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 1. *Lab Animal* 1985; 14(1) : 33-36.

VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. et MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 2: the puppy socialization schedule. *Lab Animal* 1985; 14(2): 27-36.

VON BORELL, E. et LADEWIG, J. Altered adrenocortical response to acute stressors or ACTH(1-24) in intensively housed pigs. *Domest. Anim. Endocrin.* 1989; 6: 299-309.

WALSH, S., BRAMBLETT, C.A. et ALFORD, P.L. A vocabulary of abnormal behaviours in restrictively reared chimpanzees. *Am. J. Primatol.* 1982; 3: 315-319.

WEBSTER, A.J.F. Meat and right: farming as if the animal mattered. *Can. Vet. J.* 1987; 28(8): 462-465.

WEIHE, W.H. The laboratory rat. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 309-330.

WESTERGAARD, G.C. Lion-tailed macaques (*Macaca silenus*) manufacture and use tools. *J. Comp. Psychol.* 1988; 102(2): 152-159.

WHITE, W.J., BALK, M.W. et LANG, C.M. Use of cage space by guinea pigs. *Lab. Anim.* 1989; 23: 208- 214.

WILSON, S.F. Environmental influences on the activity of captive apes. *Zoo. Biol.* 1982; 1 : 201-209.

WOLFF, A. et RUPPERT, G. A practical assessment of a non-human primate exercise program. *Lab Animal* 1991; 20(2): 36-38.

WOLFLE, T.L. Laboratory animal technicians: their role in stress reduction and human-companion animal bonding. In: Symposium on the human-animal bond. Quackenbush, J. and Voith, V.L., eds. *Vet. Clin. of North Amer. Sm. Anim. Pract.* 1985; 15(2): 449-454.

WOLFLE, T.L. Dog socialization. In: National Institutes of Health. *Animal care and use: policy issues in the 1990s.* Bethesda, MD: NIH, 1989a.

WOLFLE, T.L. The behavior of people around animals. In: Stark, D., ed. *Behavior and well-being of laboratory animals.* Monograph Series I, American Association for Laboratory Animal Science: Cordova, TN, 1989b: 1-2.

WOLFLE, T.L. Policy, program and people: The three p's to well-being. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 41-47.

WOLFLE, T.L. Non-human primate well-being: an issue of science or politics? In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Well-being of non-human primates in research.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 64-71.

WOOLVERTON, W.L., ATOR, N.A., BEARDSLEY, P.M. et CARROLL, M.E. Effects of environmental conditions on the psychological well-being of primates: a review of the literature. *Life Sci.* 1989; 44: 901- 917.

WORLD VETERINARY ASSOCIATION. WVA policy statement on animal welfare, well-being and ethology. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(4): 29-30.

Lectures complémentaires

AMERICAN FISHERIES SOCIETY, AMERICAN INSTITUTE OF FISHERIES RESEARCH BIOLOGISTS, AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS. Guidelines for use of fishes in field research. 1987.

AMERICAN MEDICAL ASSOCIATION. Animals in research. JAMA 1989; 261(245): 3602-3606.

AMERICAN ORNITHOLOGISTS UNION, COOPER ORNITHOLOGICAL SOCIETY, WILSON ORNITHOLOGICAL SOCIETY, Report of Ad Hoc Committee on the Use of Wild Birds in Research. AUK 1988; 105 (Suppl. 1): 1A-41A.

AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS, THE HERPETOLOGISTS LEAGUE, AND SOCIETY FOR THE STUDY OF AMPHIBIANS AND REPTILES. Guidelines for use of live amphibians and reptiles in field research. 1987.

AMERICAN SOCIETY OF MAMMALOGISTS' AD HOC COMMITTEE ON ACCEPTABLE FIELD METHODS IN MAMMALOGY. Acceptable field methods in mammalogy. 1987.

ANDERSON, A.C. Outdoor kennel for dogs at the school of veterinary medicine, University of California, Davis. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 1960; 137 : 129-135.

ANDERSON, J.R. et CHAMOVE, A.S. Self-aggressive behaviour in monkeys. Curr. Psychol. Rev. 1981; 1: 139-158.

ANDERSON, J.R. et CHAMOVE, A.S. Early social experience and responses to visual social stimuli in young monkeys. Curr. Psychol. Res. and Rev. 1984; 3: 32-45.

ANIMAL WELFARE ACT, 7 U.S.C. 2131, et seq. (Public Law 89-544, 1966, as amended.) Implementing regulations are published in the Code of Federal Regulations (CFR), Title 9, Subchapter A, Parts 1, 2, 3 and 4 and are administered by the U.S. Department of Agriculture.

ANON. Cat care, management and feeding. Lab. Anim. Digest 1967; 3(1): 3-6.

ANON. Should your pet travel by air? Consumer Reports 1973; 38(3): 200-201.

ANON. Correcting house-soiling problems in cats. Mod. Vet. Pract. 1985; 66(1): 53-54.

ANON. Welfare and behavioural problems in domestic animals. Austral. Vet. J. 1985; 62(6): 199-200.

ANON. Reasons for liking and choosing a cat as a pet. Austral. Vet. J. 1988; 65(10): 332-333.

ARCHER, J. Animals under stress. London: Edward Arnold, 1979.

ARDREY, R. The territorial imperative. New York, NY: Dell Publishing Co. 1966.

BAKER, H.J., LINDSAY, J.R. et WEISBROTH, S.H., eds. The laboratory rat. Vol. 1. Biology and diseases. New York, London, Toronto, Sydney, San Francisco: Academic Press, 1979.

- BARNETT, J.L. The physiological concept of stress is useful for assessing welfare. *Austral. Vet. J.* 1987; 64 (6): 195-196.
- BAXTER, M.R. Needs - behavioural or psychological? *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 19(3-4) : 5-12.
- BELZUNG, C. et ANDERSON, J.R. Social rank and responses to feeding competition in rhesus monkeys. *Behav. Proc.* 1986; 12 : 307-316.
- BERKSON, G., MASON, W. et SAXON, S. Situation and stimulus effects on stereotyped behaviour of chimpanzees. *J. Comp. Physiol. Psychol.* 1963; 56: 786-792.
- BESCH, E.L., KADONO, H. et BRIGMON, R.L. Body temperature changes in dogs exposed to varying effective temperatures. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34(2) : 177-180.
- BITO, L.Z. Animal restrainers. *Lab. Anim. Care* 1969; 19(2): 244-246.
- BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships: Normal cat behaviour. *Austral. Vet. Pract.* 1986; 16(1): 19-22.
- BLACKSHAW, J.K. Abnormal behaviour in cats. *Austral. Vet. J.* 1988; 65(12): 395-396.
- BLOOMSMITH, M.A. Feeding enrichment for captive great apes. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological wellbeing of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 336-356.
- BLOOMSTRAND, M., ALFORD, P.L. et MAPLE, T.L. An analysis of feeding enrichment for captive chimpanzee. Paper presented at meeting American Society of Primatologists, Madison, WI. 1987.
- BLOOMSTRAND, M., RIDDLE, K., ALFORD, P. et MAPLE, T.L. Objective evaluation of a behavioural enrichment device for captive chimpanzees (*Pan troglodytes*). *Zoo Biol.* 1986; 5 : 293-300.
- BOVARD, R. Social stimulation and the response to stress. *Psychol. Rev.* 1959; 58: 267-287.
- CAMPBELL, W.E. Correcting house-soiling problems in cats. *Clin. Insight* 1988; 3(11): 528.
- CHAMOVE, A.S. Non-genetic induction of acquired levels of aggression. *J. Abnor. Psychol.* 1980; 89: 469- 488.
- CHAMOVE, A.S. Establishment of a breeding colony of stump-tailed monkeys (*Macaca arctoides*). *Lab. Anim.* 1981; 15: 251-259.
- CHAMOVE, A.S. Role of vision in social interaction in monkeys. *Child Dev.* 1984; 55: 1394-1411.
- CHAMOVE, A.S. Long-term learning deficits of mentally retarded monkeys. *Am. J. Ment. Defic.* 1984; 88:352-368.
- CHAMOVE, A.S. Exercise improves behaviour: A rationale for occupational therapy. *Brit. J. Occup. Therapy* 1986; 49: 83-86.

- CHAMOVE, A.S. et ROHRHUBER, B. Moving callitrichid monkeys from cages to outside areas. *Zoo Biol.* 1989; 8: 151-163.
- CHAMOVE, A.S. et ANDERSON, J.R. Woodchip litter in macaque groups. *J. Inst. Anim. Technol.* 1979; 30: 69-74.
- CHAMOVE, A.S. et BOWMAN, R.E. Rhesus plasma cortisol response at four dominance positions. *Aggress. Behav.* 1978; 4 : 43-55.
- CHAMOVE, A.S. et ANDERSON, J.R. Self-aggression, stereotypy and self-injurious behaviour in man and monkeys. *Curr. Psychol. Rev.* 1981; 1 : 245-256.
- CHAMOVE, A.S., ANDERSON, J.R. et NASH, V.J. Social and environmental influences on self-aggression in monkeys. *Primates* 1984; 25 : 319-325.
- CHAMOVE, A.S., BAYART, F., NASH, V.J. et ANDERSON, J.R. Dominance, physiology and self-aggression in monkeys. *Aggress. Behav.* 1985; 11 : 17-26.
- CHAMOVE, A.S., HOSEY, J. et SCHAEZEL, P. Visitors excite primates in zoos. *Zoo Biol.* 1988; 7: 359- 369.
- CHAMOVE, A.S., ANDERSON, J.R., MORGAN-JONES, S.C. et JONES, S.P. Deep woodchip litter: hygiene, feeding, and behavioural enhancement in eight primate species. *Int. J. Stud. Anim. Prob.* 1982; 3: 308- 318.
- CHAPMAN, C. The influence of habitat on behaviour in a group of St. Kitt's green monkeys. *J. Zool., London (A)* 1985; 206 : 311-320.
- CHAURAND, J.P. (Anxiety in Cats) (French). *Pointe vétérinaire* 1987; 19(108) : 497-502.
- CHEEKE, P.R. Rabbit feeding and nutrition. New York, Toronto: Academic Press, 1987.
- CLARK, M.M. Effects of rearing environment on adrenal weights, sexual development, and behaviour in gerbils. An examination of Richter's domestication hypothesis. *J. Comp. Physiol. Psychol.* 1980; 94: 857- 863.
- CLUTTON-BROCK, T.H. et HARVEY, P.H. Species differences in feeding and ranging behaviour in primates. In: Clutton-Brock, T.H., ed. *Primate ecology*. London: Academic Press, 1977.
- de WAAL, F.B.M., VAN HOOFF, J.A. et NETTO, W. An ethological analysis of types of agonistic interaction in a captive group of Java monkeys. *Primates* 1976; 17 : 257-290.
- DIAMOND, J.M. Why cats have nine lives. *Nature* 1988; 332(6165) : 586-587.
- DRAPER, W.A. et BERNSTEIN, I.S. Stereotyped behaviour and cage size. *Percept. Mot. Skills* 1963; 16:231.
- ELTON, R.H. Baboon behaviour under crowded conditions. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour of primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 125-138.

ERWIN, J., ANDERSON, B., ERWIN, N., LEWIS, L. et FLYNN, D. Aggression in captive groups of pigtail monkeys. Effects of provision of cover. *Percept. Mot. Skills* 1976; 42: 219-224.

EVANS, S. Captive management of marmosets and tamarins. In: *Standards in laboratory animal management*. Potters Bar, England: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 250-252.

EWBANK, R. Use and abuse of the term 'stress' in husbandry and welfare. *Vet. Rec.* 1973; 30: 709-710.

FEISTNER, A.T.C. et CHAMOVE, A.S. High motivation toward food increases food-sharing in cotton top tamarins. *Develop. Psychobiol.* 1986; 19: 439-452.

FENTRESS, J.C. et RYON, J. A long-term study of distributed pup feeding in captive wolves. In: Harrington, F.H. and Paquet, P.C., eds. *Wolves of the world: perspectives of behavior, ecology and conservation*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1982: 238-261.

FERRARI, A. (Anxiety in cats, a clinical disorder?) (Italian). *Obiettivi e documenti veterinari* 1988; 9(9): 15-17.

FINLAY, T., JAMES, L.R. et MAPLE, T.L. Peoples' perceptions of animals: the influence of the zoo environment. *Environ. Behav.* 1988; 20 : 508-528.

FOSTER, H.L., SMALL, J.D. et FOX, J.G., eds. *The mouse in biomedical research. III. History, genetics and wild mice*. New York, London, Toronto, Sydney, San Francisco: Academic Press, 1982.

IBID. Vol. II. Diseases.

IBID. Vol. III. Normative biology, immunology and husbandry (1983).

IBID. Vol. IV. Experimental biology and oncology.

FOUTS, R.S., ABSHIRE, M.L., BODAMER, M. et FOUTS, D.H. Signs of enrichment: toward the psychological well-being of chimpanzees. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Philadelphia, PA : Noyes Publications, 1989 : 376-388.

FOX, M.W. Environmental factors influencing stereotyped...behaviour. *Lab. Anim. Care* 1965; 15(5): 363- 370.

FOX, M.W. *Canine pediatrics: Development, neonatal and congenital diseases*. Springfield, IL : Charles C. Thomas, 1966.

FOX, M.W. *The dog: Its domestication and behavior*. New York, NY: Garland, 1978.

GAGNON, A.C. (Behaviour of cats towards plants) (French). *Recueil de med. vet.* 1987; 163(10) : 889-892.

GARBER, P.A. Locomotor behaviour and feeding ecology of the Panamanian tamarin (*Saguinus oedipus geoffroyi*, Callitrichidae Primates). *Inter. J. Primatol.* 1980; 1 : 185-201.

GARBER, P.A. et SUSSMAN, R.W. Ecological distinctions between sympatric species of *Saguinus*. *Amer. J. Phys. Anthropol.* 1984; 65 : 135-146.

GARBER, P.A. Influence of group size on dietary and foraging patterns in *Saguinus maystax* and *Saguinus fuscicollis* in Amazon Peru. *Primate Rep.* 1986; 14 : 12.

GILBERT, S.G. et WRENSHALL, E. Environmental enrichment for monkeys used in behavioural toxicology studies. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Philadelphia, PA : Noyes Publications, 1989 : 244-254.

GLATSTON, A.R., GELLVOET-SOETEMAN, E., HORA-PECEK, E. et VAN HOOFF, J.A.R.A.M. The influence of the zoo environment on social behaviour of groups of cotton-topped tamarins, *Saguinus oedipus*. *Zoo Biol.* 1984; 3 : 241-253.

GOOSEN, C., FRANSEN, S. et GOMMERS, M.V.D. Social aspects of abnormal locomotion stereotypy. *Primate Rep.* 1986; 14 : 166.

GOOSEN, C., VAN DER GULDEN, W., ROZEMOND, H. et al. Recommendations for the housing of macaque monkeys. *Lab. Anim.* 1984; 18 : 99-102.

GOULD, F. et BRES, M. Regurgitation and reingestion in captive gorillas. Description and intervention. *Zoo Biol.* 1986; 5: 241-250.

HARKNESS, J.E. et WAGNER, J.E. *The biology and medicine of rodents and rabbits*. 3rd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1989.

HARLOW, H.F. Learning and satiation of responses in intrinsically motivated complex puzzle performance by monkeys. *J. Compar. Physiol. Psychol.* 1950; 43: 289-294.

HARLOW, H.F. *Learning to love*. San Francisco, CA: Albion, 1971.

HARRISON, M.J.S. Age and sex differences in the diet and feeding strategies of the green monkey (*Cercopithecus sabaues*). *Anim. Behav.* 1983; 31: 969-977.

HART, B.L. I. Solving feline behavioural problems. *Tijdschrift voor diergeneeskunde* 1989; 114 (Suppl. 1): 64s-70s.

HOME OFFICE. *Animals (Scientific Procedures) Act 1986*. Code of practice for the housing and care of animals used in scientific procedures. London: Her Majesty's Stationary Office; February 7, 1989.

HOSEY, G.R. et DRUCK, P.L. The influence of zoo visitors on the behaviour of captive primates. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1987; 18 : 19-29.

HUGHES, B.O. Behavioural wisdom and preference tests. *Appl. Anim. Ethol.* 1977; 3: 391-392.

HUGHES, B.O. et DUNCAN, I.J.H. Behavioural needs: can they be explained in terms of motivational models? *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 19(3-4) : 352-355.

- KALIN, N.H., CARNES, M., BARKSDALE, C.M., SHELTON, S.E., STEWART, R.D. et RISCH, S.C. Effects of acute behavioural stress on plasma and cerebrospinal fluid ACTH and B-endorphin in rhesus monkeys. *Neuroendocrinol.* 1985; 40 : 97-101.
- KAPLAN, J.R. Psychological stress and behaviour in nonhuman primates. In: Mitchell, G. and Erwin, J., eds. *Comparative primate biology, Vol. 2, part A: Behaviour, conservation, and ecology.* New York, NY: Alan R. Liss, 1986.
- KAUFMAN, C. et ROSENBLUM, L.A. A behavioural taxonomy for *Macaca nemestrina* and *Macaca radiata* based on longitudinal observations of family groups in the laboratory. *Primates* 1966; 7 : 205-258.
- KING, J.E. et NORWOOD, V.R. Free environment rooms as alternative housing for squirrel monkeys. The psychological well-being of primates. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates.* Philadelphia, PA : Noyes Publications, 1989 : 102-114.
- KINZEY, W.G. Feeding, travel distance and group size in *Callicebus torquatus*. *Primate Rep.* 1986; 14 : 11.
- KIRKWOOD, J.K. et DOW, S.M. Feeding primates in captivity. Nutritional and behavioural considerations. *Primate Rep.* 14 : 42.
- LINE, S.W., MORGAN, K.N., MARKOWITZ, H., ROBERTS, J.A. et RIDDELL, M. Behavioural responses of female long-tailed macaques to pair formation. *Lab. Prim. Newsl.* In press.
- LOVERIDGE, G.G. The establishment of a barriered respiratory disease-free cat breeding colony. *Anim. Technol.* 1984; 35(2): 83-92.
- LYNCH, J.J. Psychophysiology and development of social attachment. *J. Nerv. Ment. Dis.* 1979; 151 : 231-244.
- MACKENZIE, M.M, MCGREW, W.C. et CHAMOVE, A.S. Social preferences in stump-tailed macaques (*Macaca arctoides*). Effects of companionship, kinship, and rearing. *Develop. Psychol.* 1985; 18: 115-123.
- MAPLE, T.L. Great apes in captivity. The good, the bad, and the ugly. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behavior of primates in breeding colonies, laboratories and zoos.* New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 239-272.
- MARKOWITZ, H. Environmental enrichment and behavioral engineering for captive primates. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour of primates in breeding colonies, laboratories and zoos.* New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 217-238.
- MARKOWITZ, H. Behavioral enrichment in the zoo. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1982.
- MARRIOT, B. Social influence on activity based energy intake and expenditure in free-ranging rhesus monkeys. *Primate Rep.* 1986; 14: 151.
- MARTIN, P. An experimental study of weaning in the domestic cat. *Behav.* 1986; 99(3-4): 221-249.
- MAY, R.M. Control of feline delinquency. *Nature* 1988; 332(6163): 392-393.

- MCFARLAND, M.J. Food competition and foraging group size in the black spider monkey, *Ateles paniscus*. *Primate Rep.* 1986; 14 : 12.
- MCGREW, W.C. Social and cognitive capabilities of nonhuman primates: Lessons from wild to captivity. *Inter. J. Stud. Anim. Prob.* 1981; 2 : 138-149.
- MCGREW, W.C., BRENNAN, J.A. et RUSSELL, J. An artificial "gum tree" for marmosets (*Callithrix j. jacchus*). *Zoo Biol.* 1986; 5: 45-50.
- MCKENZIE, S.M., CHAMOVE, A.S. et FEISTNER, A.T.C. Floor coverings and hanging screens alter arboreal monkey behaviour. *Zoo Biol.* 1986; 5: 27-39.
- MCKEOWN, D. et LUESCHER, A. The handbook of canine behaviour. Ontario Veterinary College, University of Guelph. In Press.
- MELNICK, D.J. et PEARL, M.C. Cercopithecines in multimale groups: Genetic diversity and population structure. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987.
- MENDL, M. The effects of litter-size variation on the development of play behaviour in the domestic cat: litters of one and two. *Anim. Behav.* 1988; 36(1): 20-34.
- MICHENER, G.R. Ethical issues in the use of wild animals in behavioural and ecological research. In: Driscoll, J.W., ed. *Animal care and use in behavioural research: regulations, issues and applications*. AWIC/USDA National Agricultural Library, 1989: 1-6.
- MILITZER, K., ed. *Ways of assessing the welfare of laboratory, zoo and domestic animals (German)*. Berlin: Verlag Paul Parey, 1986.
- MILLAR, S.K., EVANS, S. et CHAMOVE, A.S. Oldest offspring contact novel soonest in callitrichid families. *Behav. Biol.* 1988; 13 : 82-96.
- MINEKA, S., GUNNAR, M. et CHAMPOUX, M. Control and early socio-emotional development: Infant rhesus monkeys reared in controllable versus uncontrollable environments. *Child Develop.* 1986; 57: 1241-1256.
- MITCHELL, G., MAPLE, T.L. et ERWIN, J. Development of social attachment potential in captive rhesus monkeys. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behavior of primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 59-124.
- MOBERG, G.P. Influence of stress on reproduction: measure of well-being. In: *Animal stress*. Bethesda, MD: Amer. Physiol. Soc., 1985 : 245-267.
- MOODIE, E.M. et CHAMOVE, A.S. Brief excitement beneficial for captive tamarins? *Zoo Biol.* In press.
- MORAN, G., ed. *Zoo animal behaviour*. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1987; 18(1) : 1-118.
- NASH, V.J. Tool use by captive chimpanzees at an artificial termite mound. *Zoo Biol.* 1982; 1: 211-221.

NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. Guide for the care and use of laboratory animals. Bethesda, MD: NIH, 1985.

NEAMAND, J., SWEENEY, W.T., CREAMER, A.A. et CONTI, P.A. Cage activity in the laboratory beagle: a preliminary study to evaluate a method of comparing cage size to physical activity. *Lab. Anim. Sci.* 1975; 25(2) : 180-183.

NEURINGER, A.J. Animals respond for food reward with free food present. *Sciences*, New York, NY 1970; 166: 399-401.

NEYMAN, P.F. Ecology and social organization of the cotton-top tamarin. PhD dissertation. Berkeley, CA: University of California, 1980.

OATES, J.F. Food distribution and foraging behaviour. In: *Primate societies*. Smuts, B.B., Cheney, D.I., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., ed. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1986.

OHKAWA, N. et HIDAKA, T. Communal nursing in the domestic cat, *Felis catus*. *J. Ethol.* 1987; 5(2): 173-183.

OLM, D.D. et HOUPPT, K.A. Feline house-soiling problems. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20(3) : 335-345.

PARKER, S.T. et GIBSON, K.R. A development model for the evolution of language and intelligence in early hominids. *Behav. Brain Sci.* 1979; 2 : 367-408.

PAULK, H.H., DIENSKE, H. et RIBBENS, L.G. Abnormal behaviour in relation to cage size in rhesus monkey. *J. Abnor. Psychol.* 1977; 86 : 87-92.

PHILLIPS, D.P., DANILCHUK, W., RYON, J. et FENTRESS, J.C. Food-caching in timber wolves, and the question of rules of action syntax. *Behav. Brain Res.* 1990; 38 : 1-6.

PUBLIC HEALTH SERVICE POLICY ON HUMANE CARE AND USE OF LABORATORY ANIMALS 1986. Implements Public Law 99-158 the Health Research Extension Act of 1985. Available from the Office for the Protection from Research Risks (OPRR), National Institutes of Health, Building 31, Room 4B09, Bethesda, MD 20902.

REGAL, D.M., BOTH, R., TELLER, D.Y. et SACKETT, G.P. Visual acuity and visual responsiveness in dark-reared monkeys (*Macaca nemestrina*). *Vision Res.* 1987; 16: 530-532.

REICHART, E. (Zootechny of the cat, a laboratory animal) (French). *Stal (sciences et techniques de l'animal de laboratoire)* 1988; 13(4) : 263-294.

REINHARDT, V., REINHARDT, A. et HOUSER, W.D. Partner directed hair-pulling-and-eating in rhesus (*Macaca mulatta*). *Primate Rep.* 1986; 14 : 166.

REINHARDT, V. Improved installation method for branches as cage enrichment. *Lab. Prim. Newsl.* 1987; 26 : 1.

REINHARDT, V. Environmental enrichment program for caged stump-tailed macaques (*Macaca arctoides*). *Lab. Prim. Newsl.* 1990; 29(2) : 10-11.

- REINHARDT, V., HOUSER, W.D., COWLEY, D. et CHAMPOUX, M. Preliminary comments on environmental enrichment with branches for individually caged rhesus monkey. *Lab. Prim. Newsl.* 1987; 26 : 1-3.
- REINHARDT, V., COWLEY, D., EISELE, S., VERTEIN, R. et HOUSER, D. Preliminary comments on pairing unfamiliar adult female rhesus monkeys for the purpose of environmental enrichment. *Lab. Prim. Newsl.* 1987; 26 : 5-8.
- RENNER, M.J. et ROSENZWEIG, M.R. *Enriched and impoverished environments.* London: Springer-Verlag, 1987.
- RENQUIST, D.M. et JUDGE, F.J. Use of nylon balls as behavioural modifiers for caged primates. *Lab. Prim. Newsl.* 1984; 24 : 4.
- RICHARD, A.F. *Primates in nature.* New York, NY: W.H. Freeman & Co., 1985.
- RILEY, V. et SPACKMAN, D. Housing stress. *Lab Animal* 1977; 6 : 16-21.
- ROBINSON, P. et COX, H.W. Reproduction performance in a cat colony. *Lab. Anim.* 1970; 4: 99-112.
- ROSENBLUM, L.A. et SMILEY, J. Therapeutic effects of an imposed foraging task in disturbed monkeys. *J. Child Psychol. Psych.* 1984; 25: 485-497.
- RYON, J.C. Aspects of dominance behaviour in groups of sibling coyote/red wolf hybrids. *Behav. and Neur. Biol.* 1979; 25: 69-78.
- RYON, J., FENTRESS, J.C., HARRINGTON, F.H. et BRAGDON, S. Scent rubbing in wolves (*Canis lupus*): the effect of novelty. *Can. J. Zool.* 1985; 64: 573-577.
- SACKETT, G.P. Monkeys reared in isolation with pictures as visual input. Evidence for an innate releasing mechanism. *Sci.* 1966; 154 : 1468-1470.
- SARAH, J.F. et BERMAN, E. Outdoor feline colony. *Lab. Anim. Care* 1967; 17(1): 81-92.
- SCHAR, R. Influence of man on social behaviour of farm cats (abst). *Experientia.* 1985; 41(9): 1226.
- SCHARMANN, W. Fear and the reduction of fear in animal experiments (German). *Tierärztliche Umschau* 1988; 43(6): 383-384.
- SCIENTISTS CENTER FOR ANIMAL WELFARE. *Field research guidelines.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1988.
- SCOTT, J.P. Critical periods in the development of social behaviour in puppies. *Psychosom. Med.* 1958; 20 (1): 42-54.
- SIGG, H. et WEIHE, W.H. Activity and resting behaviour in the dog as indicators of well-being. *Zeitschrift für versuchstierkunde* 1986; 28(5): 215-216.

- SNOWDON, C.T. The criteria for successful captive propagation of endangered primates. *Zoo Biol. Suppl.* 1989; 1: 149-161.
- THOMPSON, W.R. et HERON, W. The effects of early restriction on activity in dogs. *Can. J. Psychol.* 1952; 8: 17-31.
- TRIPP, J.K. Increasing activity in captive orangutans. Provision of manipulable and edible materials. *Zoo Biol.* 1985; 4: 225-234.
- TURNER, D.C. Cat behaviour and man/cat interaction (French). *Animalis familiaris* 1988; 3(2): 16-20.
- TURNQUIST, J.E. Gang-caged versus free-ranging rhesus monkeys. A comparison of body proportion and passive joint mobility. *Primate Rep.* 1986; 14 : 171.
- UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Laboratory animal welfare research: rodents. *Proc. UFAW Symp. UFAW*, 1989. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, EN6 3QD.)
- VAN HOOSIER, G.L. et MCPHERSON, C.W. Laboratory hamsters. New York, Toronto: Academic Press, 1987.
- VANDERLIP, J.E. et VANDERLIP, S.L. Establishing a breeding colony using random-source dogs. *Lab Animal* 1983; 12(4): 35-43.
- VERGA, M. (Behavioural characteristics and abnormal behaviour of the cat) (Italian). *Obieveti e documenti veterinari* 1989; 10(4): 41-42.
- VISALBERGHI, E. et ANTINUCCI, F. Tool use in the exploitation of food resources in *Cebus apella*. In: *Primate ecology and conservation*, Vol. 2. Else, J.C. and Lee, P.C., eds. London: Cambridge University Press, 1986.
- VOIT, V.L. et BORCHELT, P.L. Elimination of behavioural problems in cats. *Vet. Techn.* 1986; 7(5): 206- 208.
- WASER, P. Interactions among primate species. In: *Primate societies*. Smuts, B.B, Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1986.
- WEBSTER, A.J.F. Animal housing as perceived by the animal. *Vet. Ann.* 1989; 29 : 1-8.
- WEISBROTH, S.H., FLATT, R.E. et KRAUS, A.L., eds. *The biology of the laboratory rabbit*. New York, London, Toronto: Academic Press, 1974.
- WESTERGAARD, G.C. et FRAGAZY, D.M. Effects of manipulatable objects on the activity of captive capuchin monkeys (*Cebus apella*). *Zoo Biol.* 1985; 4: 317-327.
- WOLFLE, T.L. Control of stress using non-drug approaches. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1987; 191(10) : 1219-1221.
- WOOLPY, J.H. Socialization of wolves. In: Masserman, J.H., ed. *Animal and human*. New York, NY: Grune and Stratton, 1968.

ADDENDA 1**NOMS COMMUNS ET NOMS SCIENTIFIQUES DES PRIMATES NON HUMAINS**

NOMS COMMUNS	NOMS SCIENTIFIQUES
Singe vert de l'Afrique	<i>Cercopithecus aethiops</i>
Macaque assamese	<i>Macaca assamensis</i>
Babouin	<i>Papio spp.</i>
Galago	<i>Galago spp.</i>
Singe capucin	<i>Cebus apella</i>
Chimpanzé	<i>Pan troglodytes</i>
Marmoset commun	<i>Callithrix jacchus</i>
Macaque cynomolgus	<i>Macaca fascicularis (M. irus)</i>
Gibbon	<i>Hylobates spp.</i>
Macaque japonais	<i>Macaca fuscata</i>
Macaque à queue de lion	<i>Macaca silenus</i>
Singe hibou	<i>Aotus trivirgatus</i>
Singe rhesus	<i>Macaca mulatta</i>
Singe écureuil	<i>Saimiri sciureus</i>
Singe araignée	<i>Ateles spp.</i>
Macaque à queue coupée	<i>Macaca arctoides (M. speciosa)</i>
Tamarin	<i>Saguinus spp.</i>
Macaque à queue de cochon	<i>Macaca nemestrina</i>

VII

PRATIQUES SPÉCIALES

A. ACQUISITION D'ANIMAUX

1. Acquisition

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007).

Février 2017

2. Transport

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007).

Février 2017

3. Élevage

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science* (2007).

Février 2017

4. Élevage d'animaux transgéniques

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaux transgéniques* (1997).

Février 2017

5. Modèles animaux avec des besoins spéciaux

Les modèles animaux de maladies humaines sont utilisés pour étudier les causes et les approches thérapeutiques et préventives des maladies humaines, et pour mettre au point de nouveaux médicaments (Nomura, Katsuki, Yokoyama *et al.* 1987). Il existe des modèles de plusieurs maladies et conditions comme l'hémophilie (Moake, 1988), l'athérosclérose (Reddick, Read, Brinkhous *et al.* 1990; Farrel, Saunders, Freeman *et al.* 1986), la pasteurellose (Morck, Costerton, Bolingbroke *et al.* 1990), les maladies intestinales (Pfeiffer, 1985), la dégénérescence hépatique (Hultgren, Stevens et Hardy, 1986), les maladies entériques comme le *Campylobacter jejuni* (Fox, Ackerman, Taylor *et al.* 1987), les cardiomyopathies (Wagner, Reynolds, Weisman *et al.* 1986) et les maladies neurologiques (Barnes, 1986). Lors d'un symposium du British Laboratory Animals Veterinary Association (BLAVA) (Anon., 1986), on a discuté des modèles animaux qui font avancer les connaissances sur des maladies telles l'hypertension, les maladies du tractus gastro-intestinal et les maladies cardiaques. Un autre congrès a porté sur les défis auxquels les chercheurs ont à faire face, comme le virus (VIH) de l'immunodéficience humaine, et sur les besoins de modèles animaux à cet égard (Groopman, 1991).

Les modèles animaux de certaines conditions ou de certaines maladies ont des besoins spéciaux plus grands que les animaux d'expérimentation normaux et en santé. On doit identifier et combler ces besoins lorsque ces animaux sont utilisés en recherche. C'est au chercheur principal que revient la responsabilité d'y voir avant de faire un projet de recherche. Ces besoins spéciaux auront sûrement un impact sur le budget de la recherche en termes d'heures supplémentaires accordées au soin des animaux, au matériel et à l'équipement. Les CPA doivent évaluer les protocoles expérimentaux ainsi que les besoins spéciaux des animaux.

Le principe qui est à la base de cette responsabilité de rencontrer les besoins spéciaux des modèles animaux pourrait être formulé de cette façon : toute douleur, toute souffrance, toute détresse et/ou toute déficience fonctionnelle qui nuisent au bien-être animal, et qui ne sont pas scientifiquement nécessaires à la recherche, doivent être éliminées ou minimisées. Les coûts et les dispositions d'ordre matériel suivent le même principe. De plus, dès que l'étude est terminée, les animaux victimes de souffrances doivent être sacrifiés (Olfert, 1992).

6. Identification des sexes

Cette section a été révisée. Consulter les lignes directrices propres au type d'animal visé.

Février 2017

B. IMMOBILISATION ET MANIPULATIONS

1. Immobilisation physique

Cette section a été révisée. Des dispositions générales sont fournies dans les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017). Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Mars 2017

2. Implantation, canulation et échantillon

Cette section a été révisée. Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Février 2017

Les études chroniques impliquant l'implantation d'électrodes, de canules et de cathéters exigent que l'animal soit anesthésié au moment de l'implantation et immobilisé (éveillé) lorsqu'on prélève des échantillons.

Les implantations d'électrodes doivent être faites par du personnel expert dans les techniques utilisées ou sous sa surveillance immédiate, et en utilisant les procédures conformes d'anesthésie et de chirurgie (Meyer et Meyer, 1971; NIH, 1991) (voir aussi « Normes de chirurgie expérimentale et d'anesthésie »). Il existe plusieurs sources d'informations détaillées sur les techniques de chirurgie stéréotaxique (Hart, 1969; Pellegrino et Cushman, 1971; Skinner, 1971; Singh et Avery, 1975).

3. Prises de sang

Cette section a été révisée. Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes.

Février 2017

On a publié récemment, en Grande-Bretagne, des lignes directrices sur le prélèvement d'échantillons de sang chez les mammifères et chez les oiseaux d'expérimentation (BVA/FRAME/RSPCA/UFAW Joint Working Group on Refinement, 1993). Afin de réduire le volume des échantillons de sang, on doit faire des efforts constants pour raffiner les techniques scientifiques. Chez les petits animaux comme la souris, le volume de sang et la fréquence des prélèvements revêtent une importance particulière. On doit soit utiliser plus d'animaux, ou faire des transfusions sanguines compensatoires, si le bien-être des animaux est menacé par le volume des échantillons requis.

Plutôt que de prendre de multiples échantillons en faisant des ponctions répétées avec une aiguille, on devrait utiliser une aiguille papillon ou une canule percutanée (par-dessus l'aiguille) fixée en place.

Pour prélever des volumes dépassant 0,1 ml de sang, on devrait utiliser des aiguilles du plus grand calibre possible, afin de faciliter le prélèvement rapide de sang sans provoquer le collapsus de la veine, tout en évitant la formation d'un hématome. Avant de faire un prélèvement, il est important de localiser la veine d'une façon précise et de la dilater en la comprimant légèrement ou en la réchauffant. Si on utilise un réchauffement corporel général, l'animal doit être surveillé constamment afin de prévenir l'hyperthermie, qui se manifeste par une respiration plus rapide, l'essoufflement ou la salivation. On ne recommande pas l'usage de xylène (xylol, diméthylbenzène) comme agent dilateur, à cause des irritations cutanées qu'il provoque.

Les sites usuels de prises de sang sont décrits dans l'annexe VIII de ce *Manuel*.

4. Procédés de motivation

Cette section a été révisée. Consulter les lignes directrices propres au type d'animal visé.

Février 2017

C. RÉFÉRENCES

AGUILA, H.N., PAKES, S.P., LAI, W.C. et LU, Y.-S. The effect of transportation stress on the splenic natural killer cell activity in C57BL/6J mice. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(2) : 148-151.

ALTMAN, P.L. et DITTMER, D.S. *Biology data book*, Vol. 1. Bethesda, MD: Federation of American Societies for Experimental Biology, 1972.

ANDERSON, J.H. et HOUGHTON, P. The pole and collar system. A technique for training and handling non-human primates. *Lab Animal* 1983; 12(6): 47-49.

ANIMAL WELFARE ACT OF 1966 (Public Law 89-544, (a) as amended by the Animal Welfare Act of 1970 (Public Law 91-579); the Animal Welfare Act of 1976 (Public Law 94-279); (b) as amended by the Improved Standards for Laboratory Animals Act of December 1985 (Public Law 99-198) (Deputy Administrator, U.S. Department of Agriculture, APHIS-VS, Federal Bldg., 6505 Belcrest Road, Hyattsville, MD 20782, USA).

ANON. Animal models advance understanding of diseases. *Vet. Rec.* 1986: 118(18).

ANON. Decline in animal experiments halted. *Vet. Rec.* 1992; 131(5): 86.

BAKER, H.J., LINDSEY, J.R. et WEISBROTH, S.H. Housing to control research variables. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. *The laboratory rat*. Vol. 1. New York, NY: Academic Press, 1979: 169-172.

BARCLAY, R.J., HERBERT, W.J. et POOLE, T.B. The disturbance index: a behavioural method of assessing the severity of common laboratory procedures on rodents. Potters Bar, South Mimms, Herts, U. K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1988.

BARNES, D.M. Bird chimeras may be models for certain neurological diseases. *Science* 1986; 232: 930- 932.

BEAN-KNUDSEN, D.E. et WAGNER, J.E. Effects of shipping stress on clinicopathologic indicators in F344/N rats. *Am. J. Vet. Res.* 1987; 48(2) : 306-308.

BISHOP, J.O. et SMITH, P. Mechanism of chromosomal integration of micro-injected DNA. *Mol. Biol. Med.* 1989; 6: 283-298.

BLAFFER-HRDY, S. et WHITTEN, P.L. Patterning of sexual activity. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 370-384.

BOX, P.G. Criteria for producing high quality animals for research. *Lab. Anim. Sci.* 1976; 26 : 334.

BRENNER, U., MULLER, J.M., WALTER, M. et KELLER, H.W. A catheter system for long-term intravenous infusion in unrestrained rats. *Lab. Anim.* 1985; 19: 192-194.

BRINSTER, R.L., CHEN, H.Y., TRUMBAUER, M.E., YAGLE, M.K. et PALMITER, R.D. Factors affecting the efficiency of introducing foreign DNA into mice by micro-injecting eggs. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 1985; 82: 4438-4442.

BRITISH VETERINARY ASSOCIATION/FUND FOR THE REPLACEMENT OF ANIMALS IN MEDICAL EXPERIMENTS/ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS/UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE JOINT WORKING GROUP ON REFINEMENT. Removal of blood from laboratory animals and birds. *Lab. Anim.* 1993; 27: 1-22.

BUSH, M., CUSTER, R., SMELLER, J. et BUSH, L.M. Physiological measures of non-human primates during physical restraint and chemical immobilization. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1977; 171 : 866.

CANADIAN FEDERATION OF HUMANE SOCIETIES. Surface livestock transportation in Canada. A survey. Nepean: CFHS, 1988. (CFHS, 102-30 Concourse Gate, Nepean, Ontario K2E 7V7.)

CHATHAM, A.K. Jacket and swivel tethering systems. *Lab Animal* 1985; 14(8): 29, 31-33. CONNOR, S. A shepherd for transgenic animals. *New Scientist* 1989; January 21: 25. CRAWFORD, R.D., ed. *Poultry breeding and genetics*. Amsterdam: Elsevier, 1990. DALTON, M.J. The vascular port. *Lab Animal* 1985; 15(5) : 21-23, 29-30.

DEPAMPHILIS, M.L., HERMAN, S.A., MARTINEZ-SALAS, E., CHALIFOUR, L.E., WIRAK, D.O., CUPO, D.Y. et MIRANDA, M. Micro-injecting DNA into mouse ova to study DNA replications and gene expression and to produce transgenic animals. *BioTechniques* 1988; 6 : 662-680.

DETOLLA, L. Overview of transgenic systems. *AALAS (Amer. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Bull.* 1991; 30(1) : 9-12.

DONNELLY, T.M. et WALSH-MULLEN, A. Problems that limit or complicate breeding transgenic mice. *Lab Animal* 1991; 20(3): 34-35.

- FARRELL, A.P., SAUNDERS, R.L., FREEMAN, H.C. et MOMMSEN, T.P. Arteriosclerosis in atlantic salmon: Effects of dietary cholesterol and maturation. *Arteriosclerosis* 1986; 6(4): 453-461.
- FESTING, M., KONDO, K., POILEY, S.M. et SPEIGEL, A. International nomenclature for outbred stocks of laboratory animals. *ICLAS (Intern. Coun. Lab. Anim. Sci.) Bull.* 1972; 30.
- FLETCH, A. Humane air transportation of live animals (Canadian Council on Animal Care training package). In: *Proc. 4th Animal Air Transportation Association International Meeting*. Toronto, Ont. : AATA, 1978 : 55-66.
- FOX, J.G., ACKERMAN, J.I., TAYLOR, N., CLAPS, M. et MURPHY, J.C. *Campylobacter jejuni* infection in the ferret: An animal model of human campylobacteriosis. *Am. J. Vet. Res.* 1987; 48(1) : 85-90.
- FRYE, F.L. *Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry*. 2nd Ed. Malabar, FL, 1991.
- GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, K., FRIEDEL, R., LINDENA, J. et TRAUTSHOLD, I. Stress response of rats to handling and experimental procedures. *Lab. Anim.* 1980; 14: 267-274.
- GEISTFELD, J.G. Transgenic mouse colony management. *Lab Animal* 1991; 20(1): 21-29.
- GIBSON, T.E., PATERSON, D.A. et CONVILLE, G. The welfare of animals in transit. *Proc. The Animal Welfare Foundation, 3rd Symposium*. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1986. (7 Mansfield St., London, England W1M 0AT.)
- GOIN, C.J. et GOIN, O.B. In: *Introduction to herpetology*. 2nd Ed. 1971: 115, 96.
- GOLUB, M.S. et ANDERSON, J.H. Adaptation of pregnant rhesus monkeys to short-term chair restraint. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36(5) : 507-511.
- GORDON, J.W., SCANGOS, G.A., PLOTKIN, D.J., BARBOSA, J.A. et RUDDLE, F.H. Genetic transformation of mouse embryos by micro-injection of purified DNA. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 1980; 77 : 7380-7384.
- GREEP, R.O., ed. *Reproductive physiology*. In: *MTP Int. Rev. Sci. Physiol.*, series 1,8. Baltimore, MD: University Park Press, 1974.
- GRILLY, D.M. et GOWANS, G.C. Comparison of the effects of morphine and immobilization stress on discrimination performance of rats. *Behav. Neurosci.* 1986; 100(4): 512-524.
- GROOPMAN, J.E. Of mice, monkeys and men. *Nature* 1991; 349 : 568-569.
- HAFEZ, E.S.E., ed. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals*. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1970.
- HALPRYN, B. Biotelemetry monitoring systems. *Lab Animal* 1985; 14(6): 21-27, 29, 31.
- HANAHAN, D. Transgenic mice as probes into complex systems. *Science* 1989; 246: 1265-1275.

HART, B.L. *Experimental neuropsychology: A laboratory manual*. San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1969.

HARVEY-CLARK, C. Clinical and research use of implantable vascular access ports in avian species. In: *Proc. of the 1990 annual conference of the Association of Avian Veterinarians*, 1990: 191.

HEMSWORTH, P.H., BARNETT, J.L. et HANSEN, C. The influence of handling by humans on the behaviour, reproduction and corticosteroids of male and female pigs. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1986; 15 : 303-314.

HOGAN, B., CONSTANTINI, F. et LACEY, E. *Manipulating the mouse embryo: A laboratory manual*. Cold Spring Harbor, NY, 1986.

HOUGHTON, P. Animal handling systems. *Current trends in animal restraint*. *Lab Animal* 1985; 14(5): 20.

HULTGREN, B.D., STEVENS, J.B. et HARDY, R.M. Inherited, chronic, progressive hepatic degeneration in Bedlington Terriers with increased liver copper concentrations: Clinical and pathologic observations and comparison with other copper-associated liver diseases. *Am. J. Vet. Res.* 1986; 47(2) : 365-377.

INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. *Animals for research*. 10th Ed. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1979.

INTERNATIONAL AIR TRANSPORT ASSOCIATION. *Live Animals Regulations*, 19th Ed. Montreal: IATA, 1992. (2000 Peel Street, Montreal, Quebec H3A 2R4.)

JAENISCH, R. Germ line integration and Mendelian transmission of the exogenous Moloney Leukemia Virus. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 1976; 73 : 1260-1264.

JAENISCH, R. Transgenic animals. *Science* 1988; 240: 1468-1473.

KANZ, M.F., VANOYE-TREVINO, C. et MOSLEN, M.T. The use of a silastic shield to protect an externalized biliary cannula. *Lab. Anim.* 1989; 23: 36-38.

