



Canadian Council on Animal Care
Conseil canadien de protection des animaux



Lignes directrices du CCPA : les reptiles

Date de publication : Avril 2025

© Conseil canadien de protection des animaux, 2025

ISBN : 978-1-998370-08-5

190, rue O'Connor, bureau 800
Ottawa (Ontario) K2P 2R3

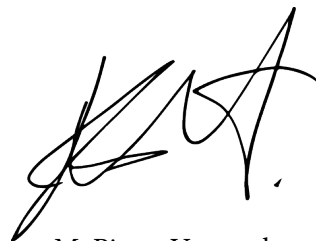
www.ccac.ca

REMERCIEMENTS

Le conseil d'administration du Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) remercie les membres du sous-comité sur les reptiles pour leur expertise nécessaire à l'élaboration des lignes directrices. Le conseil d'administration tient également à souligner la contribution essentielle de toutes les personnes qui ont présenté des suggestions au cours des deux périodes d'examen du document, et les membres du comité des normes et du comité d'évaluation et de certification qui ont fourni au sous-comité de lignes directrices des conseils importants. Nous voulons également remercier l'équipe de projet du Secrétariat du CCPA pour son excellent travail ainsi que le groupe consultatif de la traduction pour la vérification de la version française (Mme Maryse Dansereau, Dre Julie Gervais, Mme Kiana McFadden Houle, Mme Jennifer Henri, et Dre Isabelle Desprez). Enfin, le CCPA est reconnaissant envers ses bailleurs de fonds, les Instituts de recherche en santé du Canada et le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada. Sans leur soutien, le CCPA ne pourrait s'acquitter de son mandat actuel.



Madame Catherine Rushton
Présidente du conseil d'administration du CCPA



M. Pierre Verreault
Directeur général du CCPA

SOUS-COMITÉ SUR LES REPTILES

Dr Jonathan Spears (président), University of Prince Edward Island
Mme Christine Archer, Université d'Ottawa
Dre Winnie Chan, Massachusetts General Hospital
M. Tom Eles, Brock University
M. Dan Fryer, VCA Canada
Mme Andrea Gielens, Wildlife Preservation Trust, Guelph
Dre Claire Vergneau-Grosset, Université de Montréal
Dr Matthew Vickaryous, University of Guelph
Dr Adrian Walton, secteur privé et consultant pour le BCSPCA
M. Norm White, University of Toronto (retraité)

TABLE DES MATIÈRES

PRÉFACE.....	1
SOMMAIRE DES PRINCIPES DIRECTEURS.....	2
1. INTRODUCTION	6
1.1 Biologie comportementale.....	8
1.1.1 Comportement thermorégulateur.....	8
1.1.2 Interactions sociales	9
1.2 Anatomie et physiologie.....	9
1.3 Capacités cognitives.....	10
1.4 Capacités sensorielles	10
1.5 Sources de variations	10
1.5.1 Lignée.....	11
1.5.2 Stade de développement	11
1.5.3 Différences individuelles : sexe, état de santé, statut social et préférences comportementales	11
1.5.4 Effets de l'environnement et des expériences antérieures.....	12
2. ANIMALERIES	13
2.1 Salles d'hébergement et salles de procédures	13
2.2 Enclos	14
2.2.1 Exigences d'espace	16
2.2.2 Conception et matériaux des enclos	16
2.2.3 Aménagement.....	17
2.2.4 Systèmes d'hébergement terrestre	17
2.2.5 Reptiles arboricoles	20
2.2.6 Reptiles aquatiques.....	21
3. PERSONNEL ET GESTION DE L'ÉTABLISSEMENT.....	22
3.1 Gestion de l'environnement.....	22
3.1.1 Éclairage.....	22
3.1.2 Température et humidité relative	24
3.1.3 Qualité de l'air et de l'eau	25
3.1.4 Sons et vibrations.....	26
3.1.5 Besoins relatifs à la brumation.....	27
3.2 Personnel.....	27
3.3 Contrôle de la vermine.....	28

4. ACQUISITION	29
4.1 Source	29
4.1.1 Élevage en captivité	29
4.1.2 Animaux capturés à l'état sauvage	30
4.2 Lois et règlements	31
4.3 Préparation du transport.....	32
4.4 Transport.....	32
4.5 Accueil des animaux.....	34
4.6 Quarantaine et acclimatation	35
5. REPRODUCTION.....	36
5.1 Considérations générales	36
5.2 Considérations physiologiques	37
5.2.1 Maturité sexuelle.....	37
5.2.2 Stratégies de reproduction des reptiles.....	38
5.2.3 Cycles reproductifs.....	38
5.2.4 Stimuli physiologiques et environnementaux.....	38
5.3 Conditions de reproduction et d'accouplement.....	39
5.3.1 Appariement et accouplement.....	39
5.3.2 Déclenchement artificiel de la reproduction	39
5.4 Surveillance de la gestation.....	40
5.5 Incubation des œufs et soins en pouponnière	40
5.6 Soins de la progéniture.....	42
6. SOINS ET GESTION	44
6.1 Identification.....	44
6.2 Observation	44
6.3 Gestion de l'hébergement	45
6.4 Alimentation et nutrition.....	45
6.4.1 Aliments et alimentation	45
6.4.2 Eau potable.....	53
6.5 Substrat.....	53
6.5.1 Environnements terrestres	53
6.5.2 Environnements aquatiques.....	54
6.6 Enrichissement du milieu	55
6.6.1 Enrichissement social	57
6.7 Manipulation et contact humain.....	57
6.8 Nettoyage et désinfection.....	58
6.9 Registres	59

7. MANIPULATION ET CONTENTION	60
7.1 Manipulation	60
7.1.1 Manipulation libre.....	61
7.1.2 Crochet à serpents.....	62
7.2 Contention physique	62
7.2.1 Outils de contention.....	62
7.3 Animaux venimeux	64
7.4 Contention chimique.....	64
7.5 Sécurité du personnel et des animaux.....	66
8. SANTÉ ET CONTRÔLE DES MALADIES.....	67
8.1 Prévention des maladies.....	67
8.2 Surveillance de l'état de santé et détection des maladies.....	68
8.2.1 Maladies et problèmes de santé courants	69
8.3 Gestion des soins en cas d'éclosion d'une maladie infectieuse.....	71
9. ÉVALUATION DU BIEN-ÊTRE.....	72
9.1 Indicateurs du bien-être	73
10. PROCÉDURES EXPÉRIMENTALES.....	75
10.1 Modèles animaux.....	77
10.2 Administration de substances	77
10.2.1 Lézards	78
10.2.2 Serpents.....	79
10.2.3 Tortues	79
10.2.4 Crocodiles.....	80
10.3 Prélèvement de liquide et tissulaire	80
10.3.1 Prélèvement sanguin	81
10.3.2 Urine et matières fécales.....	83
10.3.3 Biopsie tissulaire	84
10.4 Implants.....	84
10.5 Procédures pour les reptiles génétiquement modifiés	84
10.5.1 Prélèvement d'échantillons pour le génotypage.....	85
10.5.2 Phénotypage.....	85
10.6 Imagerie.....	85
10.7 Études comportementales.....	86
10.8 Gestion de la consommation d'aliments et de liquides.....	86
10.9 Anesthésie et analgésie	87
10.9.1 Anesthésie.....	87
10.9.2 Analgésie et anti-nociception	89
10.10 Intervention chirurgicale	89
10.11 Surveillance et soins postopératoires.....	90

11. EUTHANASIE	91
11.1 Injection	91
11.2 Anesthésiques à inhaler.....	92
11.3 Méthodes physiques	93
11.4 Congélation.....	93
11.5 Euthanasie des œufs.....	93
11.6 Confirmation de la mort.....	93
11.7 Élimination des reptiles morts	93
12. FIN DE L'ÉTUDE	94
12.1 Transfert de reptiles entre établissements ou entre protocoles	94
12.2 Placement des animaux.....	94
12.3 Mise en liberté	94
13. SÉCURITÉ DES PERSONNES	95
13.1 Utilisation de reptiles venimeux	95
RÉFÉRENCES	97
GLOSSAIRE	115



Les reptiles

PRÉFACE

Le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) est l'organisme national responsable de l'élaboration, de la mise en œuvre et de l'encadrement de normes de soins et d'utilisation éthiques des animaux dans le domaine scientifique au Canada. Les normes du CCPA sont élaborées à partir de l'interprétation actuelle des données probantes et de conseils d'experts.

Les *Lignes directrices du CCPA : les reptiles* font partie d'une série de lignes directrices sur les types d'animaux qui se fondent sur les lignes directrices générales et qui offrent des conseils supplémentaires sur les soins et l'utilisation éthiques d'espèces ou de groupe d'animaux précis utilisés dans le cadre d'activités scientifiques. Les lignes directrices sur les types d'animaux offrent des renseignements détaillés aux auteurs de protocoles, aux comités de protection des animaux, aux responsables des animaleries, aux vétérinaires, aux techniciens en santé animale et au personnel de soins afin de leur permettre d'améliorer les soins prodigués aux animaux et le mode d'exécution des activités scientifiques.

Les présentes lignes directrices précisent les normes que doivent respecter les détenteurs du certificat de Bonnes pratiques animales – BPA^{MD} du CCPA. Pour les activités scientifiques menées au Canada ou à l'étranger, les auteurs de protocoles qui travaillent pour des établissements certifiés par le CCPA sont assujettis aux présentes lignes directrices en plus de devoir suivre la législation et la réglementation sur les soins et l'utilisation éthiques des animaux en vigueur dans le pays où est menée l'activité scientifique.

SOMMAIRE DES PRINCIPES DIRECTEURS

Les principes directeurs suivants sont un sommaire des éléments les plus importants des soins et de l'utilisation des reptiles. Ils sont inclus dans le présent document avec des renseignements complets et des références à l'appui pour fournir un contexte et un soutien à leur mise en œuvre. Dans ce document, l'emploi du verbe « devoir » au présent de l'indicatif (« doit ») indique une obligation à respecter sans exception. Quant à son emploi au conditionnel présent (« devrait »), il indique une obligation pour laquelle toute exception doit être justifiée auprès d'un comité de protection des animaux et approuvée par ce dernier.

2. ANIMALERIES

Principe directeur 1

Les enclos doivent être suffisamment spacieux et complexes pour permettre aux reptiles de manifester les comportements importants à leur bien-être.

Section 2.2 Enclos, p. 14

Principe directeur 2

Les enclos doivent être conçus pour permettre de contrôler les conditions environnementales internes afin de répondre aux besoins de l'espèce hébergée.

Section 2.2 Enclos, p. 15

3. PERSONNEL ET GESTION DE L'ÉTABLISSEMENT

Principe directeur 3

Le macroenvironnement (la salle) et le microenvironnement (l'enclos principal) doivent préserver la santé et le bien-être des animaux et du personnel et favoriser la cohérence des résultats des activités scientifiques.

Section 3.1 Gestion de l'environnement, p. 22

Principe directeur 4

La qualité de l'eau doit être surveillée.

Section 3.1.3.2 Qualité de l'eau, p. 26

Principe directeur 5

Du personnel qualifié doit régulièrement observer les reptiles, en les perturbant le moins possible.

Section 3.2 Personnel, p. 27

4. ACQUISITION

Principe directeur 6

Les animaleries et les auteurs de protocoles qui acquièrent ou qui transportent des reptiles, ou qui les utilisent lors des activités scientifiques, doivent respecter les lois et politiques internationales, fédérales et provinciales ou territoriales qui s'appliquent.

Section 4.2 Lois et règlements, p. 31

Principe directeur 7

Le fournisseur et le destinataire devraient discuter des procédures de transport, du bien-être et des soins avant l'expédition des reptiles.

Section 4.3 Préparation du transport, p. 32

Principe directeur 8

L'état de santé des animaux devrait être évalué avant le transport.

Section 4.4 Transport, p. 32

Principe directeur 9

Les reptiles ne devraient pas être transportés si des températures extrêmes sont prévues.

Section 4.4 Transport, p. 33

Principe directeur 10

La santé et le bien-être des reptiles doivent être vérifiés à leur arrivée par du personnel de soins aux animaux qualifié.

Section 4.5 Accueil des animaux, p. 34

Principe directeur 11

Les reptiles devraient être soumis à une période de quarantaine et d'acclimatation après le transport et avant l'utilisation dans le contexte d'une activité scientifique.

Section 4.6 Quarantaine et acclimatation, p. 35

5. REPRODUCTION

Principe directeur 12

Des critères de référence propres à l'espèce pour l'évaluation de l'état de santé des animaux reproducteurs devraient être établis et respectés avant le début de la reproduction.

Section 5.2 Considérations physiologiques, p. 37

6. SOINS ET GESTION

Principe directeur 13

On devrait fournir aux animaux un enrichissement du milieu pertinent à leur espèce et à l'étape de leur cycle de vie et surveiller leur réaction pour s'assurer qu'il y a des effets positifs sur le bien-être.

Section 6.6 Enrichissement du milieu, p. 55

7. MANIPULATION ET CONTENTION

Principe directeur 14

Les reptiles devraient être manipulés seulement lorsque c'est nécessaire, et le moins longtemps possible.

Section 7.1 Manipulation, p. 60

Principe directeur 15

Les reptiles doivent faire l'objet d'une surveillance continue pendant la contention chimique; une attention particulière doit être portée à la respiration, à la fréquence cardiaque et à la profondeur de l'anesthésie.

Section 7.4 Contention chimique, p. 65

8. SANTÉ ET CONTRÔLE DES MALADIES

Principe directeur 16

Tous les reptiles devraient faire partie d'un programme de santé animale, quel que soit leur lieu d'hébergement.

Section 8 Santé et contrôle des maladies, p. 67

Principe directeur 17

À des fins d'évaluation de la santé, les mesures stratégiques de prévention des maladies devraient comprendre un plan de contrôle des maladies et un système de surveillance et de production de rapports régulières.

Section 8.1 Prévention des maladies, p. 67

Principe directeur 18

Des procédures normalisées de fonctionnement (PNF) devraient être élaborées pour évaluer la santé animale, prodiguer des soins de santé et traiter des problèmes de santé courants chez les animaux; ces procédures devraient être réévaluées au moins tous les trois ans pour assurer leur pertinence.

Section 8.2 Surveillance de l'état de santé et détection des maladies, p. 68

Principe directeur 19

Un plan d'intervention doit être en place pour gérer les éclosions potentielles d'une maladie.

Section 8.3 Gestion des soins en cas d'éclosion d'une maladie infectieuse, p. 71

9. ÉVALUATION DU BIEN-ÊTRE

Principe directeur 20

Tous les reptiles hébergés dans une animalerie doivent faire l'objet d'évaluations régulières du bien-être.

Section 9 Évaluation du bien-être, p. 72

10. PROCÉDURES EXPÉRIMENTALES

Principe directeur 21

La méthode la moins invasive adaptée aux objectifs des activités scientifiques doit être utilisée, en prenant compte des effets possibles des procédures sur les reptiles et des mesures prises pour limiter ces effets.

p. 75

Principe directeur 22

Des points limites doivent être établis et approuvés par le comité de protection des animaux avant le début d'une activité scientifique pour réduire autant que possible les effets négatifs des procédures sur les animaux.

p. 76

Principe directeur 23

Les anesthésiques doivent être utilisés lorsque des stimuli nocifs sont prévus lors des procédures et lors d'études qui exigent d'importantes manipulations jugées raisonnablement susceptibles de causer des traumatismes et des dommages physiques chez les animaux.

Section 10.9.1 Anesthésie, p. 87

Principe directeur 24

Les reptiles doivent être surveillés sans cesse pendant l'anesthésie, de l'induction à la récupération.

Section 10.9.1.3 Surveillance de l'anesthésie et récupération, p. 88

Principe directeur 25

Conformément au principe de précaution, on devrait recourir à l'analgésie chez les reptiles avant de réaliser des procédures qui, selon les meilleures données scientifiques disponibles, risquent d'être douloureuses.

Section 10.9.2 Analgésie et anti-nociception, p. 89

11. EUTHANASIE

Principe directeur 26

L'euthanasie d'un reptile doit être effectuée par un membre du personnel qualifié, avec la méthode approuvée la mieux adaptée à l'espèce et à l'étape du cycle de vie de l'animal ainsi qu'aux objectifs de l'activité scientifique.

Section 11 Euthanasie, p. 91

1 INTRODUCTION

Dans le présent document, l'emploi du verbe « devoir » au conditionnel présent (« devrait ») indique une obligation pour laquelle tout recours à une exception doit être justifié auprès d'un comité de protection des animaux et approuvé par ce dernier. Quant à son emploi au présent de l'indicatif (« doit »), il indique une obligation à respecter sans exception.

Les reptiles forment un groupe diversifié qui rassemble environ 10 850 espèces connues et se voit ajouter de nouvelles espèces régulièrement. On y retrouve notamment les squamates – lézards, serpents et amphibènes ou « lézards-vers » (environ 10 500 espèces); les chéloniens – tortues marines et tortues terrestres (environ 350 espèces); les crocodiliens – crocodiles, gavials, caïmans et alligators (24 espèces); et les rhynchocéphales – tuataras de la Nouvelle-Zélande (une seule espèce). En pratique, il est préférable de considérer les reptiles non aviaires (ci-après les « reptiles ») comme un groupe distinct de vertébrés ectothermes à respiration aérienne qui recourent à la fécondation interne et se développent dans le liquide amniotique. Des écailles kératinisées couvrent leur corps en tout ou en partie. Les reptiles présentent un vaste éventail d'adaptations physiologiques et comportementales à des conditions environnementales précises, et leurs besoins individuels peuvent varier. En laboratoire, le milieu d'hébergement et toute activité scientifique à laquelle les animaux prennent part influencent leur bien-être. Une expertise propre à l'espèce est souvent requise, et il faut être prudent dans l'extrapolation des données à des espèces autres que celles qui participent à l'étude.

Les *Lignes directrices du CCPA : les reptiles* portent sur les reptiles hébergés en animalerie. Pour les activités scientifiques faisant appel à des reptiles sauvages, y compris leur maintien en captivité à court terme en milieu naturel, voir les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023). Bien que certains reptiles soient vivipares, la plupart sont ovipares. Cependant, les œufs en développement des reptiles ovipares ne sont pas abordés dans le présent document, puisque le CCPA n'exige pas la mise en place d'un protocole d'utilisation des animaux pour ces étapes du cycle de vie (CCPA, 2020).

Les présentes lignes directrices s'appliquent à toutes les espèces de reptiles hébergées dans les animaleries canadiennes, les plus répandues étant le dragon barbu, le gecko-léopard, le gecko à crête, l'anolis, la tortue d'eau douce, la tortue-boîte, la couleuvre rayée, la couleuvre à nez mince, le python royal, le serpent des blés et le boa constricteur. En raison de la diversité au sein de ce groupe de vertébrés, ces lignes directrices constituent des normes générales de soins et d'utilisation dans un contexte scientifique, mais il faut souvent une expertise propre à l'espèce pour les interpréter correctement. Les personnes qui travaillent avec une espèce en particulier doivent avoir une compréhension globale des conditions d'hébergement et des soins dont les animaux ont besoin, une expertise qui peut être acquise en effectuant des recherches documentaires et en consultant des chercheurs, des vétérinaires et d'autres personnes qui connaissent bien l'espèce. Si les connaissances sur les conditions optimales pour une espèce font défaut, les présentes lignes directrices et l'habitat naturel de l'espèce en question peuvent servir de point de départ, en assurant le suivi par une surveillance et des ajustements vigilants.

Les reptiles (élevés en captivité et capturés à l'état sauvage) contribuent à une vaste gamme d'études dans divers domaines : régénération, anatomie comparée, physiologie comparée, nutrition, imagerie diagnostique, écologie, agressivité, physiologie du stress, cycles reproductifs et effets des neurotoxines (Crawford et coll., 2001). Voici certains des défis encourus lors des études sur les reptiles :

- besoins en matière d'hébergement et de soins qui peuvent varier selon l'espèce et l'étape du cycle de vie;
- connaissances limitées sur les pratiques de soins et d'élevage et le bien-être de nombreuses espèces de reptiles;
- limites quant à la reconnaissance, à l'évaluation et au soulagement de la nociception et des effets négatifs sur le bien-être;
- défis liés à leur anatomie distincte dans le cadre d'activités scientifiques prévoyant des interventions chirurgicales (p. ex. suture de la peau);
- difficulté intrinsèque à maintenir l'asepsie pendant une intervention chirurgicale et le rétablissement chez les espèces aquatiques;
- effets indésirables potentiels sur le bien-être des animaux lorsqu'ils sont utilisés comme modèles de maladie;
- manque de soutien et de connaissances vétérinaires;
- absence d'un patrimoine génétique cohérent;
- acquisition et, plus précisément, un manque de sources d'individus élevés en captivité et exempts d'organismes pathogènes.

Comme dans toute activité scientifique faisant appel à des animaux, la validité scientifique de tout protocole s'appliquant à des reptiles doit être soigneusement établie, et les décisions liées au plan d'expérimentation et aux soins prodigués aux animaux doivent être guidées par les Trois R (remplacement, réduction, raffinement) (Russell et Burch, 1959). Lors de la conception, de la réalisation et de la présentation des études, il est important de tenir compte de la qualité, la reproductibilité et l'applicabilité des activités scientifiques pour s'assurer que le recours aux animaux est nécessaire, que leur vie est respectée, et que les données obtenues contribuent à la recherche scientifique.

Le remplacement et la réduction sont des éléments importants à prendre en compte dans la planification des activités scientifiques faisant appel à des animaux. La réduction comprend la détermination du nombre minimum d'animaux nécessaires pour obtenir des résultats valides et statistiquement significatifs tout en limitant le plus possible l'effet sur le bien-être de chaque animal. La taille des échantillons devrait être calculée, et un biostatisticien devrait être consulté au besoin.

Les présentes lignes directrices portent essentiellement sur le raffinement, à la fois en ce qui concerne les soins donnés aux reptiles dans les animaleries et les procédures que ces derniers subissent dans le cadre de protocoles faisant appel aux animaux approuvés par un comité de protection des animaux. Les animaux hébergés dans un milieu où les installations et les pratiques favorisent leur bien-être ont tendance à être moins stressés et à présenter une physiologie et des comportements normaux (Poole, 1997).

Les sections suivantes proposent un aperçu des notions de biologie comportementale essentielles au bien-être des reptiles (section 1.1, « Biologie comportementale »), de leurs caractéristiques anatomiques et physiologiques (section 1.2, « Anatomie et physiologie »), de leurs capacités cognitives (section 1.3, « Capacités cognitives »), de leurs capacités sensorielles (section 1.4, « Capacités sensorielles »), et des variations potentielles d'un individu à l'autre (section 1.5, « Sources de variation »). Ces informations, qui constituent

le fondement du présent document, influencent les effets sur le bien-être des animaux. Il est important de tenir compte des caractéristiques de l'espèce (et de sa lignée, s'il y a lieu), du sexe, de l'étape du cycle de vie (âge, statut de reproduction, saison) et de l'état prandial (quand l'animal a été nourri pour la dernière fois) de chaque individu ainsi que des caractéristiques qui sont propres à chaque individu lorsque l'on examine l'effet d'une procédure ou d'une condition sur le bien-être des reptiles et sur les résultats de l'activité scientifique.

1.1 BIOLOGIE COMPORTEMENTALE

Pour améliorer le bien-être des animaux utilisés en science et la qualité des activités scientifiques, il est primordial de comprendre la biologie comportementale de ces animaux (Olsson et coll., 2003). Bien qu'il existe plusieurs études sur l'écologie, la biologie et l'histoire naturelle de diverses espèces de reptiles, la littérature sur leur bien-être est relativement limitée. Afin de traiter du bien-être des reptiles en laboratoire, il faut prendre en compte leurs comportements naturels, qui varient selon les espèces, et leur permettre d'exprimer ces comportements, lorsqu'il y a lieu.

La plupart des reptiles sont ovipares, c'est-à-dire qu'ils pondent des œufs qui éclosent par la suite. Toutefois, certaines espèces de squamates sont vivipares (le fœtus se développe dans le corps de la mère plutôt qu'à l'extérieur). D'autres espèces démontrent un comportement de soin parental ou vivent en groupes sociaux (Doody et coll., 2021; While et coll., 2009) et ont besoin d'occasions appropriées pour adopter des comportements sociaux (Riley et coll., 2017); voir aussi la section 1.1.2, « Interactions sociales ».

Les reptiles sont des vertébrés tétrapodes (ils ont quatre pattes ou leurs ancêtres avaient quatre pattes) qui se déplacent de diverses façons. Les tortues terrestres et la plupart des lézards sont des reptiles terrestres quadrupèdes; cependant, certains lézards n'utilisent que leurs membres postérieurs pour courir. Les serpents et les lézards sans pattes se déplacent en appliquant une friction séquentielle de leurs écailles sur le sol. Les serpents et les tortues sont des animaux aquatiques ou semi-aquatiques et certains lézards sont semi-aquatiques.

La chasse, l'alimentation, la prédation et l'état postprandial sous-tendent la plupart des comportements des reptiles. La lumière y joue également un rôle essentiel. Les reptiles vivent en étroite association avec la structure de leur microenvironnement, et des indices subtils comme les odeurs, la texture et le contact influencent les comportements liés à l'alimentation, à la prédation et à l'éclosion (la mue).

1.1.1 Comportement thermorégulateur

La plupart des reptiles sont ectothermes et peuvent réguler leur température corporelle dans des conditions naturelles en choisissant des microenvironnements dans lesquels ils peuvent accumuler ou perdre de la chaleur de façon à maintenir leur température corporelle. Les reptiles sont exposés à des microclimats – surtout humides ou avec beaucoup de courants d'air – très différents de ceux perçus par l'être humain ou de grands animaux. L'environnement thermique optimal varie au sein des espèces de reptiles et peut inclure des occasions de s'exposer à la lumière (chaleur) et de se rafraîchir.

La brumation est un processus pendant lequel les reptiles ectothermes entrent dans un état léthargique en réponse aux températures basses et aux journées plus courtes des mois d'hiver. Ils cessent généralement de manger et de boire et deviennent plus sédentaires, en se cachant ou non sous la terre. Chez certaines espèces, il s'agit à la fois d'un mécanisme de survie et d'un élément essentiel à la reproduction.

1.1.2 Interactions sociales

Les reptiles sont généralement considérés comme des animaux solitaires qui manifestent un certain niveau d'interactions sociales (soins parentaux, accouplement, territorialité et dominance). Toutefois, certaines espèces vivent dans de grands groupes sociaux stables ou dans des regroupements sociaux qui sont souvent formés avec des liens de parenté et qui peuvent être saisonniers ou demeurer toute l'année (Clark et coll., 2012; Doody et coll., 2013; Gardner et coll., 2016). Les interactions sociales peuvent aussi avoir des effets néfastes (p. ex. des interactions agressives peuvent causer des blessures ou la mort). Par conséquent, avant d'héberger des animaux ensemble, il faut prendre en compte les caractéristiques propres à chaque espèce et à chaque individu (voir la section 1.5, « Sources de variation »).

Certaines espèces de reptiles démontrent une capacité de cognition sociale. Par exemple, les dragons barbus sont capables de suivre le regard d'un autre individu et d'interpréter ses signaux visuels, ce qui est considéré comme avancé sur le plan cognitif et représente une exigence pour la coordination des perspectives (Siviter et coll., 2018). L'apprentissage social (c.-à-d., la capacité d'apprendre du comportement d'un autre individu) a été observé dans des groupes phylogénétiques différents, comme les tortues terrestres (Wilkinson et Huber, 2012) et certains lézards (Siviter et coll., 2018). Les dragons barbus ont même démontré des signes d'imitation (Kis et coll., 2015).

1.2 ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE

Comme les reptiles sont ectothermes, ils ne produisent généralement pas assez de chaleur métabolique pour avoir une température corporelle plus élevée que la température ambiante. En raison de leur faible taux métabolique au repos, ils ont des paramètres physiologiques très différents de ceux des mammifères ou des oiseaux, notamment des fréquences cardiaque et respiratoire relativement lentes et une fréquence d'alimentation diminuée. La lenteur de leur métabolisme et les caractéristiques physiologiques associées ont des répercussions sur des besoins tels que l'alimentation, la consommation de liquides, le temps de repos et l'habitat pour les activités quotidiennes.

La peau hautement kératinisée des reptiles à écailles les protège contre la perte d'eau et l'abrasion et contribue à la synthèse de la vitamine D ainsi qu'à la thermorégulation. La coquille des chéloniens est composée d'un os dermique issu de côtes ossifiées qui forment une carapace et un plastron protecteurs. Comme la peau d'un reptile est relativement peu élastique, la plupart des espèces connaissent des cycles de mue, surtout lors des phases de croissance. Certains reptiles peuvent changer de couleur rapidement en contrôlant la répartition du pigment dans le chromatophore (cellule de pigmentation de la peau); cette caractéristique peut être un indicateur du bien-être (voir la section 9, « Évaluation du bien-être »).

Les reptiles n'ont pas de véritable diaphragme, et tous leurs organes se trouvent dans la même cavité coelomique, qui peut être séparée en compartiments par des membranes post-pulmonaires ou post-hépatiques. Les reptiles ont évolué de façon à maximiser leur conservation de l'eau en éliminant l'urate de la chambre cloacale, où l'eau peut être réabsorbée. La plupart n'ont pas de vessie pour accumuler l'eau. Leurs poumons sont sous-développés et ils n'ont aucun système alvéolaire. Comme leur cœur compte trois chambres (deux atriums et un ventricule), les reptiles ont un organisme légèrement désoxygéné qui leur permet généralement de retenir leur respiration de façon prolongée. La disposition de leurs organes internes est normalement adaptée à leur morphologie (p. ex. les organes d'un serpent sont organisés de manière séquentielle et longitudinale).

1.3 CAPACITÉS COGNITIVES

Certains reptiles présentent une capacité d'apprentissage comparable à celle des mammifères et des oiseaux (voir Szabo et coll., 2021). Par exemple, certaines tortues terrestres ont rapidement appris à associer des stimuli neutres à des résultats positifs (Mueller-Paul et coll., 2014; Soldati et coll., 2017) et à distinguer les stimuli selon leurs résultats relatifs, comme la nourriture préférée par rapport à la nourriture moins aimée (Soldati et coll., 2017). Certains reptiles peuvent apprendre les probabilités (comme les tortues terrestres (Bridgeman et Tattersall, 2019)) et le fonctionnement d'un écran tactile (Mueller-Paul et coll., 2014). Ainsi, on peut utiliser des signaux pour permettre à ces reptiles de prédire des situations comme l'alimentation, mais des signaux incohérents pourraient causer de la frustration s'ils ne donnent pas les résultats attendus.

1.4 CAPACITÉS SENSORIELLES

Les reptiles sont dotés de nocicepteurs qui réagissent à la stimulation nociceptive; ils peuvent donc éprouver de la douleur. Cependant, certaines espèces ne réagissent pas à la chaleur et peuvent donc être blessées par les sources de chaleur directes comme les lampes chauffantes.

La plupart des reptiles perçoivent les couleurs (Davies et coll., 2009), et certains peuvent distinguer la lumière ultraviolette. Par exemple, une étude sur les dragons barbus a révélé qu'ils peuvent traiter l'information visuelle de façon flexible, ce qui démontre qu'ils ont la capacité d'interpréter l'information sensorielle captée par les photorécepteurs et non seulement de la détecter (Santacà et coll., 2019). Selon une autre étude, les dragons barbus auraient aussi une asymétrie cérébrale (traitement parallèle des deux hémisphères du cerveau en même temps) (Frohnwieser et coll., 2017), ce qui indique un traitement perceptif et cognitif complexe semblable à celui des mammifères et des oiseaux.

Certains serpents peuvent « voir » la chaleur grâce à des cavités ou des écailles capables de la détecter et reliées par le système nerveux aux zones du cerveau chargées de traiter les informations visuelles.

Les chéloniens, le tuatara et de nombreux lézards ont un œil pinéal situé sur le haut du crâne et connecté au corps pinéal, qui réagit à la longueur d'onde et à l'intensité de la lumière. Cet œil jouerait un rôle dans les comportements circadiens, les cycles de reproduction saisonniers et la thermorégulation.

Les reptiles terrestres peuvent sentir les vibrations ainsi qu'entendre et émettre des sons.

Chez les reptiles, la chémoréception comprend l'olfaction (l'odorat), la détection voméronasale (pour les phéromones) et la gustation (le goût). L'olfaction sert à détecter des substances chimiques volatiles (généralement dans l'air) pendant l'inspiration, tandis que la détection voméronasale permet de percevoir les substances chimiques non volatiles introduites dans la cavité orale par la stimulation de l'organe voméronasal (organe de Jacobson) par l'intermédiaire de la langue. Tous les sens jouent plusieurs rôles dans la recherche de nourriture, la chasse, l'évitement de prédateurs, la communication sociale et la recherche de partenaires. Il est important de prendre en compte la présence de stimuli sensoriels qui peuvent être imperceptibles par les humains.

1.5 SOURCES DE VARIATIONS

Bien qu'il soit facile de distinguer les variations entre les espèces de reptiles, des variations morphologiques, physiologiques et comportementales peuvent exister entre les individus d'une même espèce. Ces variations peuvent influencer les exigences d'hébergement et de soins ainsi que les effets des procédures sur le bien-être

des animaux et l'interprétation des résultats d'une activité scientifique. Les sources de variations à l'intérieur d'une même espèce incluent la lignée, la distribution géographique naturelle, le stade de développement, le sexe et les expériences antérieures de l'animal.

1.5.1 Lignée

Les modifications génétiques artificielles de reptiles pour le développement de modèles animaux sont limitées (Rasys et coll., 2019). Des programmes de reproduction spécialisés, dans le cadre d'activités de recherche ou de loisir, ont produit des lignées aux phénotypes distincts, comme des animaux sans écailles et des couleurs uniques (p. ex. albinisme, hypermélanoïse ou hypomélanoïse, leucisme (réduction de la pigmentation), anérythrisme (absence de pigmentation rouge)). Les différentes lignées peuvent avoir des besoins en eau, en humidité et en lumière qui diffèrent grandement de ceux de la souche sauvage. Par exemple, chez les dragons barbus, le « Silkback » et le « Leatherback » n'ont pas les mêmes préférences thermales et la même perte d'eau par évaporation (Sakich et Tattersall, 2021).

1.5.2 Stade de développement

Les reptiles vivent généralement assez longtemps, et leur période de croissance est longue. Ils font preuve d'une forte plasticité développementale, et leur développement peut être influencé par la nutrition, l'âge, l'environnement social (Riley et coll., 2017) et la température (While et coll., 2018). Même la température à laquelle la mère est exposée lors de la gestation influence le développement de sa progéniture (Liu et coll., 2020).

Les besoins en nutrition et en hébergement (seul ou en groupe) varient selon le stade de développement. Un reptile nourri adéquatement atteindra normalement la maturité et sa taille adulte plus rapidement qu'un reptile mal nourri.

En raison de l'interaction complexe entre la nutrition et l'âge dans la croissance, les animaux capturés à l'état sauvage peuvent présenter davantage de variations que prévu, même s'ils sont semblables sur le plan du développement.

1.5.3 Différences individuelles : sexe, état de santé, statut social et préférences comportementales

Parmi les différences individuelles entre les reptiles d'une même espèce, citons le sexe et l'état de santé. Bien que certains reptiles soient sexuellement dimorphes, il peut être difficile de déterminer le sexe chez d'autres espèces en se basant seulement sur l'apparence. Le sexe peut influencer le comportement social (p. ex. les mâles peuvent être plus actifs ou agressifs) et l'état de santé (p. ex. les femelles peuvent souffrir de dystocie ou de rétention d'œufs). Le développement des reptiles, surtout avant et après la maturité sexuelle, peut dicter les exigences en matière de soins et de manipulation et les traits de comportement.

L'état de santé des reptiles a une incidence importante sur leur utilisation dans le cadre d'une activité scientifique et leur hébergement dans une animalerie. Les programmes de quarantaine et de sentinelles, ou tout autre moyen de surveiller la présence d'agents pathogènes dans la colonie, sont essentiels au maintien de l'état de santé des animaux (voir la section 8, « Santé et contrôle des maladies »).

La diversité génétique et les différentes conditions d'élevage contribuent également aux préférences comportementales de l'animal, notamment en ce qui concerne le tempérament général (téméraire ou timide) et les

préférences en matière d'aliments et d'habitat. Il est important de tenir compte du tempérament d'un reptile lors de l'évaluation de son bien-être; par exemple, les animaux « téméraires » pourraient être plus explorateurs, alors que les animaux « timides » peuvent privilégier les cachettes et un environnement plus stable.

Les différences comportementales individuelles découlent généralement du tempérament, de la personnalité ou bien de traits comportementaux (p. ex. témérité), et pèsent souvent dans la balance lorsque vient le temps de comprendre la capacité d'un animal à supporter la captivité. Par exemple, des études sur les effets de la température d'incubation sur le comportement des dragons barbus montrent que le changement de température à l'intérieur de la plage normale nuit au développement du comportement (Siviter et coll., 2017), à la recherche de nourriture, à la vitesse de course et à la croissance (Siviter et coll., 2019), ainsi qu'aux capacités cognitives de lézards adultes (Siviter et coll., 2018).

1.5.4 Effets de l'environnement et des expériences antérieures

Bien que les espèces présentent des différences comportementales précises (p. ex. réaction à la nouveauté (Moszuti et coll., 2017)), des données probantes révèlent également des différences entre les individus d'une même espèce, et les premières expériences de vie peuvent avoir des effets permanents sur les reptiles. Les différences quant aux conditions d'hébergement et d'élevage peuvent entraîner ces variations au sein d'une même espèce. Même dans un enclos identique, les changements apportés à l'environnement d'un animal (hausse ou baisse de température, modification de l'intensité lumineuse) peuvent être une source de stress et avoir une incidence sur son comportement et sa physiologie. De nombreuses maladies sont dues à des pratiques d'élevage inadéquates ou inappropriées. Une alimentation insuffisante peut entraîner un ralentissement de la croissance, tandis que la suralimentation peut mener à l'obésité et à des déficiences physiologiques. Des endroits supplémentaires pour se cacher et des structures pour limiter le champ de vision peuvent être ajoutés à l'extérieur de l'enclos pour éviter le stress lié à la perception d'interactions intra ou interspécifiques pour les espèces ou individus nerveux ou agressifs.

Certains reptiles ont démontré un apprentissage spatial et une importante mémoire spatiale à long terme (Mueller-Paul et coll., 2012a, Mueller-Paul et coll., 2012b; Mueller-Paul et coll., 2014), ce qui laisse supposer que leurs expériences ont des effets durables. Par exemple, une espèce de tortue terrestre est capable de mémoriser des tâches spatiales pendant au moins trois mois (Mueller-Paul et coll., 2014) ainsi que des stimuli associés à sa nourriture préférée pendant au moins 18 mois (Soldati et coll., 2017). Les expériences brèves d'hébergement inapproprié et d'élevage inadéquat peuvent donc avoir des effets permanents sur le bien-être des animaux.

La provenance des reptiles peut influencer leur comportement en laboratoire. Les animaux capturés à l'état sauvage et ceux élevés en captivité peuvent réagir différemment aux mêmes stimuli. En outre, les animaux capturés dans la nature peuvent avoir des états de santé différents de ceux des animaux élevés en captivité, ce qui nécessite des considérations vétérinaires et de bien-être différentes.

En raison de la diversité des espèces de reptiles et des individus d'une même espèce, une même situation peut provoquer des réactions très différentes. Les procédures de manipulation, d'intervention et de soins doivent tenir compte de l'espèce et des individus.

ANIMALERIES

2

Les orientations générales applicables aux animaleries sont présentées dans les [Lignes directrices du CCPA : les animaleries](#) (CCPA, 2024). La présente section contient des renseignements supplémentaires qui concernent spécifiquement les reptiles. Lors de la conception d'animaleries pour les reptiles, on devrait consulter des spécialistes réputés qui emploient des pratiques approuvées et fondées sur des données probantes (tels que des sociétés d'herpétologie provinciales ou nationales, Aquariums et zoos accrédités du Canada ou l'Association of Zoos and Aquariums (aux États-Unis)).

2.1 SALLES D'HÉBERGEMENT ET SALLES DE PROCÉDURES

L'environnement physique des animaleries destinées à des reptiles doit présenter les caractéristiques obligatoires d'une animalerie de laboratoire. Les procédures devraient se dérouler dans une pièce différente de celle où les animaux sont hébergés; toutefois, si des barrières sont mises en place pour bloquer les stimuli provenant d'autres animaux, les procédures peuvent être effectuées dans la même salle.

Les supports et les bassins destinés à héberger de gros reptiles sont lourds, donc les planchers doivent pouvoir en supporter le poids. Le sol devrait être antidérapant, surtout dans les pièces contenant des enclos aquatiques.

Les planchers, les murs et les plafonds doivent être pensés et construits pour empêcher les animaux de s'évader dans la structure interne du mur ou de la chambre climatique. Les joints et les petits trous doivent être bien scellés, et un coupe-bise efficace doit être installé sous les portes. Les environnements aquatiques et très humides doivent être construits avec des matériaux qui peuvent résister à un taux d'humidité élevé et comporter des drains recouverts d'un grillage pour empêcher les animaux (surtout les serpents) d'y fuir. Les abris au niveau du sol peuvent être utiles pour récupérer les animaux qui arrivent à s'échapper de leur enclos.