KUMAR, A., WONG, D.A., JOHNSON, R.G., HERBERT, M.A. et SALTER, R.B. The restraint of rabbits in a special sling. *Lab. Anim. Sci.* 1979; 29(4) : 512-515.

LAING, J.A., ed. *Prevention, management and repair of trauma in transport animals*. Oxford, U.K.: World Association for Transport Animal Welfare and Studies, 1991.

LANDI, M.S., KREIDER, J.W., LANG, C.M. et BULLOCK, L.P. Effects of shipping on the immune functions in mice. *Am. J. Vet. Res.* 1982; 43 : 1654-1657.

LANDI, M., KRIEDER, J.W., LANG, C.M. et BULLOCK, L.P. Effect of shipping on the immune functions of mice. In: Archibald, J., Ditchfield, J. and Rowsell, H.C., eds. *The contribution of laboratory animal science to the welfare of man and animals*. Stuttgart, New York: Gustav Fischer Verlag, 1985: 11-18.

LAWHORN, B. A new approach for obtaining blood samples from pigs. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1988; 192(6) : 781-782.

- LEA, S.E.G. Alternatives to the use of painful stimuli in physiological psychology and the study of animal behaviour. *ATLA (Alternatives To Laboratory Animals) Abstracts* 1979; 7(1): 20.
- LEE, P. (correspondence) *Lab. Anim. Sci.* 1992; 42(6) : 433.
- LUKAS, S.E, GRIFFITHS, R.R., BRADFORD, L.D., BRADY, J.V. et DALEY, L. A tethering system for intravenous and intragastric drug administration in the baboon. *Pharmacol. Biochem. Behav.* 1982; 17: 823-829.
- LYON, M.F. Ch. 3 Nomenclature. In: Foster, H.L., Small, J.D. et Fox, J.G., eds. *The mouse in biomedical research, Volume I. History, genetics and wild mice.* New York, NY: Academic Press, 1981.
- LYON, M.F. et SEARLE, A.G., eds. *Genetic variants and strains of the laboratory mouse.* 2nd Ed. Oxford: Oxford University Press, 1989.
- MARCUS, L.C. *Veterinary biology and medicine of captive amphibians and reptiles.* Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1981.
- MARKOWITZ, H. et SPINELLI, J. Environmental engineering for primates. In: Benirschke, K., ed. *Primates. The road to self-sustaining populations.* New York, NY: Springer-Verlag, 1986: 489-498.
- MAYER, J.S. et BOWMAN, R.E. Rearing, experience, stress and adrenocorticosteroids in the rhesus monkey. *Physiol. Behav.* 1972; 88: 339.
- MERLINO, G.T. Transgenic animals in biomedical research. *FASEB J.* 1991; 5: 2996-3001.
- MEYER, P.M. et MEYER, R.D. Neurosurgical procedures with special reference to aspiration lesions. In: Meyer, R.D., ed. *Methods in psychobiology, Vol. 1.* New York, NY: Academic Press, 1971.
- MOAKE, J.L. (editorial) Von Willebrand factor and the pathophysiology of thrombotic thrombocytopenia: From human studies to a new animal model. *Lab. Invest.* 1988; 59(4): 415-417. (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61. (4805 St. Elmo Ave., Bethesda, MD 20814 USA.)
- MORCK, D.W., COSTERTON, J.W., BOLINGBROKE, D.O., CERI, H., BOYD, N.D. et OLSON, M.E. A guinea pig model of bovine pneumonic pasteurellosis. *Can. J. Vet. Res.* 1990; 54 : 139-145.
- MUNSON, E.S. Arterial cannulation in awake restrained monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24 : 793.
- MYHR, B. et BRUSICK, D. A transgenic mouse model for genetic toxicology studies. *Lab Animal* 1991; 20 (1): 31-35.
- NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. Preparation and maintenance of higher animals during neuroscience experiments. Report of a National Institutes of Health workshop, 1991.
- NOMURA, T., KATSUKI, M., YOKOYAMA, M. et TAJIMA, Y. Future perspectives in the development of new animal models. In: *Animal models: assessing the scope of their use in biomedical research.* Alan R. Liss, Inc., 1987: 337-353. (Canadian distributor, J. Wiley & Sons Ltd., 22 Worcester Rd., Rexdale, Ont. M9W 1L1.)

- OLFERT, E.D. Ethics of animal models of neurological diseases. In: Boulton, A.A., Baker, G.B. and Butterworth R.F., eds. *Neuromethods: animal models of neurological disease. I.* Clifton, NJ: Humana Press, 1992: 1-28.
- PALMITER, R.D. et BRINSTER, R.L. Germ-line transformation of mice. *Ann. Rev. Genet.* 1986; 20 : 465 — 499.
- PANEPINTO, L.M., PHILLIPS, R.W., NORDEN, S., PRYOR, P.C. et COX, R. A comfortable, minimum stress method of restraint for Yucatan miniature swine. *Lab. Anim. Sci.* 1983; 33(1) : 95-97.
- PARÉ, W.P. et GLAVIN, G.B. Restraint stress in biomedical research: A review. *Neurosci. Biobehav. Rev.* 1986; 10: 339-370.
- PELLEGRINO, L.J. et CUSHMAN, A.J. Use of stereotaxic technique. In: Meyer, R.D., ed. *Methods in psychobiology.* New York, NY: Academic Press, 1971.
- PFEIFFER, C.J., ed. *Animal models for intestinal disease.* Boca Raton, FL: CRC Press, 1985: 135-145.
- POOLE, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals.* 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987.
- RATH, L. et HUTCHISON, M. A new method of bile duct cannulation allowing bile collection and re-infusion in the conscious rat. *Lab. Anim.* 1989; 23: 163-168.
- REDDICK, R.L., READ, J.S., BRINKHOUS, K.M., BELLINGER, D., NICHOLS, T. et GRIGGS, T.R. Coronary atherosclerosis in the pig. Induced plaque injury and platelet response. *Arteriosclerosis* 1990; 10(4): 541- 550.
- REINHARDT, V. Transport-cage training of caged rhesus macaques. *Anim. Tech.* 1992; 43(1) : 57-61.
- ROBBINS, D.O., ZWICK, H., LEEDY, M. et STEARNS, G. Acute restraint device for rhesus monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36(1) : 68-70.
- ROWSELL, H.C. Legislation regulations pertaining to laboratory animals-Canada. In: Melby, E.C. Jr. and Altman, N.H., eds. *CRC handbook of laboratory animal science.* Vol. 1. Cleveland, OH: CRC Press, 1974: 11-17.
- ROWSELL, H.C. Perspectives of the welfare of animals during transportation. In: Erichsen, S., Coates, M. E. and Chatikavanij, P., eds. *Proc. IX International Council for Laboratory Animal Science international symposium on laboratory animal science.* Bangkok, Thailand: ICLAS, 1988: 313-320.
- ROWSELL, H.C. Current perspectives on the problems related to the transport of live animals. *Proc. Animal Transportation Assoc. 16th Annual Conference.* Dallas, TX: AATA, 1990: 19-24.
- ROWSELL, H.C. Transportation of animals. A global animal welfare issue. *Live Animal Trade and Transport Magazine* 1992 March: 37-41.

- RUIZ DE ELVIRA, M.-C. et ABBOTT, D.H. A backpack system for long-term osmotic mini-pump infusions into unrestrained marmoset monkeys. *Lab. Anim.* 1986; 20: 329-334.
- RUSHEN, J. Aversion of sheep to electro-immobilization and physical restraint. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1986; 15 : 315-324.
- SAFFER, J. Transgenic mice in biomedical research. *Lab Animal* 1992; 21(3): 30-38.
- SINGH, D. et AVERY, D.D. *Physiological techniques in behavioural research*. Belmont, CA: Wadsworth Publishing Co., 1975.
- SKINNER, J.E. *Neuroscience: A laboratory manual*. Philadelphia, PA : W.B. Saunders Co., 1971.
- SLATNETZ, G., FRATTA, I., CROUSE, G. et JONES, S. Stress and transportation of animals. In: *Proc. Animal Care Panel* 1957; 7: 278-289.
- TOTH, L.A. et JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40 (4) : 384.
- THOMASON, J.J. et RUSSELL, A.P. A plastic cage for restraint of the opossum (*Didelphis virginiana*). *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36(5) : 547-549.
- VALLE, F.P. Sex-typing newborn rats: An improved procedure with agouti strains. *Behav. Res. Meth. Instru.* 1990; 2: 205.
- VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. et MYLES, S. A socializing program for laboratory raised canines. Part 1. *Lab Animal* 1985a; 14(1): 33-36.
- VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. et MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 2: The puppy socialization schedule. *Lab Animal* 1985b; 14(2): 27-36.
- WAGNER, J.A., REYNOLDS, I.J., WEISMAN, H.F., DUDECK, P., WEISFELDT, M.L. et SNYDER, S.H. Calcium antagonist receptors in cardiomyopathic hamster : Selective increases in heart, muscle, brain. *Science* 1986; 232 : 515-518.
- YAGIELA, J.A. et BILGER, P.A.L. A custom restraining device for small animals. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36 (3) : 303-305.
- YOUSEF, M.K. Animal stress and strain: definition and measurements. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 119-126.

VIII

SANTÉ ET SÉCURITÉ AU TRAVAIL

Pour des précisions concernant un type d'animal, consulter les lignes directrices pertinentes. En complément, consulter la *Norme canadienne sur la biosécurité* pour les exigences réglementaires en vigueur relatives au confinement des agents pathogènes humains, des agents pathogènes d'animaux terrestres et des toxines.

Février 2017

Les personnes qui travaillent avec les animaux d'expérimentation sont susceptibles d'être exposées à des risques physiques (p. ex. la chaleur, le bruit, la radiation), chimiques (p. ex. les désinfectants, les solutions de nettoyage) ainsi qu'à des parasites intestinaux, des bactéries entériques, des organismes pathogènes et des morsures d'animaux (Soave et Brand, 1991). De même, ceux qui travaillent avec les porcs dans des bâtiments de confinement peuvent souffrir à la longue de problèmes pulmonaires chroniques et irréversibles (Donham et Leininger, 1984). En ce qui concerne les personnes qui travaillent avec les primates non humains (PNH), elles doivent prendre des précautions spéciales que l'on peut trouver dans le volume 2 de ce *Manuel*.

A. NORMES RÉGLEMENTAIRES

Comme c'est le cas pour les autres laboratoires, l'installation des soins aux animaux doit avoir un programme de santé et sécurité au travail. Toutes les personnes qui utilisent l'installation doivent bien connaître les dispositions des lois fédérales, provinciales et municipales pertinentes. Ceci inclut, p. ex. la *Loi (fédérale) sur la santé des animaux* (38-39 Élisabeth II, chapitre 21, pages 387-421), qui a remplacé la *Loi sur les maladies et la protection des animaux* et qui régit le contrôle des maladies et des matières toxiques. De plus, toutes les personnes qui travaillent avec des animaux doivent connaître les programmes de sécurité de l'institution et/ou de l'installation (voir aussi le volume 2 du *Manuel* [CCPA, 1984a]).

Le Système d'information sur les matières dangereuses utilisées au travail (SIMDUT), issu d'une coopération fédérale-provinciale, a été institué en 1988. Les laboratoires du gouvernement fédéral sont régis par le SIMDUT et le *Code canadien du travail*. Les publications suivantes sont disponibles sans frais auprès de Développement des ressources humaines Canada : *L'employeur et le Système d'information sur les matières dangereuses utilisées au travail (SIMDUT)*; *Introduction au Système d'information sur les matières dangereuses utilisées au travail (SIMDUT)*; *Le SIMDUT dans votre lieu de travail*, et une affiche pertinente.

Ailleurs, la législation provinciale sur la santé et la sécurité spécifie la responsabilité des propriétaires et des directeurs, et les droits et responsabilités des employeurs, des superviseurs et des travailleurs en milieu de travail. Le droit de refuser un travail dangereux fait partie de la *Loi sur la santé et la sécurité au travail (SST)*. Les règlements SIMDUT, qui sont aussi une section de cette législation, prescrivent que chaque employeur fournisse des conditions de travail sans danger et que les employés soient informés de tous les risques aux-

quels ils auront à faire face au cours de l'exécution de leurs fonctions. De plus, les employés ont le droit de refuser de travailler s'ils se trouvent exposés à des conditions dangereuses. Toutes les matières dangereuses, incluant les micro-organismes, doivent être étiquetées d'une manière spécifique, et la *Fiche technique santé-sécurité* (FTSS) doit accompagner chaque matière dangereuse. Toutes les provinces ont adapté ces lignes directrices du gouvernement fédéral à leurs propres besoins. Le matériel SIMDUT peut être obtenu des ministères provinciaux du Travail.

Toutes les personnes qui travaillent avec des animaux doivent savoir comment manipuler les espèces animales concernées, pour leur propre santé et sécurité comme pour celle des animaux. Les institutions doivent fournir une formation en ce sens.

B. RISQUES BIOLOGIQUES

Les lignes directrices sur le travail comportant des risques biologiques (p. ex. avec des bactéries, virus, parasites, fungi, et autres agents infectieux) sont contenues dans le document de Santé et Bien-être social Canada/Conseil de recherches médicales intitulé *Lignes directrices en matière de biosécurité en laboratoire* (SBSC/CRMC, 1990). Ce document traite de sujets comme le confinement des risques biologiques, le design des laboratoires, les installations de sécurité et d'hygiène pour le personnel, et il peut être utilisé pour former les employés, tel que recommandé par le SIMDUT.

Les lignes directrices sur la biosécurité s'appliquent à toute recherche exécutée ou subventionnée par le gouvernement fédéral. Elles ont été mises en vigueur dans plusieurs industries.

On devrait développer et appliquer des procédés normalisés de fonctionnement (en anglais SOP) basés sur les lignes directrices, visant à minimiser les risques pour les humains dans les zones de travail à risques biologiques.

L'hygiène personnelle étant une importante barrière contre les infections, se laver les mains après chaque manipulation d'animaux réduira les risques de répandre les maladies et de s'infecter. Toutes les personnes qui travaillent avec des animaux, et aussi celles qui visitent l'installation, devraient porter des vêtements protecteurs ou tout au moins un sarrau de laboratoire.

Toutes les matières contaminées doivent être décontaminées avant d'en disposer. Les nécropsies des animaux infestés d'agents hautement infectieux devraient être faites dans des installations dont la sécurité biologique a été vérifiée et testée. Le matériel de nécropsies doit être scellé dans des sacs de plastique proprement identifiés, puis incinéré. La salle d'autopsie doit être bien équipée pour une réfrigération adéquate et le lavage des mains.

C. ZOONOSES

Les zoonoses sont ces infections transmises secondairement de l'animal à l'homme (Schnurrenberger et Hubbert, 1981; August et Loar, 1987; Acha et Szyfres, 1989) et qui peuvent nuire sérieusement à la recherche (Hamm, 1986; Bhatt, Jacoby, Morse *et al.* 1986; ILAR/NRC, 1991).

Alors que la plupart des agents infectieux ont un degré élevé de spécificité d'espèce, leur virulence peut, de temps à autre, varier considérablement, ainsi que leur capacité de pénétrer les barrières d'espèces. Par conséquent, les infections qui n'ont pas été habituellement considérées comme zoonotiques peuvent

sporadiquement affecter des personnes ou des animaux sensibles. Les personnes potentiellement à risque sont celles qui souffrent de déficience du système immunitaire et celles qui vivent des stress importants, ou ont une maladie clinique non déclarée. Plusieurs micro-organismes pathogènes comme ceux responsables de la tuberculose, de la brucellose, de la rage, etc., sont normalement véhiculés par transmission directe d'une espèce d'animaux vertébrés à une autre.

La transmission des infections de l'animal à l'homme peut généralement être évitée si l'on applique des soins vétérinaires adéquats et des SOP pour la contrôler. Cependant, il faut faire bien attention lorsqu'on obtient des animaux provenant de régions où les maladies zoonotiques existent, p. ex. les PNH pris à l'état sauvage (Houghton, 1986).

Si les vaccins sont disponibles, on peut vacciner les membres du personnel avant qu'ils entreprennent des travaux qui présentent des risques d'infection par des micro-organismes. On recommande, p. ex. que toutes les personnes qui manipulent des chiens et des chats d'origine inconnue, incluant les fournisseurs et ceux qui les manipulent, soient inoculées de routine contre la rage (voir aussi « Colonies animales spéciales, Unités de maladies infectieuses »).

On conseille de faire des tests sérologiques et de créer une banque de référence d'échantillons sériques de toutes les personnes qui travaillent dans les animaleries. Cela est surtout important là où on manipule des PNH et/ou des agents transmissibles à l'humain.

Il faut prendre garde d'affecter des femmes enceintes à des tâches qui pourraient les exposer à des agents tératogènes connus ou potentiels. Par exemple, le *Toxoplasma gondii*, un protozoaire qui infecte la plupart des animaux à sang chaud, incluant l'humain, se transmet d'abord par des oocystes que l'on retrouve dans les fèces des chats. Ces oocystes font des spores en deux ou quatre jours et peuvent survivre pendant plus d'une année (Fraser et Mays, 1986). La toxoplasmose humaine peut avoir comme conséquences l'avortement spontané, l'accouchement prématuré, la mise au monde de mort-nés ou des anomalies congénitales (Schnurrenberger et Hubbert, 1981).

Le cycle de vie des organismes responsables de certaines zoonoses indirectes peut impliquer leur transmission par un ou plusieurs hôtes intermédiaires vertébrés et/ou invertébrés avant d'infecter les humains (causant des maladies comme la téniaose, la tularémie et la stomatite vésiculaire). Parmi les vecteurs invertébrés de zoonoses, les plus importants sont les insectes piqueurs. L'annexe VII contient une liste de maladies transmises à l'homme par les animaux.

On ne doit pas ignorer le rôle des vertébrés à sang froid dans l'épidémiologie des zoonoses. Les tortues infectées par des salmonelles, en particulier, peuvent constituer un risque pour la santé des étudiants qui travaillent dans les laboratoires ou dans les animaleries (Sherris, 1990).

D. PROCÉDURES DE TRAVAIL AVEC LES PRIMATES NON HUMAINS

Tous les animaux doivent être considérés comme des causes potentielles de zoonoses, même si les risques de manifestation de ces maladies varient grandement selon la classe, l'espèce et l'origine de l'animal impliqué. En général, plus la relation phylogénétique d'une espèce est étroitement liée à l'homme (Anon., 1987a, 1987 b; FRAME, 1987; Rice, 1987a, 1987 b), plus grande est la possibilité de zoonoses. C'est pour cela qu'il faut prendre des précautions spéciales avec les PNH (Love, 1980; Wong et Gardell, 1982; Richter, Lehner et Henrickson, 1984; Else, 1988).

Toutes les institutions qui possèdent une installation pour primates non humains doivent fournir des services de soins vétérinaires et médicaux pour protéger la santé et la sécurité du personnel ainsi que des animaux. Il existe des lignes directrices internationales pour les personnes qui travaillent avec des PNH (FRAME/CREA, 1987; Kaplan, 1987; Anon., 1989; CRMC, 1985).

Des flambées de maladies virales, p. ex. l'hépatite à virus des callitriches (Anderson, 1991), ont récemment ébranlé le monde des primatologues, et les procédures actuelles pour le diagnostic rapide des maladies virales chez les primates incluent la sérologie, l'isolement du virus, l'identification du virus au microscope électronique ou par immunofluorescence et la détection des composantes virales (Kalter et Herberling, 1990).

L'approche la plus raisonnable et la plus efficace, pour diminuer les risques d'infection au travail, est de développer et d'appliquer des SOP qui excluent ou réduisent au minimum les expositions sans protection pour le personnel qui travaille avec les PNH ou avec des échantillons biologiques de ces derniers. Les SOP doivent être décrits dans le programme de santé et sécurité au travail à l'intention du personnel, incluant le dépistage sérologique et la vaccination, l'utilisation de vêtements protecteurs, le confinement, une clause sur l'hygiène personnelle, les procédures en cas d'accidents, comme les blessures par morsure et/ou autres expositions potentiellement dangereuses, et les procédures de quarantaine et de contrôle de la qualité pour les animaux confinés.

Un groupe de travail sur le virus-B s'est réuni aux Centers for Disease Control (É.-U.) pour préparer des lignes directrices sur la prévention de l'infection par le virus de l'*herpès simiae* (virus B) (Anon., 1987c; Kaplan, Balk, Brock *et al.* 1987; Schulhof, 1990). L'*herpès simiae* est fatal pour l'homme (Kalter et Herberling, 1989).

On a, de la même façon, élaboré des lignes directrices relativement au virus immunodéficient simien (VIS), étroitement lié au virus immunodéficient humain (VIH), en raison de son utilisation croissante (Anon., 1989). Les laboratoires qui font des recherches sur le virus utilisent des procédures sérologiques standards pour identifier les anticorps du VIH, et les National Institutes of Health (NIH) et l'Organisation mondiale de la santé (OMS) ont augmenté leurs services de diagnostic (Kalter, 1987).

En plus des PNH provenant du milieu naturel, les animaux de la colonie peuvent aussi être porteurs d'infections indigènes latentes (Baulu, Everard et Everard, 1987; Dance, King, Aucken *et al.* 1992). Il est important d'exiger une quarantaine stricte et des procédures de contrôle de qualité pour la colonie d'animaux et de mieux définir les risques potentiels et d'en être plus conscient. L'écllosion d'un virus du type Ébola aux États-Unis en 1989 est un exemple frappant de ces risques (Anon., 1990, Anderson, 1990a, 1990 b; Dalgard, Hardy, Pearson *et al.* 1992).

On recommande d'observer les précautions suivantes :

- a) tous les PNH doivent être considérés comme des sources de transmission de maladies aux humains;
- b) tout ce qui a été en contact avec les PNH, et les PNH eux-mêmes, ne doit pas venir en contact avec la peau;
- c) des vêtements protecteurs comme des jaquettes, des couvre-chaussures, des bonnets de chirurgien, des masques et des gants doivent être portés lorsqu'on travaille avec des PNH et enlevés lorsqu'on quitte leurs quartiers;
- d) fumer, manger et boire dans les pièces où sont hébergés les PNH est strictement défendu;

- e) des installations pour se laver les mains doivent être disponibles et utilisées par tous les membres du personnel immédiatement avant de quitter les locaux des PNH;
- f) les personnes qui présentent des coupures, des plaies, ou autres lacerations, ne doivent pas avoir de contacts avec les PNH. Mais si cette situation est inévitable, les blessures doivent être bien protégées avant d'entrer et en tout temps lorsqu'on est à l'intérieur d'un local de PNH, et les pansements doivent être changés immédiatement à la sortie. Ces pansements et tout autre article jetable ainsi exposé doivent être traités comme des déchets à risques biologiques;
- g) on doit signaler aux autorités médicales de l'institution toute coupure, morsure, écorchure ou piqûre infligée avec une aiguille lorsqu'on travaille avec ou près des PNH. On doit définir et appliquer les procédés normalisés de fonctionnement pour toutes ces blessures. On doit les traiter immédiatement de manière à ce que la plaie saigne librement et qu'elle soit nettoyée à fond avec de l'eau et du savon. Une solution d'iode-providone doit par la suite être appliquée généreusement sur le site de la plaie. S'il arrivait par hasard que la stérilité fasse défaut (p. ex. par suite de la déchirure ou de la perforation d'un gant chirurgical), il faut se rebrosser les mains avant de quitter la pièce et remettre des gants stériles avant de continuer la procédure.

Un PNH qui provoque une blessure doit être immédiatement immobilisé et examiné pour voir s'il ne souffre pas de salivation excessive et de lésions dans la cavité buccale, des signes qui peuvent être des caractéristiques de l'herpès (virus B). Les SOP doivent être appliqués pour régler ce genre d'accident. De plus, on doit faire les prélèvements usuels chez l'animal et la personne blessée pour identifier le virus de l'herpès B. Les résultats de ces examens doivent être communiqués aux autorités médicales ci-haut mentionnées en plus d'informations sur l'espèce de PNH, la durée de séjour dans la colonie et les contacts avec d'autres espèces;

- h) des précautions spéciales doivent être prises lors de la nécropsie de primates non humains morts au cours de la période de conditionnement. Ces précautions comprennent le port de bonnets et de masques chirurgicaux, de vêtements protecteurs et de gants de caoutchouc. On recommande en plus de faire la manipulation des tissus prélevés lors de la nécropsie des PNH dans un cabinet de biosécurité;
- i) étant donné le risque possible de contracter l'hépatite A, on recommande au personnel qui travaille avec des chimpanzés nouvellement importés de recevoir, comme mesure prophylactique, un sérum contenant un fort taux d'immunoglobuline. Les animaux, quant à eux, doivent être testés pour rechercher des antigènes de l'hépatite humaine, et s'ils sont positifs, il faut les mettre en quarantaine stricte;
- j) toutes les personnes qui viennent en contact avec les PNH doivent être exemptes de tuberculine, et elles devraient subir un test cutané tuberculinique et passer une radiographie pulmonaire au moins une fois par année. On a rapporté récemment que des réactions tuberculiniques positives trompeuses étaient apparues chez des singes-écureuils qui avaient reçu l'adjuvant complet de Freund (ACF) (Pierce et Dukelow, 1988);
- k) on doit porter des gants de cuir protecteurs lorsqu'on manipule des PNH éveillés. Il existe plusieurs variétés de ces gants dans le commerce;
- l) tout le linge qui a été en contact avec les PNH ou leurs excréments doit être autoclavé avant de le faire laver.

E. ALLERGIES

Les allergies aux animaux d'expérimentation représentent un problème de santé important pour les personnes qui travaillent régulièrement avec les espèces d'animaux d'expérimentation usuelles (Aoyama, Ueda, Manda *et al.* 1992; Olson, 1986; Bland, Levine, Wilson *et al.* 1986; Botham, Davies et Teasdale, 1987; Kibby, Powell et Cromer, 1989; Lutsky, 1987; Slovak et Hill, 1987; Venables, Tee, Hawkings *et al.* 1988). L'allergie aux animaux d'expérimentation (AAE) est une réaction d'hypersensibilité de type immédiat, à médiation IgE, qui se manifeste à la suite d'un contact avec un animal d'expérimentation, son poil ou ses pellicules, son urine, sa salive, son sérum, ou autres tissus de son organisme. Les symptômes usuels vont de légers (p. ex. des signes du système respiratoire supérieur comme des éternuements, les yeux et le nez qui démangent et qui coulent, et des réactions cutanées comme des éruptions oedémateuses causant des démangeaisons après un contact avec les animaux, leurs tissus ou leurs excréments) à sévères [p. ex. une respiration sifflante, des difficultés respiratoires et une sensation de serrement dans la poitrine (asthme)]. On conseille aux personnes qui présentent ces symptômes de contacter un médecin pour recevoir le traitement approprié.

Quelques mesures à prendre pour réduire le degré d'exposition aux allergènes des animaux d'expérimentation :

- a) l'usage de vêtements protecteurs comme des gants, des masques chirurgicaux, des sarraus, des couvre-chaussures, etc., à porter seulement dans les locaux des animaux;
- b) le lavage régulier des mains et la douche après le travail;
- c) l'utilisation d'une filtration améliorée dans les systèmes de ventilation des locaux des animaux et l'utilisation de systèmes spéciaux de filtration des cages;
- d) des programmes de formation pour les employés indiquant les aires et les tâches comportant de hauts risques (p. ex. présence élevée d'allergènes) et la mise en pratique rigoureuse des mesures préventives telles que définies dans les SOP institutionnels.

On encourage les établissements à traiter des allergies aux animaux d'expérimentation dans leur programme de santé et sécurité au travail. Comme on l'a mentionné précédemment, il serait bon d'identifier les aires et les tâches à risques élevés (Eggleston, Newill, Ansari *et al.* 1989; Gordon, Tee, Lowson *et al.* 1992; Swanson, Campbell, O'Hallaren *et al.* 1990) et d'appliquer les procédés normalisés de fonctionnement dans ces aires, en plus de former le personnel, pour diminuer la sévérité des problèmes (Botham, Davies et Teasdale, 1987). On doit aussi traiter des procédures de surveillance des expositions aux allergies, de la santé du personnel à risque et des procédures à exécuter lorsqu'une personne devient allergique (Botham, Davies et Teasdale, 1987; Lutsky, 1987; Newill, Evans et Khoury, 1986).

F. BLESSURES ET RISQUES DE NATURE CHIMIQUE

Les blessures liées aux manipulations des animaux peuvent être réduites au minimum, à condition que :

- a) les personnes qui manipulent les animaux possèdent la formation et l'expérience nécessaires et connaissent les dangers particuliers liés à chaque espèce animale;
- b) les personnes connaissent les dangers inhérents aux expériences et qu'on leur fournisse un espace de travail adéquat, des vêtements protecteurs et de l'équipement;
- c) un mécanisme soit prévu dans chaque unité pour s'occuper sur place des blessures causées par les animaux et pour faire consulter, au besoin, si des traitements médicaux supplémentaires sont nécessaires.

Il incombe aux responsables de s'assurer que des trousseaux de premiers soins sont disponibles et toujours bien équipés. L'emplacement des trousseaux doit être clairement indiqué et connu de toutes les personnes qui utilisent les installations.

On peut éviter les blessures causées par les produits chimiques en manipulant ces derniers avec soin. On doit connaître les propriétés de ces produits et respecter les consignes de sécurité reconnues pour la manipulation de chaque type de produit.

On doit toujours manipuler avec prudence les produits d'utilisation courante, tels les détergents industriels utilisés dans les lave-cages, les agents détersifs et les désinfectants puissants. Ces produits ne doivent pas être entreposés dans les mêmes pièces que la nourriture et les litières des animaux. Les liquides volatils utilisés pour l'anesthésie ou l'euthanasie, ainsi que d'autres produits toxiques et volatils, doivent être entreposés dans des hottes bien ventilées ou dans des meubles de rangement conçus à cette fin.

G. RADIATION ET RAYONS ULTRAVIOLETS

Les matières radioactives présentent des risques particuliers. Toutes les personnes qui utilisent ces matières devraient en connaître les propriétés et savoir comment les manipuler avec sécurité. L'autorisation d'utiliser du matériel radioactif relève de la Commission de contrôle de l'énergie atomique (CCEA) du Canada, qui délivre les permis d'utilisation des isotopes radioactifs aux institutions. Le Programme de sécurité sur les radiations est administré par un officier de la sécurité sur les radiations qui, sous la recommandation de la CCEA, siège à titre de membre *ex-officio* au Comité de sécurité et de santé au travail de l'établissement. L'utilisation des rayons X est sous le contrôle des lois provinciales sur la sécurité et la santé au travail qui relèvent des ministères du Travail.

Les animaux soumis à des traitements avec des isotopes radioactifs peuvent évacuer des matières radioactives dans leurs excréments. Pour cette raison, on doit en disposer de façon appropriée, et il en est de même du cadavre de l'animal après sa mort. Il faut tenir des registres complets des activités jusqu'à la destruction de ces animaux.

Les yeux et la peau sont particulièrement sensibles aux rayons ultraviolets. Les blessures aux yeux peuvent être particulièrement graves. Si on utilise des lampes à rayons ultraviolets, le personnel doit en connaître les dangers, et des lunettes de sécurité enveloppantes doivent être mises à leur disposition. La source lumineuse doit également être indiquée de façon appropriée. L'intensité maximale tolérée par un visage sensible pendant une journée de sept heures varie entre 0,1 et 0,5 milliwatt au pied carré.

H. RÉFÉRENCES

ACHA, P.N. et SZYFRES, B. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. 2nd Ed. Washington, DC: Pan American Health Organization/World Health Organization, 1989.

ANDERSON, G.C. Monkey imports may be curtailed in U.S.. Nature March 22, 1990a: 280.

ANDERSON, G.C. U.S. shuts down monkey trade. Nature March 29, 1990b: 369.

ANDERSON, G.C. Emerging virus threat. Nature May 9, 1991: 89.

- ANON. My close cousin the chimpanzee. *Science, Research News* 1987a; 238: 273-275.
- ANON. B-Virus infection in humans. *Lab. Primate Newsl.* 1987b; 26(3): 2-4.
- ANON. The use of non-human primates in laboratories. *The Lancet* Jan. 31, 1987c: 286.
- ANON. Guidelines to prevent Simian Immunodeficiency Virus infection in laboratory workers and animal handlers. *Lab. Primate Newsl.* 1989; 28(1): 17-21.
- ANON. Concurrent Ebola and SHF in imported primates. *Lab. Primate Newsl.* 1990; 29(1) : 1-2.
- AOYAMA, K. UEDA, A., MANDA, F. et al. Allergy to laboratory animals: an epidemiological study. *Brit. J. Indust. Med.* 1992; 49 : 41-47.
- AUGUST, J.R. et LOAR, A.S. Zoonotic diseases. *Vet. Clin. North Amer. Sm. Anim. Pract.* 17(1), 1987. Philadelphia, London, Toronto, Mexico City, Rio de Janeiro, Sydney, Tokyo, Hong Kong : W.B. Saunders Co.
- BAULU, J., EVERARD, C.O.R. et EVERARD, J.D. Leptospire in vervet monkeys (*Cercopithecus aethiops sabaeus*) on Barbados. *J. Wildl. Dis.* 1987; 23(1) : 63-68.
- BHATT, P.N., JACOBY, R.O., MORSE, H.C. III et al. Viral and mycoplasmal infections of laboratory rodents. Effects on biomedical research. Orlando, San Diego, New York, Austin, Boston, London, Sydney, Tokyo, Toronto: Academic Press, 1986.
- BLAND, S.M., LEVINE, M.S., WILSON, P.D. et al. Occupational allergy to laboratory animals : an epidemiological study. *J. Occup. Med.* 1986; 28(11) : 1151-1157.
- BOTHAM, P.A., DAVIES, G.E. et TEASDALE, E.L. Allergy to laboratory animals: a prospective study of its incidence and of the influence of atopy on its development. *Brit. J. Indust. Med.* 1987; 44 : 627-632.
- CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation. Vol. 2. Ottawa, Ont. : CCPA, 1984a : 190-192.
- CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. Primates non humains. Dans : Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation. Vol. 2. Ottawa, Ont. : CCPA, 1984b : 183-193.
- DALGARD, D.W., HARDY, R.J., PEARSON, S.L., PUCAK, G.J., QUANDER, R.V., ZACK, P.M., PETERS, C.J. et al. Combined simian hemorrhagic fever and ebola virus infection in cynomolgus monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1992; 42(2) : 152-157.
- DANCE, D.A.B., KING, C., AUCKEN, H., KNOTT, C.D., WEST, P.G. et PITT, T.L. An outbreak of melioidosis in imported primates in Britain. *Vet. Rec.* 1992; 130(24): 525-529.
- DONHAM, K.J et LEININGER, J.R. Animal studies of potential chronic lung disease of workers in swine confinement buildings. *Amer. J. Vet. Res.* 1984; 45(5) : 926-931.
- EGGLESTON, P.A., NEWILL, C.A., ANSARI, A.A. et al. Task-related variation in airborne concentrations of laboratory animal allergens: Studies with rat n1. *J. Allergy Clin. Immunol.* 1989; 84: 347-352.

- ELSE, J.G. IPS international guidelines for the acquisition, care and breeding of non-human primates. *International Primat. Soc.* 1988 : 1-36.
- FRASER, C.M. et MAYS, A. *The Merck veterinary manual*. 6th Ed. Rahway, NJ: Merck and Co., 1986.
- FUND FOR THE REPLACEMENT OF ANIMALS IN MEDICAL EXPERIMENTS/ COMMITTEE FOR THE REFORM OF ANIMAL EXPERIMENTATION. *The use of non-human primates as laboratory animals in Great Britain*. Nottingham: FRAME, 1987. (FRAME, Eastgate House, 34 Stoney St., Nottingham, NG1 1NB, U.K.)
- GORDON, S., TEE, R.D., LOWSON, D. et al. Reduction of airborne allergenic proteins from laboratory rats. *Brit. J. Indust. Med.* 1992; 49: 416-422.
- HAMM, T.E. Jr., ed. *Complications of viral and mycoplasmal infections in rodents to toxicology research and testing*. Washington, New York, London: Hemisphere Pub. Corp., 1986.
- HOUGHTON, P. Collecting feral cynomolgus macaques. *Lab Animal* 1986; 15(5) : 19,20,22.
- INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES/NATIONAL RESEARCH COUNCIL. *Infectious diseases of mice and rats*. Washington, DC: National Academy Press, 1991.
- KALTER, S.S. Simian AIDS testing available. *Lab Primate Newsl.* 1987; 26(1) : 4.
- KALTER, S.S. et HERBERLING, R.L. B-virus infection of primates in perspective. *Lab Animal* 1989 : 31-34.
- KALTER, S.S. et HERBERLING, R.L. Current procedures for the rapid diagnosis of primate viral diseases. *Lab Animal* 1990 : 39-47.
- KAPLAN, J.E., BALK, M., BROCK, B. et al. (correspondence) Guidelines for prevention of Herpesvirus Simiae (B-virus) infection in monkey handlers. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37(6) : 709-712.
- KIBBY, T., POWELL, G. et CROMER, J. Allergy to laboratory animals: A prospective and cross-sectional study. *J. Occup. Med.* 1989; 31(10): 842-846.
- LUTSKY, I. A worldwide survey of management practices in laboratory animal allergy. *Ann. Allergy* 1987; 58: 243-247.
- MEDICAL RESEARCH COUNCIL. *The management of simians in relation to infectious hazards to staff*. Council's Simian Virus Committee, 1985: 1-17.
- NEWILL, C.A., EVANS, R. et KHOURY, M.J. Preemployment screening for allergy to laboratory animals : epidemiological evaluation of its potential usefulness. *J. Occup. Med.* 1986; 28(11): 1158-1164.
- OLFERT, E.D. Allergy to laboratory animals. An occupational disease. *Lab Animal* 1986; 15(5) : 24-31.
- PIERCE, D.L. et DUKELOW, W.R. Misleading positive tuberculin reactions in a squirrel/monkey colony. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(6) : 729-730.

RICE, D.C. Primate research: relevance to human learning and development. *Dev. Pharmacol. Ther.* 1987a; 10: 314-327.

RICE, D.C. Methodological approaches to primate behavioural toxicological testing. *Neurotoxicol. Teratol.* 1987 b; 9 : 161-169.

SANTÉ ET BIEN-ÊTRE SOCIAL CANADA/CONSEIL DE RECHERCHES MÉDICALES DU CANADA. Lignes directrices en matière de biosécurité en laboratoire. Cat. No. MR 21-1/1990F. Ottawa, Ont. : Travaux publics et Services gouvernementaux Canada, 1990.

SCHNURRENBERGER, P.R. et HUBBERT, W.T. *An outline of zoonoses*. Ames, IA: Iowa State University Press, 1981.

SCHULHOF, J. Group sets precedents for monkey bite treatment. *Lab Animal* 1990; 19(2): 11.

SLOVAK, A.J.M. et HILL, R.N. Does atopy have any predictive value for laboratory animal allergy? A comparison of different concepts of atopy. *Brit. J. Indust. Med.* 1987; 44 : 129-132.

SOAVE, O. et BRAND, C.D. Employer responsibility for employee health in the animal environment. *Lab Animal* 1991; 20(2) : 41-44.

SWANSON, M.C., CAMPBELL, A.R., O'HALLAREN, M.T. et al. Role of ventilation, air filtration, and allergen production rate in determining concentrations of rat allergens in the air of animal quarters. *An. Rev. Resp. Dis.* 1990; 141 : 1578-1581.

VENABLES, K.M., TEE, R.D., HAWKINGS, E.R. et al. Laboratory animal allergy in a pharmaceutical company. *Brit. J. Indust. Med.* 1988; 45: 660-666.

WONG, J.H. et GARDELL, C. Conditioning program for non-human primates. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1982; 14 : 93.

NORMES DE CHIRURGIE POUR LES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION

A. INTRODUCTION

L'angoisse provoquée par des techniques chirurgicales incorrectes ou mal exécutées ou par des soins postopératoires inadéquats ou mal administrés doit être évitée à tout prix. Une bonne connaissance de la physiologie des animaux, de la pharmacologie et de l'anatomie est essentielle au succès de tout programme de recherche utilisant des animaux d'expérimentation, en particulier lorsque des techniques chirurgicales sont utilisées. Des techniques chirurgicales au point, une anesthésie appropriée, des instruments adéquats et des soins avant et après la chirurgie sont nécessaires au bien-être des animaux d'expérimentation, au succès de l'intervention chirurgicale faisant partie du projet de recherche, tout autant que la qualité du design des installations pour la chirurgie.

Toutes les personnes qui pratiquent des interventions chirurgicales doivent avoir fait la preuve de leur maîtrise des techniques chirurgicales. À cet égard, il est très important que les établissements mettent sur pied des programmes d'enseignement des techniques et des pratiques chirurgicales élémentaires avant d'effectuer de la chirurgie expérimentale. La pratique des techniques sur des cadavres et sur des animaux en phase aiguë contribue à la formation des chercheurs. Une formation adéquate et la pratique contribuent à réduire les temps de chirurgie et d'anesthésie et favorisent un réveil plus rapide des animaux.

La formation en médecine ne comporte pas de formation en gestion, en médecine ou en chirurgie des animaux d'expérimentation. On ne peut donc pas prétendre que le fait d'avoir de l'expérience en chirurgie humaine est un gage de succès pour une bonne chirurgie chez les animaux d'expérimentation, car il existe beaucoup de différences entre les techniques chirurgicales et anesthésiques de ces deux formes de chirurgie. On a avantage à consulter les lignes directrices de l'Academy of Surgical Research (ASR, 1989) concernant la formation que devraient acquérir les divers groupes de professionnels. Un vétérinaire chirurgien possédant de l'expérience devrait être un membre important de l'équipe dans les gros programmes de chirurgie expérimentale. L'objectif premier est toujours l'utilisation responsable des animaux d'expérimentation. Il est donc important que toutes les personnes impliquées dans des techniques chirurgicales aiguës ou chroniques traitent toujours les animaux de façon humanitaire et avec respect. La responsabilité de s'assurer que les procédures et les précautions appropriées sont observées relève du chercheur principal.

Consulter également les *Lignes directrices du CCPA sur : la formation du personnel qui travaille avec des animaux en science* (2015).

Février 2017

B. INSTALLATION POUR LA CHIRURGIE AVEC SURVIE

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : les animaleries – les caractéristiques, la conception et le développement* (2003).

Février 2017

C. PLANIFICATION PRÉOPÉRATOIRE ET PRÉPARATION DE L'ANIMAL

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Consulter également les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

Toutes les personnes qui participent à un programme de chirurgie expérimentale doivent être identifiées afin de s'assurer qu'elles connaissent parfaitement les principes et les applications des techniques d'asepsie, l'utilisation correcte des instruments, la manipulation des tissus, la fermeture et la suture des plaies, l'anesthésie et l'analgésie.

Le chercheur principal doit décrire, dans un protocole, les procédures pour lesquelles il entrevoit la possibilité de complications ou qui pourront demander des soins spéciaux. Le protocole doit aussi contenir la description complète des responsabilités de toutes les personnes impliquées dans le projet de recherche : le personnel de soutien, le personnel animalier, les techniciens et les chercheurs. On doit s'assurer qu'il y a suffisamment de personnes disponibles pour s'occuper correctement de chaque animal au cours de la période périopératoire. Pour certains projets, on peut avoir besoin de personnel 24 heures sur 24 dans l'installation chirurgicale.

On recommande que les soins préopératoires, les techniques chirurgicales et les soins postopératoires soient établis en consultation avec le vétérinaire. De plus, un vétérinaire spécialisé dans les animaux d'expérimentation doit être consulté quant aux **soins vétérinaires adéquats**, incluant l'anesthésie et l'analgésie qui doivent être donnés aux animaux.

On doit utiliser seulement des animaux en santé, exempts de maladies, dans les programmes de chirurgie expérimentale. On peut se procurer les rongeurs et les lapins exempts d'organismes pathogènes spécifiques (EOPS) dans le commerce. Les animaux d'origine inconnue doivent passer par une période de conditionnement recommandée par le vétérinaire.

Il est très important de prévoir une période d'**acclimatation** pour permettre aux animaux de s'habituer à leur nouveau milieu, à l'hébergement spécial, aux attaches, aux attelles, ou autres formes d'immobilisation, ou aux manipulations fréquentes. Cette période d'acclimatation contribuera à diminuer considérablement le stress ou la désorientation subie par les animaux et à assurer la validité des résultats expérimentaux.

On doit tenir des dossiers chirurgicaux pour tous les animaux d'expérimentation. La quantité d'information recueillie variera avec les procédures utilisées et l'espèce animale. Par exemple, on ne relèvera pas la même quantité d'information pour un veau qui subit une transplantation cardiaque que pour un groupe de rats qui subissent une surrenalectomie.

La **période de jeûne préchirurgicale** varie avec l'espèce animale. Le chien, le chat, le furet, les primates non humains et le porc sont privés de nourriture pendant 12 heures avant la chirurgie (Flecknell, 1987). Quant à l'eau, deux ou trois heures de restriction au plus (ou pas du tout) sont de mise avant la chirurgie, afin de prévenir la déshydratation des animaux. Chez les ruminants, un jeûne de 24 à 48 heures avant la chirurgie aide à diminuer l'incidence de ballonnement du rumen (Flecknell, 1987). Il n'est pas nécessaire de priver d'eau les rongeurs et les lapins, excepté pour des chirurgies spéciales du gros intestin.

Si un jeûne est exigé, il peut être fait pendant la nuit chez les gros rongeurs ou jusqu'à 24 heures avant pour les lapins, étant donné qu'ils retiennent leurs aliments plus longtemps. Les souris, ou autres petits rongeurs ayant des taux métaboliques semblables, ne devraient pas jeûner pendant plus de trois ou quatre heures (voir aussi « Anesthésie »).

D. PROCÉDURES CHIRURGICALES ET SOINS PENDANT LA CHIRURGIE

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Consulter également les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

Les techniques d'immobilisation des animaux pour les injections ou le prélèvement des liquides biologiques sont décrites dans le volume 2 de ce *Manuel* (CCPA, 1984). Le tableau 1 contient un résumé des sites d'injection, de la grosseur des aiguilles et des quantités que l'on peut injecter aux plus petites espèces communes d'animaux d'expérimentation.