Toutes les prises de courant doivent être munies d'un disjoncteur de fuite de terre. En plus des exigences générales relatives à l'électricité, à l'éclairage et à l'entreposage, des aires doivent être spécialement aménagées pour la conservation des aliments vivants, s'ils sont nécessaires.

Un thermostat situé dans la pièce, un appareil de chauffage autonome ou d'autres sources de chaleur localisées et des panneaux à chaleur rayonnante installés au-dessus des enclos peuvent être utilisés pour maintenir une température adéquate lorsque les lumières sont éteintes. Toutes les sources de chaleur devraient être réglées automatiquement à l'aide d'un thermostat ou surveillées régulièrement pour empêcher tout excès de chaleur. Les sources de chaleur et les régulateurs devraient être homologués CSA ou ULC et installés par un électricien qualifié si leur raccordement est nécessaire. Les ampoules devraient être positionnées de façon à ce que les animaux puissent facilement les approcher pour se réchauffer sans se brûler (Pees et Hellebuck, 2019). Parmi les sources de chaleur adaptées aux enclos aquatiques, on retrouve les éléments chauffants en titane ou en verre placés dans une cage incassable qui est soit alignée au système de maintien du milieu de vie, soit immergée dans le bassin ou à l'intérieur même du système de filtration. Si la source de chaleur ou le câble électrique est submergé dans le bassin, des mesures doivent être prises pour empêcher les animaux d'entrer en contact avec les éléments. Les sources de chaleur aquatiques doivent être connectées à un circuit électrique doté d'un disjoncteur de fuite de terre.

Le refroidissement ou l'excès de chaleur causés par le mauvais fonctionnement d'un système électrique ou d'un système de chauffage, de ventilation et de climatisation (CVC) peuvent être mortels pour les reptiles; c'est pourquoi une alimentation de secours devrait être accessible. (O'Rourke et coll., 2018).

Le nombre de reptiles présents dans une animalerie est souvent insuffisant pour justifier l'attribution d'une pièce différente à chaque espèce ou même à chaque groupe d'espèces ayant des besoins environnementaux semblables. Les animaux dont les besoins environnementaux diffèrent peuvent être hébergés dans une pièce commune si le macroenvironnement est adapté à tous les animaux qui s'y trouvent ou si les microenvironnements sont régulés séparément pour répondre aux besoins de chaque individu.

Si plusieurs enclos se trouvent dans la même pièce, le risque de stress ou de comportement pouvant causer des blessures en raison de la vue ou de l'odeur de proies ou de prédateurs potentiels doit être réduit au minimum, qu'il y ait ou non présence de différentes espèces ou de congénères (Stapley, 2003, Webb et coll., 2009). Le type et l'orientation des enclos peuvent servir à contrôler le champ de vision des animaux, tout comme l'utilisation de barrières opaques. Lorsque ce sont les odeurs qui sont problématiques, on peut séparer ou espacer les enclos et améliorer la ventilation.

L'hébergement, dans la même pièce, de reptiles récemment capturés à l'état sauvage et d'autres ayant déjà été placés en quarantaine peut entraîner la transmission d'ectoparasites et de maladies. Des espaces consacrés aux quarantaines et à l'isolement devraient être aménagés (voir la section 4.6, « Quarantaine et acclimatation »).

2.2 ENCLOS

Principe directeur 1

Les enclos doivent être suffisamment spacieux et complexes pour permettre aux reptiles de manifester les comportements importants à leur bien-être.

Les besoins de chaque espèce et les exigences des activités scientifiques varient considérablement; par conséquent, la présente section ne contient que des conseils généraux sur l'hébergement de reptiles.

Les chercheurs devraient consulter la littérature récente et communiquer avec d'autres animaleries hébergeant les mêmes espèces pour discuter des critères d'épanouissement d'une espèce donnée. Des connaissances sur la biologie de l'espèce devraient être utilisées pour déterminer les besoins des animaux; toutefois, il existe très peu d'information sur beaucoup d'espèces de reptiles ou l'information existante a été influencée par leur observation, ce qui peut être une source de stress chez les animaux sauvages (Warwick et coll., 2013). Lors de l'hébergement d'une espèce peu connue pour laquelle ce genre d'information n'est pas disponible, le savoir des zoos et des amateurs réputés peut combler les lacunes. Il pourrait également être nécessaire d'évaluer divers types d'hébergement pour déterminer le meilleur système.

Les enclos doivent être conçus de manière à répondre aux besoins de bien-être des reptiles, mais n'ont pas à reproduire l'habitat naturel. À titre d'exemple, Burghardt et coll. (1996) ont observé que des objets comme des cerceaux et des ballons, absents de l'habitat naturel des tortues, atténuaient les comportements d'automutilation d'une tortue à carapace molle en captivité. Les enclos doivent permettre aux reptiles d'adopter divers comportements essentiels à leur bien-être; par conséquent, l'esthétisme ne doit pas l'emporter sur la fonctionnalité. De plus, un environnement naturel esthétique peut amener à croire que les besoins de l'animal sont comblés et ainsi mener à une évaluation inexacte du bien-être (Fabregas et coll., 2012, Veasey et coll., 1996).

Les conditions d'hébergement ne devraient pas viser uniquement à faciliter l'entretien de l'installation et l'immobilisation des animaux pour le personnel de soin. Les procédures normalisées de fonctionnement (PNF) pour l'hébergement et les soins et la gestion des animaux ne devraient être élaborées qu'après la mise en place de conditions adéquates.

Les enclos destinés aux reptiles en captivité doivent être :

- à l'épreuve des évasions;
- exempts de bord tranchant ou fil barbelé;
- conçus pour que les manipulateurs (l'équipe de recherche et le personnel de soins aux animaux) puissent accéder à l'animal sans danger;
- situés et conçus pour éviter les températures dangereusement élevées;
- suffisamment grands pour permettre à leurs occupants de manifester des comportements normaux et favoriser l'enrichissement du milieu;
- faciles à nettoyer;
- suffisamment éclairés pour des pratiques d'élevage efficaces et sûres, selon les besoins des espèces hébergées;
- équipés d'éclairage ultraviolet pouvant pénétrer dans l'enclos (p. ex. sans grillage trop serré) pour les espèces qui en ont besoin;
- conçus avec des drains adéquats pour l'hébergement de reptiles de grande taille qui ont besoin d'eau (gouvernement du Queensland, 2010).

Les parois, les planchers et les raccords intérieurs des enclos doivent être faits de matériaux imperméables faciles à nettoyer (Nouvelle-Galles-du-Sud, 2013). Les options d'hébergement adaptées aux reptiles varient selon l'espèce et l'étape du cycle de vie, et comprennent les aquariums en verre ou en acrylique, les systèmes de cages superposables, les bassins en fibre de verre et d'autres types d'enclos principaux imperméables (O'Rourke et coll., 2018).

Principe directeur 2

Les enclos doivent être conçus pour permettre de contrôler les conditions environnementales internes afin de répondre aux besoins de l'espèce hébergée.

Les enclos doivent procurer suffisamment d'espace et une ventilation adéquate pour créer un gradient thermique, qui offre à la fois une extrémité chaude et une extrémité froide correspondant au spectre de thermorégulation de l'espèce en question. Comme mentionné à la section 3.1.2, « Température et humidité relative », un chauffage adapté doit être prévu et les enclos doivent présenter les caractéristiques et l'espace nécessaires à la thermorégulation des animaux. La température corporelle maintenue par de nombreuses espèces de lézards pendant l'activité ne se situe qu'à quelques degrés sous la température létale; l'excès de chaleur représente donc un risque important si les gradients de température sont mal conçus. Les gradients sont généralement horizontaux, mais peuvent être orientés verticalement pour les espèces qui grimpent. Des abris devraient être placés le long du gradient pour que les animaux n'aient pas à choisir entre la thermorégulation et la sécurité.

Un système de surveillance de la température aux deux extrémités du spectre et un courant de secours qui permet de maintenir la température du milieu doivent être en place. Les fils, câbles ou cordons électriques dans l'enclos doivent être fixés solidement de façon à empêcher tout animal de les toucher et de s'y emmêler.

2.2.1 Exigences d'espace

Les exigences d'espace des reptiles varient considérablement, selon l'espèce et l'étape du cycle de vie; toutefois, l'espace doit être assez grand pour permettre à l'animal de bouger librement et d'adopter des comportements quotidiens importants pour son bien-être (Kaplan, 2014; Hoehfurtner et coll., 2021; Wheler et Fa, 1995; Hollandt et coll., 2021). Comme mentionné à la section 2.2, « Enclos », l'espace doit être suffisamment spacieux pour maintenir un gradient de température adéquat. L'espace consacré à certains articles tels que les récipients de nourriture et d'eau et les objets d'enrichissement du milieu ne devrait pas être pris en compte dans l'espace total, et ces articles ne devraient pas nuire aux mouvements de l'animal. Cependant, l'enclos ne devrait pas être trop grand pour ne pas altérer la capacité de l'animal à observer ce qui l'entoure et à se nourrir (surtout d'insectes vivants), et ne pas empêcher l'observation de l'animal par le personnel de soins.

Le calcul des dimensions d'un enclos de lézard doit inclure la queue dans la taille totale de l'animal.

2.2.2 Conception et matériaux des enclos

Les enclos doivent être conçus pour encourager les comportements propres à l'espèce qui optimisent son bien-être. Chaque espèce nécessite un environnement unique et optimisé, et les lignes directrices générales doivent être adaptées en ce sens.

Le bois est un matériau acceptable pour la construction d'un terrarium, mais il doit être scellé et facile à nettoyer, il doit résister au lavage. De la peinture ou un vernis à base de polyuréthane ou d'époxy marin peuvent convenir pour sceller le bois, mais l'innocuité de tous les produits doit être vérifiée avant leur utilisation. Les produits sans danger pour un milieu de vie aquatique le sont généralement aussi pour les reptiles.

De nombreuses espèces se frottent le nez à vif sur les enclos grillagés et les parois de verre, et certains animaux peuvent se blesser en essayant de se glisser dans les fentes d'un enclos, comme aux jonctions entre les côtés et le dessus de la cage, ou entre les parois de verre et le cadre de métal (Greene, 1995). Des mesures doivent être prises pour réduire les risques de blessures (p. ex. en recouvrant le verre ou en transférant les animaux dans un autre type d'enclos).

Tous les enclos pour reptiles devraient avoir un couvercle quand les parois ne sont pas assez hautes pour empêcher les animaux de s'échapper (certaines tortues sont de bonnes grimpeuses). Les portes et les couvercles des enclos devraient être conçus de manière à en faciliter l'accès et le nettoyage, sauf pour ceux qui hébergent des serpents venimeux. Dans ce cas, la priorité doit être donnée à la sécurité du personnel de soins aux animaux. Le positionnement des portes et des couvercles (c.-à-d. sur le côté ou sur le dessus) devrait être fait en prenant compte du point de vue de l'animal; il peut être moins stressant pour certaines espèces d'être approchées à leur hauteur plutôt que par le haut. Cependant, le risque d'évasion doit également être pris en compte. Les trous d'aération doivent être recouverts d'un grillage pour éviter une telle situation.

Il est généralement préférable que le dessus et trois des parois des terrariums soient opaques, mais ce n'est pas toujours possible si la source d'éclairage ou de chauffage est située au-dessus de l'enclos. Dans un enclos entièrement transparent, on doit fournir à la plupart des reptiles une aire couverte pour qu'ils puissent se protéger de la lumière et des perturbations extérieures. Lorsqu'un éclairage ultraviolet est utilisé, les rayons

ultraviolets doivent pouvoir pénétrer l'enclos (ils peuvent être bloqués par un grillage trop fin). Pour la plupart des espèces, un côté de l'enclos devrait être complètement ou en grande partie transparent pour faciliter l'observation de l'intérieur. Un recouvrement partiellement ou entièrement amovible peut être utilisé sur la paroi transparente pour réduire les stimuli négatifs, surtout pour les reptiles très irritables ou facilement effrayés. Les enclos ne devraient pas comporter de surface réfléchissante.

Bien que les cages devraient être faciles à désinfecter, certains lézards, comme les geckos, ont besoin d'un substrat pour pouvoir grimper sur les parois de l'enclos.

2.2.3 Aménagement

L'aménagement comprend les aires de repos, les plateformes et les refuges. La conception de l'habitat et les objets d'enrichissement peuvent faciliter les interactions naturelles avec l'environnement et les autres animaux, ce qui pourrait favoriser les comportements reproducteurs (Rose et coll., 2014).

Les enclos doivent inclure un refuge qui, idéalement, reproduit les caractéristiques de l'habitat naturel de l'animal (Cooper, 2010). Les cachettes permettent aux animaux d'éviter la confrontation, de trouver refuge et de se sentir en sécurité. On peut augmenter la taille effective d'un enclos en y ajoutant des matériaux qui permettent aux animaux de s'y cacher ou de s'y enfouir. Les tortues aquatiques se servent de rebords, de pierres ou d'autres aires pour s'enfouir. Les tortues terrestres vont aussi utiliser les cachettes qui leur sont fournies. Les espèces nocturnes se réfugient dans leurs cachettes au cours de la journée. Il a été observé que les serpents des blés utilisent tous les types de cachettes et de refuges à leur disposition (Hoehfurtner et coll., 2021).

L'aménagement devrait comprendre des objets physiques et tactiles à explorer tout en créant des aires sécuritaires. De petites bûches, branches et pierres non abrasives peuvent être placées dans l'environnement de façon stratégique pour faciliter les mouvements de l'animal et lui fournir une aire de repos sûre lorsqu'il se trouve à l'extérieur de la cachette. Ces objets aident aussi l'animal à muer.

Le fait d'offrir des aires d'exposition à la lumière à divers endroits et à divers degrés d'exposition à la chaleur est bénéfique à de nombreuses espèces (Bashaw et coll., 2016). Les espèces arboricoles aiment avoir des branches et une végétation de taille et de complexité variées, ou des rebords où se percher (O'Rourke et coll., 2018). Les branches et les perchoirs devraient être d'un diamètre approprié et placés aux bons angles pour faciliter les déplacements (Astley et Jayne, 2007). Ces structures devraient être faciles à désinfecter ou à remplacer.

2.2.4 Systèmes d'hébergement terrestre

La plupart des lézards et des serpents, tout comme les espèces de chéloniens les plus terrestres, peuvent être hébergés dans des terrariums. Un terrarium peut être construit sur mesure, ou bien à partir d'un aquarium modifié ou d'un autre type d'enclos sûr et de taille appropriée. Les enclos doivent être conçus pour permettre d'équilibrer les besoins des animaux en matière de ventilation, de chaleur et d'humidité.

Des abris sûrs, des perchoirs, des aires ouvertes pour la recherche de nourriture et un accès à l'eau sont généralement nécessaires pour les espèces terrestres. Au moins 30 à 40 % de la surface du plancher devrait être dégagée pour que le reptile puisse facilement se déplacer, se nourrir, boire et déféquer (Kaplan, 2014).

Le comportement naturel de l'espèce devrait être pris en compte lors du choix de la taille de l'enclos. Certains reptiles sont très actifs, comme la couleuvre rayée et le serpent des blés (Kischinovsky et coll., 2018), et ils

nécessitent des enclos assez grands par rapport à leur taille pour manifester les comportements propres à leur espèce.

Les enclos devraient être suffisamment hauts pour les espèces qui ont tendance à grimper ou à se percher, comme les iguanes, les anolis, les serpents ratiers et les serpents des blés (O'Rourke et coll., 2018).

Les reptiles terrestres devraient avoir un bol d'eau assez bas pour pouvoir y accéder facilement sans risquer de se noyer (gouvernement du Queensland, 2010) ou de tomber sur le dos (tortues terrestres). Des exemples de cage sont présentés dans Ewert et coll. (2004). Les espèces qui aiment se tremper dans l'eau devraient être hébergées dans un enclos pouvant accueillir un bol d'eau assez grand.

Les lampes chauffantes pour reptiles ou « points chauds » sont souvent essentielles à l'enrichissement du milieu, notamment pour certaines femelles gravides et les serpents ayant des problèmes de santé. Une lampe chauffante pour reptiles peut être installée à l'extérieur de l'enclos, au-dessus d'une zone grillagée à l'une des extrémités au-dessus de l'enclos. De nombreuses autres sources de chaleur peuvent aussi être utilisées, telles que des câbles ou des tapis chauffants, des émetteurs de chaleur en céramique et des plaques ou panneaux à chaleur rayonnante. Quelle que soit la source de chaleur, la température doit être régulée, préférablement à l'aide d'un thermostat. Les animaux ne doivent pas pouvoir maintenir de contact direct avec la source de chaleur, puisqu'ils ne réagissent pas tous à la chaleur et pourraient ainsi se brûler (voir la section 3.1.2.1, « Température »).

Les cachettes permettent aux animaux de s'écarter des activités qui ont lieu à l'extérieur de leur enclos et leur apportent une sécurité tactile pouvant favoriser le confort, particulièrement pour les animaux nouvellement acquis, timides ou qui réagissent mal aux stimuli quotidiens de leur environnement. Des cachettes devraient être placées aux extrémités chaude et froide de l'enclos pour permettre à l'animal de choisir la température qu'il préfère sans devoir renoncer à sa sécurité (AZA, 2009).

Les cachettes devraient être d'une taille adaptée à l'animal. Elles peuvent être construites sur mesure (généralement en plastique ou en céramique) ou faites à la main à l'aide d'une multitude de matériaux, par exemple des contenants de nourriture en plastique opaques faciles à nettoyer à l'intérieur et à l'extérieur. On peut aussi fabriquer des boîtes en carton jetables pour les environnements relativement secs. Les matériaux réutilisés doivent être inspectés soigneusement et tous les éléments potentiellement dangereux retirés (ruban adhésif, agrafes, bords tranchants). Les cachettes faites de matériaux absorbants (bois ou carton) ne devraient pas être déplacées d'un enclos à l'autre ou partagées entre les animaux, à moins qu'elles puissent être autoclavées.

2.2.4.1 Lézards

Les petits lézards, à quelques exceptions près, peuvent être hébergés dans des aquariums ou des terrariums pour que le niveau d'humidité reste adéquat. Les caméléons et les espèces du genre *Abronia* devraient être placés dans des enclos grillagés qui réduisent le risque d'infection fongique grâce à une bonne ventilation. Les lézards de grande taille (p. ex. les iguanes adultes) devraient être hébergés dans de grands enclos dans des pièces où la température et l'humidité sont régulées. Les cages des lézards doivent être équipées d'un couvercle, et tous les points d'accès doivent être bien ajustés et solidement fermés pour empêcher les animaux de s'échapper (O'Rourke et coll., 2018). Wheler et Fa (1995) offrent des suggestions utiles pour la conception d'enclos destinés aux geckos.

La plupart des espèces s'abreuvent dans des bols d'eau de tailles variées (voir la section 6.4.2, « Eau potable »); toutefois, certaines espèces, comme les caméléons, ne boivent généralement pas dans des bols et ont besoin d'un système goutte à goutte ou de pulvérisation.

Lorsqu'ils perçoivent des stimuli inappropriés (excessifs ou inutiles) à l'extérieur de l'enclos, certains reptiles peuvent adopter des comportements néfastes, notamment démontrer de l'agressivité territoriale ou foncer dans la paroi de l'enclos à cause de la peur. Il est possible d'éviter ces comportements en prévoyant suffisamment de cachettes et en recouvrant les parois extérieures pour réduire les stimuli externes et pour cacher les animaux à proximité. Les cachettes des lézards et des chéloniens doivent être suffisamment grandes pour que leur corps entier (queue comprise) y entre et qu'ils puissent se retourner librement. Des barrières visuelles (p. ex. recouvrement des parois extérieures) peuvent aussi être utilisées pour donner une couleur à l'environnement; certaines espèces, surtout les espèces cryptiques et à polymorphisme de couleur, préfèrent en effet les couleurs de fond qui correspondent à leur environnement.

2.2.4.2 Serpents

Les serpents occupent un large éventail d'habitats naturels, qu'ils soient aquatiques, terrestres ou arboricoles. Il ne faut pas se fier à leur taille pour déterminer leurs besoins : certains serpents actifs et de petite taille comme les couleuvres agiles ont besoin de plus d'espace, par rapport à leur longueur, que les pythons et les boas, plus grands et surtout amorphes (Kaplan, 2014; Divers, 2020; Warwick et coll., 2019; Kischinovsky et coll., 2018). Peu importe la conception de leur habitat, les serpents devraient pouvoir s'étirer (des deux tiers de leur longueur, horizontalement ou verticalement selon qu'ils sont terrestres ou arboricoles) et disposer d'assez d'espace pour exprimer des comportements importants à leur bien-être. Les serpents utilisent souvent les structures fournies pour se déplacer et s'étirer. Les serpents semi-aquatiques nécessitent de plus grands enclos disposant d'une zone aquatique assez grande pour qu'ils puissent s'y baigner sans problème et d'une aire terrestre suffisamment spacieuse pour leur permettre de dormir et s'exposer à la lumière (Kaplan, 2014). Il devrait y avoir assez de place pour un gradient thermique adéquat, un bol d'eau de la bonne taille, une boîte pour se cacher et un endroit où se nourrir (Kaplan, 2014). Les serpents disposant de plus d'espace présentent une meilleure croissance et un plus grand tonus musculaire.

Les cachettes pour serpents devraient être assez grandes pour qu'ils puissent s'enrouler normalement au repos, bien que la plupart aiment vivre dans des cachettes ajustées. Plusieurs serpents aiment s'enfoncer dans des espaces serrés, ce qui leur procure une sécurité tactile et une exposition moindre aux prédateurs lors des périodes de repos. L'ouverture de la cachette devrait être deux fois plus large que la plus grande circonférence du serpent.

L'environnement de l'enclos devrait rester simple et sécuritaire pour les serpents, car les grands spécimens peuvent déplacer ou retourner les accessoires; leur queue peut alors se retrouver prise sous ou entre ces derniers (AZA, 2009). Les portes d'accès devraient être affleurantes aux surfaces intérieures et munies de mécanismes de verrouillage appropriés par mesure de sécurité (AZA, 2009).

Certaines espèces cryptiques ou à polymorphisme de couleur préfèrent les fonds plus foncés ou qui correspondent davantage à leur morphe de couleur (p. ex. le python vert juvénile (Garrett et Smith, 1994) et la vipère péliade (Capula et Luiselli, 1995)).

2.2.4.2.1 Serpents venimeux

Les reptiles potentiellement venimeux qui présentent un faible risque de causer une envenimation grave (p. ex. la couleuvre à nez plat de l'Est) peuvent être hébergés et manipulés comme des reptiles non venimeux, mais des PNF en cas de morsure doivent être en place. Pour les reptiles venimeux présentant un plus grand risque de provoquer une envenimation grave (p. ex. le massasauga), l'hébergement et l'infrastructure de l'installation doivent atténuer le risque d'envenimation et favoriser une réaction rapide en cas de blessure.

Les espèces de serpents venimeux devraient être placées dans des enclos incassables et complètement sécurisés. Tous les enclos hébergeant des animaux venimeux doivent être munis de serrures à double tour et être bien verrouillés lorsqu'un animal se trouve à l'intérieur. En outre, les critères suivants s'appliquent :

- trous d'aération – ils doivent porter une indication claire les désignant comme des points d'exposition potentielle aux crochets du serpent. Toutes les ouvertures, sauf celle du couvercle, devraient être bloquées de manière à empêcher toute morsure; on peut y arriver grâce à une double épaisseur de grillage pour qu'il n'y ait aucune possibilité de contact entre le serpent et le personnel;
- parois d'observation – elles devraient être munies de recouvrement amovible et opaque à l'extérieur pour réduire les stimuli pouvant générer de l'agressivité. Tous les composants de l'enclos, y compris la paroi d'observation, devraient être incassables;
- accès – l'enclos devrait être choisi avec soin : s'il y a des portes au niveau du sol, le serpent doit être visible lors de leur ouverture. Les panneaux amovibles sont utiles pour séparer l'animal de l'aire à entretenir et diminuer les risques pour la sécurité du personnel (O'Rourke et Lertpiriyapong, 2015). Avant tout entretien de l'enclos, il est courant d'utiliser des boîtes ou cachettes à reptile munies de portes pouvant être fermées (avec un crochet à serpent ou un autre outil). La pièce d'hébergement et l'enclos principal doivent être bien fermés afin d'empêcher toute entrée non autorisée. L'enclos devrait être assez profond pour décourager le serpent de grimper jusqu'au sommet.

2.2.4.3 Chéloniens terrestres (tortues-boîtes) et tortues terrestres

Les préférences d'habitat propres à l'espèce devraient être intégrées à l'environnement. Les tortues terrestres saines hébergées dans un environnement adéquat sont actives et bougent relativement rapidement. De nombreux chéloniens terrestres se déplacent fréquemment dans leur habitat et utilisent plusieurs aires pour dormir et pour s'exposer à la lumière au quotidien. La plupart sont des fouisseurs qui creusent facilement sous les parois des enclos et des clôtures extérieures. Les chéloniens, et surtout les tortues terrestres, sont aussi de bons grimpeurs. Pour éviter qu'ils ne s'échappent, les parois de l'enclos devraient être à une hauteur qu'ils ne peuvent atteindre en s'étirant après avoir grimpé sur le dos d'un autre animal ou sur une structure (Kaplan, 2014).

2.2.5 Reptiles arboricoles

L'enclos des reptiles arboricoles devrait être orienté verticalement et muni d'objets et de surfaces pour grimper. Il devrait contenir des branches et des perchoirs de diamètres variés pour fournir aux animaux une adhérence appropriée et l'occasion de s'y accrocher (Astley et Jayne, 2007). La hauteur des structures doit être adaptée au gradient de température et aux sources de chaleur. Les structures devraient être placées de manière à réduire le risque de coincer les animaux et être faciles à retirer pour le nettoyage. Elles ne devraient pas être placées au-dessus des bols d'eau et de nourriture pour prévenir la contamination par des matières fécales ou d'autres aliments.

Les structures peuvent être achetées ou fabriquées. En général, les branches de saule, de bouleau, de hêtre, de figuier et d'arbre fruitier ainsi que les creux de l'écorce de liège peuvent servir de surface de grimpe non toxique. Tous les matériaux devraient pouvoir être autoclavés pour éliminer les agents pathogènes.

2.2.6 Reptiles aquatiques

Les tortues aquatiques et semi-aquatiques, les serpents d'eau douce ou de mer et les crocodiliens ont besoin de systèmes d'hébergement aquatiques. De ces espèces de reptiles aquatiques, seule la tortue d'eau douce est couramment hébergée dans les laboratoires au Canada.

Les tortues aquatiques et semi-aquatiques ont besoin d'une aire terrestre pour s'exposer à la lumière, dormir ou pondre leurs œufs, et d'une aire aquatique suffisamment grande pour qu'elles puissent y nager librement. L'enclos doit être assez profond pour contenir du limon ou du sable dans lequel l'animal pourra creuser, s'il y a lieu; les tortues doivent avoir suffisamment d'eau pour s'y immerger et se retourner si elles se retrouvent sur le dos. Certaines espèces de tortues aquatiques ont seulement besoin d'une aire de repos assez grande pour contenir tous les occupants de l'enclos; toutefois, la plupart des espèces semi-aquatiques ont besoin d'une aire terrestre plus grande ainsi que d'une aire aquatique.

L'enclos des espèces de reptiles aquatiques doit être robuste en raison de son poids énorme attribuable au volume d'eau et à la présence d'animaux; une pression énorme peut également s'exercer sur les parois. Un aquarium ou une baignoire préfabriquée solide peut convenir. En ce qui concerne les tortues aquatiques, on peut utiliser une grande cuve (comme celles qui servent à abreuver les bovins) posée directement sur le sol ou sur un support, et aménager l'aire autour de l'enclos pour inclure une aire terrestre et une clôture pour retenir les animaux.

Les tortues aquatiques devraient être hébergées dans un enclos circulaire afin qu'elles puissent nager continuellement, sans interruption.

La profondeur de l'eau et l'enrichissement du milieu nécessaires pour répondre aux besoins de l'espèce selon l'étape du cycle de vie devraient être pris en compte lors de la conception de l'enclos.

Une plateforme juste au-dessus de la surface de l'eau devrait être fournie aux tortues pour qu'elles puissent se reposer et s'exposer à la lumière. Il peut être nécessaire de prévoir une barrière visuelle bloquant les stimuli potentiellement négatifs (p. ex. les mouvements du personnel) pour encourager l'utilisation de la plateforme. On peut utiliser des roches plates ou des plateformes imperméables fabriquées sur mesure; cependant, l'utilisation du bois n'est pas appropriée puisqu'il sera constamment trempé. Comme l'explique la section 2.2.2, « Conception et matériaux des enclos », l'innocuité de tous les produits doit être vérifiée avant leur utilisation. La stabilité des plateformes de repos devrait être vérifiée pour éviter qu'elles se renversent et prennent les animaux au piège. Les tortues ont besoin d'une pente pour pouvoir quitter l'eau facilement. Elles doivent pouvoir s'agripper fermement avec leurs griffes pour se tirer hors de l'eau, sans quoi elles risquent de se noyer (gouvernement du Queensland, 2010). Une lampe chauffante devrait être installée au-dessus de l'aire de repos.

Les systèmes à circulation conviennent aux tortues d'eau douce. Si on utilise des systèmes de recirculation des eaux, ils devraient être pourvus d'une grande capacité de filtration (p. ex. un filtre conçu pour un aquarium de 400 L devrait être utilisé pour un aquarium à tortues de 200 L). L'eau doit être déchlorée (voir la section 3.1.3.2, « Qualité de l'eau »).

PERSONNEL ET GESTION DE L'ÉTABLISSEMENT

3.1 GESTION DE L'ENVIRONNEMENT

Principe directeur 3

Le macroenvironnement (la salle) et le microenvironnement (l'enclos principal) doivent préserver la santé et le bien-être des animaux et du personnel et favoriser la cohérence des résultats des activités scientifiques.

La façon la plus pratique et la plus efficace de favoriser des conditions d'hébergement adéquates pour les reptiles dans une animalerie est de commencer par établir une liste de conditions environnementales générales pour les salles (c.-à-d. des paramètres tels que le degré de luminosité, l'humidité et la température). Chaque enclos est ensuite considéré comme une chambre climatique distincte dans laquelle ces paramètres sont adaptés aux besoins de l'espèce.

Le microenvironnement de l'enclos doit répondre aux besoins physiologiques propres à l'espèce selon l'étape du cycle de vie des animaux, et les installations doivent tenir compte de ces besoins avant d'héberger une nouvelle espèce ou un animal à une nouvelle étape du cycle de vie. Parmi l'équipement spécial nécessaire à l'hébergement des reptiles se trouvent les humidificateurs, les systèmes de chauffage et de refroidissement contrôlés à partir de la salle (le processus de brumation exige souvent des températures basses ou moyennes entre 5 et 15 °C) et les prises supplémentaires munies d'un disjoncteur de fuite de terre (pour les lampes chauffantes). Une plomberie spécialisée pour les systèmes goutte à goutte ou de pulvérisation peut aussi être nécessaire. Pour obtenir des renseignements généraux sur l'éclairage, la température et l'humidité optimaux pour une certaine espèce, voir Divers S.J., (2020). *L'équipement nécessaire au maintien des conditions environnementales d'un enclos aquatique est décrit dans les [Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests](#)* (CCPA, 2005).

3.1.1 Éclairage

Un cycle d'éclairage jour et nuit régulier (p. ex. 12 h : 12 h) devrait être maintenu, ou l'éclairage devrait suivre le caractère changeant de la durée du jour, car la physiologie de nombreux reptiles dépend des cycles de clarté et d'obscurité. Les différences de photopériode influencent la phase, l'amplitude et la durée du rythme circadien (mesuré par le niveau de mélatonine) de nombreuses espèces, et la lumière ou l'obscurité constantes peuvent causer du stress (Bradley Bays et de Souza Dantas, 2019). Par exemple, un éclairage la nuit peut empêcher toute activité, comme chez le crotale de l'ouest adulte (Clarke, 1996). Si l'élevage des animaux est fait au sein de l'établissement, il faut leur offrir un éclairage adéquat pour l'incubation des œufs : l'exposition à la lumière accélère le développement embryonnaire, mais peut aussi avoir des conséquences négatives sur la survie, en fonction de l'espèce (Zhang et coll., 2016). Les animaux capturés à l'état sauvage peuvent cesser de manger avec le changement de saison, et lorsque les jours s'allongent, ils peuvent avoir besoin d'une

réduction de photopériode pendant un certain temps pour stimuler l'alimentation. Pour que les spécimens en captivité restent en bonne santé et se reproduisent, il peut être nécessaire de les exposer à des variations saisonnières de la longueur du jour (photopériode) ou de la température.

Les effets de l'intensité et du spectre lumineux sur une espèce donnée devraient être connus. L'intensité lumineuse est un indicateur de température pour les espèces qui s'exposent à la lumière, comme les anolis et les tortues; une intensité élevée est associée à une température élevée. La lumière influence aussi le comportement de thermorégulation du gecko tokay nocturne (Sievert et Hutchison, 1988). Les iguanes préfèrent la lumière incandescente, probablement en raison de sa chaleur, au rayonnement ultraviolet. Dickinson et Fa (1997) recommandent l'utilisation combinée de lumière incandescente et de rayonnement ultraviolet dans l'environnement des animaux gardés en captivité. Les tortues, surtout les plus jeunes, doivent pouvoir s'exposer à la lumière ou aux rayons ultraviolets au moins trois fois par semaine.

3.1.1.1 Rayonnement ultraviolet

Si les humains ne peuvent percevoir que la lumière visible (de 400 à 700 nm), certains reptiles, pour leur part, peuvent aussi voir les rayonnements du spectre ultraviolet (de 290 à 400 nm). Les besoins en rayonnement ultraviolet ou en éclairage à spectre complet devraient être déterminés avant l'acquisition de reptiles (Ferguson et coll., 2010; Baines et coll., 2016). La plupart des espèces semblent bénéficier du rayonnement ultraviolet émanant de lampes adaptées (Oonincx et van Leeuwen, 2017). L'exposition doit être directe, car le verre ordinaire et les grillages fins bloquent les rayons ultraviolets. Toutefois, les animaux ne devraient pas pouvoir s'approcher des sources de rayonnement, puisque des niveaux d'exposition élevés peuvent avoir des effets néfastes sur certains d'entre eux (p. ex. les caméléons, les dragons barbus, les espèces nocturnes et quelques morphes (albinos) peuvent présenter des lésions oculaires ou cutanées)). La source de rayonnement ultraviolet B doit être assez près de l'animal pour qu'il y soit bien exposé, mais assez loin pour que l'intensité lumineuse soit adéquate.

Il existe des ampoules de diverses intensités, et celles utilisées devraient être adaptées aux besoins de l'espèce hébergée. On devrait planifier d'effectuer des essais de rayons ultraviolets ou de remplacer les ampoules régulièrement, et noter ces activités. Les ampoules au mercure constituent une bonne option pour fournir un rayonnement ultraviolet B, à condition d'être utilisées de façon sécuritaire. Il est aussi possible d'utiliser des ampoules fluorescentes, mais leur durée de vie est assez courte. La lumière des ampoules fluocompactes est parfois pauvre en rayonnement ultraviolet B.

Chez certaines espèces, les interactions sociales augmentent en présence de rayonnement ultraviolet (Oonincx et van Leeuwen, 2017; Vergneau-Grosset et Peron, 2020), ce qui laisse croire que ces espèces auraient une sensibilité visuelle se situant dans le spectre ultraviolet. Par exemple, les anolis utilisent le rayonnement ultraviolet pour la communication intraspécifique au moyen de la reconnaissance des fanons.

Plusieurs lézards et chéloniens ont besoin d'une source de rayonnement ultraviolet B pour bien métaboliser le calcium et synthétiser la vitamine D (Baines et coll., 2016; Rossi, 2019). Les suppléments oraux de vitamine D3 ne devraient pas remplacer l'utilisation d'un rayonnement ultraviolet B adéquat : ils ne sont pas aussi efficaces et peuvent augmenter le risque d'hypervitaminose.

3.1.2 Température et humidité relative

3.1.2.1 Température

Une température adéquate devrait être maintenue pour favoriser le bien-être des reptiles en raison de leur nature ectotherme (Ferguson et coll., 2010; Christian et coll., 2016). Toutes les espèces diurnes et plusieurs espèces nocturnes peuvent se thermoréguler le jour et la nuit, et il faut qu'elles soient en mesure de le faire à de multiples reprises en choisissant parmi plusieurs microenvironnements (Ferguson et coll., 2010; Rossi, 2019; Varga, 2019; Dayananda et coll., 2017; Blumberg et coll., 2002; Nordberg et Schwarzkopf, 2019; Arenas-Moreno et coll., 2018; Tan et Schwanz, 2015). Les espèces nocturnes qui n'arrivent pas à se thermoréguler régulièrement ont donc besoin d'une température ambiante qui correspond à celle de leur environnement naturel.

Avant de placer un reptile dans un enclos, on doit déterminer les gradients de température à l'intérieur de celui-ci en mesurant les conditions à différents endroits à l'aide d'un thermomètre, et en gardant en tête la variation saisonnière. L'enclos devrait présenter des conditions thermiques adaptées aux espèces et qui améliorent leurs fonctions comportementales et physiologiques (Nouvelles-Galles du Sud, 2013). Pour déterminer la température appropriée, on devrait consulter la littérature et l'histoire naturelle de l'espèce ainsi que surveiller les animaux en question. Baines et coll. (2016) proposent des lignes directrices générales pour la détermination des températures idéales selon les caractéristiques de l'habitat naturel des animaux, et Rossi (2019) et Baines et coll. (2016) fournissent des renseignements sur la zone de température idéale de plusieurs espèces. La majorité des sources recommandent que les cycles thermiques pour les reptiles en captivité correspondent à cette température idéale. De tels cycles thermiques devraient autant que possible être basés sur les variations thermiques naturelles ayant lieu pendant la saison active normale de l'animal, à condition que ces variations naturelles ne dépassent pas les limites thermiques critiques de l'espèce (ASIH, 2004). Les animaux gravides et ceux qui ont été nourris récemment peuvent chercher des températures plus élevées, tandis que les individus inactifs cherchent parfois à rester au froid ou même s'immerger dans l'eau (gouvernement du Queensland, 2010). Si l'animal passe tout son temps ou presque dans la partie la plus chaude ou la plus froide de l'enclos, il faut peut-être ajuster la température.

Les reptiles sont très sensibles aux changements de température soudains, et les températures en dehors de leur préférence peuvent entraîner des maladies ou même la mort. Par exemple, un refroidissement inadéquat peut causer le ralentissement du processus métabolique, ce qui peut prolonger le temps de transit intestinal et entraîner un état de léthargie, l'immunosuppression, voire la mort. Il faut aussi veiller à ce que les enclos ne deviennent pas trop chauds. Il doit y avoir des aires assez froides ou chaudes pour permettre aux reptiles de perdre et de reprendre de la chaleur. Le gradient de température du microclimat ne devrait pas changer pendant la journée. L'extrémité froide du microclimat devrait suffire pour une utilisation nocturne, et de la chaleur devrait toujours être disponible.

La température et la lumière devraient toujours être réglées indépendamment l'une de l'autre. Une lumière incandescente ou une lampe solaire peut être une source de chaleur supplémentaire utile pour les reptiles qui s'exposent à la lumière, mais ne devrait jamais être la seule source de chaleur ou de lumière.

La température doit être surveillée dans l'enclos, et non pas seulement à partir des commandes des sources de chaleur. Des sondes de température munies d'une alarme devraient être placées à plusieurs endroits. De plus, des téléthermomètres (p. ex. un thermomètre à infrarouge) devraient être utilisés régulièrement pour vérifier la température des sondes et des endroits de l'enclos qui ne sont pas maintenus dans les mêmes conditions (comme les zones chaude et froide).

3.1.2.2 Humidité

Les besoins en humidité devraient être évalués en fonction de chaque cas et des données sur l'espèce (ASIH, 2004). L'humidité des enclos devrait être surveillée fréquemment. Un faible taux d'humidité peut être dangereux pour les petits individus et pour les espèces adaptées à des conditions humides et tropicales, comme les caméléons. Dans leur enclos, les espèces de serpents qui vivent normalement dans des conditions humides et tropicales ont besoin d'une humidité relative entre 60 % et 90 %; si l'humidité est trop faible, le serpent peut être incapable de muer complètement (voir la section 8, « Santé et contrôle des maladies »).

Le renouvellement d'air devrait pouvoir être contrôlé à l'intérieur de l'enclos et dans l'ensemble de la pièce. Il n'est pas souhaitable d'utiliser des cages complètement ouvertes, comme les cages en grillage pour mammifères, ni des cages entièrement fermées.

Les trous d'aération peuvent servir à réguler l'humidité et à ajuster la circulation d'air, mais cette dernière ne devrait pas être réduite au point de favoriser la prolifération de moisissures ou d'agents pathogènes. Une circulation d'air constante devrait être maintenue, et l'humidité devrait être ajustée au besoin.

On peut maintenir un taux d'humidité élevé en évaporant l'eau d'un contenant placé près de la source de chaleur ou de lumière, en ajoutant un contenant rempli de sphaigne humide à l'enclos, ou en y accrochant une mèche en papier absorbant dont l'une des extrémités trempe dans un bol d'eau. Des nébuliseurs à ultrasons et des systèmes de pulvérisation peuvent être utilisés au besoin pour augmenter le taux d'humidité; ils devraient toutefois se trouver ailleurs que dans l'enclos et être réglés adéquatement pour que le substrat ne soit pas imbibé d'eau. Si un substrat humide convient à certaines espèces (p. ex. les geckos arboricoles) ou à une augmentation de l'humidité à court terme, le substrat ne devrait généralement pas devenir complètement trempé, car cela favorise la prolifération des bactéries et peut causer une dermatite nécrosante et d'autres affections cutanées (gouvernement du Queensland, 2010) ou des maladies respiratoires.