Tous les animaux, sans égard à l'espèce, doivent jouir des mêmes soins et de la même attention lorsqu'ils subissent une chirurgie. Toutes les chirurgies avec survie chez toutes les espèces animales doivent être faites en utilisant des techniques aseptiques. Les instruments de chirurgie doivent être stériles. Il en est de même pour les objets qu'on greffe sur les animaux comme les implants de télémétrie, les mini-pompes osmotiques, les portes d'accès vasculaire, les canules, et autres dispositifs biomédicaux. La préparation doit être adéquate pour le chirurgien, qui doit porter un bonnet, un masque, un survêtement et des gants chirurgicaux stériles. En ce qui concerne les petites chirurgies avec survie chez les rongeurs, il faut au moins que le chirurgien porte un sarrau de laboratoire, se brosse les mains, et porte un masque et des gants stériles.

La chirurgie pratiquée sur place, dans des conditions provisoires, doit être exécutée dans un milieu aussi propre que possible avec des instruments stériles, des gants stériles et des techniques d'asepsie.

On doit faire tous les efforts pour minimiser les infections. Le rat peut montrer une résistance accrue aux infections postchirurgicales comparativement à d'autres rongeurs. Mais ce n'est pas une raison pour négliger la stérilisation des implants, des canules, etc., ou pour utiliser des techniques non stériles. On ne conseille pas d'utiliser des antibiotiques de routine.

Ceux qui font des chirurgies en série, alors qu'un grand nombre de rongeurs subissent la même procédure, doivent aussi utiliser des techniques d'asepsie. On devra utiliser plusieurs trousse d'instruments stériles, qui seront gardés dans une solution germicide entre chaque usage si on les utilise plus d'une fois.

Il existe des publications qui traitent de la préparation préchirurgicale des animaux et des sites d'incision, de la préparation et de la stérilisation des trousse d'instruments, des draps chirurgicaux, des liquides, etc. Quant aux chirurgies exécutées fréquemment en pratique vétérinaire (p. ex. la ruménotomie, la thoracotomie, la castration), il faut les aborder sous l'aspect clinique. En ce qui concerne la chirurgie expérimentale, il existe des guides sur les approches de chaque système (Gay, 1986a, 1986 b, 1989; Swindle et Adams, 1988).

TABLEAU 1 POUR CHAQUE ESPÈCE, SITE D'INJECTION, VOLUME MAXIMUM NORMALEMENT ACCEPTÉ ET CALIBRE DE L'AIGUILLE*

ESPÈCE	SOUS-CUTANÉ	INTRAMUSCULAIRE	INTRAPÉRITONÉAL	INTRAVEINEUX
SOURIS	Peau du cou, 2-3 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 0,05 ml, < 23 g	2-3 ml, < 21 g	Veine latérale de la queue, 0,2 ml, < 25 g
RAT	Peau du cou, dos, 5-10 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 0,3 ml, < 21 g	5-10 ml, < 21 g	Veine latérale de la queue, sublinguale péniennne (veine jugulaire, fémorale – incision), 0,5 ml, < 23 g
HAMSTER	Peau du cou, 3-4 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 0,1 ml, < 23 g	3-4 ml, < 21 g	Veine fémorale ou jugulaire (incision), 0,3 ml, < 25 g
COBAYE	Peau du cou, dos, 5-10 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 0,3 ml, < 21 g	10-15 ml, < 21 g	Veine de l'oreille, saphène, dorsale, péniennne, 0,5 ml, < 23 g
LAPIN	Peau du cou, flanc, 30-50 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, muscles lombaires, 0,5-1,0 ml, < 20 g	50-100 ml, < 20 g	Veine marginale de l'oreille (lentement), 1-5 ml, < 21 g
CHAT	Peau du cou, dos, 50-100 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 1,0 ml, < 20 g	50-100 ml, < 20 g	Veine céphalique (lentement), 2-5 ml, < 23 g
CHIEN	Peau du cou, dos, 100-200 ml, < 20 g	Quadriceps/cuisse, 2-5,0 ml, < 20 g	200-500 ml, < 20 g	Veine céphalique (lentement), 10-15 ml, < 21 g
OISEAUX (domestiques)	--	Muscles pectoraux, 1-2 ml, < 21 g	Ligne médiane, moitié de l'espace entre cloaque et sternum, 10-15 ml, < 21 g	Veine brachiale (aile), 2-3 ml, < 21 g

* Dans le cas des infusions intraveines, la quantité de liquide de remplacement peut excéder les volumes maximaux recommandés, particulièrement chez le chien et chez le chat.

TUFFERY, A.A., ed. Laboratory animals: An introduction for new experimenters. J. Wiley & Sons Ltd. 1987

Lorsque le chirurgien choisit une approche chirurgicale, il doit tenir compte de l'anatomie et des postures normales des animaux, particulièrement pour les ruminants. De cette façon, on peut choisir l'approche la moins douloureuse ou celle dont la période de récupération est plus rapide. Le chirurgien doit aussi connaître les comportements de l'espèce animale en question afin d'être en mesure d'utiliser les techniques de fermeture d'incision appropriées.

Au cours de la chirurgie, il est important de bien surveiller la condition physiologique de l'animal et de la maintenir stable. Le niveau de surveillance dépendra de l'équipement disponible. La surveillance de base des systèmes cardiovasculaire et respiratoire et de la température corporelle n'exige que peu d'équipements. Les observations qui en résultent doivent être entrées dans le dossier chirurgical de l'animal. Il est essentiel que l'animal soit examiné (cliniquement) au moins deux fois par jour durant la période postopératoire.

On doit faire attention aux besoins en liquide de l'animal. Au cours de la chirurgie, il faudra surveiller l'hémostase pour éviter un choc hypovolémique, spécialement chez les petits animaux. Les interventions prolongées ou celles où il y a des pertes de sang importantes exigent le recours à des électrolytes intraveineux de remplacement et/ou à une transfusion sanguine.

L'animal doit être installé sur la table de chirurgie de manière à ne pas entraver la fonction cardiovasculaire ou respiratoire et à éviter la nécrose de tissus en les comprimant. On doit protéger l'animal contre l'hypothermie et l'immobiliser fermement, mais soigneusement, dans la position opératoire requise.

L'utilisation d'un seul animal pour des chirurgies multiples avec survie n'est absolument pas recommandable. Les protocoles de chirurgies majeures multiples doivent être approuvés par le Comité de protection des animaux (CPA) et autorisés seulement pour des raisons scientifiques. **Il est interdit de faire des chirurgies majeures multiples sur un seul animal pour économiser de l'argent.** Mais une deuxième chirurgie majeure peut être faite à condition qu'elle ne soit pas avec survie.

Des interventions mineures, comme des biopsies, peuvent être pratiquées plus d'une fois. Cependant, il faut que l'animal récupère complètement entre chaque biopsie.

La question de l'anesthésie fait l'objet d'un chapitre dans ce *Manuel*. Les chirurgiens devraient toutefois tenir compte des points suivants :

- a) toutes les interventions chirurgicales doivent être faites sous anesthésie;
- b) les personnes qui font de la chirurgie ont l'obligation de connaître l'efficacité de la technique d'anesthésie utilisée;
- c) le chirurgien et l'anesthésiste doivent s'assurer que l'animal ne manque pas de confort au cours de la période périopératoire, qui inclut la période d'induction de l'anesthésie, la période chirurgicale et la période de récupération postchirurgicale;
- d) **il est inacceptable, dans tous les cas, d'utiliser des paralysants musculaires sans un anesthésique approprié. Aucun CPA ne doit approuver l'utilisation d'un animal paralysé éveillé (voir aussi *Principes régissant la recherche sur les animaux d'expérimentation*) pour une procédure chirurgicale, ou autre procédure, pouvant impliquer de la douleur ou de la détresse.**

E. RÉTABLISSMENT ET SOINS POSTOPÉRATOIRES

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Consulter également les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

La période de réveil peut comporter des risques; elle doit faire l'objet d'une surveillance étroite, parfois même continue. Selon l'anesthésie, le réveil peut se faire en quelques minutes ou en plusieurs heures. Il faut qu'un personnel compétent soit disponible pour faire la surveillance pendant toute la période de réveil. En ce qui concerne les rongeurs nouveau-nés en période de réveil, il faut prendre des précautions pour que la mère ne mange pas ses petits. **On ne doit jamais laisser un animal sans surveillance tant qu'il n'a pas repris connaissance.**

Il faut s'occuper de certains soins au tout début de la **période postopératoire**, comme enlever le tube endotrachéal (si utilisé), maintenir ou débrancher les canules intraveineuses, tourner fréquemment l'animal afin d'éviter les contusions et les problèmes vasculaires et respiratoires, et enregistrer les paramètres physiologiques. Tout cela doit se faire dans un endroit approprié aux soins intensifs.

Lorsque l'animal mange et s'abreuve normalement et que les paramètres physiologiques sont stables ou à l'intérieur des limites normales, on peut arrêter les soins intensifs et donner les soins réguliers. Cependant, on doit quand même surveiller l'animal de près; la plaie aura besoin de soins, les sutures et les cathéters devront être enlevés, etc. Selon le modèle qu'on a créé, **les soins postopératoires à long terme** peuvent comporter un régime alimentaire particulier, une médication quotidienne, de la physiothérapie, ou toute autre forme de traitement. Tous les animaux doivent être surveillés pour détecter les infections postchirurgicales ou autres complications.

L'objectif d'une équipe de chirurgie doit être de prévenir toute douleur ou détresse. Les niveaux de douleur postopératoire varient, mais dans tous les cas, il faut prendre tous les moyens pour soulager la douleur en utilisant les analgésiques appropriés et en donnant des bons soins. **Les chercheurs doivent consulter un vétérinaire pour établir un traitement analgésique pour toutes les espèces d'animaux utilisées.** Le type d'analgésique, la dose et la durée des traitements dépendent de l'espèce et du tempérament de l'animal et du type de chirurgie. La plupart des analgésiques utilisés sont de courte durée et doivent être administrés toutes les deux ou trois heures. **Le chercheur a la responsabilité de s'assurer de la disponibilité du personnel pour l'administration des analgésiques.** Le vétérinaire possède l'expertise pour donner des conseils sur les plus nouveaux analgésiques et leur mode d'administration.

Toutes les personnes impliquées dans le projet de recherche doivent être familières avec les comportements de l'animal et les postures qu'il adopte en temps normal et lorsqu'il souffre.

a) Responsabilité des normes chirurgicales

- i) C'est la personne qui fait la chirurgie qui est responsable de l'animal; elle doit répondre devant le CPA de l'application des normes chirurgicales et démontrer un niveau acceptable d'expertise.

- ii) La responsabilité de la supervision des installations de chirurgie expérimentale pour les animaux doit être bien définie.
- iii) Lorsqu'un traitement de soutien (analgésiques, tranquillisants, antibiotiques, etc.) est requis, le responsable de la chirurgie doit établir une marche à suivre en consultation avec le vétérinaire.
- iv) **Si par suite d'une intervention expérimentale un animal souffre beaucoup, sans qu'il soit possible de le soulager, une personne autorisée ou le vétérinaire doit être contacté immédiatement afin d'établir une procédure d'euthanasie.**

F. RÉFÉRENCES

ACADEMY OF SURGICAL RESEARCH. Guidelines for training in surgical research in animals. J. Investig. Surg. 1989; 2: 263-268.

BENNETT, B.T., BROWN, M.J. and SCHOFIELD, J.C. Essentials for animal research: a primer for research personnel. Beltsville, MD: National Agricultural Library 1990.

CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation. Vol. 2. Ottawa, Ont. : CCPA, 1984.

FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. London: Academic Press, 1987.

GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-- Part A: patient care, vascular access, and telemetry. New York, NY: Academic Press, 1986a; VII.

GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-- Part B: surgical approaches to the organ systems. New York, NY: Academic Press, 1986b; VII.

GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-- Part C: surgical approaches to the organ systems. New York, NY: Academic Press, 1989; VII.

SWINDLE, M.M. et ADAMS, R.J., eds. Experimental surgery and physiology: induced animal models of human disease. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1988.

Lectures additionnelles

BINNINGTON, A.G. et COCKSHUTT, J.R. Decision-making in small animal soft tissue surgery. Toronto, Ont. : B.C. Decker Inc. 1988.

BOJRAB, M.J., ed. Current techniques in small animal surgery. 3 rd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1990.

CUNLIFFE-BEAMER, T.L. Surgical techniques. In: Guttman, H.N., ed. Guidelines for the well-being of rodents in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990.

DOUGHERTY, R.W. Experimental surgery in farm animals. 1st Ed. Ames, IA: Iowa State University Press, 1981.

- FLECKNELL, P.A. The relief of pain in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1984; 18: 147-160.
- GOURLEY, I.M. et VASSEUR, P.B., eds. *General small animal surgery*. Philadelphia, PA: J.B. Lippincott Company, 1985.
- KNECHT, C.D., ALLEN, A.R., WILLIAMS, D.J. et JOHNSON, J.H. *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3rd Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders Company, 1987.
- LANE, D.R., ed. *Jones's animal nursing*. 4th Ed. New York, NY: Pergamon Press, 1985.
- MORTON, D.B. et GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and an hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116: 431-436.
- OEHME, F.W., ed. *Textbook of large animal surgery*. 2nd Ed. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1988.
- PIERMATTEI, D.L. *An atlas of surgical approaches to the bones of the dog and cat*. 2nd Ed. Philadelphia, PA : Saunders, 1979.
- PRATT, P.W., ed. *Medical nursing for animal health technicians*. 1 st Ed. Goleta, CA: American Veterinary Publications, Inc. 1985.
- PRICE, C., ed. *Practical veterinary nursing*. Cheltenham, Eng.: BSAVA Publications, 1985.
- ROMATOWSKI, J. Prevention and control of surgical wound infection. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1989; 194: 107-114.
- SLATTER, D.H., ed. *Textbook of small animal surgery*. Philadelphia, PA: W.B. Saunders Company, 1985.
- SWINDLE, M.M. *Basic surgical exercises using swine*. New York, NY: Praeger Publishers, 1983. TRACY, D.L., ed. *Small animal surgical nursing*. St. Louis, MO: C.V. Mosby Company, 1983.
- TUFFERY, A.A., ed. *Laboratory animals: An introduction for new experimenters*. Chichester, Eng.: J. Wiley & Sons Ltd., 1987.
- WAYNFORTH, H.B. *Experimental and surgical technique in the rat*. London : Academic Press, 1980.

CONTRÔLE DE LA DOULEUR CHEZ LES ANIMAUX UTILISÉS, EN RECHERCHE, EN ENSEIGNEMENT ET DANS LES TESTS

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Consulter également les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

A. INTRODUCTION

L'amélioration de nos connaissances sur les mécanismes de base de la douleur et sur ses thérapies aurait été en grande partie impossible sans les expériences sur les animaux, qui ont rapporté énormément de bienfaits et pour les humains et pour les animaux. Les connaissances que nous avons acquises ont donné naissance à des méthodes de contrôle de la douleur plus efficaces chez les humains et chez les animaux et ont aussi contribué à la diminution de la souffrance, augmentant ainsi la qualité de vie des gens (Bonica, 1992).

L'évaluation et le contrôle de la douleur et de la souffrance sont un défi auquel il faut faire face, si l'on veut traiter les animaux de façon éthique et humanitaire (Fosse, 1991). Une oeuvre marquante sur la douleur animale a été publiée par Dawkins (1980); elle est intitulée *Animal Suffering: The Science of Animal Welfare*. D'autres publications de grande valeur incluent *Animal Pain: Ethical and Scientific Perspectives* (Kuchel, Rose et Burrell, 1990), *Animal Pain* (Short et Van Poznak, 1992) et un manuel intitulé *Recognition and Alleviation of Pain and Distress in Laboratory Animals*, préparé par le Committee on Pain and Distress in Laboratory Animals de l'Institute of Laboratory Animal Resources (ILAR), dans lequel on discute des facteurs de stress dans les laboratoires et des réactions comportementales qu'ils provoquent, de la physiologie de la douleur et de la détresse, des doses de médicaments et de l'euthanasie (ILAR, 1992).

Le premier symposium sur la douleur animale a été organisé en 1982 par la Federation of American Societies for Experimental Biology (FASEB) (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Des publications, des symposiums et des lignes directrices sur le soulagement de la douleur chez les animaux ont vite suivi (Zimmerman, 1983; RSPCA, 1983; Wall et Melzack, 1984; Flecknell, 1984; Gibson et Paterson, 1985; Morton et Griffiths, 1985; AVTRW, 1986; Frenk, Cannon, Lewis *et al.* 1986; AVMA, 1987; Beynen, Baumans, Bertens *et al.* 1987; Rowan, 1988; Anon., 1990; Balls, 1989, 1990; Arena et Richardson, 1990; Dawkins, 1990; Goyd, 1990; LASA, 1990; Bateson, 1991; Moberg, 1992).

Sackman (1991) a publié un compte rendu sur le contrôle de la douleur chez le chat et le chien.

B. QU'EST-CE QUE LA DOULEUR CHEZ LES ANIMAUX?

En plus des considérations éthiques, une mauvaise santé, de la douleur et de la détresse chez les animaux ajoutent des variables indésirables dans la recherche, variables qui peuvent causer beaucoup de problèmes

lors de l'interprétation des études (Montgomery, 1990). La recherche sur la douleur exige souvent la production, chez les animaux, de ces mêmes sensations et comportements que les lignes directrices recommandent d'éliminer (Amyx, 1990). Wall (1992) a suggéré que, au lieu de s'éterniser sur un concept indéfinissable de la douleur, on devrait d'abord étudier les efforts que l'animal déploie pour stabiliser son milieu interne puis l'aider en ce sens, ou tout au moins, ne pas gêner ces efforts sans bonne raison.

La détresse chez les animaux, et comment la définir et la mesurer, demeure toujours une question compliquée (Olfert, 1992; Lewis, 1942; Brown, 1988; Molony, 1985).

Flecknell (1987) a considéré la diminution ou le soulagement de la détresse ou de la douleur comme un raffinement dans le soin des animaux, au même titre que le raffinement, la réduction et le remplacement, les 3R de Russell et Burch (1959) (Smyth, 1978; Rowsell et McWilliam, 1986). Des techniques d'anesthésie inadéquates, par exemple, peuvent affecter la recherche et produire des douleurs inutiles (Flecknell, 1987). La souffrance animale inclut le stress, la détresse, l'inconfort et les privations (Smith, 1988), en plus de l'anxiété et de la peur. L'absence d'inconfort et l'absence de douleurs, de blessures ou de maladies sont deux des Cinq Libertés promulguées par le Farm Animal Welfare Council (FAWC) du Royaume-Uni (Seamer, 1993).

Jusqu'à ce qu'on ait démontré le contraire, on peut présumer que tout stimulus ou toute expérience qui cause de la douleur ou de l'inconfort chez les humains a le même effet chez les animaux (LASA, 1990; RSPCA, 1983), comme l'a mentionné pour la première fois le Littlewood Committee, en 1965. Amyx (1990) a suggéré que lorsque les Comités de protection des animaux (CPA) révisent les protocoles qui comportent des stimuli néfastes, les membres du Comité se soumettent eux-mêmes à ces stimuli.

L'inconfort peut ne pas être assez intense pour que l'animal exprime une douleur observable. Cependant, il est important d'être capable d'évaluer l'inconfort, car il faut d'abord cette connaissance pour être en mesure de l'éviter.

On a fait depuis longtemps des tentatives pour définir ce qui constitue le stress, mais sans en arriver à un accord (Levine, 1985). Cependant, ILAR (1992) a défini récemment le stress comme l'effet produit par des événements externes (c'est-à-dire physiques ou environnementaux) ou des facteurs internes (c'est-à-dire physiologiques ou psychologiques), reconnus comme agents stressants, qui induisent un changement dans l'équilibre biologique d'un animal. La présence ou l'absence de stress semble être le seul indicateur acceptable du bien-être animal (Duncan, 1992).

En plus du stress causé par une situation de recherche, on a démontré que les animaux d'expérimentation subissent le stress du transport, même sur de courtes distances (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980; Clark, Mason et Moberg, 1988; Toth et January, 1990) et il en est de même pour les animaux domestiques (Fraser et Broom, 1990).

Sherrington (1947) a été le premier à définir le stimulus néfaste comme étant un stimulus effectivement ou potentiellement dommageable pour la peau, ce à quoi Lineberry (1981) a ajouté le déclenchement d'un comportement d'évitement chez les animaux. Les récepteurs qui répondent spécifiquement aux stimuli néfastes sont appelés nocicepteurs (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Cependant, Wall (1992) mentionne qu'il est évident que le système nerveux central (SNC) peut extraire des informations relatives à la douleur à partir d'afférents autres que des nocicepteurs spécifiques.

La plus forte intensité d'une stimulation nocive qu'un humain peut tolérer s'appelle seuil de tolérance à la douleur (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Bateson (1991) rapporte que les expériences subjectives d'un animal, s'il en a, peuvent être totalement différentes de celles des humains, reflétant ainsi les différences dans sa façon de vivre et dans le fonctionnement de son organisme. Par exemple, la plupart des cliniciens-neurologues vétérinaires sont surpris de constater le seuil élevé de la douleur chez certains chiens (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983).

Dans les projets de recherche sur la douleur, la très grande majorité des animaux utilisés sont des rongeurs, spécialement les rats (Amyx, 1990). Silverman (1991) rapporte cependant que la détection de la douleur n'est pas facile à faire chez les rongeurs. De légers changements dans les comportements, des vocalisations, l'utilisation anormale de certaines parties du corps peuvent annoncer de la douleur, mais nous sommes incapables d'évaluer son ampleur. Il y a, chez les rongeurs, des indicateurs de douleur importants comme le fait de rester couché, des changements dans les poils et dans l'éclat des yeux (Montgomery, 1990).

Parmi les critères d'évaluation des conditions morbides et moribondes rencontrées dans les recherches oncologiques et toxicologiques, on observe une diminution d'activité, des changements dans le tempérament, de la nervosité, une diminution dans la consommation de nourriture et d'eau, des vocalisations anormales, des postures anormales, de l'automutilation et des changements dans les évacuations intestinales et urinaires (Montgomery, 1990).

Une des caractéristiques de la douleur ou de la détresse chez les animaux est le changement dans le comportement et dans la manifestation des réflexes (Amyx, 1990). Le personnel animalier et les chercheurs doivent être familiers avec les caractéristiques comportementales des animaux d'expérimentation, parce que le succès ou l'échec d'une étude peut dépendre de l'habileté à minimiser la douleur et la détresse, de la part des techniciens qui observent les animaux (Montgomery, 1990; Bateson, 1991). De plus, le fait d'être familier avec le personnel, le milieu et les procédures, peut diminuer l'anxiété chez les animaux, comme peut le faire un renforcement positif (LASA, 1990).

C. LIGNES DIRECTRICES

Le premier code de procédures de laboratoire concernant les animaux, en Amérique du Nord, a été écrit par Walter B. Cannon en 1909. Il fut adopté et appliqué dans les laboratoires des facultés de médecine américaines. Plus tard, il a été à la base d'une publication de l'American Physiological Society (APS) intitulée *Guiding Principles in the Care and Use of Animals* (Cecil et Samuels, 1987).

La souffrance, en Grande-Bretagne et dans les Pays-Bas, est classée en trois catégories : faible, modérée ou intense (Smith, 1988).

Un groupe de travail de la Britain's Laboratory Animal Science Association (BLASA) a discuté de l'évaluation et du contrôle de la douleur chez les animaux d'expérimentation (LASA, 1990). Barclay (1988) a développé un index de perturbation pour les rongeurs. Le groupe de travail LASA a, de son côté, défini un index de sévérité (IS). Cet index a été appliqué dans des domaines comme l'administration de substances, le prélèvement de tissus et de liquides corporels, les techniques chirurgicales et l'immobilisation. L'IS est calculé à partir de points basés sur l'état de conscience, l'anesthésie, les manipulations de préparation, l'immobilisation (allant de l'immobilisation manuelle brève à l'immobilisation complète), la durée, la sensibilité des tissus, les risques pour les organes et la mortalité. On évalue aussi les conséquences en termes de douleur, de détresse et de privation. Les procédures sont évaluées sur une échelle de 1 à 34 points. Les exemples

vont de 2 points pour une injection intraveineuse chez un animal anesthésié à 24 points pour une parabiose (suspension réversible d'activités vitales ou union de deux individus permettant entre eux des échanges physiologiques) (LASA, 1990).

LASA affirme, en se basant sur Maslow (1970) et Curtis (1985), que l'interférence des fonctions ou des besoins physiologiques de base présente un risque plus grand pour le bien-être ou la survie que l'interférence des besoins comportementaux (LASA, 1990). Cependant, le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) croit, au moins en ce qui concerne les primates non humains, que des mesures pour sauvegarder leur équilibre psychologique doivent être aussi prioritaires que celles concernant leur santé physique (CCPA, 1984).

Le présent *Manuel* comporte des lignes directrices sur les catégories d'interventions invasives chez les animaux d'expérimentation, lesquelles étaient basées à l'origine sur celles du Scientists Center for Animal Welfare, de Washington, dans *Categories of Biomedical Experiments Based on Increasing Ethical Concerns for Non-Human Species* (Orlans, Simmonds et Dodds, 1987). Le document du CCPA intitulé *Catégories de techniques invasives en expérimentation animale* a été modifié à neuf reprises. On retrouvera ailleurs dans ce *Manuel* la déclaration du CCPA sur les *Principes régissant l'expérimentation sur les animaux*, sur lesquels on pourra se baser lors du contrôle de la douleur.

D. RÔLE DU VÉTÉRINAIRE DANS LE CONTRÔLE DE LA DOULEUR

La formation et la compétence vétérinaire sont essentielles dans un établissement, en ce qui a trait à la prévention et à la diminution de la douleur et de la souffrance chez tous les animaux utilisés en recherche, en enseignement et dans les tests (Gorham, 1991; Rowsell, 1992). L'Association canadienne de la médecine des animaux de laboratoire (ACMAL) a produit en 1990 un document intitulé *Déclaration sur les soins vétérinaires adéquats*, que le CCPA considère comme une base pour sa propre politique à ce sujet. Le document traite de la prévention et du soulagement de la douleur chez les animaux.

On a déjà mentionné la contribution des techniciens animaliers compétents. L'Association canadienne pour la technologie des animaux de laboratoire (ACTAL) est responsable, au Canada, de l'établissement des standards, de l'examen et de l'enregistrement des techniciens animaliers de laboratoire.

E. SIGNES DE DOULEUR ET DE DÉTRESSE*

Il existe de nombreuses réponses stéréotypées aux stress et à la douleur chez les animaux, particulièrement chez les mammifères. Néanmoins, les différences d'espèce existent. Reconnaître les changements dans le comportement et dans l'apparence physique d'une espèce animale à l'étude, permettra d'identifier rapidement un animal qui a des douleurs ou qui subit un stress. Cette section décrit certaines observations spécifiques propres à certaines espèces.

* Nos remerciements à : Association of Veterinary Teachers and Research Workers. *Guidelines for the recognition and assessment of pain in animals*. Potters Bar, Herts: Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), 1989; Laboratory Animal Science Association Working Party. The assessment and control of the severity of scientific procedures on laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 97-130; Hansen, B., Hardie, E. et Young, M. Recognition of acute pain and distress in the dog. *Humane Innovations and Alternatives to Animal Experimentation* 1990; 4: 170-173; Morton, D.B. et Griffiths, P.H. M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and a hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116 (16): 431-436.

Primates non humains (PNH)

Souvent les singes manifestent fort peu de réactions aux procédures chirurgicales ou aux blessures par traumatisme. Les signes évidents de douleur ne sont pas faciles à déceler. Une vocalisation forte et persistante, par exemple, signifie habituellement un simple état d'alarme ou de la colère. L'animal en douleur peut être pelotonné dans une posture accroupie, la mine triste et les yeux vitreux, ou il peut être assis en position courbée, la tête avancée et les bras croisés sur son corps. Il peut éviter ses compagnons et arrêter de se toiletter. Un singe qui souffre peut aussi se servir de divers moyens pour attirer l'attention de ses congénères de cage, allant du toilettage social à l'attaque. Une douleur abdominale aiguë peut causer des contorsions faciales, le claquement des dents, l'agitation et des tremblements accompagnés de grognements et de gémissements. La consommation de nourriture et d'eau diminue habituellement ou bien cesse.

Signes clés : position courbée, absence de toilettage, refus de nourriture ou d'eau, mine abattue.

Chiens

Les chiens qui souffrent sont généralement plus tranquilles, moins alertes et plus retirés; ils ont une démarche raide et sont peu disposés à bouger. Dans les cas de douleur intense, les chiens peuvent rester couchés ou adopter une posture anormale pour diminuer leur inconfort. Lorsque la douleur est moins intense, le chien peut être agité; en réponse immédiate à une douleur aiguë mais de faible intensité, il peut augmenter sa vigilance. Il peut y avoir une perte d'appétit, des frissons et une augmentation de la fréquence respiratoire accompagnée de halètements. Il est peu probable que le chien jappe spontanément; il gémira plutôt ou il hurlera, surtout si on ne s'occupe pas de lui, et il pourra grogner sans provocation apparente. Un chien peut lécher ou gratter un endroit douloureux de son corps. Lorsqu'il est manipulé, il peut manifester de l'inquiétude ou de l'agressivité. L'animal a le regard anxieux; il cherche les surfaces froides. Il a souvent la queue entre les pattes.

On peut noter aussi une protrusion pénienne et des mictions fréquentes.

Signes clés : perte d'appétit, morsures aux endroits douloureux, caractère anormalement craintif.

Chats

Les chats qui éprouvent de la douleur sont généralement silencieux et ont la mine inquiète; le front peut paraître plissé. Ils peuvent pousser des cris ou miauler, grogner et siffler si on les approche ou si on les force à bouger. Ils perdent l'appétit et ont tendance à se cacher ou à s'éloigner des autres chats. Leur posture devient raide et anormale, variant avec le site de la douleur. Un chat qui a une douleur de tête gardera la tête penchée. Si la douleur s'étend au thorax et à l'abdomen, le chat peut s'accroupir ou se coucher en rond. La tête, le cou et le corps peuvent être allongés si la douleur est localisée au niveau du thorax seulement. Quant aux douleurs à l'abdomen ou au dos, le chat peut se coucher sur le côté, le dos voûté. Si l'animal marche ou se tient debout, son dos est voûté et sa démarche est empruntée. De plus, il arrive que l'animal se lèche constamment dans le cas d'une douleur localisée. Une douleur à un membre provoque habituellement une boiterie, ou l'animal maintient le membre endolori plié.

Une grosse douleur peut amener le chat à manifester un comportement insensé et à faire des tentatives désespérées pour se sauver. Si on touche ou palpe un endroit douloureux, l'animal peut réagir immédiatement.

et avec violence. Il peut manifester de l'essoufflement, une augmentation de la fréquence cardiaque et une dilatation de la pupille. Un chat qui souffre d'une douleur chronique peut avoir une apparence négligée et se comporter de façon très différente de la normale. Il se recroqueville sur ses membres, la tête et le cou courbés, et il émet un cri distinctif ou des sifflements et des crachotements. Ses oreilles sont aplaties. Il laisse voir la peur d'être manipulé et il peut avoir un mouvement de recul.

Signes clés : posture raide, comportement insensé, absence de toilettage, tête et cou recourbés, perte d'appétit.

Souris

À la suite de procédures douloureuses, les souris peuvent passer plus de temps endormis. On peut aussi observer une diminution dans la consommation de nourriture et d'eau conduisant à des pertes de poids, à de la déshydratation et à une atrophie musculaire dorsale. Le hérissément des poils et l'arrondissement du dos sont des signes de douleur ou de détresse. L'animal ne se toilette plus et il se gratte plus fréquemment. Les souris malades sont souvent isolées du reste du groupe. Au tout début, on observe des vocalisations agressives, puis elles diminuent lorsque la douleur ou le stress empêche l'animal de bouger et de répondre aux stimuli.

À mesure que la condition de l'animal s'aggrave, on peut observer que les yeux sont creux et qu'il y a des écoulements oculaires et nasaux. La fréquence respiratoire augmente et la respiration devient laborieuse. Déféquer et uriner sont les premières réactions au stress chez la souris, la fréquence augmentant ou diminuant au fur et à mesure de la progression du stress. Le mouvement des vibrisses devient moins évident si la douleur ou le stress persiste. Les souris malades deviennent plus timides et anxieuses, mais lorsque la douleur ou le stress augmente, elles peuvent devenir agressives et avoir tendance à mordre. L'animal peut essayer de mordre le site de la douleur ou de la région affectée et il peut se mutiler au niveau de la zone douloureuse.

Lorsque la douleur est abdominale, l'animal a tendance à se tordre convulsivement. Il adopte peu à peu une posture de sommeil arrondie loin de la lumière. Lorsque les membres ou les pieds sont affectés, l'animal se met à courir soudainement comme s'il voulait se sauver; il a beaucoup de difficulté à maintenir une posture. L'animal peut avoir une démarche instable, de la difficulté à avancer en ligne droite et à tourner en rond lorsque son équilibre est affecté. Lorsque la souris fait de l'ascite, elle peut se tortiller en marchant.

À mesure que la condition s'aggrave, l'animal devient silencieux et cesse de réagir; il s'éloigne du groupe et finit par perdre conscience de ce qui se passe autour de lui. On peut observer de l'hypothermie et la condition de l'animal se détériore; au toucher, l'animal est froid.

Signes clés : animal en retrait, morsures, hérissément des poils, dos voûté, yeux et abdomen creux, déshydratation, perte de poids.

Rats

Les rats sont généralement dociles et moins agressifs que les souris envers leurs congénères de la même espèce et les humains. Une douleur aiguë ou un stress aigu s'accompagne habituellement de vocalisations et de luttes constantes. Ils vont souvent lécher ou surveiller le site de la douleur. Si l'animal se gratte beaucoup, cela peut indiquer une douleur chronique. Un rat qui ressent une douleur va souvent s'accroupir, la tête rentrée dans l'abdomen. Ses périodes de sommeil seront dérangées; elles augmenteront si la douleur ou la

détresse persiste. Lorsque le système respiratoire est touché, on observe une augmentation de la fréquence respiratoire accompagnée d'éternuements. Le hérissément des poils est plus fréquent et l'animal prend une apparence négligée parce qu'il ne se toilette plus. Il peut aussi y avoir une chute de poils. L'animal cesse de manger et de boire normalement. Le tonus cutané est mauvais et il y a une atrophie musculaire le long du dos, indiquant de la déshydratation et une perte de poids.

Au cours de procédures douloureuses ou de détresses répétées, les animaux peuvent devenir plus agressifs et résister aux manipulations, ce qui s'amplifiera au fur et à mesure de l'augmentation de la douleur ou de la détresse. Les paupières peuvent rapidement se fermer à moitié ou complètement. Les yeux paraissent creux, et on observe couramment des écoulements oculaires qui évoluent souvent vers un exsudat d'hématoporphyrine de couleur rouge autour des yeux. S'il y a des écoulements nasaux, ils peuvent eux aussi être colorés en rouge (Harkness et Ridgway, 1980).

Selon l'organe impliqué, on peut observer de la constipation ou de la diarrhée. Des mictions moins fréquentes accompagnent la diminution de la consommation d'eau; cependant, la fréquence peut augmenter lors d'infections du tractus urinaire ou de troubles hormonaux. Au début, les animaux manifestent leur douleur par un état d'alerte/agressivité et par une tendance à mordre, puis ils deviennent éventuellement déprimés et ne répondent plus. Les comportements d'exploration diminuent et on voit apparaître des comportements hostiles envers les autres animaux. Lors d'étapes ultérieures, il se peut que des animaux se mutilent au niveau des sites de douleur. S'il y a des douleurs abdominales, des contractions de l'abdomen et des mouvements désordonnés peuvent apparaître. La douleur peut augmenter avec les déplacements. On peut noter une boiterie au niveau d'un membre ou simplement une démarche prudente. Lorsqu'il y a obstruction intestinale ou ascite, on peut observer une démarche de canard. L'animal peut tourner en rond lorsque son équilibre est perturbé.

Au début les animaux manifestent de l'irritation ou des vocalisations agressives, spécialement lorsqu'ils sont manipulés. Quand la douleur ou le stress persiste, les vocalisations diminuent graduellement et les animaux cessent de bouger, à moins qu'ils ne soient stimulés par une douleur soudaine. L'hypothermie est un signe important de la détérioration de la condition des animaux. L'animal qui paraît pâle souffre d'anémie ou de pertes de sang.

Signes clés : vocalisations, luttés, léchage/vigilance, perte de poids, hérissément des poils, position arrondie, hypothermie.

Cobayes

Les cobayes sont des animaux alertes, mais timides et anxieux, qui cherchent à éviter la capture et l'immobilisation. Ils sont peu ou rarement agressifs envers les humains. Tout signe de soumission indique que l'animal n'est pas bien. Même une petite douleur ou une douleur passagère est accompagnée de fortes vocalisations. Lorsqu'ils souffrent, les cobayes paraissent souvent endormis. Au début, les niveaux de réponses aux stimuli douloureux et stressants augmentent, puis ils disparaissent et l'animal ne réagit plus. Il apparaît de plus en plus anxieux. Ses yeux peuvent être creux et ternes. À mesure que la douleur ou le stress progresse, la fréquence respiratoire augmente, et si l'appareil respiratoire est affecté, les respirations deviennent forcées et laborieuses. On observe souvent une perte de poids et aussi une chute de poils, une peau squameuse et de la déshydratation. Si le tractus gastro-intestinal est impliqué, on peut voir apparaître de la diarrhée. Lorsqu'ils sont soumis à un stress alimentaire avec privation d'eau et de nourriture, les animaux ont tendance à se provoquer. Des agressions peuvent survenir dans un groupe et des dommages à la peau du dos peuvent résulter

des batailles. Il y a une salivation excessive lorsque des problèmes dentaires entraînent des difficultés à se nourrir, une tendance à avoir le dos arqué s'il y a des douleurs abdominales et une déficience au niveau des réflexes chez les animaux très malades. Les animaux plus âgés peuvent ressentir des douleurs en marchant, être affligés d'une boiterie et avoir une démarche prudente à cause de blessures aux pieds.

Signes clés : retrait, vocalisations, absence de résistance à l'immobilisation, pelage hirsute, absence de réponse.

Gerbilles de Mongolie

Les gerbilles sont des animaux très actifs et nerveux; elles cherchent habituellement à éviter l'immobilisation. Les signes de douleur et de détresse sont difficiles à évaluer, parce que les gerbilles résistent apparemment à toute interférence. Des stimuli douloureux ou stressants amènent ces animaux à réagir encore plus. Des écoulements aux yeux sont fréquents et, dans des conditions de stress, les paupières peuvent être à moitié fermées et bordées de sécrétions desséchées. Il est difficile d'évaluer à l'oeil la fréquence respiratoire associée à un trouble pulmonaire. L'état du pelage se dégrade et la chute de poils de la queue peut apparaître chez les animaux hébergés en trop grand nombre. Des lésions faciales et des plaies peuvent se produire par suite d'un creusage excessif dans les coins de la cage.

La déshydratation est rare chez la gerbille, car son métabolisme lui permet d'utiliser au maximum son régime en eau. Dans des conditions normales, l'urine est évacuée en petites quantités seulement. Les fèces sont normalement fermes, en boulettes sèches. La constipation est rare. Lorsque la diarrhée apparaît, elle peut conduire rapidement à la mort à cause de la perte de liquide.

Les gerbilles sont normalement actives et nerveuses à l'extrême. Dans des conditions de stress intense, un animal peut perdre connaissance temporairement et sembler en état de choc, mais il finira par s'en remettre. On peut voir apparaître des changements dans le comportement exploratoire et une augmentation des réactions agressives. Spécialement lors de certains problèmes abdominaux, le dos peut s'arrondir et devenir arqué. Les animaux ont une démarche anormale lorsque les problèmes se situent au niveau de la locomotion ou de l'abdomen.

Signes clés : apparence arrondie, perte de poids, syndrome de choc.

Hamsters syriens (dorés)

Dans des conditions normales, les hamsters dorment pendant de longues périodes de temps durant le jour et sont peu actifs. Ils sont souvent agressifs envers leurs congénères de cage et ils émettent des cris stridents, disproportionnés par rapport au degré d'interférence, lorsqu'ils sont manipulés. Cette réaction s'intensifie lorsqu'il y a de la douleur ou un stress. Des écoulements oculaires accompagnent couramment le stress. La fréquence respiratoire augmente si les poumons sont affectés. La dégradation de l'état du pelage apparaît quand il y a carence de vitamine E et d'acides gras à chaînes courtes dans le régime. La perte de l'équilibre corporel accompagne une diminution de la prise alimentaire et en eau. La constipation est rare chez le hamster. La diarrhée, lorsqu'elle apparaît, est abondante et liquide, colorant la région périnéale. Les animaux sont déprimés lorsqu'ils ne sont pas dérangés. Les périodes diurnes de sommeil peuvent être allongées et on peut voir une augmentation de la lassitude, excepté lorsque l'animal est manipulé. Le comportement exploratoire est diminué. Lorsque la douleur est abdominale, l'animal a une apparence arrondie et refuse de bouger. Un animal couché sur le côté peut signifier qu'il est moribond. La démarche normale de l'animal est perturbée.

lorsque la douleur est en rapport avec la locomotion. Des mouvements contraints sont quelquefois associés à des problèmes abdominaux, p. ex. l'ascite à la suite d'une cirrhose.

Signes clés : **perte de poids, apparence arrondie, augmentation des agressions ou de la dépression, périodes de sommeil allongées.**

Lapins

Le lapin a beaucoup de difficulté à extérioriser la douleur et la détresse, acceptant calmement des procédures apparemment douloureuses ou stressantes. Ceci est peut-être dû à son comportement à l'état sauvage, alors que la dissimulation est importante pour la survie de l'animal. Même les lapins en bonne santé peuvent bouger très peu ou s'adonner à des comportements d'exploration. Habituellement, les lapins réduisent leur consommation de nourriture et d'eau (perdant ainsi du poids et devenant déshydratés) et restreignent leurs déplacements lorsqu'ils sont soumis à des procédures douloureuses. Même si les lapins sont souvent malades et en détresse sans qu'il y ait de changements importants dans leur condition physique, en faisant un examen attentif, on constatera une atrophie de la masse musculaire au bas du dos. Les lapins réagissent habituellement au stress par l'émission d'écoulements oculaires, accompagnés d'une protubérance de la membrane nictitante.

Lorsque les lapins souffrent de façon continue, soit à cause de la douleur soit à cause d'un stress, ils ont l'air endormis. Ils deviennent de plus en plus déprimés, progressivement inconscients et ils ne réagissent plus. L'animal se tournera vers l'arrière de la cage pour éviter la lumière. Une augmentation de la fréquence respiratoire accompagne soit un sentiment d'appréhension ou des problèmes pulmonaires. La fourrure est tachée par les selles, qui peuvent être interrompues pendant la nuit. La constipation et la diarrhée sont des réponses habituelles à la douleur ou à la détresse. Le toilettage excessif peut conduire à la formation de pelotes de poil dans l'estomac. Lorsqu'il y a des douleurs plantaires, l'animal diminue l'inconfort en transférant son poids soit vers l'avant soit vers l'arrière. L'inconfort abdominal pousse habituellement l'animal à s'étirer et à s'étendre à plat. Lorsque l'animal souffre particulièrement de plaies aux pieds, la marche peut être douloureuse.

Signes clés : **diminution dans le boire et le manger, tête tournée vers l'arrière de la cage, quasi-inaction, photosensibilité apparente.**

Chevaux

On observe des périodes d'agitation chez les chevaux qui éprouvent de la douleur ou de la détresse. L'animal retient les aliments dans sa bouche sans les manger. Il paraît anxieux, ses pupilles sont dilatées et il a les yeux vitreux; sa fréquence respiratoire est augmentée et ses narines sont dilatées; il sue beaucoup et se tient le corps raide. Lorsque la douleur perdure, son comportement peut changer allant de l'agitation à la dépression, en gardant la tête basse. Lorsqu'il y a des blessures squelettiques, l'animal peut tenir ses membres dans des positions inhabituelles et se montrer peu disposé à se déplacer, la tête et le cou étant figés. Il arrive que la douleur déclenche de la tachycardie.

Lors de douleurs abdominales, le cheval peut se regarder l'abdomen, le mordre ou le frapper avec ses pieds; il peut se coucher et se lever fréquemment, marcher en rond ou se rouler par terre. Un cheval sur le point de faire un collapsus peut se tenir debout très calmement, rigide et immobile, mais présenter des signes de détérioration de la circulation, comme la cyanose des muqueuses, et un temps de remplissage de capillaires prolongé. Les chevaux qui ont des douleurs se montrent peu disposés aux manipulations.

Signes clés : air anxieux, agitation, morsures au site de la douleur, état dépressif, position figée.

Bovins

Les bovins qui ont des douleurs ont souvent une apparence terne et déprimée, se tenant la tête basse et montrant peu d'intérêt pour leur entourage. Il y a perte d'appétit et de poids et, chez les vaches laitières, une baisse soudaine de la sécrétion lactée. Des douleurs intenses provoquent souvent des respirations superficielles rapides. Lorsqu'on les manipule, ils peuvent réagir violemment ou adopter une posture rigide afin d'immobiliser la région douloureuse. On peut entendre des grognements et des grincements de dents. Les douleurs aiguës peuvent pousser les animaux à beugler. Les signes de douleurs abdominales sont généralement semblables à ceux observés chez le cheval, mais ils sont moins marqués. La posture rigide que les animaux adoptent peut conduire à une absence de toilettage, parce que les animaux ne veulent pas se tourner le cou. En présence de douleurs abdominales aiguës, comme lors d'étranglement intestinal, l'animal adopte une position caractéristique, une patte arrière placée directement en avant de l'autre. Le léchage persistant d'une région de la peau ou des coups donnés avec les pieds dans la région endolorie peuvent indiquer le site de la douleur.