3.1.3 Qualité de l'air et de l'eau

3.1.3.1 Qualité de l'air

La circulation d'air dans la pièce doit être suffisante pour permettre aux surfaces de sécher correctement. Le taux optimal de renouvellement d'air dépend des besoins de l'espèce, de la température et de l'humidité de l'air au départ, et de la capacité de créer un microenvironnement. Un taux élevé de renouvellement d'air sec peut réduire l'humidité au point de déshydrater les reptiles et causer une dysecdysis ou des mues anormales. Par contre, un faible taux de renouvellement d'air peut augmenter l'humidité à un point où elle favorise la condensation, la croissance et la contamination microbiennes, ainsi que la corrosion du métal. Un niveau d'humidité élevé peut aussi mener à des problèmes de mue. Les pièces qui hébergent des espèces terrestres n'ont pas nécessairement besoin d'un taux de renouvellement d'air aussi élevé que celles qui abritent des mammifères; toutefois, la direction du courant d'air devrait restreindre la propagation d'agents pathogènes transmis dans l'air (AZA, 2013). Comme les agents pathogènes peuvent voyager dans les aérosols sur une distance de quelques mètres, les animaux malades doivent être déplacés au moins à quelques mètres des autres.

Dans les salles hébergeant des espèces aquatiques, un minimum de 12 à 15 changements d'air par heure, comme le recommandent les fabricants d'équipement aquatique, devrait servir de point de départ, puis faire l'objet d'un suivi.

3.1.3.2 Qualité de l'eau

Principe directeur 4

La qualité de l'eau doit être surveillée.

La qualité de l'eau est essentielle à la santé des animaux aquatiques et semi-aquatiques et elle doit être surveillée en fonction de la capacité du système de maintien du milieu de vie. La fréquence de surveillance devrait dépendre de la mesure dans laquelle on est convaincu que les pratiques d'élevage conviennent au maintien d'une bonne qualité de l'eau pour les animaux hébergés dans l'enclos. Le taux de renouvellement de l'eau dans un enclos devrait être fondé sur les besoins de l'animal en matière de qualité de l'eau, ce qui comprend le développement et le maintien du microbiome de la peau.

La propreté, la turbidité et le taux de sédimentation de l'eau devraient être surveillés. Les principales variables de l'eau à mesurer quotidiennement sont la température, le pH et la conductivité ou la salinité. Ces deux dernières doivent être mesurées pour les espèces aquatiques; les animaux ne survivent pas dans de l'eau traitée par osmose inverse qui n'a pas été bien reconstituée. L'eau doit aussi être exempte de chlore et de chloramine, qui se trouvent parfois dans l'eau traitée par les municipalités. Le chlore et des métaux tels que le cuivre, qui peuvent s'écouler de tuyaux, sont toxiques pour certains animaux et à certaines étapes du cycle de vie. Comme ils absorbent l'oxygène par les poumons, les reptiles aquatiques et semi-aquatiques résistent mieux aux effets de l'ammoniac, du nitrate et du nitrite que les poissons et les amphibiens, chez qui l'oxygène passe par les branchies ou la peau.

Si les reptiles sont hébergés dans une salle où la température et l'humidité peuvent être réglées, la température de l'eau n'a pas à être vérifiée aussi régulièrement que dans une salle sans système de contrôle de l'environnement.

3.1.4 Sons et vibrations

Dans les installations hébergeant des reptiles, les sons et les vibrations devraient être minimisés. Ils devraient être évalués, surtout lorsque des rénovations ont lieu, puisqu'ils représentent une préoccupation pour le bien-être. On peut atténuer les vibrations en plaçant l'enclos sur du caoutchouc ou dans des bacs de sable. Les chambres climatiques sont particulièrement bruyantes et le personnel doit porter des protecteurs d'oreilles. Par conséquent, l'utilisation de ces salles pourrait ne pas être appropriée pour les activités scientifiques qui font appel aux reptiles.

Les lézards et les tortues ont une physiologie acoustique semblable à celle des humains et peuvent entendre des sons parmi ceux les plus graves perceptibles par l'humain (20 à 20 000 Hz). Certaines tortues, telles que la tortue à oreilles rouges, la tortue caouanne et la tortue verte, arrivent à percevoir des sons se situant entre 50 et 900 Hz (Piniak et coll., 2016; Wang et coll., 2019; Bartol et coll., 1999), et certains lézards, comme le gecko tokay et l'anolis vert, entendent les sons qui vont de 1 à 3 000 Hz (gecko tokay) et de 1 à 7 000 Hz (anolis) (Brittan-Powell et coll., 2010). Les sons à haute fréquence et haute amplitude peuvent engendrer une réaction de peur chez les lézards (Mancera et coll., 2017).

Les serpents n'ont pas d'oreilles externes ou moyennes fonctionnelles et ne peuvent donc pas « entendre »; ils sont toutefois dotés d'une grande sensibilité vibratoire qui leur permet de détecter les ondes sonores com-

prises entre 80 et 160 Hz et d'y réagir (Young, 2003). Certains reptiles utilisent des vibrations pour communiquer (p. ex. Barnett et coll., 1999; Hill, 2009).

3.1.5 Besoins relatifs à la brumation

Comme une brumation inadéquate peut être mortelle, on doit déterminer les besoins thermiques de l'espèce hébergée avant d'en commencer le processus. Ce dernier nécessite souvent des températures basses à moyennes (de 5 à 15 °C). Les animaleries doivent pouvoir faire remonter graduellement la température de l'animal à la normale à la fin d'une période de brumation. L'éclairage doit revenir à la photopériode normale à la fin du processus.

3.2 PERSONNEL

Principe directeur 5

Du personnel qualifié doit régulièrement observer les reptiles, en les perturbant le moins possible.

Il doit y avoir assez de personnel de soins aux animaux pour que : 1) les enclos soient nettoyés, la nourriture et l'eau distribuées, et les autres exigences relatives à l'élevage satisfaites, comme approprié; 2) les animaux soient observés régulièrement. La fréquence d'observation devrait être décrite dans une PNF pour chaque espèce. Dans la plupart des cas, les reptiles doivent être observés tous les jours par du personnel qualifié pouvant reconnaître les problèmes de santé et de bien-être chez l'espèce et réagir adéquatement. Pour ce faire, le personnel peut suivre les PNF de l'établissement, assurer une bonne tenue des registres et signaler les problèmes et les procédures au responsable de l'établissement, au vétérinaire et aux chercheurs. Comme les observations directes chaque jour peuvent nuire au bien-être de certains animaux, d'autres procédures d'observation devraient être approuvées par le comité de protection des animaux. Dans tous les cas, les systèmes de confinement et de climatisation doivent être vérifiés tous les jours.

Le personnel de soin aux animaux qui a l'habitude de travailler avec des espèces de mammifères, comme les rongeurs, peut encourir des défis lorsqu'il travaille avec des reptiles et devrait donc collaborer étroitement avec le personnel de recherche pour s'assurer de bien comprendre les besoins des animaux. Bien qu'une partie des soins aux animaux puisse être confiée à des étudiants bien formés ou à d'autres membres des équipes de recherche ou d'essais avec l'approbation du comité de protection des animaux, le travail effectué par ces personnes doit toujours être supervisé par des professionnels de la santé animale (CCPA, 2008).

Tout le personnel devrait adopter des pratiques appropriées qui respectent le bien-être des animaux (p. ex. éviter de tapoter sur les enclos et déplacer ceux-ci de façon à perturber le moins possible les occupants). Lorsque possible, un personnel devrait être désigné aux soins des reptiles dans l'animalerie. Autrement, le personnel devrait veiller à ce l'odeur de rongeurs ne soit pas transmise à la zone des reptiles.

Un établissement qui héberge des reptiles pour des activités scientifiques doit mettre des ressources de formation propre à l'espèce à la disposition de l'ensemble du personnel et des chercheurs (CCPA, 2015).

Si des problèmes de bien-être sont constatés, on doit tenir compte des heures supplémentaires que le personnel aura à consacrer à la mise en œuvre des bonnes stratégies d'atténuation.

3.3 CONTRÔLE DE LA VERMINE

Les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (CCPA, 2017) fournissent des renseignements généraux sur la lutte contre la vermine. Voir la section 6.8, « Nettoyage et désinfection », pour en savoir plus sur la désinfection des enclos. Les infestations d'insectes à l'intérieur des enclos devraient être gérées par des méthodes mécaniques (p. ex. avec du papier autocollant placé hors de portée des animaux). On doit faire extrêmement attention à ce que les insectes consommés par les reptiles ne soient pas exposés à des insecticides. Un vétérinaire doit être consulté pour tout animal infesté de parasites ou touché par un autre agent pathogène (voir la section 8, « Santé et prévention des maladies »).

4

ACQUISITION

Les [Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science](#) (CCPA, 2007) présentent des directives générales qui s'appliquent à toutes les espèces. La présente section contient des renseignements supplémentaires qui concernent spécifiquement les reptiles.

4.1 SOURCE

L'acquisition de reptiles, y compris leur source, doit être justifiée par les besoins de l'activité scientifique. Lorsque possible, les reptiles produits à des fins scientifiques devraient être préférés aux animaux capturés (Conseil de l'Europe, 2004), et des espèces communes et facilement disponibles devraient être choisies et acquises par l'entremise d'éleveurs reconnus plutôt que par la reproduction à l'interne.

Les chercheurs doivent être au courant des lois et des règlements fédéraux, provinciaux ou territoriaux et locaux qui peuvent nécessiter des exemptions pour l'utilisation de certaines espèces. Les animaux de taxons menacés ou en voie de disparition ne devraient pas être importés, exportés ou retirés de la nature, sauf si des efforts de conservation sont entrepris dans le respect absolu de la réglementation en vigueur (voir la section 4.2, « Lois et règlements »).

Lors de l'acquisition, on doit avoir la certitude que les reptiles recevront un hébergement et des soins appropriés pendant toute la durée de la captivité. Les reptiles peuvent vivre de nombreuses années en captivité, et ceux utilisés pour des études comparatives peuvent être hébergés et soignés pendant de longues périodes, pendant lesquelles ils peuvent servir à d'autres activités scientifiques (voir les [Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthiques, et de points limites cumulatifs](#) (CCPA, 2022) pour fixer les points limites pour la captivité à long terme des animaux).

La planification d'activités scientifiques faisant appel à des reptiles doit tenir compte de la durée potentielle du processus d'acquisition. L'acquisition de nombreux reptiles diffère de celle de rongeurs de laboratoire, qui peuvent être commandés pour une utilisation particulière à court terme, souvent dans un laps de temps assez limité.

4.1.1 Élevage en captivité

Voici quelques avantages de l'utilisation de reptiles élevés en captivité (adapté de Reed, 2005) :

- les antécédents, l'âge et l'alimentation des animaux élevés en captivité sont connus;
- le potentiel d'introduction de maladies ou parasites indésirables dans une colonie existante est réduit;
- les animaux élevés en captivité vivent dans des conditions d'élevage et d'hébergement artificielles toute leur vie, donc les manipulations et le nettoyage de l'enclos sont souvent moins stressants et ont moins d'effets négatifs sur le bien-être, comparativement aux animaux capturés à l'état sauvage, qui sont plus naïfs;

- l'utilisation de reptiles consanguins sur plusieurs générations peut réduire l'effet de la variation génétique individuelle sur les résultats des activités scientifiques.

De plus, le fait de retirer des reptiles de leur habitat naturel à des fins scientifiques peut perturber l'équilibre de l'écosystème local.

Les reptiles devraient provenir de fournisseurs commerciaux reconnus, qui répondent aux exigences d'importation et d'exportation et dont les animaux répondent à des paramètres de santé et de génétique précis. On devrait aussi chercher à réduire la distance de transport pour atténuer le stress.

Les fournisseurs de reptiles se procurent des animaux au moyen de la capture en milieu naturel, du commerce (y compris le commerce d'animaux de compagnie) ou de l'élevage en captivité; on doit continuellement veiller à leur légalité et à leur professionnalisme, puisque la situation peut changer d'année en année. Les zoos reconnus peuvent parfois fournir des animaux excédentaires à d'autres associations professionnelles, bien que leurs chartes interdisent souvent toute activité scientifique invasive ultérieure sur ces animaux (Greene, 1995).

Voici des indicateurs qui peuvent aider à déterminer si un fournisseur est reconnu :

- il fait preuve de transparence – il autorise les visites sur place et la consultation de ses registres d'élevage;
- il a été recommandé par un vétérinaire qualifié;
- il fournit son permis d'exploitation (si la législation locale l'exige).

Le recours à des fournisseurs qui font partie d'un réseau de trafic illicite d'animaux ou qui n'arrivent pas à garder leurs animaux en santé encourage la poursuite de ces pratiques.

Puisque de nombreux reptiles ont une grande longévité, les répercussions des activités scientifiques sur ces animaux doivent être déterminées (voir la section 12, « Fin de l'étude »). Les établissements pourraient notamment développer une relation avec les éleveurs pour permettre aux animaux en santé d'être retournés une fois qu'ils ne sont plus nécessaires aux activités scientifiques.

4.1.2 Animaux capturés à l'état sauvage

On doit contacter les organismes locaux, fédéraux, provinciaux ou territoriaux de protection de la faune pour connaître les exigences réglementaires et les restrictions relatives à la capture, à l'hébergement et à la remise en liberté des animaux capturés à l'état sauvage. L'utilisation d'animaux capturés à l'état sauvage ne devrait avoir lieu que lorsqu'une activité scientifique l'oblige (p. ex. des activités liées à l'environnement, à l'écologie ou à la pérennité des espèces) ou lorsque les animaux élevés en captivité ne conviennent pas ou ne sont pas disponibles. Pour les reptiles comme pour les autres espèces, les animaux sauvages ont une flore intestinale différente de celle des animaux élevés en captivité sur une longue période et développent aussi des maladies différentes. Les chercheurs doivent pouvoir justifier l'utilisation de reptiles sauvages en fonction des objectifs de l'activité scientifique.

Avant de retirer des animaux de la nature, on devrait comprendre l'état de la population locale (abondante, menacée, rare, etc.). On ne doit utiliser que le nombre minimal d'animaux capturés à l'état sauvage nécessaire pour atteindre les objectifs de l'activité scientifique et, pour réduire le besoin global en animaux sauvages, on devrait maximiser les renseignements qu'on en tire, par exemple en fournissant des échantillons génétiques ou des données géographiques à d'autres chercheurs, tout en tenant compte des points limites cumulatifs (CCPA, 2022).

Les chercheurs doivent veiller à ce que la capture d'animaux soit faite conformément aux [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023), peu importe la personne qui s'en charge. La capture devrait être réalisée de façon à réduire le plus possible les captures accessoires et les dommages à l'habitat (p. ex. les éléments qui recouvrent des microhabitats devraient être replacés exactement au même endroit afin de préserver ces derniers).

Les méthodes de capture de reptiles comprennent la capture manuelle, possiblement à l'aide d'un lasso ou d'un filet à main, et des méthodes indirectes comme les trappes ou les clôtures de dérivation. Les méthodes indirectes doivent être conçues et surveillées de manière à préserver le bien-être des animaux capturés. Les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023) présentent des conseils sur la surveillance des pièges. Ces derniers devraient servir à attraper les espèces ciblées tout en permettant aux autres espèces de s'échapper, et devraient offrir de la nourriture et des éléments d'habitat qui conviennent aux espèces ciblées pour favoriser leur bien-être entre les vérifications.

En cas de remise en liberté (voir la section 12.3, « Mise en liberté »), les reptiles capturés à l'état sauvage devraient être laissés à l'endroit où ils ont été capturés si leur captivité a été de courte durée, et si les manipulations n'ont pas nui à leur capacité de survie dans ce milieu. Cet endroit doit également être sûr et approprié pour l'animal. Pour y parvenir, on devrait noter l'emplacement GPS du lieu de capture. Cette mesure est particulièrement utile pour les espèces dont le domaine vital est très limité, comme les tortues-boîtes de l'Est. La biosécurité des animaux capturés en milieu naturel qui seront relâchés doit être maintenue pour éliminer le risque d'introduction d'agents pathogènes dans l'environnement à leur retour.

4.2 LOIS ET RÈGLEMENTS

Principe directeur 6

Les animaleries et les auteurs de protocoles qui acquièrent ou qui transportent des reptiles, ou qui les utilisent lors des activités scientifiques, doivent respecter les lois et politiques internationales, fédérales et provinciales ou territoriales qui s'appliquent.

La Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (CITES) de 1973 s'applique expressément à plusieurs reptiles, et des permis fédéraux supplémentaires sont exigés lors de la capture de ces espèces dans leur milieu naturel et de leur transport au-delà des frontières internationales. L'importation de reptiles figure aux annexes I, II et III de la CITES (CITES, 2021). L'annexe I présente les espèces de reptiles qui nécessitent un permis d'importation des autorités canadiennes avant d'entrer au Canada, de même qu'une licence d'exportation du pays d'exportation. Pour les espèces énumérées aux annexes II et III, seul un permis d'exportation du pays d'exportation ou de réexportation est nécessaire. Les espèces qui ne sont pas nommées dans la CITES ne requièrent pas ces permis, mais peuvent en nécessiter d'autres. La plupart des espèces de reptiles ne figurent pas dans la CITES; toutefois, beaucoup d'espèces ou de groupes taxonomiques supérieurs (tous les membres d'une même famille) couramment commercialisés en font partie. Les personnes responsables de l'importation de reptiles devraient également être au courant des exigences d'exportation du pays d'origine (p. ex. le formulaire 3-177 *Declaration for Importation or Exportation of Fish or Wildlife* est exigé pour exporter des animaux à partir des États-Unis (gouvernement des États-Unis, 2005)). Certains pays n'autorisent pas l'exportation de leurs animaux sauvages.

Toute personne qui acquiert des reptiles devrait aussi savoir que la *Loi sur la protection d'espèces animales ou végétales sauvages et la réglementation de leur commerce international et interprovincial* (WAPPRIITA) exige le respect de toutes les lois applicables d'autres pays ou provinces en matière d'animaux sauvages et prévoit des sanctions au Canada pour toute personne qui contreviendrait à ces lois.

En vertu du *Règlement sur la santé des animaux* de l'Agence canadienne d'inspection des aliments (gouvernement du Canada, 2021), un permis est exigé pour importer toutes les espèces de chéloniens et leurs œufs en raison du risque de transmission de maladies telles que la salmonelle. Ce dernier est généralement délivré aux zoos et aux laboratoires de recherche, et non à des fins commerciales.

Les établissements doivent aussi être au courant de toute exigence liée aux permis et des restrictions municipales, provinciales ou territoriales avant de faire l'acquisition de reptiles.

4.3 PRÉPARATION DU TRANSPORT

Principe directeur 7

Le fournisseur et le destinataire devraient discuter des procédures de transport, du bien-être et des soins avant l'expédition des reptiles.

Aucun animal qui présente des signes de stress physiologique préexistant (p. ex. une déshydratation) ne devrait être transporté.

Avant l'expédition d'un reptile, l'alimentation devrait être interrompue pour une durée de un à sept jours, en fonction de l'espèce. La durée du jeûne devrait permettre une digestion complète avant le début du transport (p. ex. un jour pour la plupart des lézards et au moins plusieurs jours pour la majorité des serpents).

4.4 TRANSPORT

Principe directeur 8

L'état de santé des animaux devrait être évalué avant le transport.

Toute méthode de transport adéquate exige des animaux sains.

Pour le transport aérien, on devrait s'assurer que l'entreprise de transport animalier se conforme aux règlements de l'Association du transport aérien international (IATA) et de l'Animal Transportation Association (ATA). Les gros transporteurs ont tendance à avoir plus de contrôle sur la température que les plus petits (Tetzlaff et coll., 2016), un facteur important pour certaines espèces. On devrait communiquer d'avance avec les transporteurs pour discuter des règlements applicables et des horaires. Les petits lézards et tortues qui ne présentent pas de risque pour les humains peuvent être transportés, le plus rapidement possible, par poste aérienne (soit par messenger ou par avion). Les animaux de plus grande taille et tous les serpents devraient être envoyés par fret aérien (soit par service de messagerie, soit avec une compagnie aérienne). Les espèces venimeuses nécessitent un emballage spécial et ne devraient être transportées que par le service de messagerie d'une compagnie aérienne. Le personnel de l'établissement qui reçoit les reptiles devrait suivre

assidûment l'acheminement de l'envoi pour pouvoir le récupérer et le déballer rapidement. Si les reptiles n'ont généralement pas besoin de nourriture ou de soins temporaires lors du transport, certaines espèces ont besoin d'un taux d'humidité élevé et donc d'un emballage humide spécial (p. ex. les caméléons).

La Réglementation du transport des animaux vivants de l'IATA renseigne sur les modèles de boîte d'expédition et la densité adéquate des animaux à l'intérieur de ces derniers. Pendant le transport, les reptiles devraient être placés dans des conteneurs fermés, adéquatement aérés, fabriqués à partir de matériaux solides et non toxiques, et isothermes pour protéger les animaux des variations de température (IATA, 2020). Ces conteneurs devraient porter une étiquette en indiquant le contenu et les directives de manipulation, notamment l'identification des animaux (p. ex. l'espèce), le lieu d'origine, la destination et les coordonnées des personnes responsables.

Dans le cas de transport à longue distance sans accompagnement, des conteneurs d'expédition en mousse isolante (une boîte en styromousse placée dans une boîte imperméable) devraient être utilisés pour éviter les changements de température soudains et protéger contre les températures extrêmes. L'aération des conteneurs d'expédition doit être suffisante pour permettre aux animaux de bien respirer, tout en éliminant le risque de fuite ou de blessure. Les tortues d'eau douce devraient voyager dans un environnement humide qui limite leurs mouvements afin qu'elles ne se retrouvent pas sur le dos. Leurs conteneurs d'expédition ne devraient pas être faits de tissu, puisque leurs griffes pourraient s'y accrocher. Les lézards et les serpents peuvent voyager dans des sacs en tissu secs. Les lézards qui ne peuvent tolérer un environnement sec devraient être transportés dans des conteneurs garnis d'un essuie-tout humide ou de sphaigne. Les serpents venimeux peuvent voyager dans des sacs, mais ces derniers doivent être placés dans des boîtes solides et aérées pour éviter les fuites et les morsures. Ces serpents devraient être logés dans une double boîte bien identifiée (c.-à-d. chaque serpent devrait être confiné dans un sac en tissu solidement noué, puis placé à l'intérieur d'une boîte ou d'un conteneur muni d'un couvercle bien fermé, et enfin mis dans une boîte isotherme). La plupart des espèces devraient être conservées à une température de 16 à 25 °C.

Principe directeur 9

Les reptiles ne devraient pas être transportés si des températures extrêmes sont prévues.

Les politiques relatives aux conditions météorologiques pour le transport des animaux des compagnies aériennes devraient être consultées, le cas échéant.

Des compresses chaudes et froides ou des sachets de gel à la température ambiante peuvent être placés dans des boîtes isothermes pour compenser l'environnement externe et protéger contre les variations de température pendant le trajet. Il existe des compresses d'intensités et de durées variées. Leur utilisation devrait se faire en fonction des facteurs environnementaux externes potentiels relatifs au transport et à l'espèce transportée. On devrait consulter des personnes expérimentées dans le transport des reptiles pour s'informer de la nécessité et de la disposition de ces compresses.

Pour éviter les interactions entre des prédateurs et leurs proies, l'agressivité territoriale et les effets toxiques entre certaines espèces, on devrait éviter de surpeupler les conteneurs occupés par des individus de différentes espèces ou de différentes catégories de tailles (p. ex. petits et moyens), ou par des congénères qui risquent de se blesser les uns les autres. Les animaux doivent être transportés individuellement dans des conteneurs à l'intérieur de la boîte d'expédition, et ces derniers doivent être emballés de manière à empêcher

toute interaction visuelle. Au besoin, les animaux devraient être transportés individuellement dans une boîte d'expédition (un seul animal par emballage d'expédition) pour éviter tout stimulus olfactif ou auditif de type prédateurs-proies, même chez la même espèce.

Si la distance à parcourir est courte (p. ex. le transport entre les laboratoires d'une animalerie), la plupart des espèces peuvent être placées dans des sacs de coton noués, puis transportées dans des glacières en styromousse bien aérées qui protègent contre les températures extrêmes. Les sacs doivent être attentivement inspectés pour vérifier qu'ils ne sont pas troués et ne devraient pas être laissés sans surveillance à l'extérieur des glacières. Ils devraient aussi être tenus loin de la lumière directe du soleil et des surfaces chaudes, car les animaux peuvent facilement avoir trop chaud.

4.5 ACCUEIL DES ANIMAUX

Principe directeur 10

La santé et le bien-être des reptiles doivent être vérifiés à leur arrivée par du personnel de soins aux animaux qualifié.

En plus de prendre connaissance de l'état de santé des animaux avant leur arrivée, on devrait obtenir autant d'information que possible de l'établissement fournisseur sur ses méthodes de soins et de gestion et sur d'autres pratiques liées aux reptiles afin de déterminer les meilleures conditions de quarantaine.

Les conditions de réception devraient faire partie d'une PNF et comprendre les étapes à suivre à l'arrivée des conteneurs, telles que :

- s'assurer que les animaux reçus correspondent à la commande;
- vérifier la température interne du conteneur;
- décontaminer les surfaces extérieures des conteneurs réutilisables;
- ouvrir le conteneur de façon à empêcher l'animal de s'échapper;
- manipuler les reptiles de façon à prévenir la contamination (p. ex. ne pas toucher les reptiles après avoir touché l'extérieur du conteneur);
- vérifier que les animaux sont en vie (ils pourraient être en hypothermie);
- s'assurer que tous les animaux ont été retirés du conteneur;
- s'occuper des animaux qui sont malades ou morts à l'arrivée.

Un vétérinaire ou toute autre personne qualifiée doit évaluer l'état des animaux à leur réception, selon la PNF de l'établissement. Cette personne devrait procéder à un examen visuel des animaux pour déterminer la nécessité d'un traitement immédiat (p. ex. en cas de déshydratation ou de traumatisme). On devrait aussi observer les animaux pour s'assurer de regrouper des reptiles compatibles. Il peut être utile de communiquer avec le fournisseur pour le renseigner sur l'état des animaux à l'arrivée afin qu'il puisse apporter des ajustements aux futures expéditions.

Tous les conteneurs doivent être nettoyés en profondeur et désinfectés ou stérilisés s'ils sont destinés à être réutilisés (IATA, 2020), retenus pour inspection, ou détruits conformément aux règlements applicables. Pour en savoir plus sur les procédures de décontamination, consulter le *Protocole de décontamination pour*

le travail sur le terrain avec les amphibiens et les reptiles au Canada (Groupe de travail canadien sur la santé de l'herpétofaune, 2017).

4.6 QUARANTAINE ET ACCLIMATATION

Principe directeur 11

Les reptiles devraient être soumis à une période de quarantaine et d'acclimatation après le transport et avant l'utilisation dans le contexte d'une activité scientifique.

Les reptiles doivent être placés en quarantaine dès leur arrivée à une animalerie. Cette quarantaine devrait avoir lieu dans une pièce ou une aire distincte, chacune comportant son propre équipement. Si ce n'est pas possible, des mesures empêchant les éclaboussures et le transfert d'aérosols entre les enclos doivent être prises, des procédures de soins et de gestion devraient être mises en œuvre pour les animaux en quarantaine après celles des autres animaux de l'animalerie, et de l'équipement (y compris l'équipement de protection individuelle) doit être réservé à l'aire de quarantaine ou soigneusement décontaminé après son utilisation dans cette aire. Des PNF en matière de nettoyage, de désinfection et d'équipement de protection individuelle devraient être élaborées en fonction des maladies dont l'espèce pourrait être porteuse (Divers, 2019; Rzadkowska et coll., 2016).

Les nouveaux reptiles doivent être séparés des autres animaux tant que leur santé n'a pas été adéquatement évaluée et surveillée (Divers, 2019). La durée de la quarantaine devrait être choisie en fonction de l'évaluation des risques de l'animal, en tenant compte de la provenance, des conditions de transport et de l'âge de l'animal. Au cours de cette période, les animaux devraient être habitués à la méthode de distribution d'eau et de nourriture et au nouvel environnement.

Tous les animaux capturés à l'état sauvage devraient rester en quarantaine ou en isolement pour une durée supérieure à la période d'incubation de tout parasite ou de toute maladie probables, et les méthodes de dépistage adéquates devraient être utilisées (p. ex. des analyses d'échantillons fécaux).

Une période d'acclimatation environnementale peut se dérouler en même temps que la période de quarantaine. Tout stress associé au transport devrait être atténué et la physiologie de l'animal devrait revenir à un état normal. Les animaux devraient aussi être acclimatés aux conditions de l'activité scientifique et aux procédures qui seront effectuées pendant qu'ils sont conscients (CCPA, 2017). Les animaux ayant un métabolisme lent prendront plus de temps à s'acclimater que ceux ayant un métabolisme rapide, et la période d'acclimatation minimale devrait varier entre deux semaines (pour les petits animaux comme les anolis) et un mois (pour les serpents comme les pythons royaux, qui ont un métabolisme plus lent).

5 REPRODUCTION

5.1 CONSIDÉRATIONS GÉNÉRALES

Les animaux devraient être acquis d'établissements d'élevage en captivité réputés (voir la section 4.1, « Acquisition »). Si ce n'est pas possible dans le cadre de l'activité scientifique, on peut recourir à des programmes internes de reproduction. Un tel programme permet :

- de mettre en œuvre un plan de prévention contre les maladies infectieuses dans l'animalerie, ce qui comprend le dépistage et le traitement des maladies parasitaires, bactériennes et virales;
- d'éliminer le transport des animaux à partir de l'établissement d'élevage (moins de stress);
- d'incuber un nombre d'œufs adéquat chez les reptiles ovipares, et de décider du sexe de l'animal chez les espèces dont le sexe est déterminé par la température (prévient les erreurs de l'éleveur dans la détermination du sexe pour certaines espèces);
- de connaître l'état nutritionnel des animaux reproducteurs, duquel dépend le contenu nutritionnel des œufs et des juvéniles;
- de contrôler le niveau de consanguinité parmi les animaux utilisés pour une même activité scientifique, ce qui n'est pas toujours possible lorsqu'on reçoit une colonie d'un seul éleveur.

De nombreux reptiles vivent longtemps, et il peut être difficile de gérer des colonies. La nécessité d'un programme d'élevage en captivité devrait être soigneusement évaluée, sachant qu'il peut être nécessaire d'établir une population homogène d'animaux ou une colonie exempte d'agents pathogènes. Il est parfois possible de s'associer à un établissement zoologique accrédité qui dispose des installations et des ressources appropriées pour procéder à la reproduction avec des reptiles de sa collection. Les chercheurs devraient justifier les programmes internes de reproduction en fonction des besoins avant de créer une colonie.

La reproduction à l'interne nécessite des installations spécialisées (p. ex. pour favoriser les conditions de reproduction, l'incubation des œufs et l'élevage des juvéniles), des connaissances approfondies des besoins de l'espèce et des animaux assez en santé et matures (voir la section 5.2, « Considérations physiologiques », et la section 5.3, « Conditions de reproduction et d'accouplement »). Le personnel de soins aux animaux doit être qualifié et expérimenté en reproduction des reptiles, et un vétérinaire doit être prêt à intervenir en cas de pathologie liée à la reproduction, notamment la dystocie, la rétention d'œufs et les malformations associées au dysfonctionnement d'un incubateur. Les programmes de reproduction de reptiles nécessitent entre autres des habitats séparés aux environnements indépendants, des incubateurs appropriés et du personnel qualifié ou expérimenté en matière de reproduction. Les enclos doivent empêcher toute fuite. Si l'on décide de procéder à la reproduction, on doit s'assurer que l'on dispose de l'infrastructure, de l'équipement et de l'expertise nécessaires (voir la section 2, « Animaleries », et la section 6, « Soins et gestion »).

Si la reproduction à l'interne est nécessaire, des PNF devraient être élaborées avant le début du processus. Elles devraient comprendre des critères de santé pour les animaux reproducteurs, des exigences relatives à la reproduction pour chaque espèce, des changements d'habitat (p. ex. l'ajout de boîtes de ponte), des directives sur l'incubation des œufs (température, humidité) et les besoins des petits en matière d'alimentation et

d'habitat. L'avenir des animaux excédentaires devrait aussi être déterminé avant le processus de reproduction. Leur nombre devrait être réduit au minimum et un plan devrait être élaboré pour éviter l'euthanasie lorsque possible.

5.2 CONSIDÉRATIONS PHYSIOLOGIQUES

Principe directeur 12

Des critères de référence propres à l'espèce pour l'évaluation de l'état de santé des animaux reproducteurs devraient être établis et respectés avant le début de la reproduction.

Les reptiles (surtout les femelles) doivent être en bonne condition physique, en santé et exempts de maladies; ils doivent avoir des réserves d'énergie et de calcium suffisantes pour la reproduction (Wright et Raiti, 2019). L'alimentation des femelles reproductrices doit être adaptée à leur état lors de la gestation ou après la ponte.

La diversité génétique devrait être maintenue dans le cadre du programme de reproduction, au moyen du croisement éloigné ou de l'accouplement des paires le moins apparentées possible pour prévenir les goulots d'étranglement génétiques et les écarts par rapport au phénotype de la souche sauvage. La consanguinité devrait être évitée autant que possible, d'après les antécédents génétiques des animaux reproducteurs.

Les antécédents des femelles reproductrices devraient être consignés de façon détaillée, y compris les expositions potentielles à des mâles en raison de la possibilité de rétention de sperme. Les dossiers devraient également comprendre des données comme l'âge, l'ascendance, la consommation de nourriture, la défécation, le poids, l'ecdysis, les problèmes médicaux et l'efficacité de la reproduction (Wright et Raiti, 2019).

5.2.1 Maturité sexuelle

La maturité sexuelle des reptiles dépend d'une combinaison de l'âge et de la taille qui peut être déterminée à l'aide des taux de croissance linéaire et massique (Bjorndal et coll., 2013). À l'état sauvage, les lézards qui vivent dans un climat plus chaud atteignent la maturité sexuelle plus tôt que ceux qui vivent dans un climat plus froid (Cabezas-Cartes et coll., 2018); ce n'est toutefois pas toujours le cas en captivité parce que l'alimentation optimisée des animaux leur permet d'atteindre la maturité sexuelle plus rapidement qu'à l'état sauvage. L'alimentation intensive est une technique qui consiste à offrir des aliments riches en calories plus souvent que d'habitude, principalement pour accélérer la maturation sexuelle. Cette technique devrait être adoptée avec prudence, surtout avec les animaux nourris aux rongeurs, pour qu'ils restent en santé (voir la section 6.4.1, « Aliments et alimentation »). En général, la taille corporelle à la maturité sexuelle peut être estimée en fonction de la taille adulte maximale; les reptiles atteignent la maturité sexuelle lorsque leur taille adulte maximale est entre 65 et 75 % (Shine et coll., 2000). Les femelles peuvent être en mesure de se reproduire aussitôt qu'elles atteignent la maturité sexuelle, mais une reproduction hâtive augmente le risque de dystocie. On parle de dystocie lorsque seulement une partie des œufs sont pondus pendant l'oviposition ou quand des fœtus naissent pendant la parturition, ce qui peut entraîner la stérilité ou la mort. Les femelles peuvent être physiologiquement aptes à s'accoupler avant de pouvoir supporter la gestation.

5.2.2 Stratégies de reproduction des reptiles

Les reptiles ont deux modes de reproduction principaux : l'oviparité et la viviparité. La plupart sont ovipares et produisent des œufs avec coquille à incubation externe (Wright et Raiti, 2019); d'autres sont vivipares, ce qui signifie que leurs petits naissent sans œuf, libres et autonomes (Blackburn, 1994). De plus, certaines espèces dépendent du vitellus jusqu'à ce qu'ils naissent (viviparité lécithotrophe), tandis que d'autres ont un allanto-placenta qui les garde en vie jusqu'à la naissance (Wright et Raiti, 2019).

Bien que cela soit très rare, les reptiles peuvent se reproduire par parthénogenèse facultative ou obligatoire. Dans le cas de la parthénogenèse facultative, les animaux alternent entre la reproduction sexuée et clonale. Ce type de parthénogenèse se retrouve chez certains lézards et serpents en captivité comme en milieu naturel (Booth et coll., 2012; Lampert, 2008; Watts et coll., 2006). La parthénogenèse obligatoire, plus rare, est forcément une reproduction clonale. Les naissances attribuées à la parthénogenèse peuvent également résulter de la rétention de sperme par les femelles, parfois pendant de nombreuses années (Birkhead et Møller, 1993; Booth et Schuett, 2011).

5.2.3 Cycles reproductifs

La majorité des reptiles qui vivent en région subtropicale ou tempérée ont un cycle reproductif saisonnier associé, où la sécrétion d'hormones sexuelles et la gonadogenèse stimulent la copulation, qui est suivie du développement des œufs ou du fœtus. La régression des gonades est provoquée par des changements de cycles de température et de photopériode. Ces reptiles (p. ex. le gecko-léopard, le dragon barbu, le scinque à langue bleue et le serpent ratier) sont nés dans des régions où la saison active est longue, et où les saisons actives et inactives suivent un cycle prévisible. Ils nécessitent généralement une période de brumation pour être prêts à se reproduire (Wright et Raiti, 2019).

Certains reptiles ont des cycles reproductifs dissociés, où l'accouplement a lieu au début de la saison active, avant la gonadogenèse. Les mâles utilisent le sperme produit lors de la dernière saison active ou lors de la brumation. Les femelles le reçoivent au début de la saison active et le gardent en elles jusqu'à la gonadogenèse. Un cycle dissocié se base sur une saison active courte et un cycle prévisible de saisons actives et inactives (comme chez la couleuvre rayée (Wright et Raiti, 2019; Krohmer, 2004)). Cette stratégie peut entraîner des couvées d'œufs de paternités multiples (Uller et Olsson, 2008). Pour que la reproduction donne les résultats génétiques attendus, il faut contrôler de près l'accouplement des paires.

5.2.4 Stimuli physiologiques et environnementaux

Les reptiles manifestent trois comportements principaux de reproduction : la reproduction au printemps ou au début de l'été, la reproduction à l'automne ou en hiver, et les cycles reproductifs indépendants des stimuli saisonniers (Laszlo, 1979).

Pour une reproduction réussie, les conditions environnementales devraient être les mêmes que dans l'environnement naturel de l'animal. De nombreuses espèces nécessitent soit un régime saisonnier naturel ou un régime artificiel qui reproduit les changements de saisons (Shine et Brown, 2008). La profondeur de l'eau peut aussi être un facteur important chez les espèces aquatiques (Kennett, 1999). Le réchauffement et l'activation peuvent favoriser la maturation chez de nombreuses espèces tempérées qui sont soumises à une brumation (Cooper, 2010), mais les besoins varient selon l'espèce, et le cycle biologique naturel doit être pris en compte. La plupart des espèces reptiliennes vivent en zone tempérée chaude ou tropicale et n'ont

généralement pas à subir un cycle climatique très changeant. Chez au moins certaines de ces espèces, la maturation sexuelle semble gouvernée par des rythmes intrinsèques qui se maintiennent en captivité, même si les variations cycliques dans la durée du jour, la quantité de pluie et d'autres stimuli environnementaux sont complètement absentes ou grandement perturbées dans ces circonstances.

Les étapes clés dans le cadre d'une brumation incluent : arrêter de nourrir l'animal (environ une semaine d'avance pour les lézards et trois semaines d'avance pour les serpents); diminuer la chaleur et l'éclairage; continuer de lui fournir de l'eau, de surveiller son poids et de l'examiner visuellement pour vérifier sa santé. Ce processus devrait continuer pendant une certaine période selon l'espèce (p. ex. de nombreux reptiles provenant de l'hémisphère Sud peuvent n'avoir besoin que d'une période de refroidissement de quatre à huit semaines pour être prêts à se reproduire). Après la période de brumation, l'enclos devrait être réchauffé et la photopériode régulière devrait être reprise. De petits repas devraient être fréquemment offerts, suivis de grandes quantités de nourriture, pour favoriser la gonadogenèse.

5.3 CONDITIONS DE REPRODUCTION ET D'ACCOUPLEMENT

Le comportement social a souvent un effet modulateur sur le développement de l'état reproducteur. La présence d'un partenaire convenable peut avoir une énorme incidence sur le cycle reproductif (Wade, 2011). Chez certains reptiles, les mâles se fient aux signaux transmis par les femelles pour le développement des gonades; chez d'autres espèces, ce sont plutôt les femelles qui se basent sur les signaux envoyés par les mâles (Wright et Raiti, 2019).

5.3.1 Appariement et accouplement

La sélection naturelle des paires pour une espèce devrait être comprise avant de tenter un accouplement pour favoriser la réussite de la reproduction et assurer la santé et la sécurité des animaux. Par exemple, plus de 50 % des couvées de reptiles peuvent naturellement présenter plus d'une paternité (Uller et Olsson, 2008) en raison du potentiel d'accouplements multiples et de la capacité de nombreux reptiles femelles d'emmagasiner du sperme.