Signes clés : apparence terne, état dépressif, perte d'appétit, grognements, grincements de dents, posture rigide.

Moutons et chèvres

En général, les signes de la douleur chez ces espèces animales sont semblables à ceux des bovins. Ce qui est apparent, ce sont les changements de posture et d'expression faciale. Les animaux sont généralement peu disposés à bouger. Les chèvres sont plus susceptibles de vocaliser que les bovins lorsqu'elles ont des douleurs. On peut entendre aussi des grincements de dents et des grognements. Les moutons, en particulier, endurent de graves blessures sans montrer de signes de douleur ou de détresse. Après des procédures comme la castration et le coupage de la queue, les agneaux peuvent montrer des signes d'inconfort comme se lever et se coucher à répétition, se branler la queue, bêler occasionnellement, s'étirer le cou, se retrousser la lèvre supérieure, frapper du pied, se rouler et faire de l'hyperventilation.

Signes clés : posture rigide et répugnance à se mouvoir.

Porcs

Les porcs réagissent à la douleur en montrant des changements dans leur démarche et leur posture. Normalement, ils poussent des cris et essaient de se sauver lorsqu'on essaie de les manipuler, mais ces réactions peuvent s'amplifier si l'animal est souffrant. Les porcs adultes peuvent devenir agressifs. Lorsqu'on palpe la région endolorie, ils crient, mais ils ne manifestent pas de signes de douleur lorsqu'on traite des lésions chroniques. Souvent ils ne veulent pas se déplacer, préférant se cacher dans la litière si possible.

Signes clés : les vocalisations et la disparition des comportements sociaux normaux peuvent être des indicateurs utiles de souffrance chez le porc.

Oiseaux

Les oiseaux qui souffrent peuvent montrer des réactions de fuite, accompagnées de vocalisations et de mouvements excessifs. Les oiseaux s'allongent le cou de plus en plus loin et de plus en plus souvent. La fréquence

cardiaque et respiratoire augmente. Si la douleur se prolonge, les oiseaux perdent l'appétit, deviennent inactifs et ont l'air affaiblis et misérables. Leurs yeux peuvent être à moitié fermés, leurs ailes à plat sur le corps et leur tête penchée vers l'arrière. Lorsqu'on les manipule, ils peuvent demeurer immobiles plutôt que d'essayer de se sauver. Les oiseaux qui ont des douleurs à une patte éviteront de l'utiliser et préviendront son extension.

Signes clés : réaction de fuite, immobilité atonique, perte d'appétit, non-utilisation du site endolori.

Reptiles

La douleur chez les reptiles peut être caractérisée par des tressaillements et des contractions musculaires. Il peut y avoir des mouvements répulsifs à l'égard des stimuli désagréables et des tentatives de morsures. Si la douleur persiste, les animaux peuvent souffrir d'anorexie, de léthargie et d'une perte de poids, bien qu'il soit difficile d'associer quelconque de ces signes à l'absence de bien-être due à la douleur.

Signes clés : tressaillements et contractions musculaires, perte de poids, anorexie.

Poissons

Il est difficile de déterminer la nature de la réaction à la douleur chez les poissons. Même si les poissons réagissent fortement aux blessures ou aux irritants de contact, leurs réactions aux stimuli peuvent être faibles ou absentes. Les poissons affligés de blessures graves qui forceraient un mammifère à rester immobile, donnent souvent l'impression de se comporter tout à fait normalement, ils peuvent même continuer à se nourrir. En réponse à des stimuli adverses, comme une injection avec une aiguille hypodermique, les poissons auront de fortes contractions musculaires. Si le milieu n'est pas propice, tel un milieu trop acide, ils manifesteront des comportements aberrants à la nage et ils chercheront à sortir de l'eau, leurs couleurs deviendront plus foncées et leurs mouvements operculaires plus rapides. De telles manifestations indiquent un certain degré de détresse, bien qu'il ne soit pas possible de les décrire d'une façon certaine comme étant des signes de douleur.

F. AGENTS ANALGÉSQUES

L'utilisation d'agents analgésiques pendant et après une procédure douloureuse doit faire partie intégralement de la description d'un protocole. On retrouvera des informations générales et des précisions sur l'administration et le dosage des analgésiques selon les espèces dans plusieurs publications (Sawyer, 1985; Sackman, 1991; Flecknell, 1984) et dans des manuels sur l'anesthésie cités dans les lectures additionnelles.

Les opioïdes (drogues ressemblant à la morphine) sont les analgésiques les plus utilisés. Ils agissent en se liant à des récepteurs spécifiques. Les classes principales de récepteurs sont μ .

1. Agonistes de l'opium

Les agonistes de l'opium produisent des effets hypnotiques et analgésiques puissants, incluant un effet dépresseur sur les systèmes cardiovasculaire et respiratoire et des dérangements dans le mécanisme de la thermorégulation. L'euphorie et la dépendance liées aux agonistes opioïdes chez les humains ne sont pas un problème chez les animaux, si les drogues sont utilisées correctement. Certains opioïdes provoquent des vomissements chez les chiens et les PNH et peuvent induire, occasionnellement, une phase d'agitation chez la plupart des espèces animales. Chez les animaux domestiques comme chez le chat et la souris, les effets

des opioïdes sont moins prévisibles et des réactions d'agitation indues peuvent se produire. On peut éviter la phase d'agitation chez les animaux sensibles aux opioïdes en utilisant des doses très faibles (Green, 1982).

Les opioïdes utilisés en médecine vétérinaire sont la morphine, la mépéridine, le fentanyl, l'oxymorphine, l'étorphine (M99) et le carfentanil. Ces agonistes sont purs ou relativement purs μ et ce sont tous de bons analgésiques.

- a) **Morphine** : cet analgésique est le plus fréquemment utilisé en clinique pour le contrôle de la douleur postopératoire chez le chien et chez les PNH, permettant jusqu'à quatre heures de soulagement de la douleur. Cependant, chez le chien, la morphine a des effets gastro-intestinaux indésirables. L'administration intraveineuse d'un bol chez le chien peut provoquer la sécrétion d'histamine, ce qui peut contribuer à l'action hypotensive de la morphine (Hall et Clarke, 1991). Comme prémédication, l'effet stimulant de la morphine sur le nerf vague peut provoquer de la bradycardie, à moins que l'on ne donne préalablement de l'atropine. Une dépression respiratoire profonde apparaît rapidement et elle est reliée à la dose. Finalement, il y a une augmentation des pressions intracrâniennes et intra-oculaires (Sackman, 1991).
- b) **Mépéridine** : elle provoque des effets semblables à la morphine. C'est l'analgésique idéal comme prémédication chez le chien, parce qu'elle provoque peu de stimulation gastro-intestinale. Cependant, une hypotension grave peut se produire après son utilisation intraveineuse, étant donné que l'analgésie dure seulement d'une à deux heures. Elle n'est pas recommandée pour atténuer les douleurs postchirurgicales. Cette drogue s'est avérée pratique comme sédatif postopératoire chez les PNH et chez les chevaux.
- c) **Fentanyl** : un opioïde très puissant à l'action de courte durée. On le combine avec le dropéridol pour en faire un analgésique neuroleptique qui provoque une analgésie profonde. Des composés de synthèse du fentanyl incluent l'alfentanil, qui a une demi-vie extrêmement courte, et le sufentanyl, qui a une demi-vie de moins que le fentanyl mais moins d'effets périphériques (Flecknell, 1984).
- d) **Oxymorphone** : un analgésique plus puissant que la morphine, qui produit plus de sédation chez le chien que la morphine ou la mépéridine. Le soulagement de la douleur postchirurgicale dure de deux à six heures. La stabilité cardiovasculaire est beaucoup plus grande qu'avec les autres dérivés de l'opium. On combine souvent cette drogue avec le diazépam ou l'acépromazine pour l'anesthésie et l'analgésie chez les vieux animaux ou chez les animaux malades. On doit donner un anticholinergique pour prévenir une bradycardie importante.
- e) **Étorphine (M99)** : un puissant dérivé de la morphine, qui a tendance à produire une agitation initiale suivie d'une dépression. On l'a utilisée très largement dans les fusils à fléchettes pour la capture et l'immobilisation d'animaux de zoo et d'animaux sauvages, à cause de sa puissance (Fowler, 1986; Green, 1982). On l'a aussi utilisée chez certains animaux à sang froid (Fowler, 1986; Green, 1982). L'étorphine est extrêmement dangereuse pour les humains. Pour cette raison, on doit avoir à sa disposition de la déprénorphine (M5050) et l'utiliser immédiatement pour neutraliser les effets, si une personne y est exposée accidentellement (Fowler, 1986).
- f) **Carfentanil** : un opioïde maintenant préféré à l'étorphine par plusieurs vétérinaires de zoo, à cause de sa puissance plus élevée qui permet son administration à l'aide d'un tampon ou par pulvérisation sur les muqueuses buccales ou nasales. Il peut être neutralisé par la cyprénorphine (M285) ou la diprénorphine (M5050) (Lumb et Jones, 1984) et la naltrexone. Le carfentanil peut être fatal chez les humains s'il est injecté par accident (dose d'immobilisation partielle).

2. Agonistes/antagonistes de l'opium

La recherche d'agents analgésiques provoquant moins d'effets secondaires que les agonistes purs m a conduit au développement d'agonistes partiels μ et κ , comme le butorphanol et la buprénorphine. Ce groupe d'agents peut aussi être utilisé pour neutraliser les effets dépressifs d'un opioïde tout en préservant ses qualités analgésiques.

- a) **Butorphanol** : un analgésique synthétique cinq fois plus puissant que la morphine. Il produit une certaine sédation et la dépression respiratoire atteint un plafond qui n'augmente pas avec des doses plus grandes. Les effets cardiovasculaires sont minimes et c'est un faible antagoniste opioïde (Dyson, 1990). Suite à une injection sous-cutanée, l'analgésie dure de deux à cinq heures et elle peut s'accompagner d'un certain état de malaise.
- b) **Buprénorphine** : un analgésique à longue durée d'action qui antagonise les effets dépressifs des agonistes opioïdes, tout en maintenant une analgésie postopératoire de longue durée (8-12 heures) chez plusieurs espèces (Flecknell, 1984).
- c) **Lactate de pentazocine** : un analgésique faible à très courte durée d'action (approximativement une demi-vie de 22 minutes chez le chien). Il provoque des effets cardiovasculaires minimes et c'est un dépressif respiratoire faible.
- d) **Nalbuphine** : un analgésique légèrement moins puissant que la morphine, possédant une grande marge de sécurité et provoquant une dépression cardiovasculaire et respiratoire minime. L'analgésie dure de trois à huit heures. On l'a aussi été utilisée comme antagoniste opioïde pour neutraliser la sédation et la dépression respiratoire des opioïdes, tout en maintenant l'analgésie (O'Hair, Dodd, Phillips *et al.* 1988).

3. Antagonistes de l'opium

L'hydrochlorure de naloxone, un antagoniste efficace, est utilisable pour neutraliser les effets des opioïdes (incluant l'analgésie). Il ne possède pas de propriétés agonistes et ne produit pas de dépression respiratoire ou cardiovasculaire. Il a un effet antagoniste de une à quatre heures et il peut être utilisé pour neutraliser les effets de toute drogue du groupe agoniste/antagoniste de l'opium. On doit avoir à sa disposition de la nalorphine ou de la diprénorphine lorsqu'on utilise l'étorphine, en cas d'injection accidentelle à une personne (Lumb et Jones, 1984). La naltrexone est un dérivé à longue durée d'action de la naloxone. Actuellement, on l'utilise de façon limitée en médecine vétérinaire, mais si on avait besoin d'un antagoniste pur à longue durée d'action, il pourrait être utile (Hall et Clarke, 1991).

4. Drogues anti-inflammatoires non stéroïdiennes (DAINS)

Ces agents produisent une analgésie en diminuant l'inflammation et, par conséquent, la sensibilité périphérique. Ils ont peu, sinon aucune action analgésique centrale. Les effets secondaires sont au niveau des plaquettes, de la fonction rénale et de l'ulcération gastrique. Les chats métabolisent lentement ces agents et ils ne doivent pas être prescrits souvent à cause de leur toxicité. Les drogues antiinflammatoires non stéroïdiennes habituellement utilisées chez le chien sont le groupe acide carboxylique (aspirine, naproxène, acide méclofénamique, flunixin) et les acides énoliques (phénylbutazone, dipyron et piroxicam). On utilise souvent, à faibles doses, l'aspirine, la phénylbutazone et la dipyron chez le chat (Sawyer, 1985).

- a) **Aspirine** : elle soulage la douleur associée à l'inflammation périphérique, mais elle est inefficace contre les douleurs abdominales. Chez le chat, on doit la donner aux 48 ou 72 heures.

- b) **Naproxène** : il est utilisé lorsque l'aspirine ne soulage pas la douleur; il doit être administré une fois par jour. Comme pour l'aspirine, les ulcères gastriques sont un effet secondaire.
- c) **Acide méclofénamique** : un analgésique populaire pour le traitement des douleurs musculosquelettiques réfractaires à l'aspirine. Il est 1,5 fois plus puissant que la phénylbutazone.
- d) **Flunixin** : on rapporte que le flunixin possède des propriétés analgésiques plus grandes que la phénylbutazone, la mépéridine ou la codéine, et on l'utilise contre les douleurs ostéo-arthritiques. On l'utilise de routine chez les grands animaux et il devient de plus en plus populaire chez les petits animaux. Chez le chien, si on le prescrit plus de trois fois, il peut être responsable de problèmes gastro-intestinaux graves (hémorragies) (Hall et Clarke, 1991).
- e) **Phénylbutazone** : elle soulage les douleurs musculosquelettiques, mais on lui attribue des dyscrasies, des troubles gastro-intestinaux, des néphropathies et des hépatites.
- f) **Dipyron** : un analgésique, un antipyrétique et un anti-inflammatoire qui peut causer de la dyscrasie si on l'utilise longtemps.
- g) **Piroxicam** : un analgésique populaire en médecine humaine, à cause de son dosage quotidien unique et du soulagement très efficace qu'il apporte à la douleur ostéo-arthritique. Sa toxicité est semblable à celle des autres drogues anti-inflammatoires non stéroïdiennes (Sackman, 1991).

5. Analgésie produite par les anesthésiques locaux

Les anesthésiques locaux fournissent une analgésie considérée comme une solution de rechange aux anesthésiques systémiques. La bupivacaïne, un anesthésique local à longue durée d'action, est l'analgésique postopératoire de choix (Flecknell, 1992). Elle peut être injectée autour de troncs nerveux spécifiques qui innervent le site de l'intervention, ou infiltrée dans les couches tissulaires sous-cutanées et musculaires au cours de la fermeture d'une incision chirurgicale. L'utilisation d'un anesthésique local sur une plaie chirurgicale est une technique sûre qui peut procurer une analgésie de 4 à 12 heures.

Le blocage sélectif des nerfs intercostaux, à deux ou trois espaces intercostaux de chaque côté de l'incision, a été récemment recommandé pour soulager la douleur à la suite d'une thoracotomie chez le chien. Avant de fermer la plaie, on utilise l'hydrochlorure de bupivacaïne afin de fournir une analgésie de quatre à cinq heures. La fonction respiratoire des chiens qui récupèrent d'une thoracotomie ne change pas beaucoup. C'est nettement un avantage sur l'utilisation des analgésiques opioïdes qui peuvent causer une importante dépression respiratoire. Cette technique d'anesthésie, tout en permettant le soulagement de la douleur causée par l'incision, n'augmente pas la douleur (intrathoracique) (Sackman, 1991).

6. Analgésiques neuroleptiques

L'analgésie neuroleptique est un état de sédation et d'analgésie produit par l'utilisation combinée d'un tranquillisant (neuroleptique) et d'un agent opioïde. Avec cette combinaison, on peut effectuer des chirurgies mineures; cependant, le patient demeure éveillé et réagit à certains stimuli. Une dépression respiratoire modérée apparaît et le relâchement musculaire est faible, mais il peut être neutralisé si on utilise une combinaison d'analgésique neuroleptique et de benzodiazépine (Flecknell, 1987). La préparation utilisée le plus couramment est Innovar-Vet^{MD}, (dropéridol 20 mg/ml et fentanyl 0,4 mg/ml), qui ne doit pas être confondu avec Innovar^{MD}, une préparation (dropéridol 2,5 mg/ml et fentanyl 0,0005 mg/ml) utilisée chez les humains.

On a beaucoup utilisé Innovar-Vet^{MD} chez le chien, mais il est aussi utilisé chez plusieurs autres espèces animales. Il possède une très grande marge de sécurité, il est bien toléré par les animaux dont la condition physique est déficiente et il est partiellement neutralisé par la naloxone. Si on utilise l'atropine comme pré-médication, on évite une bradycardie importante. Son utilisation est contre-indiquée chez le chat, la vache, le cheval et le mouton, à cause de la stimulation du système nerveux central (SNC). Les animaux demeurent sensibles aux stimuli auditifs, et on rapporte de l'agressivité au cours de la récupération et d'autres changements de tempérament qui durent plusieurs jours chez le chien (Lumb et Jones, 1984).

Plusieurs autres combinaisons d'opioïdes et de tranquillisants peuvent être utilisées pour produire une analgésie neuroleptique, parmi lesquelles des mélanges de morphine/promazine et d'étorphine/acépromazine ont été jugés pratiques chez une variété d'animaux (Flecknell, 1987). Les combinaisons mépéridine/acépromazine (Short, 1987) ont aussi été utilisées chez le chien et le chat.

G. CHAMPS D'ÉTUDES DE L'AVENIR

Le bien-être des animaux domestiques, les animaux transgéniques, les amphibiens, les reptiles et les invertébrés sont tous des champs d'études qui soulèvent un intérêt croissant.

Le bien-être des animaux domestiques est un sujet des plus importants. Selon Spira (1986), à cause de leur grand nombre, 95 % de toutes les souffrances des animaux se situent au niveau des pratiques de gestion intensive (élevage industriel). Pour cette raison, chaque réduction de 1 % de leurs souffrances accomplira plus que toutes les campagnes de protection des autres espèces animales réunies. Le comportement animal et l'éthologie appliquée deviennent de plus en plus des sujets d'étude importants (Maxie, 1987; Fraser, 1988; Fraser et Broom, 1990; McKeown et Luescher, 1988; Duncan, 1992).

Un autre domaine qui deviendra de plus en plus important est celui de la production d'animaux transgéniques (Jaenisch, 1988; Baker, 1988; Ewing, 1990; Cross, 1990; McLaren, 1990; Page, 1990) et aussi la douleur et la détresse qui pourront leur être infligées. Leur utilisation en recherche a été discutée récemment (Saffer, 1992; Merlino, 1991) ainsi que la gestion de leurs colonies (Geistfeld, 1991). Le CCPA a prévu le besoin de lignes directrices sur la biotechnologie animale. Il a formé récemment un comité composé de scientifiques chevronnés et de représentants de l'industrie et des mouvements de bien-être animal pour développer ces lignes directrices incluant la manipulation des embryons, la recherche foetale et les animaux transgéniques. Agriculture et Agro-alimentaire Canada envisage aussi de proposer un cadre pour la réglementation de la production et de l'utilisation des animaux transgéniques (Sethi, 1992).

On s'est occupé seulement depuis quelque temps de l'analgésie, de l'anesthésie et de l'euthanasie des amphibiens, des reptiles et des poissons (UFAW, 1989; Johnson, 1992; Iwama, 1992; Davis, 1992). On a aussi discuté de l'évaluation de la douleur et du stress chez les reptiles (Lance, 1992), les vertébrés à sang froid (Arena et Richardson, 1990; Fiorito, 1986) et les oiseaux (Gentle, 1992). On a conclu que les poissons peuvent ressentir de la douleur et de la crainte à un degré comparable aux réactions de l'humain (Anon., 1988).

En plus des études sur les vertébrés, l'utilisation des invertébrés en recherche est régie, au Canada, par les *Catégories de techniques invasives en expérimentation animale* du CCPA, que l'on peut retrouver ailleurs dans ce *Manuel*. Il est mentionné dans ce document que les céphalopodes et certains autres invertébrés possèdent un système nerveux aussi développé que certains vertébrés et, qu'en conséquence, ils sont inclus dans les catégories B, C, D et E. En Grande-Bretagne, seulement une espèce de céphalopodes, la pieuvre commune (*Octopus vulgaris*), est soumise maintenant au *Animals (Scientific Procedures) Act* (Anon., 1993).

Les manipulations, l'anesthésie et la chirurgie des céphalopodes ont fait l'objet d'une publication récente de Universities Federation for Animal Welfare (Boyle, 1991).

D'autres champs d'intérêt pour la communauté scientifique et les CPA comprennent, par exemple, les effets des pertes sanguines (McGuill, 1989) et l'utilisation de l'adjuvant complet de Freund (ACF) (Broderson, 1989). Un comité d'experts du CCPA a été formé spécialement pour examiner l'ACF et lui trouver des solutions de remplacement. La *Politique du CCPA sur : les techniques d'immunisation approuvées* apparaissent ailleurs dans ce *Manuel*; elles sont révisées au fur et à mesure de la disponibilité de nouvelles connaissances.

Dans le développement futur de la recherche, les scientifiques devraient penser à l'importance du raffinement et s'attaquer aux recherches reconnues pour causer le plus de douleur et de souffrance (Rowell, 1992).

Nous avons encore une grande distance à parcourir avant qu'on n'ait plus besoin d'utiliser les animaux. Cependant, selon Medawar (1972) : nous devons affronter le paradoxe qu'il n'y a pas d'autres moyens que la recherche sur les animaux pour acquérir les connaissances qui nous permettront, un jour, de nous en passer. Et la paraphrase de Wall (1984) : aussi longtemps qu'un animal souffre et que nous ne pouvons rien faire, nos connaissances sur la douleur demeurent insuffisantes.

H. RÉFÉRENCES

AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. Proc. Colloquium on "Recognition and Alleviation of Animal Pain and Distress." J. Am. Vet. Med. Assoc. 1987; 191(10) : 1184-1298.

AMYX, H.L. Guidelines for studies in pain of rodents. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1990; 12(2): 6-8

ANON. Pain and fear in fish: fish do experience pain. Anim. Inter. 1988; 27 : 9.

ANON. Proc. animal pain conference. ACCART (Australian Council for the Care of Animals in Research and Teaching) Newsl. 1990; 3(1): 11.

ANON. 1986 Act extended to the octopus. Royal Defence Soc. News 1993: 3.

ARENA, P.C. et RICHARDSON, K.C. The relief of pain in cold-blooded vertebrates. ACCART (Australian Council for the Care of Animals in Research and Teaching) Newsl. 1990; 3(1): 1.

ASSOCIATION OF VETERINARY TEACHERS AND RESEARCH WORKERS (Working Party). Guidelines for the recognition and assessment of pain in animals. Vet. Rec. 1986; 118(12): 334-338.

BAKER, H.J. (correspondence). Lab. Anim. Sci. 1988; 38(6) : 661.

BALLS, M. (editorial) Animal experimentation: the weighing of benefit and suffering. ATLA (Alternatives To Live Animals) 1989; 16: 212.

BALLS, M. (editorial) Has the Animals (Scientific Procedures) Act 1986 failed? ATLA (Alternatives To Live Animals) 1990; 17: 284.

BARCLAY, R.J., HERBERT, W.J. et POOLE, T.B., eds. Disturbance index method for assessing severity of procedures on rodents. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1988.

BATESON, P. Assessment of pain in animals. *Anim. Behav.* 1991; 42: 827-839.

BEYNAN, A.C., BAUMANS, V., BERTENS, A.P.M.G., HAVENAAR, R., HESP, A.P.M. et VANZUTPHEN, L.F.M. Assessment of discomfort in gallstone-bearing mice : a practical example of problems encountered in an attempt to recognize discomfort in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1987; 21: 35-42.

BONICA, J.J. Pain research and therapy: History, current status and future goals. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. *Animal pain*. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 1-29.

BOYLE, P.R., ed. *The UFAW handbook on the care and management of cephalopods in the laboratory*. Potters Bar, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1991.

BRODERSON, J.R. A retrospective review of lesions associated with the use of Freund's Adjuvant. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39(5) : 400-405.

BROWN, L. *Cruelty to animals--the moral debt*. Basingstoke: MacMillan Publications Ltd., 1988.

CECIL, H.C. et SAMUELS, W.M. Use and care of laboratory animals. In: *History of the American Physiological Society 1887-1987*. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1987: 391.

CLARK, A.S., MASON, W.A. et MOBERG, G.P. Interspecific contrasts in responses of macaques to transport cage training. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(3) : 305-309.

CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*. Vol. 2. Ottawa, Ont. : CCPA, 1984.

CROSS, B. Protecting all interests? (Book Review) *Nature* 1990; 343: 223-224.

CURTIS, S.E. What constitutes animal well-being. In: Moberg, G.P., ed. *Animal stress*. Bethesda, MD : Amer. Physiol. Soc., 1985: 1-14.

DAVIS, K.B. Stress management in aquaculture. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. *The care and use of amphibians, reptiles and fish in research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 116-121.

DAWKINS, M.S. *Animal suffering. The science of animal welfare*. London: Chapman and Hall 1980.

DAWKINS, M.S. From an animal's point of view: motivation, fitness and animal welfare. *Behav. Brain Sci.* 1990; 13: 1.

DUNCAN, I.J.H. Behavioral assessment of welfare. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)--sponsored conference, "Agricultural Animals in Research." Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 62-68.

- DYSON, D.H. Update on butorphanol tartrate: use in small animals. *Can. Vet. J.* 1990; 31: 120-121.
- EWING, T. Superpigs go to market. *Nature* 1990; May 31; 345: 377.
- FIORITO, G. (letters) Is there “pain” in invertebrates? *Behav. Proc.* 1986; 12: 383.
- FLECKNELL, P.A. The relief of pain in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1984; 18: 147-160.
- FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. An introduction for research workers and technicians. New York, London, Toronto: Academic Press, 1987.
- FLECKNELL, P.A. Anesthesia of laboratory animals. Short course, University of Guelph, Ont., 1992.
- FOSSE, R.T. Pain, pain recognition and treatment in laboratory animals. *Lab. Zhyvotnye* 1991; 1(3): 81- 83.
- FOWLER, M.E. Zoo & wild animal medicine. Toronto, Ont. : W.B. Saunders Co., 1986.
- FRASER, A.F. Animal suffering: the appraisal and control of depression and distress in livestock. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 127-133.
- FRASER, A.F. et BROOM, D.M. Farm animal behaviour and welfare, 3rd Ed. London, Philadelphia, Toronto: Ballière Tindall, 1990.
- FRENK, H., CANNON, J.T., LEWIS, J.W. et LIEBESKIND, J.C. Neural and neurochemical mechanisms of pain exhibition : In : Sternbach, R.A., ed. *Psychology of pain.* 2nd Ed. New York, NY: Raven Press, 1986.
- GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, K. et FRIEDEL, R. Stress response of rats to handling and experimental problems. *Lab. Anim.* 1980; 14(3): 267-278.
- GEISTFELD, J.G. Transgenic mouse colony management. *Lab Animal* 1991; 20(1): 21-29.
- GENTLE, M.J. Pain in birds. *Animal Welfare* 1992; 1: 235-247.
- GIBSON, T.E. et PATERSON, D.A., eds. *Proc. Brit. Vet. Assoc. Animal Welfare Foundation symp. “The Detection and Relief of Pain in Animals.”* BVA Animal Welfare Foundation, April 1985.
- GORHAM, M.E. Veterinarians need greater involvement in animal welfare issues, says Tufts’ Loew. *DVM* January 1991: 15.
- GOYD, J.S. Pain control symposium attracts international audience. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1990; 197 (5): 562.
- GREEN, C.J. Laboratory animal handbook 8. Animal anesthesia. London: Laboratory Animals Ltd., 1982.
- HALL, L.W. et CLARKE, K.W. Veterinary anesthesia. 9th Ed. Toronto, Ont. : Baillière Tindall, 1991.
- HARKNESS, J.E. et RIDGWAY, M.D. Chromodacryorrhea in laboratory rats (*Rattus norvegicus*) : etiologic considerations. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30 : 841-844.

INSTITUTE FOR LABORATORY ANIMAL RESOURCES, COMMISSION ON LIFE SCIENCES, NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Recognition and alleviation of pain and distress in laboratory animals. Washington, DC: National Academy Press, 1992.

IWAMA, G.K. Anesthesia, analgesia and euthanasia in fish. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 167-174.

JAENISCH, R. Transgenic animals. *Science* 1988; 240: 1468-1473.

JOHNSON, J.H. Anesthesia, analgesia and euthanasia in reptiles and amphibians. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 49-52.

KITCHELL, R.L., ERICKSON, H.H., CARSTENS, E. et DAVID, L.E., eds. Animal pain: perception and alleviation. Proc. symp. Am. Fed. Soc. Exp. Biol., New Orleans, April 20-21, 1982. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1983.

KUCHEL, T.R., ROSE, M. et BURRELL, J., eds. Animal pain: ethical and scientific perspectives. Proc. conf. held at Barossa Valley, Adelaide, Australia, April, 1990. ACCART, 1992. (Australian Council on the Care of Animals in Research and Teaching, P.O. Box 19, Glen Osmond, SA, 5064, Australia.)

LABORATORY ANIMAL SCIENCE ASSOCIATION (Working Party). The assessment and control of the severity of scientific procedures on laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 97-130.

LANCE, V.A. Evaluating pain and stress in reptiles. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 101-106.

LEVINE, S. A definition of stress? In: Moberg, G.P., ed. Animal stress. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1985: 51-69.

LEWIS, T. Pain. London: MacMillan Press, 1942.

LINEBERRY, C.G. Laboratory animals in pain research. In: W.I. Gay, ed. Methods of animal experimentation. Vol. 6. New York, NY: Academic Press, 1981: 237-311.

LUMB, W.V. et JONES, E.W. Veterinary anesthesia. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1984.

MASLOW, A.H. Motivation and personality. New York, NY: Harper and Row, 1970.

MAXIE, G. (editorial) The continuing evolution of veterinary education. *Can. Vet. J.* 1987; 28(10): 627- 628.

MCGUILL, M.W. et ROWAN, A.N. Biological effects of blood loss: implications for sampling volumes and techniques. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(4): 5-18.

MCKEOWN, D. et LUESCHER, A. A case for companion animals behaviour in veterinary practice. *Can. Vet. J.* 1988; 29(1): 74-75.

MCLAREN, A. Of MIS and the mouse. *Nature* 1990, May 10; 345: 111.

MEDAWAR, P. *The hope of progress*. London: Methuen, 1972.

MERLINO, G.T. Transgenic animals in biomedical research. *FASEB (Federation of American Societies for Experimental Biology) J.* 1991; 5: 2996-3001.

MOBERG, G.P. Stress: Diagnosis, cost and management. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61.

MOLONY, V. Procedures painful in humans are painful in animals. True or false? In: Gibson, T.E. and Paterson, D.A., eds. *Proc. British Veterinary Association Animal Welfare Foundation symposium on "The Detection and Relief of Pain in Animals"* April 16, 1985: 7-14.

MONTGOMERY, C.A. Oncologic and toxicologic research: alleviation and control of pain and distress in laboratory animals. *Cancer Bull.* 1990; 42(4): 230-237.

MORTON, D.B. et GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress, and discomfort in experimental animals and an hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116(16): 431-436.

O'HAIR, K.C., DODD, K.T., PHILLIPS, Y.Y. et BEATTIE, R.J. Cardiopulmonary effects of nalbuphine hydrochloride and butorphanol tartrate in sheep. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38 : 58-61.

OLFERT, E.D. Ethics of animal models of neurological diseases. In: Boulton, A., Baker, G. and Butterworth, R., eds. *Animal models of neurological disease. 1*. Clifton, NJ: Humana Press, 1992: 1-28.

ORLANS, F.B., SIMMONDS, R.C. et DODDS, W.J., eds. *Effective animal care and use committees*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1987.

PAGE, S. Building a better cow through cloning. *Ottawa Citizen*, July 29, 1990.

ROWAN, A.N. Animal anxiety and animal suffering. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20 : 135-142.

ROWSELL, H.C. The future of control of pain in animals used in teaching and research. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. *Animal pain*. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 525-537.

ROWSELL, H.C. et MCWILLIAM, A.A. The search for alternatives: the Canadian initiative. *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1986; 13(3): 208-211.

ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS: *Pain and suffering in experimental animals in the United Kingdom*. London: RSPCA, 1983.

RUSSELL, W.M.S. et BURCH, R.L. *The principles of humane experimental technique*. Springfield : Charles C. Thomas, 1959.

- SACKMAN, J.E. Pain. Part II. Control of pain in animals. *Comp. Sm. Anim. Cont. Ed. Article No. 1*, 1991; 13(2): 181-193.
- SAFFER, J.D. Transgenic mice in biomedical research. *Lab Animal* 1992; 21(3): 30-38.
- SAWYER, D. Use of narcotics and analgesics for pain control. *Proc. AAHA 52nd Annual Meeting 1985*: 7- 11.
- SEAMER, J.H. Farm animal welfare in Britain. *SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl.* 1993; 14(4): 13-14.
- SETHI, M.S. Proposed framework for regulating the production and use of transgenic animals. Ottawa, Ont.: Veterinary Biologics and Biotechnology, Animal Health Division, Agriculture Canada, 1992.
- SHERRINGTON, C. The integrative action of the nervous system. New Haven, CT: Yale University Press, 1947.
- SHORT, C.E., ed. Principles and practice of veterinary anesthesia. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1987.
- SHORT, C.E. et VAN POZNAK, A., eds. Animal pain. New York, NY: Churchill Livingstone, 1992.
- SILVERMAN, J. How much is enough? *Lab Animal* 1991; 20(2): 20.
- SMITH, M. (editorial) The weighing of benefit and suffering. *FRAME (Fund for the Replacement of Animals in Medical Experiments) News* 1988; 20: 1-2.
- SMYTH, D.H. Alternatives to animal experiments. London: Scolar Press-Royal Defence Society, 1978.
- SPIRA, H. Here's what you can do to make a difference. Factory farming. Animal Rights Coalition Coordinator's Report '86: September 1986: 4. (Animal Rights International, New York.)
- TOTH, L.A. et JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40 (4) : 384-387.
- UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE/WORLD SOCIETY FOR THE PROTECTION OF ANIMALS. Euthanasia of amphibians and reptiles. Herts, U.K.: UFAW, 1989.
- WALL, P.D. Introduction. In: Wall, P.D. and Melzack, R., eds. Textbook of pain. Edinburgh, London, Melbourne and New York: Churchill Livingstone, 1984.
- WALL, P.D. et MELZACK, R., eds. Textbook of pain. Edinburgh, London, Melbourne, and New York: Churchill Livingstone, 1984.
- WALL, P.D. Defining pain in animals. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. Animal pain. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 63-79.
- ZIMMERMAN, M. (Guest editorial) Ethical guidelines for investigations of experimental pain in conscious animals. *Pain* 1983; 16: 109-110.

XI ANESTHÉSIE

Cette section fait actuellement l'objet d'une révision. Consulter également les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

Ce chapitre contient des directives et de l'information sur l'anesthésie et le soulagement de la douleur chez les animaux d'expérimentation. Cela ne veut pas dire que c'est un exposé détaillé et complet sur la question, et les utilisateurs non vétérinaires devront consulter un vétérinaire anesthésiste ou un vétérinaire spécialisé dans les animaux d'expérimentation lorsqu'ils auront à administrer ces drogues. Les annexes contiennent des informations sur les dosages usuels et les méthodes d'administration des analgésiques, des tranquillisants et des anesthésiques. **Les drogues décrites dans ce chapitre sont toutes des drogues vendues uniquement sur prescription ou des drogues contrôlées. Les utilisateurs non vétérinaires peuvent obtenir des prescriptions pour ces drogues d'un vétérinaire licencié et ils devraient contacter le Bureau des drogues dangereuses, Santé Canada, concernant l'utilisation des drogues contrôlées en recherche.**

Green (1982) a discuté des méthodes d'évaluation de la profondeur de l'anesthésie, qui varient avec les espèces animales et avec les drogues. On peut obtenir des détails spécifiques dans les manuels et les articles de révision mentionnés dans les références.

A. CONTRÔLE DE L'ANESTHÉSIE

1. Généralités

Les sédatifs, les analgésiques et les anesthésiques généraux doivent être utilisés pour diminuer la douleur et l'anxiété, à moins que les objectifs de l'étude n'en interdisent l'usage. **Si tel est le cas, il faut obtenir l'autorisation du Comité de protection des animaux (CPA).**

Il arrive souvent que les anesthésiques agissent sur les systèmes cardiovasculaire, respiratoire et thermorégulateur en plus d'agir sur le système nerveux central (SNC). Il faut donc faire tous les efforts pour maintenir la circulation, la fonction respiratoire et la température corporelle des animaux anesthésiés à l'intérieur des limites physiologiques normales (Parker et Adams, 1978). Grâce à l'intubation endotrachéale, les voies respiratoires ne seront pas obstruées et demeureront libres.

Les sujets exposés aux gaz anesthésiques sur qui l'on pratique une chirurgie intra-abdominale, surtout les petits animaux, peuvent faire de l'hypothermie. Ils peuvent en mourir ou prendre beaucoup de temps à récupérer de l'anesthésie. L'hypothermie peut être réduite si on place l'animal sur un matelas chauffant à l'eau chaude ou sur tout autre dispositif permettant de conserver la chaleur (Muir et Hubbell, 1989; Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987).

2. Manipulation du patient

L'animal devrait toujours être manipulé doucement et calmement afin de ne pas trop l'exciter et l'effrayer. Un état d'excitation prolongé dérange le système circulatoire et le métabolisme du patient et provoque un certain état de choc. Par ailleurs, tenter d'anesthésier un animal qui se débat pose certains problèmes physiques en plus d'accroître la possibilité d'une réaction anormale à l'anesthésique. Ces questions sont d'autant plus importantes lorsqu'il s'agit d'immobiliser et d'anesthésier des animaux sauvages (Fowler, 1986).

3. Jeûne

Les chats, les chiens, les primates non humains (PNH), les furets et les porcs doivent être gardés à jeun de 8 à 12 heures avant l'anesthésie, afin de diminuer les risques de vomissements pendant l'induction de l'anesthésie ou pendant la période de réveil (Flecknell, 1987). Les très petits mammifères ou les mammifères immatures doivent être soumis à une période de jeûne beaucoup plus courte, habituellement de deux à quatre heures, à cause de leur taux métabolique plus élevé. Chez les ruminants, un jeûne de 12 à 24 heures contribuera à diminuer le risque de ballonnement du rumen. Cependant, il faut de 36 à 72 heures de jeûne pour diminuer le volume des aliments dans le rumen. Les bovins ne doivent pas boire d'eau dans les 12 heures qui précèdent la chirurgie, afin de prévenir la régurgitation et l'augmentation du volume du contenu du rumen. Il n'est pas nécessaire de faire jeûner les petits rongeurs ou les lapins avant l'anesthésie, car ces animaux ne vomissent pas lors de l'induction (Flecknell, 1987). Quant aux cobayes, ils doivent jeûner de 6 à 12 heures avant l'anesthésie, pour avoir le temps d'éliminer de leur bouche le bol alimentaire qu'ils conservent à la base de la langue. Les petits oiseaux sont rarement mis à jeun, afin de leur permettre de conserver leur énergie au cours du stress de la procédure (Muir et Hubbell, 1989; NRC [États-Unis], 1977). Le jeûne chez les femelles en gestation de toutes les espèces animales, particulièrement chez les ruminants, peut produire de profonds dérangements métaboliques. À part les ruminants, on doit fournir de l'eau à boire à tous les animaux jusqu'à une heure avant l'induction de l'anesthésie (Flecknell, 1987).

4. Anticholinergiques

Les anticholinergiques bloquent la stimulation parasympathique du système cardiopulmonaire et diminuent les sécrétions salivaires. On les utilise en combinaison avec des sédatifs et des analgésiques comme prémédication à l'anesthésie générale. Les anticholinergiques ne sont plus utilisés de routine chez les animaux qui subissent une anesthésie. Ils sont administrés de façon sélective, après un examen clinique préanesthésique, et selon les besoins précis de chaque animal, la réponse anticipée à l'anesthésique et la tendance à développer de la bradycardie ou une salivation excessive (Short, 1987).

- a) **Atropine** : c'est l'agent anticholinergique le plus utilisé, mais son administration de routine est controversée à cause de l'incidence élevée d'arythmie cardiaque qui l'accompagne (contractions ventriculaires prématurées et tachycardie du sinus) (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987). Son usage est le plus souvent recommandé chez les PNH, les porcs, les cobayes et les chinchillas pour diminuer les sécrétions des voies respiratoires, alors qu'on ne doit pas l'administrer s'il y a déjà une tachycardie importante (Green, 1982).
- b) **Glycopyrrolate** : c'est un anticholinergique d'ammonium quaternaire. Même si son mécanisme d'action est semblable à celui de l'atropine, ses effets durent plus longtemps. Il semble que le glycopyrrolate cause moins de tachycardie du sinus que l'atropine (Paddleford, 1988). Il ne pénètre pas le SNC parce qu'il passe difficilement la barrière sang-cerveau. De plus, à l'encontre de l'atropine, il ne traverse pas la barrière placentaire, ce qui indique qu'il est un agent anticholinergique périphérique spécifique (Short, 1987).

B. TRANQUILLISANTS ET SÉDATIFS

Les tranquillisants produisent un effet calmant sans sédation (Green, 1982). Ils n'ont pas de propriétés analgésiques, et même en fortes doses qui causent de l'ataxie (défaillance de la coordination musculaire) et une dépression, les animaux se réveillent facilement. Les tranquillisants sont utiles parce qu'ils peuvent être administrés à un grand nombre d'espèces animales, souvent en association avec d'autres médicaments, pour diminuer la dose d'un anesthésique général et permettre une induction anesthésique et un réveil plus faciles. On utilise les sédatifs pour produire de la somnolence et diminuer la peur et l'appréhension (Flecknell, 1987).

L'état psychologique de l'animal avant que ne lui soient administrés les tranquillisants peut influencer beaucoup le degré de sédation recherché. Les animaux féroces, intraitables et en état d'agitation peuvent devenir impossibles à manipuler à moins qu'on ne leur administre des doses massives (mettant en état d'incapacité physique).

- a) **Phénothiazines (promazine, acépromazine)** : ces agents produisent une sédation et contribuent à réduire la dose des anesthésiques généraux, mais ils causent une hypotension et une hypothermie modérées (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987).
- b) **Benzodiazépines (diazéfam, midazolam)** : ces agents produisent une sédation variable, selon l'espèce animale (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). Ce sont de bons relaxants musculaires et ils ne provoquent pas d'effets secondaires marqués. Le diazépam ne peut être mélangé avec d'autres agents hydrosolubles, alors que le midazolam est hydrosoluble (Flecknell, 1987).
- c) **Butyrophénones (azapérone, dropéridol)** : ces agents produisent des effets similaires à ceux des phénothiazines, mais ils sont plus puissants et causent moins d'hypotension (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). Le dropéridol est utilisé en combinaison avec un opioïde pour produire une analgésie neuroleptique (Flecknell, 1987).
- d) **Agonistes alpha-2-adrénergiques (xylazine, détomidine, médétomidine)**
 - i) **Xylazine (Rompun^{MD})** : c'est un sédatif et un analgésique qui agit comme un dépresseur du SNC, et qui provoque une relaxation musculaire en inhibant la transmission d'impulsions dans le SNC. Sa principale utilisation en anesthésie des animaux d'expérimentation se fait en association avec la kétamine pour produire une anesthésie chirurgicale. Cette combinaison a été utilisée chez le chien, le chat, les PNH, les gros animaux domestiques et les animaux sauvages (Olson et McCabe, 1986; Lumb et Jones, 1984). Elle cause une dépression respiratoire et une bradycardie qui peut évoluer vers un retard ou une interruption dans la conduction d'une impulsion de contraction cardiaque (Flecknell, 1987). La xylazine augmente aussi la susceptibilité du myocarde à la circulation des catécholamines au cours de l'anesthésie à l'halothane (Short, 1987). Des vomissements peuvent survenir chez le chien et le chat, et une accumulation de gaz causée par de l'atonie gastro-intestinale (absence de tonus normal ou de force) peut être un problème chez les gros chiens et les gros ruminants (Lumb et Jones, 1984). La xylazine produit des changements physiologiques profonds; il faut connaître ces effets qui sont souvent spécifiques à l'espèce pour l'utiliser en toute sécurité. La yohimbine et le 4-aminopyridine neutralisent la plupart des effets de la xylazine, sans risque de rechute, chez plusieurs espèces (Jernigan, Wilson, Booth *et al.* 1988), à l'exception des PNH (Lynch et Line, 1985).

- ii) **Détomidine** : cet agent est vendu pour utilisation chez les chevaux. Il produit les mêmes effets cardiovasculaires (bradycardie et hypotension) que la xylazine, mais il est plus puissant et il a une durée d'action plus grande.
- iii) **Médétomidine** : ce tranquillisant est en processus d'évaluation pour utilisation chez le chien et chez le chat. Il produit les mêmes effets cardiovasculaires que la xylazine. La combinaison médétomidine/kétamine présente plus d'avantages chez le chat que la combinaison xylazine/kétamine, en ce sens qu'une dose plus faible de kétamine est requise, que la durée d'action est plus longue et que l'analgésie est meilleure (Verstegen, Fargetton, Donnay *et al.* 1990).

C. ANESTHÉSQUES GÉNÉRAUX

1. Anesthésiques dissociants

Les anesthésiques dissociants créent un état d'immobilisation chimique et une anesthésie caractérisée par la rigidité musculaire et la dissociation de l'esprit du milieu externe. Les yeux restent ouverts, ce qui nécessite l'utilisation d'un onguent protecteur. Divers réflexes, incluant les réflexes de clignotement et du larynx, demeurent intacts et une respiration normale est maintenue. Il arrive fréquemment qu'il y ait une augmentation de la fréquence cardiaque, de la tension artérielle et de la pression intracrânienne. Par conséquent, leur utilisation est contre-indiquée dans les cas de chirurgie crânienne et intra-oculaire. Bien que l'on administre les anesthésiques dissociants surtout aux singes et aux chats, ils ont aussi été utilisés chez presque toutes les autres espèces de mammifères ainsi que chez les oiseaux et les reptiles (Jones, 1977). Leur combinaison avec un tranquillisant est recommandée chez la plupart des espèces, pour favoriser l'analgésie et réduire le tonus musculaire (Flecknell, 1987; Green, 1982).