Il est important de surveiller de près les séances d'accouplement pour empêcher le couple reproducteur de se blesser. Le comportement reproducteur de certaines espèces peut sembler agressif, et il faut que le personnel soit adéquatement formé et connaisse bien l'espèce pour garantir la sécurité du couple reproducteur et un accouplement réussi. De l'équipement de sécurité, comme des gants, devrait être à disposition au cas où il serait nécessaire d'intervenir lors d'une interaction agressive inattendue.

5.3.2 Déclenchement artificiel de la reproduction

Les signaux d'accouplement peuvent être influencés artificiellement pour favoriser des comportements de reproduction. Par exemple, en plaçant la mue d'un serpent mâle rival dans l'habitat d'un couple reproducteur, il est possible de pousser les serpents mâles à vouloir se reproduire.

Le déclenchement artificiel de la reproduction doit se faire par un personnel formé pour réaliser la procédure chez l'espèce utilisée. L'électrostimulation, l'emmagasinement du sperme et l'insémination artificielle sont des techniques hautement spécialisées qui nécessitent des connaissances procédurales approfondies et un équipement approprié (Juri et coll., 2018; Molina et coll., 2010).

L'état reproducteur d'une femelle peut être suivi à l'aide d'échographies et de la surveillance des changements hormonaux (Bertocchi et coll., 2018).

5.4 SURVEILLANCE DE LA GESTATION

Les femelles gravides peuvent s'exposer davantage à la lumière dans l'aire la plus chaude de l'enclos. Les boîtes de ponte sont semblables aux cachettes, mais sont généralement plus grandes pour permettre à la femelle en gestation de se déplacer à son aise. Elles devraient être garnies d'un substrat et d'autres matières qui conviennent au comportement de ponte de l'espèce (Xiang et Du, 2001). Plusieurs boîtes aux profils thermiques et hydriques différents devraient être fournies, sans quoi une dystocie peut survenir (Wright et Raiti, 2019).

Les perturbations devraient être minimisées pendant la gestation, mais on devrait quand même effectuer une surveillance régulière peu invasive (poids, évaluation de l'état corporel et de la circonférence abdominale, échographie) pour s'assurer de la progression normale de la gestation, et effectuer un examen plus précis seulement si l'on soupçonne qu'il y a un problème. Les méthodes de surveillance qui nécessitent une anesthésie générale ou une sédation devraient être évitées lors de la gestation, à moins d'être cliniquement nécessaires. On doit également surveiller tout signe de dystocie, le trouble le plus communément associé à la gestation. Parmi les signes se trouvent la léthargie, l'anorexie, le gonflement de l'abdomen ou de la membrane cloacale, les sécrétions cloacales et des signes de rétention d'œufs. Si de tels signes ou d'autres troubles sont observés, un vétérinaire ou un spécialiste en reptiles devrait être rapidement consulté, puisqu'une consultation rapide peut réduire le degré d'intervention requis.

Certains serpents muent lors de la gestation, 7 à 14 jours avant l'oviposition ou la parturition (Wright et Raiti, 2019). Cette ecdysis particulière est principalement caractérisée par une durée plus longue, surtout en ce qui a trait aux lunettes précornéennes, qui peuvent rester opaques jusqu'à cinq jours.

Les reptiles peuvent présenter des changements de comportement propres à l'espèce immédiatement avant la parturition; ils peuvent notamment devenir discrets et agressifs, s'étendre à l'envers, creuser des nids d'exploration, créer des aires de parturition dans le substrat ou construire de faux nids (Wright et Raiti, 2019). La plupart des serpents pondent leurs œufs ou donnent naissance en soirée ou très tôt le matin (Wright et Raiti, 2019) et ne devraient pas être dérangés s'ils sont en train de pondre puisque toute perturbation pourrait causer une dystocie. L'humidité dans la boîte de ponte devrait être optimale pour permettre au serpent et aux œufs de rester seuls la nuit sans risquer que ces derniers se dessèchent ou que les petits se noient (p. ex. il ne faut pas que le substrat soit sursaturé).

5.5 INCUBATION DES ŒUFS ET SOINS EN POUPONNIÈRE

La décision de retirer ou non les œufs du nid devrait être justifiée selon les caractéristiques propres à l'espèce. Par exemple, les crocodiliens et plusieurs espèces de serpents protègent les nids. En laboratoire, les œufs devraient normalement être retirés aussitôt que la femelle quitte le nid et qu'elle est visiblement plus mince. Le retrait rapide des œufs encourage, chez la mère, la reprise de comportements normaux tels que se nourrir et s'exposer à la lumière. L'incubation artificielle des œufs empêche aussi les animaux adultes de manger les petits. Les œufs de certaines espèces (p. ex. la couleuvre cornue et la couleuvre à collier) adhèrent les uns aux autres presque immédiatement après la ponte, mais peuvent être facilement séparés ou soigneusement déplacés tous ensemble. Si les œufs ne peuvent être retirés parce qu'ils sont accrochés à leur habitat (p. ex. les œufs de geckos), il est possible de les protéger en les recouvrant d'un petit contenant en plastique.

Contrairement aux œufs d'oiseaux, les œufs de reptiles ne devraient pas être retournés lors de l'incubation. Chez la plupart des reptiles ovipares, les membranes qui soutiennent l'embryon en développement adhèrent tôt à la coquille. La rotation de l'œuf pendant le développement entraînerait un transfert du poids de l'embryon dans l'œuf et pourrait déchirer ces membranes, causant la mort de l'embryon (Aubret et coll., 2015).

L'évaluation de la viabilité des œufs devrait être effectuée prudemment en raison de la nature délicate de la coquille (Wise et coll., 2009) et de la nécessité d'éviter la rotation des œufs. Le mirage à la lumière vive peut permettre de visualiser les premiers stades de développement, surtout lorsque la vascularisation des membranes de soutien se produit. L'échographie peut aussi permettre de visualiser directement l'embryon en développement. Un changement marqué dans la couleur ou la texture de l'œuf de même que la formation de moisissure peuvent indiquer que l'œuf est non viable. Il est possible d'identifier les œufs en utilisant un plan d'incubation, en plaçant des repères à côté ou en utilisant des matières non toxiques telles que le crayon, la craie ou le feutre pour écrire directement sur la coquille.

La température d'incubation de toutes les espèces devrait être minutieusement contrôlée puisqu'elle peut avoir une incidence sur le développement, le sexe, les habiletés locomotrices, le comportement et les capacités cognitives (p. ex. Bókony et coll., 2019; Amiel et coll., 2014; revue de Singh et coll., 2020; Siviter et coll., 2017, 2018, 2019). Les œufs incubés en dehors des températures optimales ont moins de chances d'éclore et peuvent présenter des anomalies développementales. La température optimale pour l'incubation des œufs varie selon l'espèce ovipare et est généralement inférieure aux températures moyennes maintenues par les adultes en activité.

Les températures stables favorisent une meilleure croissance (c.-à-d. avec la même température moyenne, la couvée sujette à une moindre variation de température est généralement plus grande et se défend mieux contre les prédateurs (Webb et coll., 2001)). Pendant la dernière ou les deux dernières semaines d'incubation, les embryons commencent à générer leur propre chaleur par des processus métaboliques; cette caractéristique devrait être prise en compte si le contenant d'incubation est relativement petit par rapport aux œufs, ou s'il est peu aéré. Comme les températures d'incubation varient considérablement selon l'espèce, on devrait consulter des ressources fiables et évaluées par les pairs (p. ex. Kohler, 2005) lors de l'élaboration de la PNF de reproduction.

Chez plusieurs espèces de reptiles, le sexe d'un embryon ne dépend pas des chromosomes sexuels, mais plutôt de la température dans les premiers stades (souvent au premier tiers) de l'incubation (Cooper, 2010; Singh et coll., 2020). Il existe trois types connus de détermination du sexe en fonction de la température :

- les femelles se développent à des températures d'incubation basses et les mâles à des températures d'incubation élevées (alligators et plusieurs espèces de lézards);
- les femelles se développent à des températures d'incubation élevées et les mâles à des températures d'incubation basses (plusieurs chéloniens);
- les femelles se développent à des températures d'incubation basses ou élevées, près des températures limites d'une incubation réussie; les mâles se développent surtout à des températures moyennes, ce qui peut aussi être le cas de certaines femelles (tortues serpentes, geckos-léopards, crocodiliens).

L'incubation des œufs nécessite généralement un taux d'humidité élevé; toutefois, il semble qu'elle soit moins influencée par les effets hydriques que par les effets de la température (Du et Shine, 2008; Ji et Du, 2001). Il est possible de contrôler l'humidité soit en plaçant directement les œufs sur une matière humide telle que la vermiculite, la sphaigne ou la perlite, soit en les suspendant au-dessus d'une source d'humidité. En général, les œufs coriaces nécessitent un support humide, mais les besoins propres à l'espèce varient considérable-

ment. Des ressources fiables évaluées par des pairs devraient donc être consultées au cours de l'élaboration de la PNF sur la reproduction.

La présence de moisissure sur les œufs en contact direct avec un support humide doit être surveillée. La suspension d'œufs au-dessus d'une source d'humidité (une méthode d'incubation en suspension) réduit le risque de moisissure et favorise un taux d'humidité plus homogène. Une aération et un taux d'humidité adéquats doivent être maintenus, puisque l'hypoxie est associée à des temps d'éclosion plus longs et à la diminution des fonctions cognitives des nouveau-nés (Kohler, 2005; Sun et coll., 2014).

Plusieurs œufs peuvent supporter un refroidissement temporaire, mais la plupart tolèrent mal les excès de chaleur, qui peuvent rapidement mener à la mort de l'embryon. Puisque la température et l'humidité peuvent avoir un effet critique sur l'éclosion, les incubateurs devraient être branchés sur une alimentation de secours.

5.6 SOINS DE LA PROGÉNITURE

La température d'incubation peut avoir une incidence sur la thermorégulation des reptiles nouveau-nés, au moins à court terme (Goodman et Walguarnery, 2007). L'enclos devrait favoriser la thermorégulation par l'inclusion d'un gradient de température fondé sur l'histoire naturelle, la répartition géographique et la surveillance de l'espèce. Des sources de chaleur supplémentaires, possiblement à des températures différentes de celles des animaux matures, peuvent être nécessaires. En raison de leur petite taille et de leur faible poids, les reptiles nouveau-nés et juvéniles sont sensibles aux changements de température et d'humidité; ces paramètres doivent donc être étroitement surveillés.

Certaines espèces peuvent prodiguer des soins parentaux (p. ex. thermorégulation des nouveau-nés (Alexander, 2018)); toutefois, on en sait peu sur l'importance de l'environnement social pendant le développement de nombreuses espèces. On devrait s'informer sur l'histoire naturelle de l'espèce et consulter des spécialistes de l'hébergement de cette espèce pour connaître les risques de cannibalisme et les mesures d'atténuation appropriées, par exemple offrir un nombre suffisant de refuges pour permettre la fuite en cas de comportements agressifs ou éviter d'héberger des juvéniles avec des adultes.

Chez les juvéniles des espèces herbivores, on devrait considérer une inoculation avec des anaérobies fermentaires symbiotiques (Morafka et coll., 2000) pour favoriser la digestion efficace des matières végétales; ces bactéries sont fréquemment transmises par coprophagie.

Le niveau de réserves vitellines pour se nourrir après la naissance (lécithotrophie), qui influence le moment du premier repas, varie selon les espèces. Les besoins alimentaires propres à l'espèce en début de vie devraient être inclus dans une PNF. Certains animaux nouveau-nés peuvent ne pas quitter l'œuf dès l'éclosion et rester dans la coquille pendant plusieurs jours, consommant davantage de vitellus. Ces animaux ne devraient pas être dérangés, puisqu'un retrait trop rapide peut rompre le sac vitellin qui n'a pas été suffisamment absorbé. On doit faire attention à ce que le premier repas ait lieu à un moment approprié, en phase avec l'éclosion et l'épuisement du vitellus, puisqu'une alimentation trop hâtive peut être stressante et une alimentation trop tardive peut avoir un effet négatif sur la santé. Les reptiles peuvent avoir de la difficulté à manger pour la première fois, et devraient donc être surveillés de près. Les aliments non consommés devraient être rapidement retirés pour éviter la pourriture et pour veiller à ce que les juvéniles ne soient pas blessés par des proies vivantes. Il peut être nécessaire d'essayer plusieurs aliments et techniques avant de réussir à nourrir un animal pour la première fois. Les juvéniles devraient être pesés périodiquement pour s'assurer qu'ils grandissent normalement. Les nouveau-nés peuvent perdre du poids au cours des premiers jours en raison de l'absorption du vitellus.

En général, les juvéniles n'expriment pas de comportement reproducteur ou territorial, ce qui permet d'en héberger plusieurs dans le même enclos. Toutefois, le risque de cannibalisme et la capacité à surveiller l'alimentation et la croissance doivent être évalués. Il est préférable de fournir aux juvéniles un grand enclos comportant beaucoup de cachettes et de barrières visuelles et présentant des environnements variés en fait de température, d'humidité et de lumière. Des confrontations agressives peuvent indiquer que l'enclos est trop petit ou qu'il ne comporte pas assez de cachettes ou de barrières visuelles.

Les juvéniles hébergés en groupe doivent être nourris plus fréquemment pour prévenir la curiosité et la faim, qui peuvent les pousser à se mordre la queue (p. ex. le dragon barbu et le scinque à langue bleue).

Si les interactions entre congénères peuvent être bénéfiques, on devrait veiller à ce qu'il n'y ait pas trop d'animaux dans le même enclos, puisque la surpopulation peut être une source de stress. Des mesures de prévention de la surpopulation devraient être prises, notamment la lecture de la littérature et la consultation de personnes expérimentées en reproduction de l'espèce pour déterminer la densité optimale, et les animaux devraient être surveillés.

Bien que leurs soins soient en grande partie similaires à ceux des adultes, les juvéniles ont besoin d'une surveillance accrue. Leurs enclos devraient contenir les mêmes accessoires que ceux des adultes, mais avec davantage de cachettes. Ils devraient aussi inclure des structures qui permettent aux animaux de grimper et de s'exposer à la lumière.

Les juvéniles doivent être nourris en fonction de leur taille et de leur espèce, avec des aliments tels que des légumes hachés finement (légumes-feuilles), des jeunes grillons ou des souris nouveau-nées, auxquels on peut ajouter du calcium ou des vitamines en poudre. On devrait choisir attentivement les aliments convenables selon la taille de l'animal; par exemple, les lézards ont besoin d'aliments d'une taille inférieure au diamètre de leur pelvis. Certains lézards juvéniles, comme les dragons barbues, peuvent manger des proies trop grosses si elles sont offertes, ce qui peut causer une compression nerveuse dans le bassin et paralyser leurs pattes arrière.

De nombreuses espèces de reptiles ont besoin d'un éclairage ultraviolet pour produire suffisamment de la vitamine D₃ nécessaire à l'absorption et à l'utilisation du calcium. La concentration de vitamine D₃ chez les juvéniles est influencée par les réserves maternelles, et le niveau optimal varie selon l'espèce.

SOINS ET GESTION

Les *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (CCPA, 2017) présentent des directives générales qui s'appliquent à toutes les espèces. La présente section contient des renseignements supplémentaires importants pour les reptiles. Des PNF propres à chaque installation doivent être élaborées pour l'élevage de toutes les espèces.

6.1 IDENTIFICATION

Tous les enclos devraient être clairement identifiés (comme expliqué à la section 2, « Identification des animaux », des *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (CCPA, 2017)). La nécessité d'identifier individuellement des animaux devrait être justifiée, et l'on devrait utiliser la méthode la moins invasive selon l'activité scientifique. De nombreux reptiles peuvent être identifiés par la combinaison de leur taille et du motif et de la couleur de leurs écailles, et certains lézards, par l'état de leur queue. Des photos ou une mue peuvent être jointes aux dossiers pour faciliter la reconnaissance des animaux. Lorsque des reptiles ne peuvent être reconnus visuellement, il peut être nécessaire de les marquer. Pour compenser l'ecdysis et les mues importantes, un marquage externe doit impliquer des modifications morphologiques de la peau (p. ex. la transplantation d'écailles) ou être appliqué à maintes reprises. Chez la plupart des espèces, on peut implanter une micropuce, de préférence sous la peau plutôt que dans la cavité intrapéritonéale pour éviter qu'elle ne se déplace. Un marquage temporaire peut être réalisé à l'aide de teinture végétale ou alimentaire ou de peinture non toxique, mais s'estompera avec le temps et devra donc être réappliqué. Les tortues peuvent être marquées temporairement avec du vernis à ongles sur leur carapace. L'utilisation de méthodes plus invasives, telles que l'ablation d'écailles ventrales (serpents) ou la modification des carapaces (tortues) doit être justifiée et approuvée par le comité de protection des animaux.

6.2 OBSERVATION

Comme indiqué à la section 3.2, « Personnel », du personnel qualifié doit observer régulièrement, voire quotidiennement dans la majorité des cas, les reptiles pour veiller à leur santé et leur bien-être. Dans tous les cas, on doit vérifier tous les jours que les animaux sont toujours dans leur enclos, que leur environnement leur convient toujours et que les systèmes de maintien du milieu de vie fonctionnent bien. La fréquence d'observation devrait être décrite dans une PNF pour chaque espèce. Cette observation, qui devrait se faire de manière directe avec le moins de perturbations possible, devrait porter sur l'animal et ses comportements ainsi que la consommation d'eau et de nourriture, les salissures dans l'environnement et l'état des systèmes environnementaux. On devrait chercher la source de toute odeur inhabituelle.

La fréquence des observations directes peut dépendre de l'état physiologique attendu; les animaux léthargiques ou en brumation, par exemple, n'ont parfois pas besoin d'être observés aussi souvent. En ce qui concerne les espèces solitaires, on ne doit les perturber en les détendant ou en retirant le couvercle pour les observer que si cela est nécessaire à la vérification de leur santé. Certaines espèces devraient être le moins dérangées possible lorsqu'elles sont en état postprandial ou dans un autre état connexe. L'observation peut être optimisée par l'utilisation de caméras et de tous les angles visuels (p. ex. en regardant à partir des côtés

ou du fond de l'enclos), lorsque le type d'enclos le permet. Les reptiles ont tendance à toujours se cacher au même endroit, ce qui peut faciliter une observation rapide de l'animal.

6.3 GESTION DE L'HÉBERGEMENT

L'histoire naturelle des espèces doit être prise en compte lorsqu'il est temps de décider de la pertinence de prévoir des interactions sociales entre congénères. La plupart des espèces de reptiles étant solitaires, il est préférable d'héberger les animaux matures de ces espèces individuellement ou en paires. L'organisation sociale est présente chez certaines espèces (revue de Gardner et coll., 2016) et celles-ci peuvent donc être hébergées avec leurs congénères. La plupart des serpents ne devraient pas être placés dans le même enclos, mais les interactions sociales peuvent être bénéfiques pour certains lézards et tortues aquatiques, comme le scinque à langue bleue (Benn et coll., 2019). L'apprentissage social des tortues pourrait indiquer l'importance des interactions sociales pour ces espèces (Davis et Burghardt, 2011).

Les mâles de presque toutes les espèces reptiliennes sont agressifs envers les autres mâles, surtout au cours de la reproduction; c'est pourquoi il est rarement recommandé d'héberger des reptiles mâles ensemble, et le sexe des animaux qui vivent ensemble doit être bien déterminé. Cependant, les femelles placées ensemble peuvent également être hostiles.

Toute cohorte d'animaux hébergés ensemble doit être surveillée pour empêcher les agressions ou les comportements hostiles, et pour veiller à la santé de tous les animaux ainsi qu'à la distribution adéquate des ressources parmi tous les occupants. Les serpents qui vivent en groupe doivent être observés pendant les périodes de repas, jusqu'à ce que les aliments soient complètement consommés ou retirés.

Si plusieurs espèces se trouvent dans le même enclos, elles devraient avoir la même morphologie, les mêmes besoins et ne pas être susceptibles à la prédation interspèce. Il faut que le personnel de soin aux animaux soit extrêmement vigilant lorsque différentes espèces sont hébergées ensemble, surtout pendant les repas et immédiatement après.

Si l'on décide d'héberger seuls des individus d'espèces pour lesquelles les interactions sociales sont bénéfiques, ce choix devrait être justifié. On devrait prendre en compte la durée d'hébergement de l'animal lorsque l'on décide s'il sera hébergé seul ou en groupe. Consulter la section 6.6.1, « Enrichissement social », pour en savoir plus sur l'enrichissement du milieu des animaux hébergés seuls.

L'auteur du protocole doit s'assurer que les besoins d'hébergement des animaux ont fait l'objet de recherches approfondies et qu'ils peuvent être satisfaits par l'animalerie avant l'arrivée des animaux.

6.4 ALIMENTATION ET NUTRITION

L'alimentation de chaque animal devrait dépendre des besoins nutritionnels de l'espèce selon l'étape du cycle de vie.