- a) **Hydrochlorure de kétamine** : cet anesthésique est le plus communément utilisé de ce groupe. La profondeur de l'anesthésie dépend de la dose. Les effets secondaires incluent une forte salivation, qui peut être contrôlée par l'atropine (Flecknell, 1987), une tendance aux convulsions et un réveil accompagné d'agitation, de désorientation et d'hallucinations, qui peuvent être contrôlés par l'administration de tranquillisants et de barbituriques (Lumb et Jones, 1984). Dans tous les cas, si on laisse l'animal tranquille dans un milieu sans bruit et sombre, il récupérera facilement.
- b) **Tilétamine** : cet anesthésique est semblable à la kétamine, mais ses effets durent plus longtemps et sont plus puissants; c'est pour cela qu'il faut l'utiliser en plus petite dose. Il est la plupart du temps vendu en combinaison avec le tranquillisant zolazépam (Télazol^{MD}), qui améliore la relaxation musculaire, l'effet dépresseur sur le SNC et le réveil de l'anesthésie, et qui prévient aussi les crises dues à la tilétamine. Après une anesthésie à la tilétamine, les chats peuvent prendre de 12 à 36 heures avant de redevenir cliniquement normaux. La combinaison tilétamine/zolazépam s'est avérée utile chez les rats et les gerbilles, mais non chez les souris et les hamsters (Hrapkiewicz, Stein et Smiler, 1989). Finalement, la tilétamine est néphrotoxique chez le lapin (Brammer, Doerning, Chrisp *et al.* 1991; Doerning, Brammer, Chrisp *et al.* 1992).

2. Barbituriques

Les barbituriques diffèrent des tranquillisants et des opioïdes en ce sens que l'augmentation progressive de la dose intensifie la dépression, jusqu'à ce qu'un état d'anesthésie générale soit atteint. Ils n'ont pas d'effets analgésiques et leur usage premier se situe au niveau de l'induction et/ou du maintien de l'anesthésie générale. Les barbituriques sont de puissants dépresseurs respiratoires et leurs effets sur le système cardio-vasculaire

sont variables. Lorsqu'ils sont administrés en doses moyennes, il se produit quelquefois de l'agitation (Green, 1982). On groupe les barbituriques selon la durée de leur action, soit de longue durée (phénobarbital), de courte durée ou de moyenne durée (pentobarbital) et de très courte durée (thiopental, thiamylal, méthohexital) (McLaughlin, 1988). Les anesthésiques à action courte et très courte sont couramment utilisés pour anesthésier. La durée de l'anesthésie varie beaucoup avec les espèces animales. Cependant, en général, les barbituriques de courte ou de moyenne durée d'action produisent approximativement de deux à trois heures d'anesthésie, et les barbituriques de très courte durée d'action, de 10 à 20 minutes (McLaughlin, 1988). Les variations dans la dose/réponse et la durée des effets des barbituriques sont très grandes à l'intérieur des espèces animales et entre elles (Olson, 1986a; Green, 1982; McLaughlin, 1988). Voici quelques exemples de variations observées avec un anesthésique à durée d'action moyenne, le pentobarbital :

- i) la période de sommeil des chats est considérablement allongée (McLaughlin, 1988);
- ii) les souris prennent deux fois plus de temps à récupérer de l'anesthésie sur une litière à base de bois dur que sur une litière à base de bois mou, et les souris mâles dorment plus longtemps que les femelles (McLaughlin, 1988);
- iii) la durée de l'anesthésie produite chez les chevaux et les bovins adultes est relativement courte; cependant, la période de réveil est longue et difficile (Lumb et Jones, 1984).

Lorsque c'est possible, les barbituriques doivent être administrés par voie intraveineuse, lentement, jusqu'à l'effet désiré. Les autres voies d'administration sont beaucoup moins satisfaisantes, car il est plus difficile d'évaluer le dosage et les effets dus à l'anesthésie sont moins prévisibles. Tous les barbituriques peuvent causer de la nécrose cutanée si l'injection est accidentellement faite autour du vaisseau (McLaughlin, 1988).

Même si les barbituriques sont couramment utilisés, ils ne sont pas souvent de bons choix comme anesthésiques généraux, à cause de leur faible effet analgésique, des effets cardiovasculaires profonds, de la mortalité élevée et de nombreux facteurs externes qui affectent la dose/réponse et la durée du sommeil. On peut faire une bonne anesthésie en combinant un barbiturique avec un tranquillisant, un sédatif ou un opioïde (Olson, 1986a; Lumb et Jones, 1984; McLaughlin, 1988).

3. Chloralose

Le chloralose peut être utilisé pour des **expériences sans survie** qui requièrent une anesthésie prolongée et un **minimum d'interventions chirurgicales** (Flecknell, 1987; Holzgrefe, Everitt et Wright, 1987). Il existe un désaccord à son sujet, à savoir si le chloralose est un vrai anesthésique ou un hypnotique avec peu d'action analgésique. On l'utilise surtout dans des études physiologiques pour conserver les réflexes vagues et centraux, ou pour préserver la fonction myocardique dans des études cardiovasculaires aiguës. Bien qu'on pense généralement que le chloralose n'a pas d'applications dans des études avec survie ou en médecine vétérinaire clinique (Lumb et Jones, 1984), une étude récente a démontré que l'utilisation répétée du chloralose sur une longue période de temps chez les chiots ne provoquait aucun signe de toxicité (Grad, Witten, Quan *et al.* 1988).

4. Uréthane (Uréthane, Carbonate d'éthyle)

L'uréthane produit de longues périodes d'anesthésie, il possède une grande marge de sécurité et il a peu d'effet sur la pression artérielle et la respiration. Cet anesthésique produit suffisamment d'analgésie pour permettre les manipulations chirurgicales (Flecknell, 1987). **Cependant, cette drogue doit être manipu-**

lée avec d'extrêmes précautions, car elle est considérée comme cytotoxique, carcinogène et immunosuppressive. L'uréthane provoque aussi de profondes perturbations dans la fonction gastro-intestinale et il stimule l'hypothalamus et l'hypophyse (Olson, 1985). **On ne doit pas permettre à un animal de récupérer d'une anesthésie à l'uréthane.**

5. Saffan^{MD}

Le Saffan^{MD} est la combinaison de deux stéroïdes, l'alphaxalone et l'alphadolone, dissouts dans un surfactant (véhicule), le Crémaphor EL, pour le rendre soluble. On l'administre par voie intraveineuse ou intramusculaire, cette dernière donnant plus de résultats imprévisibles. Le relâchement musculaire est bon et le réveil est rapide. Il est rapidement métabolisé et c'est un excellent anesthésique pour le maintien d'une anesthésie de longue durée (Flecknell, 1987). Le Saffan^{MD} a été utilisé chez le chat, le porc, les gros animaux domestiques, les petits PNH, les rongeurs, les oiseaux et les animaux exotiques (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). On ne le recommande pas chez le chien à cause de la libération massive d'histamine que provoque souvent son véhicule, le Crémaphor EL (Flecknell, 1987). Le Saffan^{MD} ne doit pas être utilisé avec des barbituriques (Flecknell, 1987).

6. Tribomoéthanol (Avertin)

L'usage de l'Avertin est controversé à cause des grandes variations de résultats obtenus dans différents laboratoires. Même s'il n'est plus disponible au Canada, on peut le retrouver sous d'autres formes. Vendu sous forme de poudre, il doit être dissout dans de l'hydrate d'amylène et ensuite dilué avec de l'eau distillée à 40 °C immédiatement avant usage. On doit faire attention d'utiliser seulement des solutions fraîches, car il se décompose rapidement à la lumière ou à des températures au-dessus de 40 °C, produisant des sous-produits qui sont très irritants pour les tissus. On l'administre par voie intrapéritonéale chez les rongeurs (Green, 1982), provoquant un bon relâchement musculaire et une dépression respiratoire et cardiovasculaire modérée (Flecknell, 1987; Green, 1982). Cependant, la mortalité postopératoire est fréquente à cause des adhérences péritonéales. Même si on emploie des solutions fraîchement préparées, la mortalité est souvent élevée après l'administration d'un deuxième anesthésique à une date ultérieure (Green, 1982; Norris et Turner, 1983).

7. Antagonistes anesthésiques non spécifiques injectables

Plusieurs agents ont la possibilité de neutraliser plusieurs effets des anesthésiques non opioïdes injectables, grâce à des propriétés antagonistes spécifiques.

- a) **Yohimbine** : cet agent bloque les récepteurs alpha-2-surrénaliens et antagonise partiellement les barbituriques, la xylazine, la kétamine, les benzodiazépines et les phénothiazines (Fowler, 1986; Lumb et Jones, 1984).
- b) **4-aminopyridine (4-AP)** : il antagonise partiellement la xylazine, la kétamine et les barbituriques. La yohimbine et le 4-AP sont souvent combinés pour neutraliser de façon plus efficace (Lumb et Jones, 1984).
- c) **Doxapram** : c'est un stimulant respiratoire et non un agent neutralisant en soi. Cependant, on l'a utilisé pour antagoniser partiellement la dépression respiratoire causée par l'anesthésie aux barbituriques chez les chiens (Hatch, Jernigan, Wilson *et al.* 1986).

8. Anesthésiques pour inhalation

Les anesthésiques pour inhalation ont l'avantage de requérir une détoxication minimale par l'organisme, puisqu'ils sont expirés par les poumons et que le niveau d'anesthésie peut être contrôlé facilement et rapidement. Cependant, leur usage requiert un équipement spécial pour les administrer et une surveillance constante du patient (Stimpfel et Gershey, 1991). Certains de ces anesthésiques sont explosifs ou inflammables, ou irritants pour les tissus. L'exposition chronique à certains de ces anesthésiques est dangereuse pour la santé du personnel des salles de chirurgie (Lumb et Jones, 1984).

La rapidité d'induction de l'anesthésie et du réveil dépend de la solubilité de l'anesthésique dans le sang. Les anesthésiques hautement solubles (méthoxyflurane) atteignent lentement l'équilibre dans le sang; par conséquent, l'induction de l'anesthésie et la durée du réveil durent plus longtemps. Les anesthésiques insolubles (halothane) atteignent l'équilibre rapidement, rendant plus facile le contrôle de la profondeur de l'anesthésie, mais augmentant les risques liés à la possibilité d'une surdose rapide (Flecknell, 1987).

Les équipements suivants sont nécessaires lors de l'utilisation des anesthésiques en inhalation :

- i) un pulvérisateur pour anesthésiques volatils;
- ii) une source de gaz vecteur (habituellement l'oxygène ou l'air);
- iii) un respirateur à l'aide duquel le sujet inhale le mélange anesthésique;
- iv) un masque ou un tube endotrachéal branché au respirateur (Sedgwick et Jahn, 1980; Gilroy, 1981). Des exceptions seront considérées plus loin. De nombreux dispositifs simples ont été mis au point à cette fin; ils sont décrits dans les publications qui traitent des petits animaux d'expérimentation (Dudley, Soma, Barnes *et al.* 1975; Skartvedt et Lyon, 1972; Rich, Grimm, Wong *et al.* 1990; Olson, 1986b; Levy, Zwies et Duffy, 1980; Mulder et Hauser, 1984).

On doit prendre des précautions, comme l'utilisation d'un système d'évacuation des gaz, pour ne pas exposer indûment le personnel aux gaz des anesthésiques volatils (Muir et Hubbell, 1989). Plusieurs publications font état de risques pour la santé des personnes qui sont exposées pendant longtemps et d'une façon répétitive à de faibles concentrations d'halothane (toxicité hépatocellulaire), de méthoxyflurane (toxicité rénale), de protoxyde d'azote (maladie neurologique et anémie pernicieuse) et aux ingesta chroniques de chloroforme (tumeurs rénales et hépatiques chez les rongeurs) (Rettig, 1987; Stimpfel et Gershey, 1991). Les gaz d'expiration doivent être évacués vers l'extérieur ou adsorbés sur du charbon activé (Mitchell, 1976).

a) Agents volatils à base d'éther

- i) **Éther diéthylique** : c'est un agent hautement volatil, relativement peu puissant et doté d'une grande marge de sécurité. L'éther produit une bonne relaxation musculaire et une bonne analgésie, mais il est très irritant pour les muqueuses. Ses vapeurs sont très explosives, c'est pourquoi il faut manipuler et entreposer ce produit avec beaucoup de précautions. **À cause des risques d'explosion, on n'encourage pas l'usage de l'éther puisqu'il existe d'excellentes solutions de remplacement** (Flecknell, 1987; Stimpfel et Gershey, 1991).
- ii) **Méthoxyflurane (Métofan)** : c'est un anesthésique à base d'éther, très soluble et très puissant. Parce qu'il est faiblement volatil, le méthoxyflurane peut être utilisé pour l'induction avec des chambres anesthésiques et pour le maintien de l'anesthésie avec un cône nasal. Il produit une certaine dépression respiratoire et cardiovasculaire, mais moins que l'halothane à des profondeurs d'anesthésie

comparables. Il se produit aussi une sensibilisation myocardique, mais pas aussi importante qu'avec l'halothane. La relaxation musculaire et l'analgésie sont bonnes, et il n'est ni irritant ni explosif à des concentrations anesthésiques. Chez les animaux, une anesthésie au métoxyflurane de moins d'une heure n'est habituellement pas liée à la toxicité hépatorénale, spécialement si on évite les périodes d'hypoxie et/ou d'hypercapnie (Stimpfel et Gershey, 1991).

- iii) **Enflurane** : cet anesthésique provoque une induction et un réveil rapides de l'anesthésie. Il fournit des niveaux modérés d'analgésie et de relaxation musculaire, cette dernière diminuant avec l'augmentation des concentrations d'anesthésique. L'enflurane produit une dépression profonde des fonctions respiratoire et myocardique (Short, 1987). Il est largement éliminé par les poumons. À l'encontre de l'halothane, cette drogue est très peu métabolisée par le foie, ce qui peut offrir certains avantages expérimentaux; autrement, il y a peu de différence entre l'enflurane et l'halothane en termes d'efficacité (Flecknell, 1987). L'enflurane coûte cher et requiert un pulvérisateur spécial.
- iv) **Isoflurane** : cet analgésique est moins puissant que l'halothane ou le métoxyflurane. Il est relativement insoluble, permettant une induction et un réveil rapides. On peut l'utiliser dans le pulvérisateur de l'halothane à condition de le recalibrer. Il produit une dépression respiratoire légèrement plus importante que l'halothane, mais une dépression cardiovasculaire légèrement plus faible (Flecknell, 1987). La sensibilité du myocarde aux catécholamines est à peu près nulle. En fait, de tous les anesthésiques pour inhalation, l'isoflurane est le plus sécuritaire pour le système cardiovasculaire. Il produit une meilleure relaxation que l'halothane, mais il a de moins bonnes propriétés analgésiques. L'isoflurane subit encore moins de transformations biologiques que l'enflurane et il est presque complètement éliminé par l'expiration (Flecknell, 1987). Cet anesthésique dégage une odeur âcre qui peut amener l'animal à retenir sa respiration durant l'induction. On ne lui connaît pas de toxicités, mais il est cher à l'achat (Raper, Barker, Burwen *et al.* 1987).

b) Hydrocarbures halogénés

- i) **Halothane** : c'est un hydrocarbure halogéné très puissant et très volatil. Il ne doit être utilisé qu'à l'aide d'un pulvérisateur d'une grande précision. Il produit une dépression du système cardiovasculaire, selon la dose, et de l'hypotension (Flecknell, 1987). Il occasionne une dépression myocardique et une sensibilisation aux catécholamines circulantes. L'halothane est raisonnablement analgésique et il produit une relaxation musculaire. Les vapeurs ne sont pas explosives ni irritantes, mais elles peuvent être hépatotoxiques chez l'homme (Lumb et Jones, 1984).

c) Autres agents

- i) **Protoxyde d'azote** : il est très peu efficace comme anesthésique. Chez la plupart des espèces animales, il ne permet pas d'induire un état d'anesthésie générale ou même d'inconscience (Flecknell, 1987; Mahmoudi, Cole et Shapiro, 1989). Étant donné qu'il a peu d'effets sur le système cardiopulmonaire, on peut l'utiliser pour diminuer les concentrations requises d'autres agents, réduisant ainsi le degré de dépression à une profondeur particulière de l'anesthésie (Flecknell, 1987). Le protoxyde d'azote a certaines propriétés analgésiques chez les animaux, mais son efficacité est au moins la moitié grande que chez l'homme (Short, 1987). Tout de suite après l'administration du protoxyde d'azote, on doit donner de l'oxygène pur à l'animal afin de prévenir l'hypoxie causée par la diffusion rapide du gaz dans l'organisme (Flecknell, 1987; Short, 1987). **Le protoxyde d'azote présente de nombreux risques au travail, à cause de cela, il faut l'éliminer.** Si un gaz véhiculant est requis, l'oxygène pur est efficace et non toxique, et il est essentiel à la vie (Stimpfel et Gershey, 1991).

D. RELAXANTS MUSCULAIRES

1. Gaïacolate de glycéryle

Le gaïacolate de glycéryle (guaiphénésine) est un relaxant musculaire qui agit sur le SNC en bloquant les neurones intercalaires de la moelle épinière. Étant donné qu'il a peu d'effet sur le diaphragme, il produit une relaxation musculaire sans paralyser la respiration. Il se produit un état de sédation et d'hypnose; cependant, on ne s'accorde pas sur le degré de l'analgésie. La guaiphénésine est le plus souvent utilisée à titre d'élément de la technique d'induction de l'anesthésie chez les gros animaux domestiques. Elle est utilisée en combinaison avec le thiobarbiturate pour des chirurgies courtes et pour l'intubation avant l'administration d'un anesthésique par inhalation (Lumb et Jones, 1984). Elle a aussi été ajoutée à la kétamine et à la xylazine pour faire de bonnes anesthésies chez les poneys, les chiens et les porcs avec un minimum de dépression cardiovasculaire et respiratoire. Cette combinaison a aussi été utilisée dans des infusions continues pour une anesthésie de longue durée chez le chat (Brown, McCarthy et Bennett, 1991).

2. Agents bloquants neuromusculaires

La succinylcholine (un agent dépolarisant), le curare, le pancuronium, la gallamine, l'atacurium et le vécuronium (des agents non dépolarisants) sont des agents bloquants neuromusculaires qui agissent en périphérie au niveau des jonctions neuromusculaires. Les anticholinestérases comme la néostiaminine, la pyridostiaminine et l'édrophonium sont des antagonistes aux agents non dépolarisants, mais ils sont inefficaces contre les agents dépolarisants (Lumb et Jones, 1984). Les agents bloquants neuromusculaires sont utilisés comme compléments aux anesthésiques généraux, là où on désire une relaxation musculaire profonde.

Puisque ces agents produisent seulement une paralysie des fonctions motrices et qu'ils ne sont ni sédatifs ni analgésiques, leur utilisation sur les animaux conscients est à proscrire (voir aussi *Principes régissant la recherche sur les animaux*).

Les agents bloquants neuromusculaires abolissent certains signes qu'on utilise pour évaluer la profondeur de l'anesthésie. Les fonctions du système nerveux autonome demeurent intactes lorsqu'on utilise les nouveaux agents (atacurium, vécuronium). Par conséquent, si on détecte une augmentation de la fréquence cardiaque et de la pression artérielle, cela peut indiquer qu'il y a perception de la douleur. On doit alors placer les animaux sur un respirateur, car les muscles de la respiration sont paralysés. Si un agent bloquant neuromusculaire fait partie du protocole d'anesthésie, il est extrêmement important d'avoir à sa disposition l'équipement adéquat et un personnel qui a de l'expérience dans l'utilisation de ces agents.

E. ANESTHÉSQUES LOCAUX ET RÉGIONAUX

Les anesthésiques locaux, comme la lidocaïne, la procaïne, la bupivacaïne et la tétracaïne, peuvent servir à bloquer l'innervation d'une région limitée pour exécuter des procédures mineures ou rapides. L'anesthésie locale est aussi fréquemment utilisée comme complément à divers agents sédatifs et hypnotiques lors de procédures prolongées et invasives, une césarienne par exemple. Les anesthésiques locaux peuvent être utilisés pour faire l'infiltration régionale d'un site chirurgical, pour le blocage d'un champ, pour le blocage nerveux et pour des anesthésies épidurales et spinales (Green, 1982; Elmore, 1981; Kero, Thomasson et Soppi, 1981; Gray et McDonell, 1986). Pour ces trois dernières procédures, il faut recourir au vétérinaire (Lumb et Jones, 1984; Gray et McDonell, 1986). On a aussi utilisé une combinaison lignocaïne/prilocaine sur la peau pour

exécuter des prises de sang sans douleur chez certains animaux d'expérimentation (Flecknell, Liles et Williamson, 1990).

F. HYPNOSE ANIMALE (immobilité tonique)

Un état d'hypnose ou d'immobilité tonique peut être induit facilement chez une variété d'animaux comme le lapin, les oiseaux, les petits rongeurs et les reptiles. (Prestrude et Crawford, 1970; Danneman, White, Marshall *et al.* 1988). L'hypnose est caractérisée par l'absence de mouvements spontanés ou de réponses à des stimuli externes pendant plusieurs minutes; elle se manifeste aussi dans des conditions stressantes ou de peur. On sait que les animaux sont conscients de leur milieu, et on peut interrompre l'hypnose par des stimulations tactiles ou auditives douces. On l'induit habituellement en plaçant l'animal sur le dos et en étirant doucement le cou et les membres postérieurs pour exercer une traction sur la colonne vertébrale. Des travaux récents indiquent qu'un certain degré d'analgésie accompagne l'hypnose, mais la susceptibilité à l'hypnose varie beaucoup d'un animal à l'autre. Par conséquent, **l'hypnose n'est pas recommandée comme étant une solution valable pour remplacer les analgésiques appropriés lorsqu'on exécute des procédures douloureuses** (Danneman, White, Marshall *et al.* 1988).

G. CONSIDÉRATIONS SUR CHAQUE ESPÈCE ANIMALE

a) Chien

Anesthésie générale : administration d'un sédatif, suivie de l'injection intraveineuse d'un barbiturique à très courte durée d'action, de l'intubation et du maintien de l'anesthésie avec un anesthésique pour inhalation. Ou bien on peut utiliser des barbituriques à durée d'action moyenne ou à longue durée d'action, mais ces analgésiques sont peu efficaces et peuvent provoquer une dépression respiratoire et cardiovasculaire profonde (Flecknell, 1987; Green, 1982). On peut exécuter des chirurgies mineures avec des analgésiques neuroleptiques combinés avec la xylazine ou avec le diazépam (Green, 1982).

b) Chat

Anesthésie générale : administration d'un sédatif, induction de l'anesthésie avec un agent injectable, intubation et maintien de l'anesthésie avec un anesthésique pour inhalation (Green, 1982). On doit vaporiser le larynx avec un anesthésique local, comme la lidocaïne 2 % (sans épinéphrine), avant l'intubation (Flecknell, 1987). L'utilisation d'un masque à induction avec un anesthésique pour inhalation est aussi bien tolérée, si le chat a reçu préalablement un sédatif et est manipulé de façon experte. Des combinaisons de kétamine et la kétamine seule se sont avérées très utiles pour l'immobilisation et pour des petites chirurgies (Flecknell, 1987; Ingwersen, Allen, Dyson *et al.* 1988). Le Saffan^{MD} ou la xylazine produisent une sédation et une anesthésie efficaces pour de petites chirurgies (Flecknell, 1987; Green, 1982).

c) Furet

L'injection intraveineuse de drogues chez le furet éveillé peut être difficile; c'est pourquoi il faut utiliser d'autres voies d'administration. L'injection intramusculaire de kétamine ou de combinaisons de kétamine est très pratique (Muir et Hubbell, 1989; Moreland et Glaser, 1985), ainsi que l'injection de la combinaison fentanyl/dropéridol et du Saffan^{MD} par voie intraveineuse (Flecknell, 1987; Green, 1982). Une chambre à induction spéciale est habituellement utilisée pour faire l'anesthésie par inhalation; le maintien de l'anesthésie est par la suite assuré à l'aide d'un masque ou d'une intubation (Poole, 1987; Moody, Bowman et Lang, 1985).

d) Lapins

Des combinaisons d'analgésiques neuroleptiques et de kétamine avec la xylazine, l'acépromazine ou l'azapénone ont été utilisées chez le lapin avec succès (Muir et Hubbell, 1989; Olson, 1986a; Flecknell, 1987; Lipman, Marini et Erdman, 1990). La kétamine seule ne produit pas une anesthésie ou une analgésie adéquate (Lumb et Jones, 1984; Flecknell, 1987). Le Saffan^{MD} produit un degré d'analgésie généralement faible. En doses suffisamment élevées pour produire une anesthésie chirurgicale moyenne ou profonde, on peut observer une apnée soudaine suivie d'un arrêt cardiaque (Flecknell, 1987). On rapporte qu'une technique d'infusion intraveineuse continue de kétamine et de xylazine a maintenu en état d'anesthésie légère pendant des périodes allant jusqu'à quatre heures, mais l'hypoxie et l'hypotension sont alors importantes (Wyatt, Scott et Richardson, 1989). Les lapins tolèrent bien les anesthésiques par inhalation et l'induction de l'anesthésie avec un masque (Peeters, Gil, Teske *et al.* 1988). L'intubation endotrachéale chez le lapin est relativement difficile pour des raisons anatomiques. Les barbituriques seuls ne sont pas recommandés chez le lapin, parce que la dose requise pour atteindre une anesthésie chirurgicale est très près de la dose létale. Des arrêts respiratoires arrivent fréquemment avant le début de l'anesthésie chirurgicale. On peut utiliser les barbituriques si on les associe à un sédatif ou à un tranquillisant (Olson, 1986a; Peeters, Gil, Teske *et al.* 1988). Si on utilise l'atropine, ce doit être à des doses élevées pour neutraliser l'action de l'atropinase sérique (Muir et Hubbell, 1989).

e) Petits rongeurs d'expérimentation (rats, souris, cobayes, gerbilles, hamsters et rongeurs sauvages)

Il n'est pas nécessaire de retenir la nourriture et l'eau avant l'anesthésie, étant donné que, normalement, les rongeurs ne vomissent pas (Flecknell, 1987). Parmi les anesthésiques utilisés chez les petits rongeurs, on retrouve les barbituriques, la kétamine et les combinaisons avec la kétamine (Muir et Hubbell, 1989; Flecknell, 1987; Wixson, 1987a, 1987 b), les analgésiques neuroleptiques (Muir et Hubbell, 1989; Green, 1982; Parkes, 1987; Olson, 1986a), la combinaison tilétamine/zolazépam (Muir et Hubbell, 1989) et le Saffan^{MD} (Green, 1982). La kétamine utilisée seule produit une dépression respiratoire importante si elle est administrée en doses suffisamment élevées pour une anesthésie chirurgicale chez les petits rongeurs (Flecknell, 1987). La combinaison kétamine/xylazine cause une nécrose musculaire chez le hamster syrien, aussi on ne la recommande pas chez cette espèce (Gaertner, Boschert et Schoeb, 1987). Le même problème a été rapporté avec la combinaison fentanyl/dropéridol chez le cobaye (Holmes, 1984). Les combinaisons de kétamine et le pentobarbital ne sont pas de bons anesthésiques chez la gerbille, mais les combinaisons fentanyl/métomidate (Flecknell, John, Mitchell *et al.* 1983) et tilétamine/zolazépam se sont avérées efficaces (Hrapkiewicz, Stein et Smiler, 1989). On utilise toujours couramment les barbituriques, mais ce sont des analgésiques fort peu efficaces et ils causent souvent une forte mortalité, spécialement lorsqu'ils sont injectés par voie intrapéritonéale ou lorsque les solutions commerciales non diluées sont injectées par voie intraveineuse (on recommande de les diluer). On peut atteindre une bonne anesthésie si on les combine avec un sédatif, un tranquillisant ou un opioïde (Olson, 1986a).

Pour l'induction de l'anesthésie avec un anesthésique par inhalation, on doit utiliser un local réservé à cette fin, puis l'anesthésie peut être maintenue avec un masque facial. L'intubation endotrachéale est difficile à faire chez les petits rongeurs, et elle requiert des laryngoscopes spécialement fabriqués à cette fin (Flecknell, 1987).

Administrer une anesthésie générale sans danger chez le cobaye est notoirement difficile, puisque cet animal conserve son réflexe pédiéux et fait des mouvements de contorsion même lorsqu'il est profondément anesthésié (Holmes, 1984). La réponse des cobayes aux anesthésiques injectables est très variable. On peut rencontrer comme complications postanesthésiques, des infections respiratoires, des troubles digestifs et une dépression générale (Flecknell, 1987). La rachi-anesthésie est une solution de rechange valable (Green, 1982).

De très brèves procédures (p. ex. la prise de sang dans le sinus orbitaire) peuvent être faites chez les rongeurs en utilisant un mélange égal de gaz carbonique et d'oxygène, si on retire l'animal de la chambre à gaz aussitôt que le réflexe pédieux est disparu (Green, 1982; Fenwick et Blackshaw, 1989).

On peut utiliser l'hypothermie pour anesthésier les souris et les rats nouveau-nés (âgés de 1 à 2 jours). Il suffit de placer les animaux dans un mélange d'eau et de glace fondante pendant 20 à 30 minutes (Green, 1982).

f) Primates non humains

La kétamine et ses combinaisons sont le plus souvent utilisées pour l'immobilisation, particulièrement lorsqu'on désire un réveil rapide. Les analgésiques neuroleptiques ont aussi été utilisés et le Saffan^{MD} est très pratique chez les petites espèces comme les marmousets. Les PNH peuvent être intubés et l'anesthésie en inhalation peut être administrée en utilisant des techniques semblables à celles utilisées chez les humains (Flecknell, 1987; Sainsbury, Eaton et Cooper, 1989).

g) Cheval

Les périodes d'induction anesthésique et de réveil chez le cheval peuvent être marquées par de l'excitation. En raison de la taille et de la force de cet animal, il faut prévoir des installations spéciales. On doit également obtenir les conseils d'un vétérinaire. La xylazine et l'acépromazine sont habituellement utilisées comme pré-anesthésiques, suivies d'un agent d'induction (thiamylal de sodium, guaiphénésine, etc.), et d'un anesthésique pour inhalation (Muir et Hubbell, 1989; Green, 1982).

h) Ruminants

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Février 2017

i) Porc

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (2009).

Février 2017

j) Oiseaux

L'hypothermie est un problème fréquemment rencontré lors d'une anesthésie générale, spécialement chez les petits oiseaux. Ces derniers sont aussi sujets au choc et leurs petits vaisseaux fragiles rendent les injec-

tions intraveineuses difficiles à exécuter (Green, 1982). La kétamine est un pré-anesthésique efficace et les combinaisons kétamine/xylazine (Muir et Hubbell, 1989) ou kétamine/diazépam (Fowler, 1986) sont deux anesthésiques injectables des plus sûrs. La combinaison tilétamine/zolazépam peut remplacer la combinaison kétamine/xylazine (Muir et Hubbell, 1989; Green, 1982). Le diazépam combiné au chloropent (hydrate de chloral, pentobarbital de sodium, sulfate de magnésium) produit une anesthésie chirurgicale de 60 à 90 minutes chez les oiseaux domestiques (Christensen, Fosse, Halverson *et al.* 1987). Le Saffan^{MD} a été utilisé chez plusieurs espèces aviaires (Lumb et Jones, 1984). Cependant, on doit l'injecter par voie intraveineuse, et même alors, il faut l'utiliser avec beaucoup de précautions à cause de l'arythmie cardiaque qui l'accompagne (Green, 1982; Short, 1987).

L'anesthésie par inhalation avec masque peut être faite de façon assez sécuritaire et assez efficace. Cependant, à cause de l'efficacité du système respiratoire des oiseaux, des changements dans la profondeur de l'anesthésie tendent à apparaître très rapidement, spécialement chez les petits oiseaux (Muir et Hubbell, 1989; Lumb et Jones, 1984; Green, 1982). Le réveil est compliqué à cause de l'accumulation de l'anesthésique dans les sacs aériens (Fowler, 1986; Ludders, Mitchell et Schaefer, 1988). Les anesthésiques par inhalation ne peuvent pas être utilisés pour des procédures thoraciques, car les gaz traversent les sacs aériens ouverts (Christensen, Fosse, Halverson *et al.* 1987), et une ventilation de pression positive est nécessaire pour faire des procédures abdominales à cause du diaphragme incomplet. L'immobilisation doit permettre les mouvements du sternum pour la respiration. L'isoflurane est l'anesthésique par inhalation le plus sécuritaire, suivi de l'halothane (Muir et Hubbell, 1989).

k) Animaux à sang froid

Les anesthésiques habituellement utilisés sont la combinaison tilétamine/zolazépam, la kétamine, le Saffan^{MD}, le méthanosulfonate de tricaine (MS-222) et les anesthésiques pour inhalation. Les dosages varient largement entre les espèces. L'absorption et l'excrétion des anesthésiques injectables sont directement liées à la température du milieu.

Consulter les Renseignements supplémentaires liés aux *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests.*

Février 2017

Les reptiles et les amphibiens peuvent être anesthésiés de façon efficace avec des anesthésiques locaux, par immersion dans une solution anesthésique, avec des anesthésiques injectables ou pour inhalation (Muir et Hubbell, 1989). L'hypothermie devrait être utilisée seulement pour l'immobilisation au cours de procédures non douloureuses, parce qu'on ne sait pas si l'analgésie a été induite ou pas. Des dommages tissulaires sont aussi causés par suite de l'utilisation de cette pratique. L'hypothermie n'est pas un anesthésique adéquat pour des chirurgies majeures (Muir et Hubbell, 1989). Les amphibiens peuvent être anesthésiés par immersion dans le MS-222, ce qui produit une excellente relaxation musculaire et une excellente analgésie (Muir et Hubbell, 1989; Green, 1982). Les anesthésiques injectables préférés pour les reptiles incluent la kétamine et la combinaison tilétamine/zolazépam, alors que le Saffan^{MD} et l'étorphine ont aussi été utilisés avec succès (Muir et Hubbell, 1989; Fowler, 1986).

L'anesthésie par inhalation est induite au moyen d'un tampon d'ouate imbibé d'un anesthésique volatil que l'on met dans une boîte ou un sac en même temps que l'animal, ou en utilisant la chambre à induction ou un masque facial (Muir et Hubbell, 1989). On préfère l'halothane, l'isoflurane et le métoxyflurane à l'éther (Muir et Hubbell, 1989). Les reptiles sont relativement faciles à intuber, parce que leur larynx est facile à voir. Leur rythme respiratoire lent et leur habileté à retenir la respiration constituent des facteurs de complication (Muir et Hubbell, 1989). Les anesthésiques pour inhalation ne sont pas recommandés chez les tortues (Green, 1982).

Johnson (1992) considère qu'on doit connaître la structure du système respiratoire des reptiles pour l'administration d'anesthésiques aux amphibiens et aux reptiles. Les mouvements respiratoires sont différents chez les serpents, qui possèdent un poumon, chez les crocodiles, qui ont des diaphragmes, et chez les lézards, qui ont des cavités pleuropéritonéales. Il suggère que, les mouvements respiratoires pouvant être faibles, il faudra peut-être assister la respiration si on utilise un anesthésique volatil puisque ces animaux possèdent un mauvais système d'expiration. De plus, Johnson note que les amphibiens doivent être gardés humides si une anesthésie de longue durée est prévue. Étant donné qu'ils sont tous poïkilothermes, le fait de les garder à la température idéale pour eux aura un effet sur l'absorption et l'excrétion de l'anesthésique.

I) Invertébrés

Volk (1986) discute des méthodes d'évaluation de la profondeur de l'anesthésie chez diverses espèces d'invertébrés et donne la liste complète des anesthésiques.

H. RÉFÉRENCES

- BASRUR, P.K., BOUVET, A. et MCDONELL, W.N. Open canalicular system of platelets in porcine stress syndrome. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52 : 380-385.
- BAUCK, S.W. An evaluation of a combination of injectable anesthetic agents for use in pigs. *Can. Vet. J.* 1984; 25: 162-165.
- BECKER, M. Anesthesia in Gottingen miniature swine used for experimental surgery. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36 : 417-419.
- BRAMMER, D.W., DOERNING, B.J., CHRISP, C.E. et RUSH, H.E. Anesthetic and nephrotoxic effects of Telazol in New Zealand white rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1991; 41 : 432-435.
- BROWN, L.A. Recirculation anaesthesia for laboratory fish. *Lab. Anim.* 1987; 21: 210-215.
- BROWN, M.J., MCCARTHY, T.J. et BENNETT, B.T. Long-term anesthesia using a continuous infusion of guaifenesin, ketamine and xylazine in cats. *Lab. Anim. Sci.* 1991; 41 : 46-50.
- CANTOR, G.H., BRUNSON, D.B. et REIBOLD, T.W. A comparison of four short-acting anesthetic combinations for swine. *VM SAC* 1981; 76 : 715-720.
- CHRISTENSEN, J., FOSSE, R.T., HALVERSEN, O.J. et MORILD, I. Comparison of various anesthetic regimens in the domestic fowl. *Am. J. Vet. Res.* 1987; 48 : 1649-1657.

- COULSON, N.M., JANUSZKIEWICZ, A.J., DODD, K.T. et RIPPLE, G.R. The cardiorespiratory effects of diazepam-ketamine and xylazine-ketamine anesthetic combination in sheep. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39 : 591-597.
- DANNEMAN, P.J., WHITE, W.J., MARSHALL, W.K. et LANG, C.M. An evaluation of analgesia associated with the immobility response in laboratory rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38 : 51-57.
- DOERNING, B.J., BRAMMER, D.W., CHRISP, C.E. et RUSH, H.E. Nephrotoxicity of tiletamine in New Zealand white rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1992; 42 : 267-269.
- DUDLEY, W.R., SOMA, L.R., BARNES, C., SMITH, T.C. et MARSHALL, B.E. An apparatus for anesthetizing small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1975; 25 : 481-482.
- ELMORE, R.G. Food-animal regional anesthesia. Porcine blocks : lumbosacral (epidural). *VM SAC* 1981; 76: 387-388.
- FENWICK, D.C. et BLACKSHAW, J.K. Carbon dioxide as a short-term restraint anesthetic in rats with subclinical respiratory disease. *Lab. Anim.* 1989; 23: 220-228.
- FLECKNELL, P.A., JOHN, M., MITCHELL, M. et SHUREY, C. Injectable anesthetic techniques in 2 species of gerbils (*Meriones libycus* and *Meriones unguiculatus*). *Lab. Anim.* 1983; 17 : 118-122.
- FLECKNELL, P.A. *Laboratory animal anesthesia*. Toronto, Ont.: Academic Press, 1987.
- FLECKNELL, P.A., LILES, J. et WILLIAMSON, H. The use of lignocaine-prilocaine local anesthetic cream for pain-free venipuncture in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 142-146.
- FOWLER, M.E. *Zoo & wild animal medicine*. Toronto, Ont. : W.B. Saunders Co., 1986.
- GAERTNER, D.J., BOSCHERT, K.R. et SCHOEB, T.R. Muscle necrosis in Syrian hamsters resulting from intramuscular injections of ketamine and xylazine. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37 : 80-83.
- GILROY, B.A. Endotracheal intubation of rabbits and rodents. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1981; 179 : 1295.
- GRAD, R., WITTEN, M.L., QUAN, S.F., MCKELVIE, D.H. et LEMEN, R.J. Intravenous chloralose is a safe anesthetic for longitudinal use in beagle puppies. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38 : 422-425.
- GRAY, P.R. et MCDONELL, W.N. Anesthesia in goats and sheep Part I. Local analgesia. *Compend. Contin. Ed. Pract. Vet.* 1986; 8: S33-S39.
- GREEN, C.J. *Laboratory animal handbook 8. Animal anesthesia*. London: Laboratory Animals Ltd., 1982.
- HALL, L.W. and CLARKE, K.W. *Veterinary anesthesia*. 9th Ed. Toronto, Ont. : Baillière Tindall, 1991.
- HATCH, R.C., JERNIGAN, A.D., WILSON, R.C., LIPHAM, L.B., BOOTH, N.H., CLARK J.D. et BROWN, J. Prompt arousal from fentanyl-droperidol-pentobarbital anesthesia in dogs : a preliminary study. *Can. J. Vet. Res.* 1986; 50 : 251-258.
- HOLMES, D.D. *Clinical laboratory animal medicine*. Ames, IA: Iowa State University Press, 1984.

- HOLZGREFE, H.H., EVERITT, J.M. et WRIGHT, E.M. Alpha-chloralose as a canine anesthetic. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37 : 587-595.
- HRAPKIEWICZ, K.L., STEIN, S. et SMILER, K.L. A new anesthetic agent for use in the gerbil. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39 : 338-341.
- INGWERSEN, W., ALLEN, D.G., DYSON, D.M., PASCOE, P.J. et O'GRADY, M.R. Cardiopulmonary effects of a ketamine hydrochloride/acepromazine combination in healthy cats. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52 : 1-4.
- JERNIGAN, A.D., WILSON, R.C., BOOTH, N.H., HATCH, R.C. et AKBARI, A. Comparative pharmacokinetics of yohimbine in steers, horses and dogs. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52 : 172-176.
- JOHNSON, J.H. Anesthesia, analgesia and euthanasia in reptiles and amphibians. In: Schaeffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L., eds. *The care and use of amphibians, reptiles and fish in research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992.
- JONES, D.M. The sedation and anesthesia of birds and reptiles. *Vet. Rec.* 1977; 101 : 340-342.
- KERO, P., THOMASSON, B. et SOPPI, A. Spinal anesthesia in the rabbit. *Lab. Anim.* 1981; 15: 347-348.
- LEVY, D.E., ZWIES, A. et DUFFY, T.E. A mask for delivery of inhalation gases to small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30 : 868-870.
- LIPMAN, N.S., MARINI, R.P. et ERDMAN, S.E. A comparison of ketamine/xylazine and ketamine/xylazine/ acepromazine anesthesia in the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40 : 395-398.
- LUDDERS, J.N., MITCHELL, G.S. et SCHAEFER, S.L. Minimum anesthetic dose and cardiopulmonary dose response for halothane in chickens. *Am. J. Vet. Res.* 1988; 49 : 929-932.
- LUMB, W.V. et JONES, E.W. *Veterinary anesthesia*. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1984.
- LYNCH, S. et LINE, S. Failure of yohimbine to reverse ketamine anesthesia in rhesus monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35 : 417-418.
- MAHMOUDI, N.N., COLE, D.J. et SHAPIRO, H.M. Insufficient anesthetic potency of nitrous oxide in the rat. *Anesthesiol.* 1989; 70 : 345-349.
- MCLAUGHLIN, S. Anesthesia-Barbiturates. Part I and II. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1988; 20(5): 104-110.
- MITCHELL, B. (correspondence) Health hazards in operating theatre environments. *Vet. Rec.* 1976; 98: 326.
- MOODY, K.D., BOWMAN, T.A. et LANG, C.M. Laboratory management of the ferret for biomedical research. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35 : 272-279.
- MORELAND, A.F. et GLASER, C. Evaluation of ketamine, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anesthesia in the ferret. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35 : 287-290.

- MUIR, W.W. et HUBBELL, J.A.E. Handbook of veterinary anesthesia. Toronto, Ont. : C.V. Mosby Co., 1989.
- MULDER, J.B. et HAUSER, J.J. A closed anesthetic system for small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34 : 77-78.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL (U.S). Laboratory animal management: Wild birds. Washington, DC: National Research Council, National Academy of Science, 1977.
- NORRIS, M.L. et TURNER, W.D. An evaluation of tribromoethanol (TBE) as an anesthetic agent in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Lab. Anim.* 1983; 17 : 324-329.
- OLSON, M.E. Problems associated with urethane anesthesia. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1985; 17: 115-119.
- OLSON, M.E. Injectable anesthetics in rodents and rabbits. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1986a; 18 : 120-122.
- OLSON, M.E. A simple anesthetic chamber. *Lab. Anim. Sci.* 1986 b; 36 : 703.
- OLSON, M.E. et MCCABE, K. Anesthesia in the Richardson's ground squirrel: Comparison of ketamine, ketamine and xylazine, droperidol and fentanyl, and sodium pentobarbital. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1986; 189 : 1035-1037.
- PADDLEFORD, R.R., ed. Manual of small animal anesthesia. New York, NY: Churchill Livingstone, 1988.
- PARKER, J.L. et ADAMS, H.R. The influence of chemical restraining agents on cardiovascular function. *Lab. Anim. Sci.* 1978; 28 : 575.
- PARKES, M.J. Anaesthesia in the pregnant guinea pig. *Vet. Rec.* 1987; 121: 512-514.
- PEETERS, M.E., GIL, D., TESKE, E., EYZENBACH, W., V.D. BROM, W.E., LUMEIJ, J.T. et DE VRIES, H.W. Four methods for general anesthesia in the rabbit: A comparative study. *Lab. Anim.* 1988; 22: 355-360.
- POOLE, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987.
- PRESTRUDE, A.M. et CRAWFORD, F.T. Tonic immobility in the lizard, iguana. *Anim. Behav.* 1970; 18: 391-395.
- RAPER, S.E., BARKER, M.E., BURWEN, S.J. et JONES, A. Isoflurane as an anesthetic for experimental animal surgery. *Anat. Rec.* 1987; 218: 116-122.
- RETTIG, B. An inexpensive anesthetic gas-scavenging device that any technician can make. *Vet. Techn.* 1987; 8: 27-32.
- RICH, S., GRIMM, C., WONG, K. et CESAR, L. Gas anesthesia setup for methoxyflurane use in small rodents. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1990; 32: 17.

SAINSBURY, A.W., EATON, B.D. et COOPER, J.E. Restraint and anesthesia of primates. *Vet. Rec.* 1989; 125: 640-644.

SEDGWICK, C. et JAHN, S. Techniques for endotracheal intubation and inhalation anesthesia for laboratory animals. *Calif. Vet.* 1980; 34 : 27-31.

SHORT, C.E., ed. Principles and practice of veterinary anesthesia. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1987.

SKARTVEDT, S.M. et LYON, N.C. A simple apparatus for inducing and maintaining halothane anesthesia of the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22 : 922-924.

STIMPFEL, T.M. et GERSHEY, E.L. Selecting anesthetic agents for human safety and animal recovery surgery. *FASEB (Federation of American Societies for Experimental Biology) J.* 1991; 5: 2099-2104.

SWINDLE, M.M. Anesthesia in swine. *Charles River Techn. Bull.* 3(3). The Charles River Laboratories Inc., 251 Ballardvale St., Wilmington, MA 01887 1985.

VERSTEGEN, J., FARGETTON, X., DONNAY, I. et ECTORS, F. Comparison of the clinical utility of medetomidine/ketamine and xylazine/ketamine combinations for the ovariectomy of cats. *Vet. Rec.* 1990; 127: 424-426.

VOLK, L. Anesthesia in invertebrates. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Animal Sci.) Newsl.* 1986; 18: 28-33.

WIXSON, S.K., WHITE, W.J., HUGHES, H.C., LANG, C.M. et MARSHALL, W.K. The effects of pentobarbital, fentanyl-droperidol, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anesthesia in adult male rats. *Lab. Anim. Sci.* 1987a; 37 : 726-730.

WIXSON, S.K., WHITE, W.J., HUGHES, H.C., LANG, C.M. et MARSHALL, W.K. The effects of pentobarbital, fentanyl-droperidol, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam on noxious stimulus perception in adult male rats. *Lab. Anim. Sci.* 1987b; 37: 731-735.

WYATT, J.D., SCOTT, R.A.N. et RICHARDSON, M.E. The effects of prolonged ketamine-xylazine intravenous infusion on arterial blood Ph, blood gases, mean arterial blood pressure, heart and respiratory rates, rectal temperature and reflexes in the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39 : 411-416.

XIII

EUTHANASIE

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (2010).

Février 2017

F. SPÉCIFICITÉS D'ESPÈCES

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (2010), ainsi que les lignes directrices propres à l'espèce visée.

Février 2017

G. EFFETS DES MÉTHODES D'EUTHANASIE SUR LES TISSUS

Cette section a été révisée. Voir « Renseignements additionnels sur les effets des méthodes d'euthanasie sur les résultats de recherche ». Ces renseignements ont pour but de favoriser la mise en œuvre des lignes directrices, mais ne sont pas utilisés pour justifier les recommandations formulées dans les rapports d'évaluation du CCPA.

Février 2017

H. EFFETS SUR LES OBSERVATEURS

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (2017).

Mars 2017

I. DÉCLARATIONS SUR L'EUTHANASIE – AUTRES ORGANISMES

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (2010).

Février 2017

XIII

L'UTILISATION DES ANIMAUX EN PSYCHOLOGIE

Le centre d'intérêt de la psychologie est l'organisation du comportement. La psychologie s'intéresse aux processus qui contrôlent et dirigent les activités d'adaptation et de désadaptation, de sorte que l'éventail des phénomènes à l'étude est étendu et que les paradigmes et les organisations de recherche utilisées sont variées. L'étude du comportement peut inclure la physiologie, la pharmacologie, l'éthologie ou même la sociologie. Pour cette raison, la distinction entre la psychologie et les disciplines étroitement liées est souvent estompée. À travers l'histoire de la discipline, qui va, p. ex. des travaux du XIXe siècle sur l'organisation des réflexes, grâce aux découvertes fondamentales de Pavlov sur le conditionnement, jusqu'aux travaux plus récents sur l'identification des systèmes de motivation et de récompense par des stimulations électriques du cerveau, le comportement animal a joué un rôle central en recherche et en conceptualisation. Bien qu'il y ait des limitations clairement identifiées à l'utilisation des animaux en recherche (p. ex. aucun accès au rapport verbal), celle-ci permet un contrôle des variables héréditaires et expérimentales qui ne pourrait être que rarement atteint autrement. De plus, la recherche animale place les humains dans un contexte d'évolution et rend possible une perspective comparée et biologique sur le comportement humain.

La recherche fondamentale sur les animaux en psychologie a joué un rôle important dans l'avancement de nos connaissances des processus de l'apprentissage, de la mémoire, de la perception, de la motivation et des émotions, et des comportements d'adaptation des individus et des espèces à leur milieu. Bien que la plus grande partie de ces travaux ait porté sur des questions théoriques, il peut y avoir des implications directes sur les problèmes pratiques contemporains. Ces problèmes qui touchent directement les animaux incluent, p. ex. le soin des animaux domestiques et des animaux gardés en captivité, les moyens inoffensifs de contrôle des prédateurs et la réinsertion dans leur milieu naturel des espèces en voie de disparition. Des exemples de problèmes qui ont un effet direct sur le comportement humain incluent le contrôle de la dépression, des phobies, de la douleur, de la dépendance et des effets pathologiques du stress et de l'anxiété.

Bien qu'il soit commode de faire une dichotomie entre les activités de recherche fondamentale et les activités de recherche appliquée, il est important de reconnaître qu'il existe un continuum et qu'il est difficile de savoir a priori où, dans ce continuum, se situeront les implications de certains programmes de recherche. Quelquefois la recherche fondamentale débouche directement sur des applications, et il arrive souvent que des découvertes fondamentales soient le résultat de la recherche appliquée. Il est aussi important de se rendre compte que, comme Hebb (1966) l'a mentionné : avant d'avoir de la science appliquée, nous devons avoir de la science à appliquer. Cette position est partagée par plusieurs chercheurs qui, tout en connaissant les implications pratiques, orientent leurs travaux de manière à élucider des questions qui sont fondamentalement scientifiques et naturellement théoriques.

Étant donné que la recherche en psychologie aborde un grand éventail de sujets en utilisant une variété de méthodes, il n'est pas surprenant que la recherche animale en psychologie ne soit pas bien comprise ailleurs que dans la discipline. Les considérations suivantes portent sur les stratégies de recherche et les procédures expérimentales générales qui ont été apparemment à l'origine de malentendus :

1. Plusieurs problèmes étudiés par les psychologues traitent de la compréhension et du contrôle de la psychopathologie, tels la dépression, les phobies, les désordres psychosomatiques, les psychoses, l'hype-

ractivité et les troubles d'apprentissage, l'obésité et la dépendance. Plusieurs aspects de ces problèmes ne peuvent pas être étudiés de façon satisfaisante chez le patient humain, à cause des difficultés associées aux paradigmes non expérimentaux pour déterminer la relation causale entre les variables. Autrement dit, lorsqu'on étudie des patients qui ont une forme de psychopathologie, tout ce qu'on peut établir, c'est qu'une variable X est en corrélation avec la pathologie P. Néanmoins, la compréhension et le contrôle du problème requièrent plus qu'une simple connaissance des corrélations. Il est nécessaire d'établir si la variable X est en quelque sorte la cause ou un antécédent de la pathologie P, ou bien si la pathologie P est un antécédent pour ce qui est du changement dans la variable X, ou bien si les deux variables ont seulement un rapport indirect et non causal du fait de leur rapport avec une variable fondamentale commune qui reste toutefois à être déterminée. Il est rarement pratique d'étudier ce genre de questions chez les patients humains en utilisant les protocoles de recherche expérimentale (par opposition à corrélationnelle) nécessaires. Une autre approche efficace de la recherche a été de se servir de modèles animaux. Dans le contexte présent, ces modèles se rapportent à la production, dans des conditions contrôlées, de phénomènes analogues aux désordres mentaux qui surviennent naturellement.

On trouvera, dans les écrits recensés, une discussion plus approfondie sur le concept de modèles animaux en psychologie (Abramson et Seligman, 1977).

En utilisant de tels modèles, il devient possible de conduire des études expérimentales comportant la manipulation active des variables et permettant ainsi la classification des rapports entre les variables. Toutefois, il est important de reconnaître qu'un modèle est simplement un modèle, et qu'il requiert une validation par l'étude détaillée de ses caractéristiques essentielles et par l'analyse de ses similitudes avec la psychopathologie en question.

2. En plus de leur utilisation dans les problèmes appliqués, les modèles animaux jouent un rôle important dans le développement de la théorie fondamentale du comportement. La recherche peut étudier, par exemple, le comportement des animaux appuyant sur un levier dans une pièce isolée, afin d'examiner de quelle façon la fréquence ou le type d'action sont contrôlés par la structuration de la récompense (nourriture) ou du renforcement. Personne n'est vraiment intéressé dans l'action même d'appuyer sur le levier, mais ce comportement simple et facilement quantifié peut être considéré comme un modèle ou comme analogue à des formes plus complexes de comportement. L'hypothèse est la suivante : si on peut comprendre les principes fondamentaux qui contrôlent un comportement simple, on aura au moins un point de départ pour développer des principes qui gouvernent d'autres systèmes comportementaux organisés de façon plus complexe.

De la même façon, lorsque les chercheurs utilisent le choc électrique comme moyen de produire un stress ou de motiver les animaux à fuir ou à éviter un stimulus aversif, ils réalisent pleinement que le choc électrique ne survient pas normalement dans la nature. Ils admettent toutefois que ce stimulus aversif, facilement contrôlé, peut servir de modèle ou d'analogie pour d'autres stimuli désagréables qui surviennent dans la nature et qui affectent le comportement. L'utilisation de modèles en psychologie est souvent mal comprise par ceux qui sont en dehors de la discipline. Il est important que ces personnes réalisent que les problèmes de la validité des hypothèses, de l'adéquation et de la possibilité de généralisation d'un modèle n'ont pas de solution a priori, et qu'on peut s'y attaquer de façon plus efficace en utilisant la recherche empirique* plutôt que l'argument rationnel.

* Le lecteur devrait être au courant et noter que le mot empirique a deux sens bien différents mais tous deux également acceptables. Le premier sens se rapporte aux travaux basés sur l'observation systématique et l'application des principes et des méthodes scientifiques. C'est dans ce sens que le mot est normalement utilisé en psychologie (quoique l'on verra également le mot **empirisme** qui se rapporte à la

philosophie de la connaissance). Le deuxième sens d'empirique prend sa source dans le domaine médical et réfère aux travaux qui s'appuient principalement sur l'expérience pratique et non pas sur les données scientifiques ou rationnelles comme un remède **empirique**. Ce sens réfère également à quelqu'un ignorant des principes scientifiques ou manquant d'une formation adéquate ou de qualifications appropriées (*Webster's New World Dictionary, Second College Edition, 1970*). Le lecteur devra être conscient de ces deux sens tout à fait opposés et des implications lorsque le psychologue qualifie une recherche comme étant empirique.

3. L'hypothèse fondamentale de la psychologie contemporaine veut que le cerveau soit l'organe de la pensée, un terme qui se rapporte simplement aux processus qui déterminent l'organisation du comportement complexe. En conséquence, une façon d'aborder l'étude des propriétés de la pensée est d'étudier le fonctionnement du cerveau. Une telle recherche en est quelquefois une de corrélation, en ce sens qu'elle fait un rapprochement entre les indices de fonctionnement du cerveau (p. ex. les électroencéphalogrammes [EEG], potentiels évoqués) chez les humains et les animaux et les processus du comportement. Souvent, toutefois, et pour des raisons liées au contrôle et au classement des rapports entre les variables discutées au point 1, la recherche comprend une étude expérimentale des effets de la manipulation du cerveau sur le comportement. Personne ne prétend que le cerveau des animaux d'expérimentation est un cerveau humain en miniature. Cependant, on postule que les principes fondamentaux de l'organisation du cerveau sont les mêmes pour tous les mammifères et que le cerveau d'une espèce animale **peut** servir comme modèle pour certains aspects du fonctionnement du cerveau humain.
4. Les psychologues incorporent et manipulent les variables de motivation dans leurs recherches pour trois raisons passablement différentes. La première, c'est lorsque le sujet de l'étude est le système de motivation en question, p. ex. le contrôle du comportement lié au manger ou au boire. Dans un tel contexte, la raison pour laquelle un animal pourrait être l'objet d'un régime sévère est évidente. La deuxième raison, c'est lorsque le système de motivation en question est utilisé comme modèle pour d'autres systèmes de motivation aversive ou appétitive, comme il a été discuté au point 2. La troisième raison, qui n'est pas tellement appréciée des personnes en dehors de la discipline, est qu'une telle manipulation représente un moyen efficace de faciliter l'étude contrôlée de phénomènes se rapportant seulement de façon indirecte à la manipulation de motivation.

Le comportement qui est orienté vers l'obtention d'accès à l'eau et à la nourriture, ou la fuite ou l'évitement d'un stimulus aversif, peut servir de base à des déductions valides quant aux processus non motivés, associés p. ex. à l'apprentissage, à la mémoire ou à la perception. L'origine de la mésentente provient du fait que les variables dépendantes de l'étude se rapportent à l'apprentissage, bien que la motivation puisse être manipulée. La mésentente est compliquée par le fait que l'intérêt réside tantôt dans l'apprentissage en tant que processus même, tantôt dans l'apprentissage en tant que processus affecté par les processus sensoriels, perceptifs, moteurs, ou autres processus qui sont au centre même de l'étude. À titre d'exemple, considérons l'étude de la capacité d'un animal pour une forme de discrimination. Une approche pourrait être de placer l'animal, de façon répétitive, dans une pièce où il y a deux portes. Derrière la porte de type A, il y a toujours de la nourriture. Derrière la porte de type B, il n'y a pas de nourriture. Ensuite, on apprend à l'animal à passer par une de ces portes chaque fois qu'il est placé dans la pièce. Pour apprendre à choisir la porte derrière laquelle se trouve la nourriture, l'animal doit être motivé et intéressé à trouver et à manger la nourriture, c'est pourquoi la motivation est manipulée. Lorsque l'animal en arrive à exécuter régulièrement la bonne tâche, c'est-à-dire lorsqu'il a appris à se rendre à la porte de type A, on est en position de faire certaines déclarations au sujet de la capacité perceptive de l'animal, même si c'est l'apprentissage qui a été mesuré et la motivation qui a été manipulée. L'analyse de l'apprentissage est au centre de la psychologie expérimentale et la motivation est nécessaire pour faire

cette analyse. La raison du choix de la motivation manipulée n'est pas toujours évidente, mais les commentaires qui accompagnent la ligne directrice 7 tentent d'identifier quelques-unes des considérations qui sont formulées. Elles se rapportent bien souvent à la praticabilité et à la diminution de la variabilité du comportement, ce qui encourage l'utilisation économique et efficace des ressources animales.

Au cours des années, le public en général, la discipline de la psychologie elle-même et les autres disciplines ont exprimé leurs préoccupations concernant certains aspects de la recherche psychologique impliquant les animaux. Cela est peut-être attribuable, d'une part, à la psychologie qui choisit comme sujets d'étude des phénomènes qui nous touchent de façon très personnelle (stress, douleur, anxiété, motivation, etc.), et, d'autre part, à l'incompréhension des systèmes de modèles en tant qu'instruments de recherche. C'est pourquoi nous avons tenté de traiter de cet aspect dans cette introduction. Mais cet état de fait est sans doute attribuable en grande partie au langage, au vocabulaire ou au jargon utilisé pour caractériser les phénomènes, les événements ou les processus hypothétiques, qui peut bien souvent évoquer des images angoissantes et non réalistes. Les personnes qui ont des préoccupations à ce sujet devront être encouragées à se renseigner pleinement sur la nature de la recherche psychologique; celles qui oeuvrent dans le domaine de la recherche devront être sensibles à ces préoccupations et discuter ouvertement de leurs travaux et des implications de leur recherche avec les personnes intéressées qui oeuvrent à l'extérieur de leur discipline.

Certaines procédures utilisées dans l'étude des problèmes psychologiques produisent sans aucun doute une certaine détresse chez les animaux et les sujets humains. Il incombe donc au chercheur de questionner sérieusement ce qui se fait, les raisons pour ce faire et l'issue des travaux. Le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) et la communauté scientifique se préoccupent continuellement de ces questions et des autres se rapportant aux soins et à l'utilisation des animaux. Reconnaissant le fait que certains aspects de la recherche sur le comportement pourraient être mal compris et poser des problèmes quant à la moralité de la recherche, la Société canadienne de psychologie (SCP), de concert avec le CCPA, a préparé une série de lignes directrices dans le but d'aider les psychologues, en tant que chercheurs et enseignants, à prendre les décisions morales qui constituent un aspect intégral de la recherche comportementale sur les animaux. Nous espérons que ces lignes directrices compléteront celles du CCPA et faciliteront la conduite d'une recherche moralement responsable, qui contribuera à notre compréhension des processus fondamentaux sous-tendant le comportement.

LIGNES DIRECTRICES SUR L'UTILISATION DES ANIMAUX DANS LA RECHERCHE ET L'ENSEIGNEMENT EN PSYCHOLOGIE : COMMENTAIRES ET ÉLABORATION

La psychologie au Canada, en tant que discipline et profession, partage avec notre société contemporaine une vive préoccupation du bien-être et du traitement humanitaire des animaux, particulièrement dans le domaine de la recherche scientifique et de l'enseignement. Bien que la recherche sur les animaux soit reconnue comme essentielle au développement et à l'avancement des connaissances scientifiques, l'existence d'une certaine limite dans la façon d'utiliser les animaux dans cette recherche est également reconnue. En réponse à cette préoccupation, la Société canadienne de psychologie (SCP), de concert avec le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA), a formulé une série de lignes directrices, afin d'aider les psychologues engagés en recherche et en enseignement à prendre les décisions morales qui constituent une partie intégrale de leurs travaux avec les animaux. Ces lignes directrices ont été publiées sous forme d'affiche pour les laboratoires. Le but de ces commentaires est de souligner les aspects que les psychologues devraient prendre en considération quant à la mise en oeuvre du préambule et de chaque ligne directrice.

Les psychologues ont l'obligation de veiller à l'avancement des connaissances et de contribuer au bien-être par la conduite compétente des travaux de recherche, par la communication exacte des résultats et par la transmission efficace de l'enseignement aux étudiants. Toutefois, leurs valeurs et leurs objectifs comme scientifiques entrent parfois en conflit avec leurs valeurs personnelles en ce qui concerne le traitement des organismes vivants. Les dilemmes qui découlent de ce conflit ne peuvent se résoudre par l'application de règles et de règlements rigides, mais ils requièrent une analyse soigneuse des valeurs et des solutions possibles. Dans bien des cas, les décisions reflètent un jugement relatif de la valeur de la recherche et des effets des interventions sur les animaux. Les psychologues qui utilisent des animaux dans leur recherche ou dans leur enseignement doivent être prêts à prendre de pareilles décisions et à expliquer les fondements de leurs décisions à un auditoire de personnes renseignées. Les lignes directrices qui suivent visent à aider les scientifiques à prendre ces décisions éthiques.

Les *Lignes directrices sur l'utilisation des animaux dans la recherche et l'enseignement en psychologie*, publiées par la Société canadienne de psychologie (SCP), s'inspirent de la perspective déontologique proposée par Diener et Crandall (1978a) dans leur livre intitulé *Ethics in Social and Behavioural Research*. Ces auteurs considèrent que la déontologie de la recherche est un processus de prise de décision plutôt qu'un processus d'élaboration de règles et de règlements explicites, destinés à régir la conduite de toutes les recherches dans toutes les circonstances. La citation suivante illustre bien leur approche :

Le scientifique éthique ou moral porte des jugements individuels sur les pratiques de recherche à la lumière de ses propres valeurs. Selon cette approche de l'éthique, la personne morale n'est pas celle qui suit aveuglément des codes de déontologie, tout éclairés qu'ils soient, mais bien celle qui se rend compte que ses choix sont liés à des valeurs et qui les évalue soigneusement lorsque vient le temps de prendre des décisions importantes. Pour cette personne, il existe peut-être quelques absolus moraux (Szasz, 1967); cependant elle réalise que la plupart des décisions morales doivent être prises individuellement dans chaque cas (Smith, 1969). Cette définition de l'éthique souligne le processus de la prise de décision ainsi que le choix final. La décision est prise par une personne **qui connaît les lignes directrices de la déontologie, qui examine avec soin les choix moraux, qui exerce son jugement dans chaque cas et qui accepte la responsabilité de son choix** (Diener et Crandall, 1978b) [notre traduction, caractères gras ajoutés].

Tel qu'indiqué dans le préambule de ces lignes directrices, la responsabilité première de l'examen approfondi des valeurs personnelles, sociales et professionnelles revient à chaque scientifique. On en déduit donc que chaque chercheur ou enseignant doit accepter la responsabilité de ses choix et être en mesure de les expliquer à un auditoire renseigné. En particulier, le chercheur doit être en mesure d'expliquer les fondements du problème de recherche et de sa méthodologie devant des collègues renseignés, devant ses pairs et devant des comités institutionnels. Au besoin, le chercheur devra être en mesure de défendre son projet contre les critiques disant que les souffrances infligées aux animaux sont inutiles en regard des objectifs de la recherche, ou excessives compte tenu de l'équilibre souhaité entre les douleurs imposées et les espoirs de progrès des connaissances scientifiques ou de l'enseignement. Les présents commentaires visent à fournir au scientifique une indication des problèmes et des préoccupations qui méritent une attention et une considération particulières.

A. LE SCIENTIFIQUE

1. **Avant d'entreprendre un projet de recherche ou d'enseignement utilisant des animaux, il incombe au scientifique de se familiariser suffisamment avec les présentes lignes directrices pour s'y conformer. En cas de doute, le scientifique devra consulter des collègues renseignés et le Comité de protection des animaux (CPA) de l'institution et tenir compte de leur avis.** On rappelle aux chercheurs la politique des principaux organismes subventionnaires comme le Conseil de recherches médicales (CRM) et le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie (CRSNG), comme les départements gouvernementaux et la plupart des universités, qu'il faut l'approbation du CPA avant de commencer tout projet de recherche avec des animaux.

La position voulant que le scientifique éthique soit capable de prendre des décisions éclairées et qu'il soit prêt à présenter une argumentation raisonnée en faveur des valeurs et de la pertinence des objectifs et des méthodes de recherche ou d'enseignement, suppose une profondeur et une étendue considérables de connaissances chez le scientifique. Les décisions en cause sont généralement complexes et à facettes multiples. Afin de prendre des décisions éclairées, le scientifique doit connaître la documentation récente et appropriée ainsi que l'état actuel de la question. Il doit être familier avec les procédures par l'étude théorique ou par l'expérience des techniques et aussi être conscient des risques potentiels. Lorsqu'il entreprend des recherches dans un nouveau domaine ou lorsque la recherche comporte des tensions, des douleurs ou des privations sérieuses, le chercheur peut avoir des doutes sur l'étendue et la profondeur de ses connaissances et de son expérience. Dans de telles circonstances, il est obligé de consulter des collègues renseignés et/ou le CPA et de tenir compte de leur avis. Ces consultations ne délient pas le chercheur de ses responsabilités à l'égard des décisions, mais elles témoignent d'une attitude responsable envers l'acquisition de connaissances adéquates pour entreprendre des recherches conformes à la déontologie.

2. **Un scientifique rompu aux méthodes de recherche et au traitement des animaux d'expérimentation devrait s'assurer que le confort, la santé et les soins humanitaires des animaux expérimentaux font l'objet d'une attention appropriée.**

Les recherches en psychologie exigent souvent une longue période d'interactions entre les animaux en tant que sujets et le chercheur. En conséquence, le psychologue, bien en dehors de toutes considérations humanitaires, a intérêt à ce que les animaux expérimentaux soient bien traités et en santé; autrement, il est probable que les données comportementales ne seront pas fiables et que les objectifs de la recherche ne seront pas atteints. Bien que les tâches quotidiennes d'entretien et/ou les épreuves de comportement sur les animaux puissent être confiées à des techniciens spécialisés, la responsabilité de reconnaître les bonnes et les mauvaises méthodes utilisées par le personnel et les étudiants incombe à chaque scientifique. Cette capacité exige une formation dans les méthodes de recherche et une expérience dans la procédure des soins appropriés aux animaux. Bien que nous dirigions naturellement notre attention sur les pratiques qui entraînent des douleurs et des maladies aux animaux, il ne faut pas oublier que le scientifique devra également être sensible aux problèmes qui peuvent découler de la possibilité d'attachement de certains animaux à l'humain (p. ex. la détresse qu'un animal pourrait éprouver en se retrouvant seul dans des quartiers isolés à la fin d'une étude prolongée).

3. **Le scientifique devrait s'assurer que toutes les personnes travaillant sous sa surveillance possèdent la formation et la compétence nécessaires pour assumer leurs responsabilités en ce qui a trait aux méthodes expérimentales, aux soins, à l'entretien et à la manipulation des espèces utilisées.**

Tout laboratoire requiert une variété d'aptitudes techniques pour assumer convenablement la tâche de soigner et de manipuler les animaux, mais il appartient au scientifique de veiller à ce que toutes les per-

sonnes travaillant sous sa surveillance possèdent les qualités et les attitudes requises pour remplir leurs tâches avec compétence. Étant donné que chaque espèce comporte des exigences biologiques et sociales uniques, la conception du protocole d'expérimentation et de l'entretien devrait tenir compte de l'écologie normale, de l'histoire évolutive et de l'adaptation comportementale des espèces au milieu naturel. Il incombe au scientifique d'acquiescer une expertise suffisante dans ces domaines et de s'assurer que la formation des techniciens, des étudiants et des associés de recherche leur permet de s'acquiescer de leurs responsabilités respectives. Ces précautions sont nécessaires afin d'assurer non seulement un traitement humanitaire aux animaux, mais aussi des données scientifiques sûres selon une perspective scientifique.

4. **Le scientifique devrait être parfaitement au courant des lignes directrices du CPA et des lois et règlements fédéraux, provinciaux et municipaux régissant l'acquisition, le soin, l'utilisation et la disposition des animaux.**

Cette ligne directrice s'explique d'elle-même. À titre de professionnels et de citoyens, les psychologues ont la responsabilité d'être au courant et de respecter les lois et les règlements fédéraux, provinciaux et municipaux en ce qui a trait aux animaux. En cas de doute, il incombe au scientifique de consulter le président du CPA ou le CCPA. La conformité au *Manuel* du CCPA est exigée par les principaux organismes subventionnaires du Canada, plusieurs revues canadiennes et les comités de protection des animaux de la plupart des institutions.

B. LA RECHERCHE

5. **On doit raisonnablement s'attendre à ce que les recherches utilisant des animaux : a) améliorent la compréhension des structures et des processus qui servent de base au comportement; b) améliorent la compréhension de l'espèce particulière d'animaux utilisée dans l'expérience; et c) soient éventuellement bénéfiques pour la santé et le bien-être des humains ou des animaux.**

Cette ligne directrice souligne les secteurs généraux auxquels les recherches en psychologie devraient contribuer si l'on veut légitimer l'utilisation des animaux. Elle reconnaît spécifiquement la valeur de la recherche dont les implications sont largement de nature théorique ou philosophique et elle est compatible avec les lignes directrices du CCPA, pour ce qui est de l'espoir raisonnable que la découverte de nouvelles connaissances et d'une nouvelle conceptualisation scientifique apportera peut-être éventuellement des avantages en ce qui a trait à la santé et au bien-être des humains et des animaux.

Cette ligne directrice s'applique davantage aux programmes de recherche qu'aux études individuelles. L'intention est de reconnaître qu'il n'existe pas d'étude définitive et que l'importance d'une expérience particulière, surtout envisagée après coup, n'apparaît pas toujours évidente et peut être facilement minimisée. En conséquence, une expérience particulière doit être jugée dans le cadre d'un programme de recherche, afin de déterminer si cette expérience apportera une contribution significative à la base systématique empirique ou à la base théorique.

Une partie intégrale de tout programme de recherche est le recours à toute une série de petites études pilotes dont les résultats ne sont pas nécessairement concluants, mais qui comptent au moment des prises de décision quant à l'orientation des travaux, le schéma de la recherche, les paramètres, etc. La valeur de ces études est souvent indirecte et il faut donc les évaluer dans le contexte plus large d'un programme de recherche.

Cette ligne directrice porte également sur le problème de la répétition ou de la reproductibilité des résultats des recherches scientifiques. La répétition est un aspect souhaitable et nécessaire de la science lorsqu'elle est perçue comme la manipulation d'une classe spéciale de facteurs (p. ex. différents laboratoires,

différents chercheurs, différentes époques de l'année, etc.), qui peuvent produire des apports importants à la compréhension scientifique d'un phénomène. Comme dans le cas des études pilotes, il faut envisager les répétitions dans le contexte plus vaste d'un programme de recherche. Dans la mesure où la répétition comporte un espoir raisonnable d'avancement des connaissances scientifiques, elle est compatible avec la présente ligne directrice.

6. Les procédures qui soumettent les animaux à la douleur, au stress, aux privations ou à la mort, ne devront être utilisées qu'en l'absence de méthodes de remplacement acceptables.

Dans le domaine de la recherche en psychologie, les animaux sont soumis à des procédures qui s'accompagnent de douleurs, de stress, de privations ou de la mort dans deux contextes généraux. Le premier comporte des études sur la douleur, sur le stress, sur la motivation ou sur certains aspects de la mort, des sujets qui sont tous du ressort légitime et essentiel de la discipline. À cet égard, il existe rarement des voies d'emprunt acceptables et le scientifique doit concentrer tous ses efforts sur les moyens de minimiser l'inconfort. Par exemple, l'étude du stress comportera nécessairement des manipulations, qui provoquent du stress; cependant, le chercheur s'efforcera d'en réduire les effets traumatiques. Dans le deuxième contexte, les procédures visent à susciter des états de motivation qui facilitent l'étude contrôlée de phénomènes qui ne sont liés qu'indirectement aux manipulations de motivation (l'apprentissage, la discrimination, la mémoire, les seuils sensoriels, etc.). Dans ces circonstances, le scientifique a l'obligation morale de considérer d'autres moyens par lesquels il pourrait atteindre les mêmes objectifs sans occasionner de douleur ni d'inconfort.

7. Les scientifiques devraient examiner les techniques méthodologiques et opérationnelles afin de minimiser l'inconfort, la maladie et la douleur chez les animaux.

S'il n'existe pas d'autres méthodes acceptables que celles comportant des souffrances ou des privations, il n'en reste pas moins la responsabilité d'examiner les méthodes et les procédures qui réduiront l'inconfort, la maladie ou la douleur et qui restent compatibles avec les objectifs de la recherche. Ce jugement exige vraiment une connaissance étendue de l'espèce en cause, de son répertoire comportemental, ainsi que du problème de recherche. L'examen de la présente ligne directrice soulève les questions suivantes : L'espèce choisie est-elle appropriée à l'étude? A-t-on analysé les systèmes de motivation et les besoins biologiques ou sociaux de l'espèce de façon à pouvoir porter un jugement honnête sur l'inconfort et le stress relatifs causés par diverses procédures potentiellement douloureuses ou par divers degrés de privations? Peut-on mieux contrôler les états de motivation de l'espèce en question par la motivation appétitive (p. ex. la privation d'eau ou de nourriture) ou par la motivation aversive (p. ex. de faibles chocs électriques)? A-t-on choisi judicieusement les paramètres des stimuli aversifs ou des privations de façon à en obtenir un effet optimal, en regard des exigences de la recherche sur le plan comportemental et en vertu du principe de la minimisation de l'inconfort? Peut-on recourir à des niveaux de choc ou de privation inférieurs et provoquer quand même un comportement fiable? Peut-on employer un niveau inférieur de stimuli aversifs ou recourir à des privations, même si l'on doit utiliser plus d'animaux à cause d'un comportement moins fiable et moins stable? Pour les études comportant une motivation alimentaire, est-ce que la privation équivaut à un pourcentage fixe (p. ex. 80 %) du poids physique ad lib requis ou est-ce qu'un accès quotidien contrôlé à la nourriture (p. ex. à toutes les 23 heures), peut-être en combinaison avec une motivation préférée, comme une récompense, pourrait suffire?

Les manipulations comportant une opération chirurgicale peuvent présenter des problèmes quant à l'inconfort, et l'on doit se poser les questions suivantes : La méthode anesthésique est-elle la meilleure possible? L'intervention chirurgicale est-elle suffisamment aseptique pour minimiser les risques d'infection et de stress postopératoires? Est-ce que l'administration d'un analgésique est nécessaire durant

la période de récupération postopératoire? Est-ce qu'une intervention telle que l'implantation chronique d'une canule et d'un ensemble d'électrodes peut causer de l'irritation et, si tel est le cas, quels sont les moyens de l'éliminer? Est-ce qu'une manipulation physiologique ou pharmacologique (notamment l'administration de toxines) peut causer une détérioration généralisée du bien-être de l'animal et, le cas échéant, comment peut-on la minimiser d'une manière compatible avec les objectifs de la recherche?

On laisse entendre parfois qu'une façon de minimiser la souffrance consiste à réduire le nombre des animaux utilisés dans la recherche. Toutefois, étant donné que la détection des effets du traitement a lieu selon un arrière-plan de différences comportementales incontrôlables, il faut prendre soin de s'assurer que le schéma d'expérience est suffisamment fort pour déceler la présence de ces effets. Autrement, les animaux utilisés auraient souffert inutilement. Néanmoins, les chercheurs devraient considérer des projets à un seul sujet, des répétitions et d'autres techniques qui minimiseraient les différences et qui pourraient toutes réduire le nombre de sujets nécessaires à la recherche.

8. **Une expérience devrait être arrêtée dès qu'il devient manifeste pour le scientifique ou le CPA que sa poursuite entraînerait des blessures ou des souffrances qui sont incompatibles avec les présentes lignes directrices.**

Même avec la meilleure planification possible, certaines expériences ne fonctionnent tout simplement pas tel que prévu. Ceci peut se produire pour diverses raisons telles que des défauts mécaniques, des procédures qui ont des effets inattendus, des erreurs d'expérimentation ou des différences comportementales si considérables qu'elles oblitèrent tous les effets possibles du traitement. De même, à l'occasion, de nouveaux résultats de recherche voient le jour et peuvent rendre les travaux en cours superflus. En pareils cas, les chercheurs doivent se demander sérieusement s'il vaut la peine de poursuivre leurs travaux; ils ne le feront que s'ils sont certains que les présentes lignes directrices le justifient.

9. **À la fin de l'expérience, l'euthanasie ou toute autre façon de disposer des animaux expérimentaux doit s'accomplir d'une façon humanitaire.**

À la fin de la plupart des expériences en psychologie, les animaux utilisés sont tués. Ceci doit s'accomplir d'une manière humanitaire, tel que décrit dans ce *Manuel* et dans le volume 2 (CCPA, 1984). Bien que ce soit un principe évident et une coutume établie, il peut surgir des problèmes si les animaux expérimentaux ne sont pas tués. Par exemple, la remise en liberté en milieu sauvage d'animaux capturés peut être ou ne pas être un acte humanitaire, selon l'espèce animale, son comportement territorial, ses habitudes alimentaires, l'époque de l'année, etc. Comme nous l'avons déjà mentionné, certains animaux peuvent s'attacher à un humain et créer des problèmes lorsqu'ils sont renvoyés dans leurs quartiers isolés du laboratoire à la fin d'expériences qui ont nécessité une interaction prolongée. La responsabilité du scientifique à l'égard de ses animaux va au-delà de la fin même de l'expérience et il faut bien se demander si la façon de disposer des animaux expérimentaux est vraiment humanitaire.

C. L'ENSEIGNEMENT

10. **La décision d'utiliser des animaux en enseignement doit s'appuyer sur l'examen des objectifs d'étude plutôt que sur la contribution à de nouvelles connaissances scientifiques. À d'autres égards, les pratiques éthiques relatives aux soins et au traitement des animaux sont les mêmes que celles qui s'appliquent à l'utilisation des animaux en recherche.**

Un comité de la British Psychological Society a fait le commentaire suivant : aucun étudiant de premier cycle en psychologie ne peut ignorer longtemps jusqu'à quel point la base empirique d'une grande partie de la théorie psychologique dépend des études expérimentales chez les animaux. Il convient donc

naturellement que ces étudiants reçoivent une formation spéciale sur les questions découlant de l'expérimentation sur les animaux, questions qui sont d'ordre scientifique, intellectuel, méthodologique, pratique et moral (BPS, 1979).

La Société canadienne de psychologie est également d'avis que l'apprentissage de l'utilisation des animaux en psychologie est souhaitable et nécessaire. À l'occasion, il faut vraiment recourir aux animaux si l'on veut atteindre les objectifs de l'enseignement. En pareils cas, les considérations déontologiques sont les mêmes pour l'enseignement que pour la recherche, sauf que l'équilibre visé entre les avantages attendus et les coûts concernent le progrès de l'enseignement plutôt que l'avancement des connaissances. On admet que les démonstrations en classe du comportement des animaux, de par leur nature même, comportent des phénomènes qui, intrinsèquement, peuvent ne pas faire avancer les connaissances scientifiques. Mais, dans la mesure où ces démonstrations aident l'étudiant à comprendre les connaissances existantes, elles gardent leur importance. Comme l'indique la position prise par la BPS, il faut introduire des leçons sur les questions de déontologie dans les cours sur l'utilisation des animaux. De cette façon, les professeurs pourront, p. ex. favoriser l'utilisation éthique des animaux par des futurs scientifiques et aussi transmettre à leurs étudiants une sensibilité appropriée à toutes les questions connexes.

- 11. On ne doit avoir recours aux démonstrations en classe utilisant des animaux que dans les cas où l'on ne peut atteindre les mêmes objectifs pédagogiques en utilisant des bandes magnétoscopiques, des films ou d'autres moyens. Il faudra examiner avec soin si le genre de démonstration est justifié par les avantages attendus de cet enseignement.**

Les bandes magnétoscopiques et les films constituent des moyens efficaces d'enseignement des principes du comportement animal et de l'expérimentation avec les animaux. Toutefois, il y a souvent des avantages à se servir de vrais animaux, la transmission du réalisme des phénomènes n'étant pas le moindre d'entre eux. Lorsqu'ils décident du mode d'enseignement, les enseignants ont l'obligation d'évaluer avec soin leurs objectifs d'enseignement et de décider si ces objectifs justifient l'utilisation des animaux.

En faisant cette évaluation, l'enseignant doit être conscient du traumatisme que les animaux pourront subir du fait d'être apportés dans la classe et de la possibilité de transmission de maladies dans un sens ou dans l'autre. L'enseignant doit aussi se demander si l'animal ne servira qu'à la démonstration ou s'il a déjà servi à des expérimentations, s'il sert à l'élevage ou si on le réserve pour des démonstrations.

La présente ligne directrice mentionne le genre de démonstration pour éveiller l'enseignant à la possibilité de réactions défavorables que peut susciter une démonstration vivante ou sur film chez les étudiants non préparés. Les procédures auxquelles un spectateur non averti peut associer des douleurs ou du stress (p. ex. montrer des animaux affublés d'une canule chronique ou d'un ensemble d'électrodes, des animaux souffrant d'attaques d'épilepsie, des animaux subissant une opération, recevant une injection, ou encore des animaux sociables élevés dans l'isolement, etc.), sont particulièrement problématiques.

- 12. Les projets d'étudiants impliquant des douleurs ou des angoisses pour les animaux devront être entrepris avec prudence et seulement lorsque les objectifs d'apprentissage ne peuvent être atteints d'aucune autre façon.**

Les projets de recherche des étudiants entrent dans un continuum qui commence par les travaux en classe et qui va jusqu'aux études de doctorat (qui devraient contribuer à l'avancement des connaissances scientifiques). La valeur de ces projets réside rarement dans leur apport fondamental aux connaissances, mais plutôt dans l'avancement des connaissances grâce à la communication. Si les étudiants doivent acquérir la formation théorique et pratique que proposent les présentes lignes directrices, il leur faudra prendre de l'expérience en travaillant avec les animaux. En particulier, dans le cas des étudiants qui

montrent tous les signes d'une vocation pour la recherche, ces expériences peuvent impliquer l'utilisation de procédures comportant des douleurs minimales ou de la détresse. Dans ce cas, l'enseignant devra examiner avec grand soin la pertinence du projet et les procédures qu'il comporte en regard des objectifs d'apprentissage de chaque étudiant et considérer également le développement des sensibilités de chaque étudiant envers les animaux. Les étudiants et les enseignants se souviendront que la politique de la plupart des universités est d'exiger l'approbation du CPA avant le commencement d'un projet utilisant des animaux.

Ces lignes directrices devront être affichées bien en vue dans chaque laboratoire, dans chaque institution d'enseignement et dans toute salle d'expérimentation où l'on utilise des animaux.

La Société canadienne de psychologie recommande l'inclusion des lignes directrices et de ces commentaires dans les manuels de laboratoire et l'affichage des sections appropriées dans tous les laboratoires. Nous espérons que ces actions ne seront pas envisagées comme de simples formalités, mais qu'elles seront considérées comme une invitation à tout le personnel de laboratoire de se familiariser avec le processus déontologique. Comme la science elle-même, la déontologie progresse grâce à la communication et à la discussion.

Dans toute situation qui implique des jugements et des décisions, il y aura, à l'occasion, des désaccords et des malentendus. Dans le cas de l'utilisation des animaux en recherche et en enseignement en psychologie, il faut résoudre les problèmes le plus vite possible de façon à ne pas entraver les recherches légitimes ni à prolonger des procédures inacceptables. Le bien-être de l'animal doit être une préoccupation primordiale. En général, il se présente deux sortes de problèmes. Le premier comporte des allégations faites par des étudiants, des collègues ou le public, voulant que certains projets de recherche, en cours ou terminés (ou encore un enseignement), ne respectent pas les présentes lignes directrices. Dans ce cas, la personne en cause devrait essayer d'intervenir auprès du CPA de l'institution où se déroule la recherche ou l'enseignement. Dans le deuxième, on rencontre certains psychologues dont le CPA ou l'organisme subventionnaire refuse d'approuver les travaux de recherche, qu'ils croient eux-mêmes justifiés scientifiquement et éthiquement. Le CCPA a établi un mécanisme d'appel formel dont les chercheurs peuvent se prévaloir. Une partie de ce mécanisme comprendra une consultation avec la SCP.

D. RÉFÉRENCES

ABRAMSON, L.Y. et SELIGMAN, M.E.P. Modelling psychopathology in the laboratory: History and rationale. In: Maser, J.D. and Seligman, M.E.P., eds. Psychopathology: experimental models. San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1977: 1-26.

BRITISH PSYCHOLOGICAL SOCIETY. Policy statement. Brit. Psych. Soc. Bull. 1979; 32 : 50.

CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX. Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation, Vol. 2, Ottawa, Ont. : CCPA, 1984.

DIENER, E. et CRANDALL, R. Ethics in social and behavioural research. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1978a.

DIENER, E. et CRANDALL, R. Ethics in social and behavioural research. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1978b: 4-5.

HEBB, D.O. Textbook on psychology. 2nd Ed. Philadelphia, PA : W.B. Saunders, 1966 : 19. SMITH, M.B. Social psychology and human values. Chicago, IL : Aldine, 1969.

SZASZ, T.S. Moral man: A model of man for humanistic psychology. In: Bugenthal, J.T., ed. Challenges of humanistic psychology. New York, NY : McGraw-Hill, 1967.

XIV

LIGNES DIRECTRICES SUR L'UTILISATION DES ANIMAUX EN RECHERCHE NEUROBIOLOGIQUE*

A. INTRODUCTION

La recherche en neurobiologie contribue à la qualité de la vie par l'amélioration des connaissances sur les êtres vivants. Cette contribution à la qualité de la vie provient en partie des progrès effectués dans l'amélioration des maladies et des incapacités de l'homme, en partie des connaissances sur le comportement animal et de la médecine vétérinaire, et en partie de l'augmentation continue des connaissances sur les capacités et les potentialités de la vie humaine et animale. Les progrès continus dans plusieurs sphères de recherches biomédicales sont basés sur l'utilisation des animaux vivants dans le but d'examiner des systèmes et des fonctions complexes, parce que, dans de tels cas, il n'existe pas de solutions de remplacement valables. Les progrès de la recherche fondamentale et de la recherche clinique dans de tels domaines ne peuvent continuer sans l'utilisation d'animaux vivants comme sujets expérimentaux. L'utilisation d'animaux vivants dans des projets de recherche bien définis devient alors éthique et appropriée. Néanmoins, notre préoccupation concernant le traitement humanitaire des animaux nous dicte d'évaluer avec beaucoup de soin, les avantages pour les connaissances de l'homme et le bien-être chaque fois qu'on entreprend une recherche sur des animaux. Le chercheur dans ce cas-là, assume la responsabilité d'établir un protocole expérimental adéquat incluant les aspects éthiques et scientifiques.

La communauté scientifique partage les préoccupations de la société en général à savoir que l'utilisation des animaux en recherche doit être conforme aux standards qui sont en accord avec ceux appliqués à d'autres utilisations d'animaux par l'homme. Bien qu'il soit improbable qu'une série de standards particuliers satisfasse tout le monde en même temps, il est opportun pour les sociétés scientifiques d'établir des lignes directrices qui s'appliquent à l'utilisation humanitaire des animaux d'expérimentation dans des domaines particuliers de recherche. Idéalement, de telles lignes directrices étant raisonnables et prudentes devraient aussi être acceptables pour la société en général.

La plupart des sections plus spécifiques de ce document ont été faites en fonction de la recherche avec les vertébrés à sang chaud. Comme principe général, cependant, les questions éthiques impliquées dans l'utilisation de toutes espèces animales, vertébrées ou invertébrées, sont mieux considérées en rapport avec la complexité du système nerveux d'une espèce en particulier et avec sa conscience apparente du milieu, plutôt que son apparence physique ou sa proximité évolutionniste par rapport à l'homme.

B. FACTEURS RELIÉS AUX PROTOCOLES EXPÉRIMENTAUX

Le premier facteur utilisé pour évaluer le traitement humanitaire en recherche animale est le degré de détresse ou d'inconfort, basé sur des jugements anthropomorphiques émis par des observateurs (humains)

* Reproduites avec la permission de la Society for Neuroscience, tirées du *Handbook for the Use of Animals in Neuroscience Research* (1992). Les références aux publications américaines et aux états américains n'ont pas de rapport avec les chercheurs canadiens.

raisonnables et prudents. **Le principe fondamental de toute recherche animale éthique est que les animaux d'expérimentation ne doivent pas être exposés à de la détresse ou de l'inconfort que l'on peut éviter.** Ce principe doit être observé lorsqu'on fait un protocole expérimental qui inclut l'utilisation d'animaux vivants.

Bien que la plupart des recherches animales comportent peu de détresse ou d'inconfort, certaines questions scientifiques valables peuvent exiger des protocoles expérimentaux qui produiront inévitablement ces effets. De telles situations, même si elles ne sont pas fréquentes, sont extrêmement diverses et elles doivent être évaluées individuellement. Il est très important, pour que la détresse et l'inconfort soient minimisés, d'établir le protocole avec beaucoup de soin. Il est aussi important de reconnaître qu'il n'y a pas de différence entre la détresse et l'inconfort qui peuvent se rattacher à un protocole expérimental valable et ces mêmes états qui peuvent se présenter comme effets secondaires non prévus. C'est donc la responsabilité du chercheur d'identifier et d'éliminer toutes les sources évitables de détresse et d'inconfort pour les sujets animaux. Ce but exige de faire attention aux détails de la gestion animale tout autant qu'à ceux du protocole expérimental.

Les procédures invasives et les drogues paralysantes ne devraient jamais être utilisées sans le recours aux bienfaits d'anesthésiques, à moins qu'il n'y ait une justification scientifique très importante et qu'on n'ait considéré sérieusement la possibilité d'utiliser des solutions de remplacement. Des progrès dans des techniques expérimentales, comme l'utilisation de dispositifs implantés en permanence sous anesthésie, peuvent offrir des approches de solutions de remplacement. Si ce n'est pas possible, il est essentiel de surveiller les réponses nociceptives (p. ex. l'enregistrement de l'EEG, de la pression artérielle et la réponse de la pupille) qui peuvent indiquer un stress chez l'animal, et de les utiliser comme signaux pour éliminer la douleur, pour modifier le protocole expérimental ou pour mettre fin à l'expérience.

Lorsque les chercheurs établissent des protocoles de recherche, ils devraient tenir compte, avec beaucoup de soin, de l'espèce animale et du nombre d'animaux nécessaires pour atteindre une information valable, en plus de se demander si des êtres vivants doivent être utilisés pour répondre à la question scientifique. En règle générale, les expériences devraient être conçues dans le but de réduire au minimum le nombre d'animaux utilisés et d'éviter l'appauvrissement d'une espèce en voie d'extinction. Les améliorations dans les méthodes expérimentales, l'utilisation plus efficace des animaux prévus au protocole et les méthodes statistiques modernes fournissent toutes des possibilités de diminuer le nombre d'animaux utilisés en recherche. Cet objectif est complètement compatible avec l'importance cruciale de répliquer et de valider les résultats pour de vrais progrès en recherche.

C. FACTEURS LIÉS AU DÉROULEMENT DES EXPÉRIENCES

On doit se procurer les animaux d'expérimentation et en prendre soin selon les lignes directrices publiées dans le *NIH Guide for the Care and Use of Laboratory Animals* (National Institutes of Health, Publication No. 85-23, revu et corrigé, 1985). L'utilisation d'un animal de fourrière ou de refuge qui doit être euthanasié sauve la vie d'un autre animal; c'est pourquoi l'utilisation de ces animaux est approuvée dans les projets de recherche pour lesquels ils sont des sujets convenables. De plus, en ce qui concerne l'acquisition de ces animaux, comme pour tous les autres aspects de la recherche, les chercheurs doivent observer les lois locales, celles des États et la loi fédérale en vigueur. (La référence aux animaux de fourrière et de refuge a été ajoutée aux lignes directrices suite à une recommandation du Committee on Animals in Research et à l'approbation par le Council.) La qualité des résultats de recherche dépend, dans une mesure qui ne manque pas d'importance, de la santé et de la condition générale des animaux utilisés et des détails du protocole expérimental. Par conséquent, une gestion animale adéquate est intimement liée au succès de toute recherche dans laquelle

on utilise des animaux. Les standards généraux de gestion animale (l'hébergement, la qualité des aliments, la ventilation, etc.), sont décrits dans le *NIH Guide*. L'investigateur peut fournir des informations additionnelles dans le but de procurer les meilleurs soins lors de situations expérimentales particulières ou lors d'utilisation d'espèces animales peu communes en recherche.

La chirurgie avec survie (p. ex. sur des animaux pour des études chroniques) doit être exécutée, ou être sous la supervision de personnes possédant l'expérience et la formation appropriées, et en tenant compte des mesures d'asepsie et de prévention des infections. Les chirurgies majeures doivent être précédées d'une anesthésie adéquate pour rendre l'animal insensible à la douleur. On ne doit pas utiliser les relaxants musculaires et les agents paralysants parce qu'ils n'ont pas d'action anesthésique et, de plus, on ne doit pas les utiliser seuls pour exécuter une immobilisation chirurgicale. Parmi les soins postopératoires, on doit porter une attention spéciale à la diminution de l'inconfort et aux risques d'infection.

Plusieurs protocoles expérimentaux prévoient des préparations chirurgicales sous anesthésie mais sans survie. Dans de tels cas, les animaux doivent être anesthésiés pendant toute la durée de l'expérience. À la fin de l'expérience, les animaux doivent être tués sans avoir récupéré leur connaissance et on doit s'assurer qu'ils sont bien morts avant d'en disposer.

Certaines expériences peuvent exiger de l'immobilisation physique et/ou la privation de nourriture ou d'eau, à titre de procédures méthodologiques plutôt que de paradigmes expérimentaux. Dans de tels cas, on doit porter une attention spéciale à minimiser l'inconfort ou la détresse et à s'assurer que la santé globale est maintenue. On ne doit pas imposer une méthode d'immobilisation aux animaux qui n'y sont pas déjà habitués lorsqu'il y a des solutions de remplacement pratiques. On doit prévoir des périodes raisonnables de repos et de réajustement dans le protocole expérimental, à moins que ce ne soit absolument à l'encontre des objectifs scientifiques.

Lorsque la détresse et l'inconfort sont les attributs inévitables d'un protocole expérimental valable, il est obligatoire de faire de telles expériences de manière que ces effets soient réduits au minimum, que la durée des procédures soit raccourcie et que le nombre d'animaux utilisés soit aussi réduit au minimum, le tout étant compatible avec les objectifs scientifiques de l'étude.

ANNEXE I

HÉBERGEMENT ET MILIEU

Le présent tableau est basé sur l'expérience et le jugement de professionnels relatifs aux évaluations des performances des animaux en hébergement. Comme il y a peu de données objectives disponibles sur les besoins en espace de chaque espèce animale, on doit se fier au jugement des vétérinaires lorsqu'on évalue les besoins d'hébergement. Le chapitre sur les besoins sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation fournit des lignes directrices additionnelles pour des espèces spécifiques.

ESPÈCES (poids)	ESPACE PAR ANIMAL			TEMPÉRATURE °C		H.R. %	Changements d'air/heure	B.T.U. animal/ heure
	Individuel Dimension du plancher	Hauteur minimum	Hébergement en groupe ou libre	Pièce/ cage °C	Enclos/ habitat libre			
BOVIN veaux vaches	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).							
CAILLE	400 cm ²	15 cm max . 30 cm	200 cm ²	21-22	20-30	45-70	10-15	
CHAT > 4 kg	0,28 m ² 0,37 m ²	0,76 m	0,56 m ²	20-22	15-25	45-60	10-18	25-30
CHEVAL	4-5 cm ²	3 m	13-17 m ²	10-24	2-27	25-75	4-8	
CHÈVRE	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).							
CHIEN < 12 kg 12-30 kg > 30 kg	0,75 m ² 1,20 m ² 2,23 m ²	0,8 m 0,9 m parc-2,0 m	1,5 m ² 2,0 m ² 3,0 m ²	18-21	5-25	45-55	8-12	80-150
COBAYE < 350 g > 350 g	300 cm ² 650 cm ²	18 cm 22 cm	500 cm ² 800 cm ²	18-22		50-60	4-8	5-6
GERBILLE	116 cm ²	15 cm	couple + portée 900 cm ²	15-24		40-50	8-10	4,0
HAMSTER > 100 g	100 cm ² 120 cm ²	18 cm 18 cm	femelle + portée 900 cm ²	21-24		45-65	6-10	2,5

ESPÈCES (poids)	ESPACE PAR ANIMAL			TEMPÉRATURE °C		H.R. %	Changements d'air/heure	B.T.U. animal/ heure
	Individuel Dimension du plancher	Hauteur minimum	Hébergement en groupe ou libre	Pièce/ cage °C	Enclos/ habitat libre			
LAPIN < 4 kg > 4 kg	0,37 m ² 0,46 m ²	0,40 m 0,45 m	femelle + portée 0,93 m ²	16-22	10-28	40-50	10-20	30-40
MOUTON	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).							
OPOSSUM	0,56 m ²	0,75 m		21-25	10-27	45-65	10-12	
PIGEON	0,18 m ²	0,38 m		16-20	5-27	45-70	12-15	1,2
PORC	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).							
PRIMATE NON HUMAIN	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA: les primates non humains</i> (2019).							
RAT	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA : les rats</i> (2020).							
SOURIS	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA : les souris</i> (2019).							
VOLAILLE	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).							

ANNEXE II

DONNÉES SUR L'ÉLEVAGE ET LA REPRODUCTION

ESPÈCE (âge et poids)	Âge de la reproduction écart femelle-mâle	Cycle* Durée (jours)	Durée de la réceptivité sexuelle	Habitude de reproduction et saison**	Durée moyenne de gestation (jours)	Grosueur de la portée	Capacité reproductrice maximum*** (années/mois)	Heures d'éclairage
CHAT	7-10 mois	14-24 P.S.	3-8 jours (irrégulier)	Pm (f. au m.) janv. à sept.	62 57-65	2-6	6-7 années	12-14
BOVIN	16-24 mois	18-24 P	10-24 h	Pm (I.A.) toute l'année	283 279-290	1	8-10 années	8-12
VOLAILE	4-6 mois			Pol. toute l'année	21 incubation		9-12 mois	13-14
CHIEN	10-14 mois	21 M	4-8 jours	Pm (f. au m.) bi-annuel	63 58-68	Selon la race 4-10	6-7 années	10-12
GERBILLE	9-12 semaines	4-6 P	14-18 h	Pm toute l'année	25 24-26	4-5	15 mois	12-14
CHÈVRE	15-18 mois	14-21 P.S.	48-72 h	Pol. sept. à févr.	151 149-153	1-2	4-5 années	8-12
COBAYE	3 mois	15-19 P	6-14 jours	H (1 pour 6) toute l'année	65 59-72	2-6	2 années	12-15
HAMSTER	6-8 semaines	4 P	6-20 h	Pm ou H (1 pour 5) toute l'année	16 15-18	5-8	15 mois	12
CHEVAL	36-60 mois	19-24 P.S.	3 jours 2-6	Pm (f. au m.) févr. à août	335 320-360	1	12-15 années	8-12
SOURIS	6 semaines	4-5 P	10-20 h	H (1 pour 4) toute l'année	20 19-21	6-12	7-8 mois	14
PRIMATE NON HUMAIN Babouin (<i>Papio</i> sp)	48-66 mois	31-32	3-4 jours de menstruation jour 15-17 période optimale de reproduction	H (1 pour 6) toute l'année	175 154-185	1	5-20 années	12-14
(<i>Macaca</i> sp)	36-48 mois	28	3-4 jours de menstruation jour 10-12 période optimale de reproduction	H (1 pour 8) ou Pm (f. au m.) toute l'année	165 150-180	1	5-20 années	10-14

ESPÈCE (âge et poids)	Âge de la reproduction écart femelle-mâle	Cycle* Durée (jours)	Durée de la réceptivité sexuelle	Habitude de reproduction et saison**	Durée moyenne de gestation (jours)	Grosueur de la portée	Capacité reproductrice maximum*** (années/mois)	Heures d'éclairage
OPOSSUM	8-12 mois	22-27 P	7-14 jours post-partum	P.M.	marsupial 12-13	1-12	5 années	
PIGEON	6 mois			P.M. toute l'année	13 incubation		2 années	12-14
CAILLE	6 semaines			H (1 pour 3) ou pol. toute l'année	16 incubation		5-6 mois	14
LAPIN	6-9 mois	provoqué P	ovulation variable	Pm (f. au m.) toute l'année	31 28-34	6-10	3 années	12-14
RAT	10-12 semaines	4-5 P	10-20 h	H (1 pour 6) toute l'année	21 20-22	7-14	9-10 mois	12-14
MOUTON	18-24 mois	16-17 P.S.	1-1 1/2 jours	Pol. mi-sept. à mi-janv.	145 144-148	1-3	4-5 années	12
PORC	9-11 mois	21 P	2-3 jours	Pol. toute l'année	114 112-116	6-16	3-4 années	10-12

* P = Polyestrus; P.S. = Polyestrus saisonnier; M. = Monoestrus

** H = Harem [1 mâle (m) pour x femelles (f)]; Pol. = Polygame; Pm = Polygame, mais accouplement à la main, c'est-à-dire femelle amenée au mâle ou vice versa; I.A. = Insémination artificielle; P.M. = paire monogame, mis ensemble pour la vie dès le sevrage.

*** Capacité reproductrice maximale — désigne la période dans la vie d'une femelle pendant laquelle la fertilité et la portée sont au maximum et les complications sont au minimum. Les animaux élevés en vue de la reproduction sont d'ordinaire remplacés à la fin de cette période pour des raisons économiques.

ANNEXE III

PARAMÈTRES PHYSIOLOGIQUES ET NUTRITIONNELS*

ESPÈCE	Température rectale °C ± 0,5	Rythme respiratoire/moyenne et (écart)	Rythme cardiaque/moyenne et (écart)	Consommation moyenne d'eau/jour	Excrétion urinaire/jour	Recommandations alimentaires/jour	Protéine digestible** %
CHAT	38,5	31 (20-40)	150 (110-226)	150 ml 100-200	50-120 ml	110-225 g	30
BOVIN	38,5	29 (26-35)	58 (46-55)	45-65 L	14-23 L	7,5-12,5 kg	8,5-10
VOLAILE	39,5	(12-36)	300 (150-400)	<i>ad lib</i>		85-115 g	13-17
CHIEN	39,0	24 (20-34)	110 (77-138)	25-35 ml/kg de poids	65-400 ml selon l'espèce	250-1200 g selon l'espèce	20
FURET	38,5	34 (33-36)	240 (200-400)	75-100 ml	26-28 ml	140-190 g	9,5
GERBILLE	38,5	90 (70-120)	360 (260-600)	3-4 ml ou aliments verts	quelques gouttes	10-15 g	15
CHÈVRE	39,0	19 (12-35)	90 (70-135)	1.5-4 L	1-2 L	1-4 kg	15
COBAYE	39,0	86 (42-104)	280 (230-380)	12-15 ml/100 g de poids	15-75 ml	20-35 g + Vit. C supp.	25-30
HAMSTER	39,0	77 (35-135)	332 (250-500)	8-12 ml	6-12 ml	7-15 g	16
CHEVAL	38,0	12 (10-14)	44 (23-70)	25-55 L	3-15 L	8-16 kg	5,5-14
SOURIS	37,5	138 (94-163)	470 (325-780)	3-7 ml	1-3 ml	3-6 g	12
PRIMATE NON HUMAIN Baboon (<i>Papio</i> sp)	39,0	25 (22-35)	115 (105-150)	400-600 ml	150- 400 ml	1-1,5 kg + Vit. C supp.	17
Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>)	39,0	40 (30-54)	220 (165-243)	350-950 ml	150- 550 ml	350-550 g + Vit. C supp.	17
OPOSSUM	34,5	36-65	(140-220)	100-200 ml		85-150 g	20-25
PIGEON	41,0	25-30	(140-244)	40-50 ml		25-75 g	10-15

ESPÈCE	Température rectale °C ± 0,5	Rythme respiratoire/moyenne et (écart)	Rythme cardiaque/moyenne et (écart)	Consommation moyenne d'eau/jour	Excrétion urinaire/jour	Recommandations alimentaires/jour	Protéine digestible** %
LAPIN	39,0	40 (32-60)	260 (130-325)	80-100 ml/kg de poids corporel	50-90 ml/kg de poids corporel	75-100 g	14
RAT	37,0	92 (70-115)	350 (250-450)	20-45 ml	10-15 ml	10-20 g	12
MOUTON	39,5	25 (20-34)	76 (70-80)	600-1800 ml	400-1200 ml	1-2 kg	5
PORC	39,0	40 (32-58)	70 (60-75)	4,5-6,5 L	2,5-4,5 L	1,5-3 kg	14

* Les moyennes et les écarts tirés de divers documents s'appliquant aux animaux jeunes adultes et dans diverses conditions (de sources diverses).

** Réfère à (protéine digestible ou idéale requise; niveaux de protéine brute (PB)) dans la plupart des régimes alimentaires pour animaux de laboratoire peuvent être considérablement plus élevés.

RÉFÉRENCES

FOX, J. Biology and diseases of the ferret. Lea and Febiger, 1988.

FOX, J., COHEN, B. et LOEW, F. Laboratory animal medicine. Academic Press, 1984.

HARKNESS, J. et WAGNER, J. The biology and medicine of rabbits and rodents. Lea and Febiger, 1983.

HECKER, J.F. The sheep as an experimental animal. Academic Press, 1983.

MERCK VETERINARY MANUAL. 6th Ed. Merck and Co., 1986.

SWENSON, M. Dukes' Physiology of domestic animals. 10th Ed. Cornell Un. Press, 1984.

ANNEXE IV HÉMATOLOGIE*

ESPÈCE	Globules rouges X 10 ¹² /L	Hb. g/L	V.C. L/L	Plaquettes sanguines X 10 ⁹ /L	Globules blancs X 10 ⁹ /L	Neutrophiles 10 ⁹ /L	Lymphocytes 10 ⁹ /L	Volume sanguin (ml/kg)
CHAT	7,5 5,0-10,0	120 80-150	0,37 0,24-0,45	190-400	12,5 5,5-19,5	7,5 2,5-12,5	4,0 1,5-7,0	66,7 45-75
BOVIN	7,0 5,0-10,0	110 80-150	0,35 0,24-0,46	220-640	8,0 4,0-12,0	2,0 0,6-4,0	4,5 2,5-7,5	57 55-60
VOLAILLE	3,0 2,5-3,5	90 70-130	0,3 0,22-0,35	14-60	12,0 12,0-30,0	3,0-6,0	14,0 7,0-17,5	83 60-90
CHIEN	6,8 5,5-8,5	150 132-193	0,45 0,38-0,57	145-440	11,5 6,0-17,0	7,0 3,9-12,0	2,8 1,0-4,8	83-101
GERBILLE	8,5 7,0-10,0	150 121-169	0,48 0,41-0,52	638	4,3-21,6	0,3-4,1	3,2-9,7	60-85
CHÈVRE	13,0 8,0-18,0	100 80-120	0,35 0,24-0,48	250-750	9,0 4,0-13,0	3,2 1,2-7,2	5,0 2,0-9,0	70 55-80
COBAYE	5,2 4,8-5,9	110-140	0,43 0,37-0,46	450-630	3,8-13,5	2,6 2,0-3,1	6,4-7,5	65-90
HAMSTER	7,5 5,0-9,2	168 146-200	0,5 0,46-0,52	300-570	7,6 5,0-10,0	1,5-3,5	6,1-7,0	65-80
CHEVAL	9,0 6,8-12,9	144 111-190	0,41 0,32-0,53	80-397	9,0 5,4-14,3	4,7 2,3-8,6	3,9 1,7-6,8	72 75-100
SOURIS	9,1 7,9-10,1	110-145	0,37-0,46	600-1200	5,0-13,7	0,4-2,7	7,1-9,5	70-80
PRIMATE NON HUMAIN Babouin (<i>Papio</i> sp)	5,0 4,0-6,0	120 90-150	0,42 0,36-0,49	135-400	3,0-11,4	2,7-7,3	2,6-5,9	50-70
Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>)	5,0 3,9-7,1	116-145	0,38-0,50	90-140	8,1-21,3	1,3-8,1	3,5-8,3	55-75
OPOSSUM	5,0 3,4-7,1	121-198	0,42 0,30-0,58	235-1235	3,0-27,0	1,5-6,5	1,9-9,2	45-65
CAILLE	4,7 4,0-5,5	110-150	0,42 0,3-0,45		12,5-25,0	2,5-5,0	5,0-7,0	55-75
LAPIN	6,5 4,5-8,5	94-175	0,40 0,31-0,50	468 180-750	4,0-13,0	3,0-5,2	2,8-9,0	57-65
RAT	5,4-8,5	115-160	0,37-0,49	450-885	4,0-10,2	1,3-3,6	5,6-8,3	50-65

ESPÈCE	Globules rouges X 10 ¹² /L	Hb. g/L	V.C. L/L	Plaquettes sanguines X 10 ⁹ /L	Globules blancs X 10 ⁹ /L	Neutrophiles 10 ⁹ /L	Lymphocytes 10 ⁹ /L	Volume sanguin (ml/kg)
MOUTON	12,0 9,0-15,0	115 90-150	0,35 0,27-0,45	250-750	8,0 4,0-12,0	2,4 0,7-6,0	5,0 2,0-9,0	58-66,4
PORC	6,5 5,0-8,0	130 100-160	0,42 0,32-0,50	300-700	16,0 11,0-22,0	4,0-7,5	6,0-10,0	52-69

* Les valeurs normales peuvent varier selon l'âge, le sexe, la race et les fonctions des animaux.

RÉFÉRENCES

ARCHER, R.K., JEFFCOTT, L.B. et LEHMANN, H. Comparative clinical haematology. Blackwell Scientific Publications, 1977.

FOX, J.G., COHEN, B.J. et LOEW, F.M. Laboratory animal medicine. Academic Press, 1984.

HAWKEY, C.M. Comparative mammalian haematology; cellular components and blood coagulation of captive wild animals. William Heinemann Medical Books Ltd., 1975.

JAIN, N.C. Schalm's Veterinary Haematology. 4th Ed. Lea and Febiger, 1986.

MITRUKA, B.M. et RAWNSLEY, H.M. Clinical biochemical and hematological reference values in normal experimental animals. New York, Paris, Barcelona, Milan: Masson Publishing USA Inc., 1977.

SWENSON, M.J. Dukes' physiology of domestic animals. 10th Ed. Cornwell Un. Press, 1984.

UNIVERSITY OF GUELPH. Veterinary teaching hospital (Manual), 1988.

ANNEXE V

VALEURS DE RÉFÉRENCE DE BIOCHIMIE CLINIQUE^a

ESPÈCE	Glucose mmol/L	Urée mmol/L	Cholestérol total mmol/L	Protéine			Amino- transférase aspartate (AST, SGOT) U/L	Amino- transférase alanine (ALT, SGPT) U/L	Phosphatase alkaline U/L
				Totale g/L	Albumine g/L	Globuline g/L			
CHAT ^b	3,89-6,11 (5,05 ±0,42)	14,28- 21,42	2,46-3,37	54-78 (66±7)	21-33 (27±2)	26-51 (39±7)	26-43 (35±9)	6-83 (26±16)	25-93 (50±35)
VOLAILLE ^b		(9,30)		(56)	(25)	(31)	(175)		
VACHE ^b	2,5-4,16 (3,19 ±0,38)	14,28- 21,42	2,07-3,11	67-75 (71±2)	30-35 (33±1)	30-35 (32±2)	78-132 (105±27)	14-38 (27±14)	0-488 (194±126)
CHIEN ^b	3,61-6,55 (5,05 ±0,67)	7,14- 19,99 (12,14 ±2,86)	3,50-6,99 (4,61±0,98)	54-71 (61±5)	26-33 (29±2)	27-44 (34±5)	23-66 (33±12)	21-102 (47±26)	20-156 (66±36)
CHÈVRE ^b	2,78-4,16 (3,49 ±0,39)	7,14- 14,28 (10,71 ±1,43)	2,07-3,37	64-70 (69±5)	27-39 (33±3)	27-41 (36±5)	167-513	24-83	93-387 (219±76)
COBAYE ^c Hartley (500-800g)	4,94-5,29 (5,12)	15,35- 17,99 (16,67)		48-56 (52)	24-27 (25)		46-48 (47)	38-45 (41)	66-74 (70)
HAMSTER ^c Syrian (100g)	3,61-4,07 (3,84)	14,85- 21,49 (18,33± 3,08)	4,71-6,13 (5,42)	64-73 (67±5)	32-37 (35±2)		53-124 (79±32)	21-50 (35±11)	8-18 (13±5)
CHEVAL ^b	4,16-6,39 (5,30 ±0,47)	7,14-17,14	1,94-3,89 (2,88±0,04)	52-79 (63±6)	26-37 (31±3)	26-40 (33±7)	226-366 (296±70)	3-23 (14±11)	143-395 (244±101)
SOURIS ^d CD-1 [CrI:CD-1 (ICR)BR] ^e	9,71-18,60 (15,00)	12,14- 20,59 (16,07)	1,27-2,48 (1,89)	42-60 (51)	21-34 (28)	18-82 (22)	55-251 (139)	28-184 (95)	28-94 (67)
CF-1 [CrI: CF-1BR] ^e	9,10-20,48 (14,46)	8,57- 19,99 (14,99)	2,72-4,16 (3,49)	54-65 (60)	30-40 (35)	18-31 (24)	30-314 (177)	76-208 (143)	67-303 (167)

ESPÈCE	Glucose mmol/L	Urée mmol/L	Cholestérol total mmol/L	Protéine			Amino- transférase aspartate (AST, SGOT) U/L	Amino- transférase alanine (ALT, SGPT) U/L	Phosphatase alkaline U/L
				Totale g/L	Albumine g/L	Globuline g/L			
B6C3F1 [B6C3F1/ CrIBR] ^f	7,6-26,0 (17,3)	4,3-13,5 (7,85)	1,53-3,63 (2,29)	47-60 (52)	26-34 (30)	17-29 (22)	0-111 (43)		46-289 (207)
PRIMATE NON HUMAIN Babouin (<i>Papio sp</i>) ^c	(6,72 ±1,16)			(63±6)	(37±4)		(25±3)	(16±4)	
Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>) ^g	2,20 -4,70	3,80-10,00	1,91-4,52	68-86	34-45	27-47	9-68	0-138	102-1163
Rhésus (<i>M. mulatta</i>) ^c	(3,89 ±0,57)	12,07- 14,85 (13,46)	3,31-4,43 (3,87)	66-80 (70±8)	43-44		27-79 (55±27)	27-42 (35)	(149)
PORC ^b	4,72-8,33 (6,61 ±0,96)	7,41-21,42	0,93-1,40	79- 89 (84 ±7)	(26±7)	53-64 (59±6)	32-84 (61±26)	31-58 (45±14)	118-395 (194±84)
LAPIN ^b	2,78-5,18 (4,08 ±0,53)	(10,21± 2,14)	0,14-1,86 (0,69±0,41)	(64±3)	(27±3)		(47)	(79)	(120±14)
RAT ^d Wistar[CrI: (W)BR] ^h	4,71-7,33 (6,22)	11,42- 19,28 (14,64)	1,20-2,38 ^f (1,79)	63-86 (73)	33-49 (47)	24-39 (31)	39-92 (64)	17-50 (32)	39-216 (123)
F-344 ⁱ [CDF(F-344) CrIBR]	4,24-20,04 (10,85)	7,85- 19,99 (10,00)	0,54-2,22 (1,29)	60-78 (66)	34-43 (39)	24-35 (29)	56-436 (233)	108-375 (232)	147-399 (248)
CD[CrI:CD (SD)BR] ^j	5,55-16,71 (11,69)	9,28- 22,13 (14,64)	1,18 (0,52-1,914)	59-79 (70)	28-44 (38)	26-39 (32)	39-262 (129)	110-274 (216)	46-264 (161)
MOUTON ^b	2,78-4,44 (3,80 ±0,33)	5,71-14,28	1,34-1,97 (1,66±0,31)	60-79 (72±5)	24-30 (27±2)	35-57 (44±5)	(307±43)	(30±4)	68-387 (178±102)

a Écarts avec les moyennes et les déviations standards entre parenthèses. Rapportées en unités I.S.

b KANEKO, J.J., ed. Clinical chemistry of domestic animals. Academic Press, 1989: 886-891.

c LOEB, W.F. et QUIMBY, F.W., eds. The Clinical Chemistry of Laboratory Animals. Pergamon Press, 1989: 417-476.

d Les deux sexes, 19-21 semaines.

e Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River outbred mice: CrI:CD-1(ICR)BR. CrI:CF-1BR. Charles River Laboratories Techn. Bull., 1986.

- f Valeurs obtenues de Parke Davis Research Institute, Mississauga, Ontario
- g CLARKE, D., TUPASI, G., WALKER, R. et SMITH, G. Stability of serum biochemical parameters in Beagle Dogs and Cynomolgus monkeys. Clin. Chem. Newsl. (Sous presse).
- h Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River Wistar rats (CRL:(W)BR) as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 1, No. 2, 1982.
- i Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River Fischer-344 rats-CDF(F-344)CrIBR as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 1, 1984.
- j Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River CD(Crl:CD(SD)BR) rats as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 2, 1984. Charles River CD(Crl:CD(SD)BR) rats as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 2, 1984.

APPENDIX VI

VALEURS DE RÉFÉRENCE DES ÉLECTROLYTES SÉRIQUES^a

ESPÈCES	Sodium mmol/L	Potassium mmol/L	Chlorure mmol/L	Bicarbonate mmol/L	Phosphore mmol/L	Calcium mmol/L	Magnésium mmol/L
CHAT ^b	147-156 (152)	4,0-4,5 (4,3)	117-123	17-21	1,45-2,62 (2,00)	1,55-2,55 (2,06±0,24)	(0,90)
VOLAILLE ^b					(2,52)	(7,10)	
VACHE ^b	132-152 (142)	3,9-5,8 (4,8)	97-111 (104)	17-29	1,81-2,10	2,43-3,10 (2,78±0,15)	0,74-0,95 (0,84±0,10)
CHIEN ^b	141-152	4,37-5,35	105-115	18-24	0,84-2,00 (1,39±0,29)	2,25-2,83 (2,55±0,15)	0,74-0,99 (0,86±0,12)
CHÈVRE ^b	142-155 (150±3,1)	3,5-5,4	99-110 (105±2,9)		(4,62±0,25)	2,88-3,20 (2,58±0,15)	0,90-0,31 (1,03±0,12)
COBAYE ^c Hartley (500-800g)	122-125	4,7-5,3	92-97	22-24	1,71-1,72	2,40-2,67	0,97-1,01
HAMSTER ^c Syrian (100g)	128-145	4,9-5,1	94-99	(30±2,9)	1,71-2,13	2,60-3,09	0,91-1,03
CHEVAL ^b	132-146 (139±3,5)	2,4-4,7 (3,5±0,6)	99-109 (104±2,6)	20-28	1,00-1,81	2,80-3,40 (3,10±0,14)	0,19-1,15 (1,03±0,13)
SOURIS ^d CD-1 [CrI:CD-1(ICR)BR] ^e	143-150 (148)	3,8-10,0 (6,3)	96-111 (105)		2,68-3,62 (3,08)	2,77-3,02 (2,90)	
CF-1 [CrI:CF-1BR] ^e	139-157 (148)	4,8-8,9 (6,9)	104-119 (111)		2,91-4,65 (3,76)	2,25-2,89 (2,57)	
PRIMATE NON HUMAIN Babouin (<i>Papio</i> sp) ^c	(142±3,5)	(3,8±0,5)	(107±3,7)		(2,26±0,48)	(2,10±0,02)	
Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>)	142-153 ^f (149)	3,0-4,8 ^f (3,9)	101-112 ^f (107)		1,18-2,30 ^g	2,17-2,55 ^g (2,36)	
Rhésus (<i>M. mulatta</i>) ^c	154-158	3,6-4,6	110-114		1,41-1,62	2,42-2,70	0,68-0,75
PORC ^b	135-152	4,4-6,7	94-106	18-27	1,71-3,10	1,78- 2,90 (2,41 +0,25)	1,11-1,52 (1,31±0,20)
LAPIN ^b	(141±0,93)	(5,3±0,5)	85-105,3 (96,5±6,7)	(47)	(1,34±0,15)	1,46-3,60	(0,92±0,07)
RAT ^d Wistar[CrI:(W)BR]	141-150 ^h (145)	5,2-7,8 ^h (6,2)	99-114 ^h (106)		1,99-3,77 ^f (2,95)	2,67-3,43 ^f (3,05)	1,07-1,28 ^c

ESPÈCES	Sodium mmol/L	Potassium mmol/L	Chlorure mmol/L	Bicarbonate mmol/L	Phosphore mmol/L	Calcium mmol/L	Magnésium mmol/L
F-344 ⁱ [CDF(F-344)CrIBR]	139-150 (145)	3,9-7,5 (5,7)	82-99 (93)		2,42-5,62 (4,13)	2,47-3,32 (2,82)	
CD[CrI:CD(SD)BR] ^j	139-150 (145)	3,6-8,4 (5,7)	84-99 (93)		2,42-5,62 (4,13)	2,47-3,22 (2,82)	0,66-1,79 ^c
MOUTON ^b	139-152	3,9-5,8	95-103	20-25	1,62-2,36	2,88-3,20 (2,78±0,07)	0,90-0,31 (1,03±0,12)

- a Écarts avec les moyennes et les déviations standard entre parenthèses. Rapportées en unités I.S.
- b KANEKO, J.J., ed. Clinical chemistry of domestic animals. Academic Press, 1989: 886-891.
- c LOEB, W.F. et QUIMBY, F.W., eds. The clinical chemistry of laboratory animals. Pergamon Press, 1989: 417-476.
- d Les deux sexes, 19-21 semaines.
- e Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River outbred mice: CrI:CD-1(ICR)BR. CrI:CF-1BR. Charles River Laboratories Techn. Bull., 1986.
- f Valeurs obtenues de Parke Davis Research Institute, Mississauga, Ontario.
- g CLARKE, D., TUPASI, G., WALKER, R. et SMITH, G. Stability of serum biochemical parameters in beagle dogs and cynomolgus monkeys. Clin. Chem. Newsl (Sous presse).
- h Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River Wistar rats (CrI:(W)BR) as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 1, No. 2, 1982.
- i Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River Fischer-344 rats--CDF(F-344)CrIBR as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 1, 1984.
- j Baseline haematology and clinical chemistry values for Charles River CD(CrI:CD(SD)BR) rats as a function of sex and age. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 2, 1984.

ANNEXE VII

ZONNOSES : DES ANIMAUX D'EXPÉRIMENTATION À L'HOMME

A. MALADIES BACTÉRIENNES :

Maladie chez l'homme	Agent causal	Hôtes vertébrés ¹	Moyens de propagation	Vecteurs et notes sur le cycle
Anthrax Maladie de Woolorter	<i>Bacillus anthracis</i>	animaux de la ferme animaux sauvages et de zoo	contact, inhalation, ingestion	spores : vivent longtemps dans le sol
Brucellose ² Fièvre ondulente Fièvre de Malte Maladie de Zang	<i>B.suis</i> <i>B.abortus</i> <i>B.melitensis</i> <i>B.ovis</i> <i>B.canis</i>	porcs bovins, moutons, bisons moutons, chèvres moutons chiens	contact et ingestion de lait, produits du lait, viande crue contact direct principalement avec la semence contact direct avec la semence infectée, les fœtus, les membranes fœtales et les sécrétions vaginales	
Campylobactériose	<i>C.fetus</i> <i>C.jejuni</i>	bovins, moutons, porcs, chiens, primates non humains, volailles	ingestion	peut survivre à un chauffage inadéquat
Chlamydiose ³ Psittacose	<i>Chlamydia</i> spp.	psittacidés, volailles, pigeons	inhalation	oisillons infectés et guéris
Colibacillose ⁴	<i>E.coli</i>	bovins, porcs, volailles, animaux divers	ingestion	
Leptospirose Maladie de Weil	<i>Leptospira</i> spp.	rongeurs, chiens, animaux domestiques et sauvages	contact, sol et eau contaminés par l'urine	
Pasteurellose	<i>P.multocida</i> <i>P.hemolytica</i> <i>P.pneumotropica</i>	chats, chiens, lapins, mammifères divers, oiseaux	contact, blessures à la suite de piqûres, inhalation	
Peste	<i>Yersinia pestis</i>	rongeurs	contact, piqûres de puces, inhalation	puces
Pseudotuberculose	<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	rongeurs, lagomorphes, pigeons, dindes, canaris, oiseaux sauvages	contact, ingestion de nourriture et d'eau contaminées	
Fièvre par morsure de rat	<i>S.moniliformis</i> <i>Spirillum minus</i>	rongeurs	morsures de rongeurs, ingestion	salive infectée

Maladie chez l'homme	Agent causal	Hôtes vertébrés ¹	Moyens de propagation	Vecteurs et notes sur le cycle
Salmonellose	<i>Salmonella</i> spp.	animaux de la ferme, rongeurs, reptiles, amphibiens, animaux sauvages et de zoo	ingestion, inhalation, contact	
Shigellose dysenterie bacillaire	<i>Shigella</i> spp.	primates non humains	contact, contamination fécale, ingestion	direct ou par vecteurs inertes
Tétanos ⁵	<i>Cl.tetani</i>	chiens, chats, chevaux et autres équidés	plaies de morsures, plaies de piqûres contaminées	sol
Tuberculose	<i>M.tuberculosis</i> <i>M.bovis</i> <i>M.avium</i>	primates non humains, bovins, chiens bovins, chiens volailles, porcs, moutons	contact, ingestion, inhalation	Anthropozoonose ⁶
Tularémie Fièvre du lapin	<i>F.tularensis</i>	lagomorphes, rongeurs sauvages, oiseaux, chiens	inhalation, contact, morsures de tiques et d'insectes, ingestion de nourriture et d'eau contaminées	morsures d'insectes et de tiques

B. RICKETTSIOSES :

Agent causal	Maladies chez l'homme	Hôtes vertébrés communs ¹	Moyens de transmission, vecteurs, notes sur le cycle
<i>Coxiella</i> ⁸	Fièvre Q	bovins, moutons, chèvres	inhalation, ingestion de lait cru contaminé, arthropodes suceurs de sang, contact avec le liquide amniotique ou le placenta
<i>R.akari</i>	Rickettsiose varicéiforme	souris sauvages, rats	morsures de mites : <i>A. sanguineus</i>
<i>R.rickettsia</i>	Fièvres pourprée des montagnes rocheuses	rongeurs sauvages, lapins, chiens	morsures de tiques : <i>Dermacentor</i> spp. Tique du chien américain
<i>R.siberica</i>	Fièvre du tique asiatique	divers rongeurs sauvages	morsures de tiques : les tiques elles-mêmes peuvent agir comme réservoirs pour les tiques
<i>R.typhi</i>	Typhus murin	souris sauvages, rats	morsures de puces de rats, véhiculées de rat à rat par des poux, ingestion de nourriture contaminée

C. MALADIES ARBOVIRALES :

Agent causal	Maladies chez l'homme	Hôtes vertébrés communs ¹	Moyens de transmission, vecteurs, notes sur le cycle
Arbovirus asiatiques	Fièvres hémorragiques diverses causées par la tique	rongeurs sauvages, lièvres, singes capturés de l'état sauvage	morsures de tique, climat subtropical propice au cycle
Encéphalite de Californie	Encéphalite de Californie	lapins sauvages, rongeurs	cycle naturel des lapins sauvages et des rongeurs/moustiques
Virus de la tique du Colorado	Fièvre de la tique du Colorado	écureuils, <i>Deromyscus</i> spp.	morsures de tiques, cycle naturel tique/petit rongeur
Virus de E.E.E.	Encéphalite équine de l'Est	chevaux, oiseaux	morsures de moustiques : cycle naturel oiseau/moustique/cheval
Virus de Powassan	Encéphalite de Powassan	lapins sauvages, rongeurs	morsures de tique
Virus de E.St.L.	Encéphalite de St-Louis	oiseaux	cycle naturel oiseau/moustique seulement
Virus V.E.E.	Encéphalite équine du Vénézuéla	chevaux	cycle naturel oiseau/moustique seulement
Virus de E.E.O.	Encéphalite équine de l'Ouest	chevaux, oiseaux	piqûres de moustiques : cycle naturel oiseau/moustique/cheval

D. AUTRES MALADIES À VIRUS :

Agent causal	Maladies chez l'homme	Hôtes vertébrés communs ¹	Moyens de transmission, vecteurs, notes sur le cycle
Filovirus	Maladie de Marburg, fièvre hémorragique Ebola	singe vert africain <i>Macaca sp.</i>	contact direct avec des tissus de singe
Virus des fièvres hémorragiques	Fièvres hémorragiques de l'Amérique du Sud et de la Corée	rongeurs sauvages <i>Mastomys natalensis</i>	contact; contamination de la nourriture, etc., par les excréments des rongeurs; contact direct
Virus de l'hépatite	Hépatite A	chimpanzés	contact; maladies anthrozoootiques ⁹
<i>Herpes simiae</i>	Encéphalite à Herpès B	rhésus; autres macaques	contact; blessures de morsures; singes du Vieux Monde
Virus de la C.M.L.	Chorioméningite lymphocytaire	rongeurs; de nombreux autres mammifères	contact; inhalation; transmission congénitale; transmission par culture de tissu
Virus de la rage	Rage	chiens, chats, chauve-souris et beaucoup d'autres	morsures; contact salivaire; virus concentré dans la salive

E. MALADIES FONGIQUES ET À PROTOZOAIRES :

Agent causal	Maladies chez l'homme	Hôtes vertébrés communs ¹	Moyens de transmission, vecteurs, notes sur le cycle
<i>Balantidium coli</i>	Balantidiase	primates non humains	ingestion par contamination des aliments ou par agents inertes
<i>Coccidioides immitis</i>	Coccidioidomycose	bovins, chiens et autres espèces	inhalation des spores, champignons présents dans le sol désertique
<i>Entamoeba histolytica</i>	Amibiase Dysenterie amibienne	primates non humains, chiens	contamination de la nourriture, habituellement par l'homme (hôte naturel) aux chiens
<i>Giardia intestinalis</i>	Giardiase	primates non humains, chiens, castors	l'homme est le réservoir principal, ingestion de kystes provenant des chats, inhalation, viande infectée, transmission foetale possible
<i>Histoplasma capsulatum</i>	Histoplasmose	chiens, autres espèces domestiques et sauvages	inhalation de champignons, peut aussi croître dans le sol
<i>Toxoplasma gondii</i>	Toxoplasmose	chats; occasionnellement d'autres espèces domestiques et de laboratoire	ingestion d'oocystes des chats, inhalation, viande infectée, transmission foetale possible
<i>Trichophyton</i> spp. <i>Microsporium</i> spp. Autres dermatophytes	Teigne tondante, dermatomycose	chiens, chats, cobayes, autres rongeurs et animaux domestiques, lapins	contact direct, teigne de l'homme peut être transmise aux animaux et vice versa, le sol peut être un réservoir
<i>Trypanosoma</i> spp. <i>Plasmodium</i> spp. <i>Leishmania</i> spp.	Maladies protozoaires du sang	primates non humains, rongeurs, espèces domestiques et sauvages	insectes vecteurs – transmission salivaire, transmission directe chez quelques espèces

- 1 Seules les espèces les plus communes sont listées.
- 2 *Brucella abortus* a aussi été rapporté chez les batraciens et les dromadaires, les alpacas et les caribous. *B.suis* a été rapporté chez des rongeurs africains, les lièvres européens (réservoir). La brucellose a aussi été rapportée chez des rats du désert aux États-Unis et chez les renards et les mustélidés en Amérique du Sud.
- 3 Un cas d'une transmission de chat à l'humain causant une conjonctivite.
- 4 *E.coli* possède plusieurs types sériques, ceux possédant un antigène capsulaire K sont spécialement pathogènes pour l'homme et les animaux. Certains types sériques sont spécifiques à l'espèce. L'homme est le réservoir principal de colibacillose pour l'humain dont la voie d'infection est la manipulation des fécès humains ou ne pas se laver les mains après l'utilisation de la salle de bain.
- 5 Le tétanos n'est pas considéré comme une vraie zoonose.
- 6 L'homme est l'hôte vertébré principal.
- 7 En plus des signes gastro-intestinaux, cet organisme est associé à l'avortement chez les femmes.
- 8 Organisme concentré dans le placenta et les membranes et les liquides fœtaux.
- 9 L'homme est le réservoir principal. La rougeole (rubéole) est un autre virus anthropozoonotique pour les primates non humains.

RÉFÉRENCE

ACHA, P.N. et SZYFRES, B. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. Washington, DC: Scientific Publishers No. 503, World Health Organization, 1989.

ANNEXE VIII

SITES HABITUELS DES PRISES DE SANG

ESPÈCES	VEINE CAVE ANTÉRIEURE	VEINE CÉPHALIQUE	VEINE DE L'OREILLE	VEINE FÉMORALE	CŒUR	VEINE JUGULAIRE	SINUS ORBITAL	VEINE/ARTÈRE QUEUE	ENTAILLE ORTEIL/QUEUE	VEINE AILE
CHAT		Xc		Xc,r,t		Xc,r,t				
CHIEN		Xc,r,t,u		Xc		Xc,r,t,u				
COBAYE	Xaa		Xn,o		Xo		Xo		Xc,o	
FURET					Xl	Xl		Xl	Xl	
GERBILLE					Xv		Xv	Xv		
GRENOUILLE					Xg					
HAMSTER	Xx		Xp		Xp,x		Xx		Xx	
LAPIN			Xa,c,b,n		Xa,c,b					
OISEAU					Xc,f	Xc				Xc,f
OPOSSUM						Xk		Xk		
PETIT RUMINANT		Xt				Xt				
PNH				Xc,w		Xc				
POISSON	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2005).									
PORC	Xq,t		Xq,t							
RAT	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA : les rats</i> (2020).									
SERPENT					Xm					
SOURIS	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA : les souris</i> (2019).									
TORTUE					Xm				Xm	
VACHE	Consulter les <i>Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests</i> (2009).									

X Site de prise de sang reconnu, suivi des références.

RÉFÉRENCES

- a ADAMS, C.E. The laboratory rabbit. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 415-435.
- b BIVIN, W.S. et TIMMONS, E.H. Basic bi methodology. In: Weisbroth, S.H., Flatt, R.E. and Kraus, A.L., eds. The biology of the laboratory rabbit. New York, NY: Academic Press, 1974: 74-89.
- c BIVIN, W.S. et SMITH, G.D. Techniques of experimentation. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.L., eds. Laboratory animal medicine. Orlando, FL: Academic Press, 1984: 564-588.
- d BOBER, R. Technical review: Drawing blood from the tail artery of a rat. Lab. Anim. July/August, 1988: 33-34.
- e CAMPBELL, T.W. Fish cytology and hematology. In: Stoskopf, M.K., ed. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Medicine. Tropical Fish Medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1988: 349-364.
- f COOPER, D.M. et HARRY, E.G. The domestic fowl and turkey. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 640-662.
- g CRAWSHAW, G.J. Amphibian medicine. In: Kirk, R.W. and Bonagura, J.D., eds. Current veterinary therapy XI small animal practice. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1992: 1219-1230.
- h CUNLIFFE-BEAMER, T.L. Bi methodology and surgical techniques. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. Vol. III. Normative biology, immunology, and husbandry. New York, NY: Academic Press, 1983: 402-439.
- i CUNLIFFE-BEAMER, T.L. et LES, E.P. The laboratory mouse. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 275-308.
- j EWBANK, T. Cattle. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 525-534.
- k FINNIE, E.P. Monotremes and marsupials. Restraint. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA : W.B. Saunders, 1986 : 181-184.
- l FOX, J.G. Anesthesia and surgery. In: Fox, J.G., ed. Biology and diseases of the ferret. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1988: 289-302.
- m FRYE, F.L. Hematology of captive reptiles. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1986: 181-184.

- n HARKNESS, J.E. et WAGNER, J.E. Clinical procedures. In: The biology and medicine of rabbits and rodents. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1989: 55-76.
- o HOAR, R.M. Biomethodology. In: Wagner, J.E. and Manning, P.J., eds. The biology of the guinea pig. New York, NY: Academic Press, 1976: 13-17.
- p HOBBS, K.R. Hamsters. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 377-410.
- q HOLTZ, W. Pigs and minipigs. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 496-515.
- r KIRK, R.W., BISTNER, S.I. et FORD, R.B., eds. Routine diagnostic procedures. In: Handbook of veterinary procedures and emergency treatment. 5th Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1990: 447- 455.
- s KRAUS, A.L. Research methodology. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. The laboratory rat. Vol. II. Research applications. New York, NY: Academic Press, 1980: 5-10.
- t LUCAS, M.J. et LUCAS, S.E. Diagnostic sampling and treatment techniques. In: McCurrin, D.M., ed. Clinical Textbook for Veterinary Technicians. 2nd Ed. Philadelphia, PA : W.B. Saunders, 1990 : 191-209.
- u MACARTHUR, J.A. The dog. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 456-473.
- v NORRIS, M.L. Gerbils. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 360-376.
- w OLSON, M.E., MORCK, D.W. et NABROTZKY, V.C.A. Manual of standard operating procedures for animal facilities. Calgary, Alberta: University of Calgary, 1992.
- x SILVERMAN, J. Biomethodology. In: Van Hoosier, G.L. and McPherson, C.W., eds. Laboratory hamsters. Orlando, FL: Academic Press, 1987: 7-91.
- y WAYNFORTH, H.B. et FLECKNELL, P.A. Methods of obtaining body fluids. In: Experimental and surgical techniques in the rat. 2nd Ed. London, U.K.: Academic Press, 1992: 68-87.
- z WEIHE, W.B. The laboratory rat. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 309-330.
- aa WHORTON, J.A. Collecting blood via the anterior vena cava in the guinea pig. Lab Animal 1982; 11(6): 66-68.

ANNEXE IX

TRANQUILLISANTS, SÉDATIFS, ANTICHOLINERGQUES : DOSES

ESPÈCES	Maléate d'acépromazine (Atravet)		Xylazine (Rompum) ^d		Midazolam ^a (Versed)		Diazépam ^a (Valium)		Sulfate d'atropine ^c		Glycopyrrolate ^c	
	Mg/Kg	Voie ^b	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie
CHAT	0,2-0,5 1-3	IM IV PO	1-3	IM SC	0,2-0,5	IM IV	1,0-max 5 mg		0,02- 0,05	SC IM IV	0,011 0,005	IM IV
BOVIN	0,1	IV	0,1	IM					non efficace			
CHIEN	0,1-0,5	IM IV SC	1-2	IM	0,2-0,5	IM IV	1,0 max 20,0	IM IV	0,02- 0,05	SC IM IV	0,011 0,005	IM IV
COBAYE					5,0	IP	2,5	IM IP	0,02- 0,05	SC IM IV		
HAMSTER/ GERBILLE					5,0 5,0	IP IP	5,0	IP	0,02- 0,05	SC IM IV		
SOURIS					5,0	IP	1,0	IM IV	0,1-0,2	SC IM IV		
PRIMATE NON HUMAIN	0,5-1	SC IM	1-2	IM			1,0	IM IV	0,05	SC IM IV		
LAPIN	1,0	SC IM	1-3,0	IM	2,0	IP	1,0	IM IV	0,1-0,2	SC IM IV	0,1	SC
RAT					2,5	IP	2,5	IP	0,02- 0,05	SC IM IV		
MOULTON/ CHÈVRE	0,1-0,2	IM IV	1,0 0,05	IM IM					0,05	SC IM		
PORC	0,2	IM IV					1-2	IM IV	0,05- 0,1	SC IM IV		

- a Les tranquillisants listés ne sont pas fabriqués au Canada sous des étiquettes vétérinaires. Il s'agit des produits mentionnés dans l'annexe F, partie II, de la liste des drogues sur ordonnance.
- b PO = orale; SC = sous-cutanée; IM = intramusculaire; IP = intrapéritonéale; IV = intraveineuse
- c L'atropine et le glycopyrrolate devraient être donnés 35 à 50 minutes avant la chirurgie, SC ou IM.
- d Xylazine est un agent analgésique et sédatif.

ANNEXE X

ANALGÉSQUES : DOSES

ESPÈCES	Acide acétylsalicylique (Aspirin)		Mépéridine HCL (péthidine) (Démérol)		Fentanyl + Dropéridol** (Innovar-vet)*		Morphine		Butorphanol		Buprénorphine	
	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée
CHAT			2-6 IM SC	2-3 h			0,05-0,1 SC	4 h	0,4 SC	3-4 h	0,005-0,01 SC IV	8-12 h
BOVIN												
CHIEN	10 PO	8-12 h	2-6 SC IM	1-2 h	0,2- 0,5 IM		0,3-2,0 SC IM	2-4 h	0,2-0,4 SC IM	3-4 h	0,01-0,02 IM SC IV	8-12 h
CHÈVRE			dose totale : 200 IM	4 h		dose totale : 10 IM	4 h				0,005 SC IM	8-12 h
COBAYE	85 PO	4 h	10-20 SC IM	2-3 h			2-5 SC	2-4 h			0,05 SC	6-12 h
HAMSTER					0,02-0,05 ml/100 g IM						0,5 SC	6-8 h
					0,1 of 1:10 dilution IP							
SOURIS	120-300 PO	4 h	10-20 SC IM	2-3 h	0,02-0,05 ml/100 g IM		2-5 SC	2-4 h	1-5 SC	4 h	0,05-0,1 SC	6-8 h
PRIMATE NON HUMAIN	10-20 PO	6 h	2-4 IM	3-4 h	0,05-0,2 IM	doses requises variant beaucoup avec l'espèce	1-2 SC IM	4 h	0,025 IM	4 h	0,01-0,05 IM IV	8-12 h

ESPÈCES	Acide acétylsalicylique (Aspirin)		Mépéridine HCL (péthidine) (Démérol)		Fentanyl + Dropéridol** (Innovar-vet)*		Morphine		Butorphanol		Buprénorphine	
	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée	Mg/Kg Voie	Durée
LAPIN	10 PO	4 h	10-20 SC IM 5 IV	2 h 2-4 h	0,15- 0,3 IM		2-5 SC IM	2-4 h	0,1- 0,5 IV	4 h	0,02- 0,05 SC IV IM	8-12 h
RAT	100 PO	4 h	10-20 SC IM	2-3 h	0,10- 0,25 IM 0,2-0,5 IM	sédation/ anesthésie diluer à 10 % la solution avant injection	2-5 SC	2-4 h	2 SC	4 h	0,01- 0,5 SC IV	8-12 h
MOUTON			dose totale : 200 IM	4 h			dose totale : 10 IM	4 h			0,005 IM	4-6 h
PORC	10 PO	4 h	2 IM	4 h	0,5 IM 0,03 IV		dose totale : 10 IM	4 h	0,1-0,3 IM	4 h	0,1 IV IM	8-12 h

* Innovar-vet = Fentanyl 0,4 mg/ml + Dropéridol 20 mg/ml

** Analgésique neuroleptique

RÉFÉRENCES

Anesthesia and analgesia in laboratory animals. In: Proc. American College of Laboratory Animal Medicine (ACLAM) Forum, 1990.

FLECKNELL, P. Laboratory animal anesthesia. Orlando, FL: Academic Press, 1987.

FLECKNELL, P. Anesthesia of laboratory animals. Short course. University of Guelph, Guelph, Ontario 1992.

ANNEXE XI

ANESTHÉSQUES INJECTABLES : DOSES

ESPÈCES	Pentobarbital		Thiopental		Kétamine HCl ^a		Uréthane ^b		Kétamine/ Xylazine		Alphaxalone/ Alphadolone (Saffan) ^c	
	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie	Mg/Kg	Voie
CHAT	25	IV	10-15	IV	20	IM	1250	IV	15/ 1	IM IM SC	9-12 12-18	IV IM
CHIEN	20-30	IV	25	IV			1000	IV			contre-indiqué	
CHÈVRE	30	IV	15	IV	20	IM						
COBAYE	37	IP	20	IV	100-200	IM	1500	IP IV	40-100/ 4-5	IM IM SQ	40	IP
HAMSTER	50-90	IP	20-40	IV IP							150	IP
SOURIS	30-40	IP	30-40	IV IP	100-200	IM			200/ 10	IM IP	10-15	IV
PRIMATE NON HUMAIN	5-15	IV	15-20	IV	5-25	IM			7/ 0,6	IM IM	6-9 12-18	IV IM
LAPIN	45	IV	20	IV	50	IM	1000	IV IP	35-50/ 5-10	IM IM	6-9	IV
RAT	40	IP	20-40	IV IP	60-100	IM	1000	IP	10/ 5-10	IP IM IP IM	10-12	IV
MOULTON	30	IV	15	IV	20	IM						
PORC	30	IV	6-8	IV	10	IM			20/ 2	IM IM	2 5	IV IM

- a La kétamine est utile pour immobiliser les oiseaux à une dose de 15-20 mg/kg et de 40-100 mg/kg pour l'anesthésie des oiseaux en santé; seule ou en combinaison avec un tranquillisant approprié.
- b Peut-être utilisé seulement en chirurgie sans survie – provoque une anesthésie prolongée.
AVERTISSEMENT : l'uréthane est cancérigène.
- c Le Saffan est utile pour anesthésier les oiseaux par injection intraveineuse rapide à la dose de 12-14 mg/kg de poids corporel.

ANNEXE XII

DOSES DES ANESTHÉSIFIQUES ET DES SÉDATIFS : AMPHIBIENS ET REPTILES*

Espèce	Agent	Dose et administration
Contention chimique des amphibiens		
Grenouille	MS-222 (Méthanesulfonate de tricaine)	1:1000 en immersion pour les adultes 1:5000 en immersion pour les jeunes <ul style="list-style-type: none"> • préparer la solution stock 1:1000 en ajoutant 1 g de MS-222 à 1 litre d'eau • tampon avec 2 g de bicarbonate de Na; utiliser MS-222 acide sans tampon a causé de l'acidose, une augmentation de l'azote uréique sanguin, de l'ACTH et du cholestérol et on croit qu'il est un agent stressant chez d'autres espèces aquatiques • pour la récupération, administrer à la température ambiante pour éviter le choc et utiliser un appareil pour oxygéner la solution, induction en 15 minutes • pour une induction rapide, utiliser la solution chaude; cependant, peut provoquer un choc • pour le maintien, diluer la concentration d'induction de 50 %, couvrir l'animal avec une serviette de papier trempée dans la solution • récupération en 30 à 90 minutes
Triton/salamandre	MS-222 (Méthanesulfonate de tricaine) Benzocaïne	1:2000 –1:7500 par immersion <ul style="list-style-type: none"> • préparer la solution et administrer comme chez la grenouille • induction plus rapide : 3-5 minutes 1:10 000 par immersion <ul style="list-style-type: none"> • dissoudre 100 mg de cristaux dans 5 ml d'éthanol, additionner à 1 litre d'eau • induction de 5 minutes à la température de la pièce

Espèce	Agent	Dose et administration
Contention chimique des reptiles		
Crocodile	Kétamine	40-60 mg/kg IM <ul style="list-style-type: none"> administrer dans les muscles des membres antérieurs induction 15 à 30 minutes requiert anesthésie complémentaire pour la chirurgie
	Pentobarbital	7,5-15 mg/kg IP; récupération jusqu'à 5 jours, effets imprévisibles <ul style="list-style-type: none"> non recommandé durant la période de récupération
	Halothane/Isoflurane	<ul style="list-style-type: none"> utiliser après une prémédication avec la kétamine; autrement, l'apnée résulte d'une induction prolongée chez les espèces qui plongent utiliser le masque nasal, oxygénation préalable pendant 3 minutes avec de l'oxygène à 100 % puis ensuite donner 4 % d'halothane ou isoflurane jusqu'à ce que le tonus de la mâchoire se relâche bloquer la bouche ouverte, intuber et maintenir sur une pression de ventilation positive, utiliser l'oxygène à 100 % et un gaz anesthésique à 0,5-2 % ne pas excéder 10 cm de pression d'eau pendant PVP; ventiler 4 à 6 fois par minute à 10-20 ml/kg de volume d'air
Tortue	Kétamine	40-80 mg/kg IM dans le membre antérieur <ul style="list-style-type: none"> résultats très variables, induction prolongée habituellement, arrêt de la respiration et mort à des doses au-dessus de 110 mg/kg, récupération prolongée de 6 heures à 3 jours usage à dose faible pour abolir l'apnée au cours de l'anesthésie au gaz
	Halothane/Isoflurane	<ul style="list-style-type: none"> usage après une médication avec la kétamine induction au masque avec N₂O pour le crocodile ou intubation directe et maintien au gaz anesthésique peut ventiler spontanément, si en décubitus dorsal utiliser PVP à 6 respirations par minute, maintenir au gaz à 0,5-1,0 %
	Pentobarbital	60 mg/kg IP <ul style="list-style-type: none"> diluer la solution stock à 25 mg/kg pour diminuer l'irritation induction prolongée (1-3 heures) et récupération (3 jours) peut n'avoir aucun effet chez 10 % des tortues
Lézard	Kétamine	20-30 mg/kg IM dans le membre antérieur <ul style="list-style-type: none"> apnée après induction, intuber et ventiler comme les tortues avec de l'oxygène pendant l'apnée
	Halothane/Isoflurane	<ul style="list-style-type: none"> induction au masque avec de l'oxygène ou de l'oxyde nitreux/oxygène et 4 % de gaz, apnée; utiliser la kétamine comme prémédication maintenir au gaz à 0,5-2,0 % récupération rapide (30 minutes ou moins)
Serpent	Kétamine	40-80 mg/kg IM dans les muscles épaxonaux <ul style="list-style-type: none"> 3-5 minutes d'induction, rigidité musculaire commune récupération dépendant de la dose, 30 à 90 minutes
	Halothane/Isoflurane	4 % à l'aide d'un masque/chambre <ul style="list-style-type: none"> apnée inhabituelle, utiliser le N₂O accélère l'induction qui est rapide (5-10 minutes) maintenir à 0,5-2 %, intuber et permettre de ventiler spontanément prudence si PVP est utilisée à cause de la fragilité du sac aérien du serpent

* BENNETT, R.A. A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. J. Zoo. Wildlife Med. 1991; 22 (3): 282-303.

ANNEXE XIII

DOSES DES ANESTHÉSIIQUES ET DES SÉDATIFS : POISSONS

Cette section a été révisée. Consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests* (2005).

Février 2017

ANNEXE XIV

MÉTHODES D'EUTHANASIE POUR CHAQUE ESPÈCE

Cette section a été révisée. Consulter les [Renseignements supplémentaires liés aux Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests.](#)

Février 2017

ANNEXE XV

DÉCLARATIONS DE PRINCIPES

A. PRINCIPES RÉGISSANT LA RECHERCHE SUR LES ANIMAUX

Cette section a été révisée. Voir la *Politique du CCPA sur : les principes régissant la recherche sur les animaux* (1989).

Février 2017

B. CATÉGORIES DE TECHNIQUES INVASIVES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE

Cette section a été révisée. Voir la *Politique du CCPA sur : les catégories de techniques invasives en expérimentation animale* (1991).

Février 2017

C. LIGNES DIRECTRICES SUR LES TECHNIQUES D'IMMUNISATION APPROUVÉES PAR LE CCPA

Cette section a été révisée. Pour les procédures utilisées pour la production d'anticorps, consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : la production d'anticorps* (2002).

Février 2017

Lorsqu'on doit commencer une immunisation, le choix d'un adjuvant convenable peut présenter certaines difficultés. L'adjuvant complet de Freund (ACF) peut être utilisé seulement si on possède de petites quantités d'antigène soluble. L'adjuvant complet de Freund est une émulsion composée de quantités égales de ACF et d'antigène (une partie ou moins d'ACF à une partie d'antigène). Cependant, si on a de grandes quantités de matériel hautement antigénique, on devrait penser à utiliser d'autres adjuvants.

Un point important concernant les procédures d'immunisation est la disponibilité d'un personnel technique adroit, compétent et possédant de l'expérience dans la manipulation des espèces animales utilisées et dans l'exécution de la technique. Il doit être bien informé et capable de reconnaître des signes de détresse

chez les animaux injectés et il doit être capable de prendre la responsabilité de poser des gestes lorsque c'est nécessaire.

L'adjuvant complet de Freund devrait être utilisé seulement dans des cas où l'immunisation est des plus problématique. Il ne doit jamais être administré en injection intraveineuse ou en doses répétées. L'adjuvant complet de Freund ne doit pas être utilisé chez le cheval.

Injection intradermique

Si cette voie d'injection de l'adjuvant complet de Freund doit être utilisée, il faut qu'elle soit justifiée d'une façon scientifique irréfutable parce qu'elle est responsable du développement d'ulcérations et d'infections fréquentes aux sites d'injection. L'utilisation de la voie intradermique peut être justifiée uniquement lorsque l'objectif est d'induire une réponse immunitaire d'origine cellulaire.

Chez le lapin, on ne doit pas injecter plus de 0,05 ml (50 microlitres) par site d'injection. Le(s) choix des sites d'injection doit(vent) se faire avec circonspection afin de prévenir l'automutilation. De plus, on doit choisir un minimum de sites d'injection et les distancer le plus possible les uns des autres.

La voie intradermique ne convient pas chez la souris, ni chez les autres rongeurs.

Injection sous-cutanée

Chez le cochon d'Inde (cobaye), on peut injecter une quantité totale ne dépassant pas 0,4 ml (400 microlitres) de substance par voie sous-cutanée sur le dos du cou en un ou plusieurs sites. Chez le lapin, le site idéal se situe dans la région inter-scapulaire (entre les deux omoplates) du dos et on peut injecter jusqu'à 0,25 ml (250 microlitres) d'inoculum par site d'injection jusqu'à un maximum de quatre sites. Ces sites d'injection doivent être éloignés au maximum les uns des autres. Chez la souris, on peut injecter jusqu'à 0,1 ml (100 microlitres) dans la région du cou.

Injection intramusculaire

Chez le lapin, l'injection intramusculaire de l'ACF doit se faire dans les muscles de la cuisse jusqu'à 0,5 ml (500 microlitres) de préférence par site d'injection. L'injection intramusculaire de ACF n'est pas recommandée chez les petits animaux d'expérimentation comme le rat, la souris, le hamster, la gerbille, etc. Pour les plus gros animaux comme le chat, le chien et les volailles, un maximum de 1 ml de ACF peut être injecté dans les muscles de la cuisse. La voie intramusculaire est utilisée chez le porc, le mouton et la chèvre.

Injection intrapéritonéale

La voie intrapéritonéale pour l'injection de l'ACF est permise seulement chez les petits rongeurs; l'adjuvant complet de Freund ne doit être administré qu'une seule fois avec des quantités minimales allant jusqu'à 0,1 ml (100 microlitres) par injection.

Injection intraveineuse

L'adjuvant complet de Freund ne doit pas être injecté par la voie intraveineuse.

Injection dans le coussinet plantaire

L'adjuvant complet de Freund ne doit pas être injecté dans le coussinet plantaire chez le lapin. Cette voie est aussi interdite chez les rongeurs exceptée s'il existe des preuves scientifiques incontestables que cette voie d'injection est un pré-requis essentiel à la production d'une réponse immunitaire. Chez le rat et la souris, on ne peut utiliser qu'un coussinet plantaire. Il faut alors garder les animaux sur une litière molle et non dans des cages à fond métallique.

Production de liquide d'ascite chez les animaux

Amorçage avec le pristane ou avec toute autre substance d'amorçage (excluant l'ACF).

On peut prélever le liquide d'ascite aussi longtemps que l'animal ne manifeste pas de signes de douleur ou de détresse, qu'il est en bonne condition physique et qu'il ne montre pas de signe d'affaiblissement, ni de déshydratation ou d'autres complications causées par la procédure. Au moment où on s'aperçoit qu'il y a une dégradation de la condition physique, de la douleur ou de la détresse, il faut euthanasier l'animal selon la procédure approuvée par le CCPA.

Examen des sites d'injection

Le(a) chercheur(e) ou une personne désignée par lui(elle) doit examiner les sites d'injection au moins trois fois par semaine pendant quatre semaines après chaque injection.

Si une ou plusieurs lésions se développent au niveau du site d'injection, on doit en faire rapport aux personnes responsables comme, par exemple, au directeur des animaleries ou au vétérinaire afin que des traitements appropriés soient appliqués. Ces lésions doivent être examinées au moins trois fois par semaine par le(a) chercheur(e) ou par la personne désignée par lui(elle) jusqu'à ce qu'elles soient complètement guéries.

Révisé juin 1991

ANNEXE XVI

REVUES SCIENTIFIQUES CONSERVÉES PAR LE CCPA

Le CCPA n'offre plus un accès public à sa bibliothèque de bulletins et de revues scientifiques.

Février 2017

ANNEXE XVII GLOSSAIRE

ACCOUPEMENT DE HAREM – Accouplement d'un mâle avec plus de deux femelles.

AD LIBITUM – À volonté.

ADJUVANT – Substance qui augmente de façon non spécifique la réponse immunitaire à un antigène.

ADJUVANT COMPLET DE FREUND (ACF) – Émulsion d'un antigène aqueux dans l'huile. Il contient des mycobactéries tuberculeuses tuées alors que l'adjuvant incomplet n'en contient pas.

ALIMENTS FIBREUX – Nourriture contenant beaucoup de fibres et peu de nutriments digestibles.

ANALGÉSIQUE – Substance qui atténue ou qui supprime la sensation de douleur.

ANESTHÉSIE – Perte de la sensibilité d'une partie (locale) ou de l'ensemble (générale) du corps, habituellement obtenue par l'emploi d'un produit chimique ou d'une drogue.

ANIMAUX TRANSGÉNIQUES – Animaux dont l'ADN héréditaire a été accru par l'addition d'ADN à partir d'une source autre que le plasma germinatif parental, habituellement d'un autre animal ou d'un humain, en utilisant les techniques de recombinaison de l'ADN.

ANTICOAGULANT – Substance introduite dans le sang qui empêche la coagulation.

ANTICORPS – Molécule produite par les animaux en réponse à un antigène et qui a la propriété particulière de se combiner spécifiquement à l'antigène qui a induit sa synthèse.

ANTIGÈNE – Substance étrangère qui stimule la formation d'anticorps lorsqu'elle est introduite dans les tissus et dans la circulation sanguine.

ANTISEPTIQUE – 1. Qui prévient la carie ou la putréfaction; 2. Substance qui inhibe la croissance et le développement des micro-organismes.

ANXIÉTÉ – État éveillé dans lequel il y a de l'activité nerveuse involontaire et volontaire.

ASEPTIQUE – Exempt de germes vivants; exempt de produits septiques ou de produits de putréfaction toxiques.

AXÉNIQUE – Exempt d'organismes étrangers; exempt de germes.

***BIEN-ÊTRE** – État ou condition d'harmonie physique et psychologique entre l'organisme et son entourage. Une bonne santé et la manifestation d'un répertoire de comportements normaux sont les indicateurs les plus communément utilisés du bien-être animal.

BIOPSIE – Prélèvement chirurgical d'une cellule ou d'un échantillon de tissu à des fins de diagnostic.

BIOTECHNOLOGIE – Utilisation ou développement de techniques utilisant des organismes ou des parties d'organisme pour fournir ou améliorer des biens ou des services.

BONNES PRATIQUES DE LABORATOIRE (BPL) – Normes de base de la recherche fondamentale, telles que publiées par la U.S. Federal Food and Drug Administration (USFDA).

CABINET DE BIOSÉCURITÉ – Hotte spéciale d'échappement des gaz équipée d'une surface de travail fermée, utilisée pour les tests biologiques et les expériences. Le cabinet de biosécurité protège la pièce environnante et les travailleurs contre les substances à risque utilisées dans le cabinet.

CANULE – Tube (en plastique ou en verre) utilisé pour introduire un gaz ou un liquide dans le système vasculaire ou dans l'organisme, ou pour l'en retirer.

CENTRE VITAL – Toute cellule d'un groupe varié de cellules nerveuses situées dans la moelle épinière du système nerveux central (SNC) qui coordonnent les fonctions essentielles à la vie, p. ex. la respiration, les battements cardiaques.

CHALEUR – Période au cours de laquelle le désir d'accouplement est marqué chez la femelle.

CHAMBRE PROPRE À DÉPLACEMENT D'AIR MASSIF (CPDAM) – Chambre propre utilisée conjointement avec l'hébergement des animaux dans les installations de recherche, dans le but de garder le milieu exempt de poils, de pellicules et de contaminants de l'air. Le niveau de propreté est déterminé par le nombre de changements d'air à l'heure et par le nombre et le type d'animaux qui y sont hébergés.

CHIRURGIE MAJEURE – Procédure chirurgicale au cours de laquelle il y a accès visuel direct à une cavité majeure du corps (crâne, canal rachidien, thorax, abdomen, cavité pelvienne) et/ou exposition des structures vasculaires, musculaires, squelettiques, nerveuses, lymphatiques ou glandulaires majeures et/ou prélèvement ou modification d'une quantité importante de tissus. Il n'existe pas de délimitation claire entre la chirurgie majeure et la chirurgie mineure. C'est pourquoi les Comités de protection des animaux (CPA) devraient utiliser ces termes précis seulement comme compléments aux Catégories de techniques invasives en expérimentation animale, et demander des avis professionnels additionnels lorsque le niveau invasif et l'étendue des blessures ne sont pas évidents.

CHIRURGIE MINEURE – Procédure qui n'a pas pour but de prélever ou d'altérer une quantité importante de tissu fonctionnel. Il n'y a pas de délimitation claire entre la chirurgie mineure et la chirurgie majeure. C'est pourquoi les Comités de protection des animaux (CPA) devraient utiliser ces termes précis seulement comme compléments aux Catégories de techniques invasives en expérimentation animale, et demander des avis professionnels additionnels lorsque le niveau invasif et l'étendue des blessures ne sont pas évidents.

***CIRCADIEN** – Se réfère au rythme cyclique correspondant de très près à un intervalle de 24 heures.

COCHONNER – Mettre bas en parlant de la truie (cobaye et porc).

COLONIE (TROUPEAU, HARDE) – Population animale gardée sous un certain degré de contrôle à des fins de reproduction. Groupe d'animaux représentant un réservoir génétique unique produit en un endroit unique dans des conditions de gestion identiques.

COLONIE FERMÉE – Colonie qui se reproduit sans recourir à d'autres animaux que ceux de la colonie.

***COMPLEXITÉ DU MILIEU** – Diversité et intensité des stimuli du milieu pertinents à un organisme donné, à un groupe d'âge, à une espèce, etc. La complexité du milieu peut varier, allant de très basse à très haute, et ainsi être qualifiée d'insuffisante, d'adéquate ou d'excessive.

***COMPORTEMENT ANORMAL** – Comportement qui dévie d'une norme définie comparable. Une telle norme peut être l'inventaire comportemental typique d'un génotype donné, de l'âge, du sexe, du niveau nutritionnel, des conditions d'hébergement ou du système de gestion, etc.

***COMPORTEMENT STÉRÉOTYPÉ** – Comportement répété constamment. Le terme, généralement, est utilisé en référence à un comportement qui se développe à la suite d'une situation problématique, tels l'isolement social prolongé, un niveau bas de complexité environnementale, etc.

CONDITIONNEMENT – Terme appliqué à l'examen et à la préparation des animaux pour la recherche.

CONGÉNIQUE – Se dit des animaux qui diffèrent génétiquement au niveau d'un locus particulier.

CONJONCTIVITE – Inflammation de la conjonctive (muqueuse qui tapisse les paupières et recouvre les surfaces du globe oculaire).

CONNAISSANCE – Processus de perception, de raisonnement et de développement d'expériences.

CONSANGUIN – Se dit des animaux produits par le croisement d'animaux étroitement apparentés.

CONTAGIEUX – Se dit d'une maladie ou d'un trouble qui se transmet facilement d'un individu à un autre.

CONTENTION – Immobilisation d'un animal par divers moyens pour restreindre ses activités, afin de l'empêcher de se blesser ou de blesser le manipulateur.

CROISEMENT INVERSÉ – Croisement d'un hybride F1 avec l'un ou l'autre de ses parents (voir F1 plus bas).

CULTURE DE TISSU – Propagation de tissus prélevés sur des organes en milieu de laboratoire stérile, et selon les exigences de température et de nutriments.

DÉSINFECTER – Réduire la quantité de micro-organismes à un niveau de santé acceptable.

***DOMINANCE SOCIALE** – Influence (ascendance) d'un individu sur un autre.

DOMINANT – Qui contrôle. Habituellement appliqué au trait ou au gène responsable des modèles génétiques.

ÉCLAIRAGE À SPECTRE COMPLET – Éclairage fluorescent qui ressemble de très près à l'émission d'énergie spectrale de la lumière du soleil.

ELISA – (Essai immunoabsorbant lié à un enzyme) (en anglais : *Enzyme-linked immunosorbent assay*) test rapide, sensible et rentable pour le dépistage de grands nombres d'échantillons de sérum. Des trousse ELISA sont disponibles dans le commerce.

EMBRYON – Stage précoce ou de développement de tout organisme, spécialement le produit ou le développement de la fertilisation d'un œuf.

EMPREINTE – Processus d'apprentissage impliqué dans le développement, au cours d'une période de sensibilité précoce, de la tendance à suivre ou autrement à approcher un objet.

***ENTRAÎNEMENT PAR RÉCOMPENSE** – Type de conditionnement opérationnel dans lequel une récompense (renforcement positif) dépend directement de la performance du sujet. Selon les objectifs de l'entraînement, la performance conduisant à la récompense peut être une réponse induite ou une réponse retenue.

ÉTHIQUE – Système de principes de morale ou de normes de conduite.

ÉTHOLOGIE – Étude scientifique du comportement animal.

EXEMPT D'ORGANISMES PATHOGÈNES SPÉCIFIQUES (EOPS) – Se dit de l'état de santé des animaux qui sont élevés exempts d'organismes spécifiques de maladies (SPF en anglais pour *Specific Pathogen Free*).

FERTILISATION – Union entre le sperme et l'ovule (œuf) conduisant à la reproduction.

FICHE TECHNIQUE SANTÉ-SÉCURITÉ (FTSS) – Documents techniques qui fournissent des informations détaillées et complètes sur les produits contrôlés en rapport avec les effets de surexposition à ces produits : évaluation des risques en rapport avec la manipulation, l'entreposage et l'usage des produits; mesures pour protéger les employés à risque de surexposition; procédures d'urgence.

FILTRE À AIR À HAUTE EFFICACITÉ – Utilisé dans les salles de cours, dans les cabinets de sécurité biologique, dans les unités à flux laminaire, etc., pour filtrer les particules contaminantes d'à peine 0,5 micron de diamètre.

FLUX LAMINAIRE – Mouvement de l'air dans une direction uniforme. Le flux laminaire est généralement associé aux hottes à gaz ou aux cabinets de sécurité biologique utilisant cette caractéristique pour capter ou transporter les particules d'air.

FCETUS – Embryon en développement dans l'utérus.

GÈNE – Unité héréditaire localisée sur un locus chromosomique fixe qui, par transcription, possède des effets spécifiques sur le phénotype.

GÉNOME – Ensemble du matériel génétique contenu dans la cellule.

GÉNOTYPE – Constitution génétique d'un animal par opposition à son phénotype.

GESTATION – Période entre la conception et la naissance, incluant la vie embryonnaire et foetale.

GNOTOXÉNIQUE – Se dit d'animaux qui sont complètement exempts de germes pathogènes ou qui peuvent héberger un ou plusieurs micro-organismes clairement identifiés.

HÉBERGEMENT À BARRIÈRE – Type d'hébergement pour les animaux d'expérimentation qui protège ces derniers des contaminations extérieures grâce à des procédures et au design de l'installation. Par contraste, l'hébergement de confinement protège le milieu extérieur des contaminants à l'intérieur de l'installation d'hébergement des animaux.

HÉBERGEMENT DE CONFINEMENT – Type d'hébergement pour les animaux d'expérimentation qui protège le milieu extérieur des contaminations de l'intérieur, à l'aide de procédures et à partir du design de l'installation.

HÉBERGEMENT EN MICRO-ISOLEMENT – Système de cages qui protège les animaux contre les contaminations provenant des autres animaux ou du personnel, grâce à une barrière placée au niveau de la cage que personne n'est autorisé à ouvrir, excepté, dans un milieu protégé classe 100, les membres du personnel dont les parties à nu du corps sont couvertes et décontaminées par un agent stérilisant.

HÉMATOCRITE – Pourcentage du volume des érythrocytes (globules rouges) par rapport au volume total du sang. Aussi appelé volume cellulaire compact (VCC).

HÉMOGLOBINE – Pigment des érythrocytes composé d'un complexe de fer et d'une protéine transportant l'oxygène.

HÉRITABILITÉ – Mesure du degré auquel un phénotype est déterminé génétiquement.

HOTTE À GAZ – Cabinet à circulation d'air négative pour protéger le personnel contre l'exposition à des substances dangereuses, d'origine chimique ou microbiologique, manipulées à l'intérieur de l'enceinte.

HUMIDITÉ (RELATIVE) – Proportion entre la quantité de vapeur d'eau effectivement présente dans l'air et la quantité de vapeur d'eau que l'air est capable de contenir à la température donnée.

HYBRIDE F1 – Première génération issue d'un croisement entre deux souches, entre deux souches consanguines, entre deux lignées, etc.

INFECTION – Trouble causé par la pénétration de micro-organismes dans les tissus de l'organisme.

INFECTION LATENTE OU MASQUÉE – Infection ou condition sans manifestations cliniques chez un animal, mais qui, dans certaines conditions ou lors d'un stress, peut se développer sous forme de maladie identifiable.

INFECTION MYCOSIQUE – Maladie causée par un champignon.

INFLAMMATION – Condition que présentent les tissus en réaction à une blessure ou à des agents infectieux.

INTRADERMIQUE – Se dit d'une injection dans le derme ou la peau.

INTRAPÉRITONÉAL (IP) – Se dit d'une injection dans la cavité péritonéale ou abdominale.

INTRAVEINEUX (IV) – Se dit d'une injection dans une veine.

LITIÈRE – Peut vouloir dire de la paille, du foin, ou autres matériaux utilisés pour faire une litière.

MALIN – Qui est susceptible de se détériorer progressivement et d'entraîner la mort.

MATÉRIEL INSENSIBLE – Matériel qui ne réagit pas visuellement à la douleur, qui est dépourvu totalement ou presque totalement de système nerveux ou sensoriel.

MATURITÉ SEXUELLE – Âge auquel l'animal est capable de se reproduire pour la première fois.

MÈTRES CARRÉS BRUTS – Tout l'espace de plancher à l'intérieur d'un édifice, mesuré à partir de la surface externe des murs extérieurs.

MÈTRES CARRÉS BRUTS ASSIGNABLES – Espace brut de plancher dans un bâtiment, mesuré à partir des surfaces internes des murs extérieurs et excluant les murs intérieurs et les partitions intérieures, les pièces d'équipement mécanique, les salles de bain, les armoires à balais, les ascenseurs, les escaliers, les grands corridors, les allées et les entrées d'ascenseur.

METTRE BAS – Accoucher chez les animaux (mise bas des petits).

MICRO-INJECTION – Technique utilisée pour le transfert de gènes d'une cellule à une autre.

MICRO-MILIEU OU MICRO-ENVIRONNEMENT – Petit habitat isolé, habituellement à l'intérieur d'une cage.

MICRO-ORGANISME – Organisme microscopique, souvent responsable de maladies.

MINIPOMPE – Petit dispositif, implanté dans le corps (habituellement sous la peau ou dans la cavité péritonéale), qui fournit une circulation contrôlée et continue de drogue dans l'organisme par une pression osmotique sur une chambre contenant cette drogue.

MORBIDITÉ – Ensemble des causes qui peuvent produire une maladie.

MORIBOND – Qui est près de la mort.

MUTANT – Organisme portant un gène mutant qui s'exprime dans le phénotype de l'organisme.

NÉCROPSIE – Dissection systématique d'un animal après sa mort pour en trouver la cause. Identique à examen post mortem. Le terme nécropsie est utilisé chez les animaux, alors que le terme autopsie est utilisé chez les humains.

NÉCROSE – Mort d'une partie d'un tissu ou d'un organe.

ŒDÈME – Présence de grandes quantités de liquide dans les espaces du tissu intercellulaire de l'organisme; s'applique habituellement à l'accumulation de liquide dans le tissu sous-cutané.

ŒSTRUS – Période pendant laquelle la femelle des mammifères est fécondable.

ORAL OU PER OS (PO) – Qui est administré par la bouche (voie orale).

OVULE – Œuf ou cellules germinatives produites par l'organe femelle de reproduction, l'ovaire.

PARTURITION – Acte ou processus de donner naissance.

PATHOGÈNE – Se dit d'un organisme qui peut causer une maladie.

PHÉNOTYPE – Aspect extérieur visible de la constitution héréditaire d'un organisme.

***PICA** – Goût ou attrait anormal pour des aliments bizarres et souvent inappropriés, p. ex. des saletés, des poils, les fèces, etc.

PLASMA – Partie liquide du sang, sans cellules, dans laquelle les anticoagulants ont empêché la coagulation.

***POLYDIPSIE** – Consommation de grandes quantités de liquide (fréquemment utilisé aussi est le terme soif excessive).

POLYPHAGIE – Consommation d'une grande variété d'aliments bizarres.

***POLYURIE** – Émission excessive d'urine.

PORTE D'ACCÈS VASCULAIRE – Cathéters sous-cutanés introduits dans les portes d'accès qui permettent un accès transcutané avec une aiguille.

PORTÉE – Ensemble des petits nés en une fois de la même femelle.

POSTPARTUM – Période qui suit immédiatement la parturition ou la naissance.

PRESSION DIFFÉRENTIELLE – Différence entre des pressions mesurées à deux points ou deux niveaux dans un système.

PRIMATES NON HUMAINS – Tout membre non humain de l'ordre des primates mammifères, incluant les prosimiens, les singes, les anthropoïdes. Synonymes : primates infra-humains, primates sous-humains.

***PRIVATION** – Retrait de substances essentielles (privation de nourriture, d'eau), isolement des choses désirées (isolement social) ou empêchement d'exécution de comportements essentiels (privation de sommeil, privation d'exercice). La privation est fréquemment utilisée en recherche pour provoquer une action identifiable.

PROCÉDÉS NORMALISÉS DE FONCTIONNEMENT (SOP en anglais) – Documents écrits spécifiant les procédures qui doivent être appliquées pour assurer la qualité et l'intégrité de l'étude.

PROGÉNITURE – Les petits d'une espèce animale.

PRONOSTIC – Perspective de récupération d'une maladie indiquée par la nature et les symptômes du cas.

PROPHYLAXIE – Prévention.

PUBERTÉ – Apparition de la maturité sexuelle.

PULSION – État interne causant une activité accrue, p. ex. la pulsion de la faim.

QUARANTAINE – Ségrégation ou isolement des animaux de tous les autres, afin de prévenir la transmission d'une maladie.

RACE – Population d'animaux à l'intérieur d'une espèce, qui diffèrent de ceux d'autres populations de la même espèce sous le rapport des traits définis génétiquement déterminés.

RISQUE – Probabilité d'effets défavorables, leur nature et leur gravité liées à la fréquence des expositions.

RUMINANT – Animal polygastrique ruminant ayant habituellement quatre compartiments digestifs; ce terme inclut des animaux tels la vache, la chèvre, le mouton.

***SANTÉ** – État relatif de bien-être physique, psychologique et social.

SEMENCE – Éjaculat des organes de reproduction du mâle contenant les spermatozoïdes et les sécrétions des glandes connexes et des testicules.

SÉRUM – Composés non cellulaires du sang qui demeurent après la coagulation.

SOUCHE – Groupe d'animaux aux antécédents connus, maintenus dans un système d'accouplement consanguin planifié; généralement avec certaines caractéristiques de distinction.

SOURIS IMMUNODÉFICIENTE COMBINÉE SÉVÈRE (SIDCS) – Souris qui possède une mutation génétique autosomique récessive. Les souris MIDCS (SCID = Severe Combined Immune Deficiency, en anglais) ne possèdent pas de lymphocytes fonctionnels, un défaut qui se manifeste par un certain nombre de problèmes incluant la lymphopénie, l'agammaglobulinémie et une haute susceptibilité à l'infection. Les souris SCID sont des modèles animaux recherchés pour l'implantation de tissus étrangers et de tumeurs.

SOURIS NUE – Souris génétiquement athymique, elle est aussi porteuse d'un gène en liaison étroite produisant l'absence de production de poils.

SOUS-CUTANÉ (SC) – Qui apparaît sous la peau.

STÉRILISATION – Destruction complète des micro-organismes par la chaleur, des composés chimiques, des moyens mécaniques ou physiques. En reproduction animale, se réfère à toute procédure qui rend l'animal inapte à la reproduction.

STOCK – Groupe d'animaux non consanguins en processus d'élevage, ou maintenus pour la reproduction ou pour utilisation expérimentale.

STRESS – Tension sur les processus physiologiques et psychologiques normaux ou sur les fonctions de l'organisme, d'un organe ou d'un tissu. Certains stress peuvent causer des pathologies ou des maladies, ou affaiblir les défenses normales de l'organisme.

SUSCEPTIBLE – Qui offre peu de résistance aux infections ou aux blessures ou qui y est prédisposé.

SYNDROME – Ensemble de signes (animaux) ou de symptômes (humains) apparaissant ensemble et désignant un état ou une maladie.

SYSTÈME D'INFORMATION SUR LES MATIÈRES DANGEREUSES UTILISÉES AU TRAVAIL (SIMDUT) – Système fédéral qui fournit de l'information sur les substances dangereuses utilisées au travail; il comprend trois éléments clés : les étiquettes, les feuilles de renseignements sur la sécurité, la législation et l'éducation des employés.

SYSTÉMIQUE – Se dit d'une condition généralisée se manifestant à travers tous les systèmes de l'organisme.

TEMPÉRATURE AMBIANTE – Température de l'endroit où se trouve l'animal; dans des conditions d'hébergement en cage, peut se référer à la température du micro-milieu de la cage par opposition à la température à l'extérieur de la cage, dans la pièce ou dans l'enclos.

TOXINE – Produit toxique pour l'animal provenant d'une cellule végétale ou animale. Elle peut être produite par la cellule elle-même puis excrétée, ou elle peut être contenue à l'intérieur de la cellule, telles les bactéries, et libérée seulement à la mort de celle-ci.

TRANQUILLISANT – Agent, habituellement une drogue, capable de rendre un animal tranquille et docile.

TRAUMATISME – Blessure.

VACCIN – Substance utilisée pour stimuler la production d'anticorps contre un agent spécifique responsable d'une maladie, habituellement comme mesure préventive.

VALEUR LIMITE DU SEUIL (VLS) – Degré de tolérance à une substance concentrée dans l'air, de la part des travailleurs de l'intérieur, qui peuvent y être exposés à répétition sans subir d'effets néfastes.

VECTEUR – Être vivant qui est capable de transporter et de transmettre des agents infectieux.

VERMINE – Tout agresseur indésirable ou gênant comme les mouches, les poux, les puces, les coquerelles, les tiques, les souris, les rats, les belettes.

VIABILITÉ – Se réfère habituellement à l'aptitude à vivre d'un nouveau-né.

VIRUS – Tout organisme d'un grand groupe d'organismes contenant du matériel génétique, mais incapable de se reproduire en dehors de la cellule hôte.

ZOONOSE – Maladie des animaux qui peut, dans des conditions naturelles, être transmise aux humains.

* Traduction à partir des documents suivants : 1) Dictionary of farm animal behaviour. Hurnik, J.F., Judster, A.B. et Siegel, P.B., éd. University of Guelph 1985; 2) Glossary of terms relevant to farm animal behaviour and welfare. Dans : Farm animal behaviour and welfare. Fraser, A.F. et Broom, D.M., éd. Ballière Tindall, London 1990 : 385-391.