6.4.1 Aliments et alimentation

L'environnement et les caractéristiques des aliments influencent le comportement alimentaire. Les paramètres environnementaux, comme la chaleur, la lumière et le rayonnement ultraviolet B, ont un effet direct sur le métabolisme des reptiles et leur capacité à obtenir et à digérer des aliments. Les réactions à l'alimentation peuvent être déclenchées par la chémoréception, les réflexes de chasse (se nourrir en réaction au

mouvement de la proie), la température et la taille des aliments. La détermination d'un régime alimentaire adéquat peut être difficile chez certaines espèces, surtout pour celles qui doivent suivre des régimes précis ou qui ont différents besoins nutritionnels à différentes étapes de leur cycle de vie. Même si les reptiles peuvent survivre en étant mal nourris, cette situation peut causer de graves problèmes de santé; donc, ils doivent recevoir une bonne alimentation dès leur acquisition. Pour réduire les comportements agressifs potentiels associés à l'offre de nourriture dans l'enclos, une boîte de transfert peut servir de boîte d'alimentation.

Afin de relever tout problème nutritionnel le plus tôt possible, on devrait noter certaines mesures de l'état nutritionnel, comme la quantité et le type d'aliments consommés, le poids, la longueur museau-cloaque, la présence de matières fécales et d'urate et leur qualité (avant le nettoyage de l'enclos), l'état physique et le comportement alimentaire général. Lors de la brumation, l'ingestion alimentaire et la production d'excrétions sont réduites, voire complètement supprimées. On devrait consulter la littérature et des spécialistes pour élaborer des systèmes de notation.

Le critère clé dans l'élaboration des horaires d'alimentation devrait être le maintien du poids approprié et de la bonne santé générale de l'animal, et non le fait que l'animal accepte des aliments. La sous-alimentation peut retarder la croissance, tandis que la suralimentation peut mener à l'obésité (surtout chez les lézards) et à des déficiences physiologiques associées. Le poids devrait être surveillé quantitativement en pesant les animaux et en observant leur état physique général. Les animaux devraient être pesés de façon régulière, et quand l'occasion se présente, soit lorsqu'ils sont retirés de l'enclos pour des soins ou des procédures scientifiques. L'état physique général peut être évalué au moyen d'un simple système de pointage (p. ex. 1 = émacié, 2 = sous-alimenté, 3 = normal, 4 = bien nourri, et 5 = obèse). Les lézards devraient être évalués selon la base de leur queue; les serpents, selon leur musculature épaxiale; les tortues, selon leurs coussinets adipeux à la palpation et la musculature de leurs membres. Les courbes de croissance peuvent également être utiles, mais les différences attribuables au sexe, à la saison et à l'hébergement devraient être prises en compte.

L'obtention par un animal des nutriments dont il a besoin dépend : 1) de la composition des aliments fournis; 2) des aliments acceptés; 3) du degré de digestion des aliments; 4) des besoins nutritifs de l'animal (Oonincx et van Leeuwen, 2017). Certains reptiles peuvent avoir besoin de suppléments vitaminiques (Boyer et Scott, 2019; ASIH, 2004). Voici d'autres facteurs importants dans l'alimentation des reptiles :

- Le temps de transit intestinal, qui varie considérablement d'une espèce à l'autre et influence la fréquence des repas (Rendle, 2019);
- La température de l'enclos, et donc de l'animal, qui peut avoir une incidence sur la digestibilité des aliments et sur le temps de transit intestinal (des températures sous-optimales peuvent entraîner la mauvaise digestion des aliments, des ballonnements ou la constipation);
- Les besoins énergétiques, qui devraient être liés au taux métabolique standard, en fonction de la température de l'environnement;
- La chémoréception, qui se produit dans le système voméronasal et déclenche des réponses en lien avec l'alimentation.

Les reptiles qui ont reçu des antibiotiques ou un traitement vermifuge devraient recevoir des probiotiques ou les matières fécales saines de leurs congénères, au besoin, pour recoloniser leur flore intestinale.

Plusieurs espèces grandissent plus rapidement en captivité, avec une alimentation adéquate, que dans la nature; c'est possiblement à cause de la grande disponibilité des aliments, qui favorise une croissance optimale. Toutefois, des taux de croissance élevés peuvent aussi être associés à des états pathologiques, dont l'obésité,

la néphropathie, la maladie osseuse métabolique (Ullrey, 2003; Kumar et coll., 2018) et les déformations de la carapace.

Certaines espèces de reptiles sont des herbivores (qui se nourrissent de matières végétales, comme des légumes-feuilles et des fruits), des carnivores (qui se nourrissent de matières animales comme du poisson, des oiseaux, des mammifères et certains arthropodes) ou des insectivores (qui se nourrissent d'insectes) hautement spécialisés, alors que d'autres sont omnivores (qui se nourrissent de matières autant végétales qu'animales). Les préférences alimentaires d'un animal peuvent changer avec l'âge en raison de ses besoins nutritionnels et de ses contraintes physiologiques. Par exemple, avec la maturité, les grands carnivores (p. ex. le varan) passent de la consommation d'autres lézards et d'insectes à celle de mammifères. Certains petits lézards et les *Trachemys scripta scripta*, qui sont principalement herbivores à l'âge adulte, mangent des insectes ou d'autres matières animales au stade juvénile. Si elles ont le choix, les espèces omnivores préfèrent généralement les matières animales, et les omnivores juvéniles ont tendance à les consommer en plus grande proportion que les adultes, probablement parce que les protéines sont le nutriment limitatif le plus important pour la croissance et la reproduction. L'élevage de reptiles juvéniles nécessite une bonne connaissance et une classification précise propres à l'espèce des besoins alimentaires des juvéniles et des adultes (Oonincx et van Leeuwen, 2017).

Chez certaines espèces, un régime varié qui permet de choisir des aliments relativement riches en un certain nutriment limitatif et faible en un nutriment présent en surabondance est préférable. Pour les insectivores, on peut ajouter du calcium, des caroténoïdes, de la vitamine E, et d'autres nutriments limitatifs en nourrissant des insectes de suppléments (supplémentation des proies) pendant plusieurs heures avant de les servir (Latney et coll., 2017). Pour le calcium, on peut le saupoudrer sur les aliments d'espèces herbivores (la sapidité devrait être surveillée; pour un exemple, voir Boyer et Scott, 2019), et offrir aux carnivores des proies entières ou des portions comportant des os. Le calcium peut aussi prendre la forme d'un bol de carbonate de calcium, mais ce ne sont pas toutes les espèces qui l'utiliseront. La poudre de calcium devrait être exempte de vitamine D₃ pour réduire le risque de toxicose à la vitamine D. On devrait offrir juste assez de calcium (souvent en complément) et de phosphore (généralement issu des légumes-feuilles foncés) aux herbivores, comme les iguanes. Des informations sur les ratios de calcium et de phosphore sont disponibles pour les espèces courantes et devraient être intégrées aux PNF avant l'acquisition des animaux.

Le jeûne fait partie du cycle de vie normal de certaines espèces. Si un animal refuse de manger, on devrait consulter un vétérinaire et des spécialistes de l'espèce, en tenant compte entre autres de l'étape du cycle de vie, du poids et de l'état corporel de l'animal pour déterminer si la situation est inquiétante.

Les aliments peuvent être prélevés dans la nature, cultivés ou élevés commercialement (p. ex. légumes-feuilles, fruits, légumes, insectes, vers de terre et autres proies) ou transformés (comme les granulés). On doit s'assurer que les aliments prélevés dans la nature sont exempts d'herbicides, de pesticides ou d'autres composés potentiellement toxiques et qu'ils proviennent d'une source réputée. Toutes les matières végétales devraient être rincées avant d'être données à l'animal afin d'en retirer les parasites, les toxines, les matières fécales, etc. Autant que possible, les proies devraient être congelées puis décongelées avant les repas pour réduire les risques parasitaires. Les granulés manufacturés favorisent une alimentation complète, constante et propre, mais ne conviennent pas à toutes les espèces. Si des aliments transformés dans un établissement commercial sont utilisés, ils devraient former la base de l'alimentation de l'animal, accompagnée de plusieurs autres types d'aliments. La diversité alimentaire est souvent essentielle à une bonne santé, surtout si l'objectif est la reproduction.

Si une proie riche en thiaminase est offerte, elle devrait être accompagnée de suppléments de thiamine (vitamine B₁) pour prévenir les carences en thiamine (Honeyfield et coll., 2008). Crowe (2012) présente une liste utile d'espèces de poissons qui contiennent ou non de la thiaminase. Certains insectes, comme les vers à soie, en contiennent également (Finke, 2013).

Si des proies vertébrées servent d'aliments, elles devraient être tuées sans cruauté et conformément aux *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (CCPA, 2010) avant d'être offertes aux reptiles. Si les proies vertébrées proviennent d'un protocole de reproduction ou d'un autre protocole au sein de l'établissement, leur reproduction, leur élevage et leur utilisation doivent être conformes au programme de soins et d'utilisation des animaux de l'établissement. Il est possible d'utiliser des animaux génétiquement modifiés comme aliments, à condition que ni les proies ni les reptiles ne quittent l'établissement. On peut présenter les proies mortes de différentes façons pour encourager le comportement alimentaire, par exemple en les réchauffant, en offrant diverses proies, en reproduisant leurs mouvements ou les parfumant. Si l'animal refuse de se nourrir, un vétérinaire ou un spécialiste de l'espèce devrait être consulté.

Les proies vertébrées vivantes ne doivent être utilisées que si la vie du reptile prédateur est en danger et qu'il n'existe aucune autre option viable, et avec l'approbation du comité de protection des animaux. Le comité de protection des animaux devrait tenir compte de l'espèce et de l'âge de l'animal ainsi que des tentatives d'introduction d'autres aliments. Si de telles proies sont utilisées, le repas doit être strictement contrôlé et étroitement surveillé pour veiller à la santé du reptile et avoir le moins possible d'effets négatifs sur le bien-être de la proie. L'exposition à la proie doit pousser le reptile à l'attaquer et à l'ingérer presque immédiatement. Autrement, la proie devrait être retirée et tuée sans cruauté.

Après l'alimentation, tous les aliments devraient être retirés de l'enclos non seulement pour éviter qu'ils pourrissent, mais également pour empêcher que le reptile soit blessé si des proies vivantes sont utilisées. Même de petites proies telles que des grillons peuvent causer des blessures aux grands reptiles. Les aliments devraient être consommés ou retirés si l'on pense que le métabolisme d'un animal ralentira lors de périodes d'inactivité attendue (c.-à-d. les animaux diurnes) afin de favoriser la digestion.

6.4.1.1 Lézards

Certaines espèces de lézards ne peuvent absorber la vitamine D₃ des aliments et doivent donc recevoir des rayons ultraviolets pour maintenir des concentrations sanguines de 1,25-dihydroxyvitamine D₃. D'autres espèces ont réussi à bien se développer sans éclairage ultraviolet, parfois pendant deux générations ou plus, à l'aide de suppléments alimentaires de vitamine D₃. Les suppléments alimentaires de vitamine D₃ posent un risque d'hypervitaminose D chez les espèces herbivores et insectivores, car leurs besoins en matière d'apport en vitamine D ne sont pas définis (Baines et coll., 2016). Il a été démontré que toutes les espèces de reptiles évaluées augmentent leur concentration sanguine de vitamine D lorsqu'elles sont exposées aux rayons ultraviolets B (Acierno et coll., 2006; Acierno et coll., 2008), même si l'exposition ne dure que deux heures par jour dans le cas des espèces nocturnes (Gould, 2018). Par conséquent, l'exposition aux rayons ultraviolets B devrait être préférée à l'administration orale de vitamine D chez les espèces non carnivores (voir la section 3.1.1, « Éclairage »), dès qu'elle est compatible avec le modèle de l'activité scientifique et le morphe ou la lignée du reptile (Baines et coll., 2016).

Comme discuté dans la section 6.4.1, « Aliments et alimentation », il est possible de remédier aux carences nutritionnelles chez les lézards en les nourrissant d'insectes gavés de nutriments limitatifs.

6.4.1.1.1 Herbivores et omnivores

Certains des lézards de grande taille de la famille des iguanidés sont herbivores et se nourrissent facilement de fruits pulpeux et de légumes-feuilles. Ces genres de lézards du Nouveau Monde comprennent les iguanes (*Iguana*), les iguanes terrestres (*Cyclura*), les iguanes à queue épineuse (*Ctenosaura*) et les chuckwallas (*Sauromalus*).

Une teneur élevée en protéines dans le régime alimentaire favorise la croissance des iguanes verts. Comme la composition des plantes peut varier d'une saison à l'autre, c'est également le cas des régimes herbivores. Par exemple, les plantes principalement consommées par les chuckwallas contiennent davantage de protéines au début du printemps qu'en été. Ces animaux privilégient aussi l'herbage au gazon, possiblement en raison de la plus faible teneur en fibres de l'herbage, qui favorise un apport rapide en nutriments. Les fruits et les fleurs, surtout de couleur vive, sont souvent préférés aux légumes-feuilles et peuvent composer une part importante de l'alimentation en milieu naturel. Les légumes-feuilles contiennent des ingrédients alimentaires tels que de l'acide oxalique, des tanins et du phytate, qui peuvent avoir des effets toxiques comme l'inhibition de l'absorption du calcium et la formation potentielle de calculs. Par conséquent, le chou, les feuilles de moutarde, les brocolis, etc., devraient être offerts avec modération. Les animaux qui ne se nourrissent que de certains aliments pourraient être en mesure de détecter des substances nocives grâce à des battements de langue; toutefois, en règle générale, on ne devrait donner accès qu'à des matières végétales qui ne contiennent aucune toxine (Oonincx et van Leeuwen, 2017).

Les omnivores (p. ex. le dragon barbu) sont généralement nourris selon un régime de base herbivore, composé soit de produits frais ou de granulés commerciaux et complété par des proportions moyennes d'insectes ou une petite proportion de protéines animales en fonction de l'espèce et de l'étape du cycle de vie. Les animaux juvéniles consomment généralement et proportionnellement plus de protéines animales que les adultes. La majorité des animaux omnivores manifestent une préférence pour les insectes; on doit donc veiller à ce que des quantités adéquates d'aliments d'origine animale et végétale soient proposées et consommées.

6.4.1.1.2 Carnivores

Il est possible d'habituer la plupart des lézards carnivores à se nourrir de proies mortes. L'alimentation des lézards carnivores est souvent composée de diverses proies vertébrées mortes, comme des souris, des rats ou des oisillons d'un jour. La teneur en nutriments varie selon l'espèce, la taille et la maturité de la proie. À l'heure actuelle, on ignore les conséquences des différences dans l'apport alimentaire sur la santé et la fertilité des lézards (Oonincx et van Leeuwen, 2017). Chez les espèces carnivores, l'ingestion de proies entières suffit généralement à répondre à leurs besoins en vitamines A et D.

6.4.1.1.3 Insectivores

La plupart des lézards sont des insectivores qui, à l'état sauvage, sont adaptés à certains types de proies; ainsi, des tolérances et des préférences alimentaires restreintes font généralement partie de leur comportement dans leur milieu naturel. En captivité, les petits lézards insectivores peuvent souvent être amenés à se nourrir de vers de terre ou d'insectes au stade de nymphe ou de larve.

Les lézards représentent un sous-ordre très diversifié dont les régimes alimentaires sont souvent mal compris; c'est pourquoi on risque de ne trouver que très peu de données de référence fiables.

Il existe très peu d'études comparant différentes espèces d'insectes pour déterminer si elles conviennent à des insectivores (Finke, 2015). Selon l'une d'entre elles, les scélopores de l'Ouest et les geckos-léopards nourris exclusivement de vers de farine ont plus tendance à devenir obèses que ceux ayant une alimentation variée ou ne comportant que des grillons (Gauthier et Lesbarrères, 2010). Les espèces d'insectes actives (p. ex. grillons domestiques) sont souvent mieux acceptées que les espèces passives (p. ex. vers de farine), et elles peuvent servir d'enrichissement du milieu en favorisant l'activité chez l'animal insectivore, réduisant ainsi le risque d'obésité.

Les insectes sauvages présentent souvent une teneur en matières grasses plus faible et une teneur en caroténoïdes et en acides gras oméga-3 plus élevée que les insectes commerciaux. Beaucoup d'insectes élevés en captivité ont un taux plus élevé de caroténoïdes, ce qui peut mener à une hypovitaminose A chez certains lézards tels que les anolis verts ou les geckos-léopards (Wiggans et coll., 2018). Comme expliqué dans la section 6.4.1, « Aliments et alimentation », il est possible de remédier aux carences nutritionnelles chez les reptiles en les nourrissant d'insectes gavés de nutriments limitatifs. Cette technique fonctionne mieux chez les insectes juvéniles que chez les adultes, puisque la taille relative des boyaux des juvéniles est plus grande (Ooninx et van Leeuwen, 2017). Il est important d'utiliser judicieusement les régimes alimentaires composés d'insectes gavés, car un apport exagéré en suppléments peut causer des maladies telles que l'hypervitaminose A. Une carence en thiamine a aussi été constatée chez des anolis en captivité, qui ont pu être traités avec succès en injectant des suppléments de thiamine (Feldman et coll., 2011).

6.4.1.2 Serpents

Tous les serpents sont des prédateurs et se nourrissent, à l'état sauvage, d'invertébrés endogés, de poissons, d'oiseaux, de lézards, de rongeurs et de mammifères relativement grands. La plupart des serpents avalent leur proie tout entière (voir des exemples d'exceptions dans Jayne et coll. (2018)). Les personnes qui prennent soin des serpents doivent consulter la littérature, des spécialistes de l'espèce, ainsi qu'un vétérinaire pour choisir la meilleure alimentation, puisque certains régimes, comme ceux composés exclusivement de poissons, peuvent causer des carences chez certaines espèces.

La plupart des serpents couramment en captivité acceptent les proies mortes, qui devraient être offertes à la température corporelle normale de ces dernières. Toutes les proies vertébrées devraient être tuées sans cruauté avant d'être offertes aux serpents. Ils sont plus réceptifs lorsqu'ils ont faim et que les aliments leur sont présentés à un moment et d'une manière qui correspondent à leur histoire naturelle. Pour pouvoir se concentrer sur leur alimentation, la plupart des serpents ont besoin de ne pas être distraits par les mouvements dans la salle.

Les aliments vivants ne devraient être offerts qu'en dernier recours et en des circonstances strictement contrôlées pour préserver la santé du serpent, et devraient avoir le moins d'effets négatifs possible sur le bien-être de la proie. Si le serpent n'attaque et n'ingère pas la proie presque immédiatement après la présentation, elle doit être retirée et tuée sans cruauté. On ne devrait pas gaver les serpents sans avoir une justification fondée sur la santé de l'animal (p. ex. anorexie) et l'intervention d'un spécialiste.

Certains serpents capturés à l'état sauvage et hébergés en laboratoire refusent de se nourrir ou se nourrissent seulement s'ils se trouvent en isolement total et ne peuvent être observés. On peut présenter les proies mortes de différentes façons pour encourager le comportement alimentaire, par exemple en les réchauffant, en offrant diverses proies, en reproduisant leurs mouvements ou en les parfumant.

On doit veiller à empêcher l'ingestion de substrat particulière pendant le repas en utilisant un substrat qui n'endommage pas le tube digestif s'il est ingéré, un plat propre, une surface solide ou un habitat conçu pour l'alimentation (p. ex. une boîte d'alimentation). Ces habitats peuvent également atténuer l'agressivité dans le milieu d'hébergement et permettre de surveiller la période d'alimentation des animaux hébergés ensemble. L'utilisation de boîtes d'alimentation permet de garder les milieux d'hébergement propres, mais ne convient toutefois pas à toutes les espèces, surtout si les animaux sont nerveux ou refusent de se nourrir.

Il est particulièrement important d'offrir des proies mortes à la température normale du corps aux serpents des familles des boïdés et des vipéridés, qui chassent des proies à sang chaud dans la nature à l'aide d'organes sensoriels situés dans leurs écailles labiales supérieures ou inférieures. Ces fossettes sensorielles détectent le rayonnement infrarouge, ce qui permet aux serpents de repérer des proies endothermes dans l'obscurité. Même si les serpents de la famille des colubridés n'ont pas de fossettes sensorielles, ils ont souvent besoin que les carcasses entières de mammifères soient réchauffées pour pouvoir bien les digérer. Si l'on utilise des carcasses de rongeurs congelées, on devrait les décongeler à la température ambiante ou dans de l'eau froide pour qu'elles ne se désintègrent pas, puis les réchauffer dans de l'eau chaude pendant cinq secondes ou en appuyant la tête sur une source de chaleur avant de les servir. Les aliments qui ne sont pas complètement réchauffés peuvent entraîner un refus ou une régurgitation.

Il peut être nécessaire, pour de nombreux serpents, de reproduire les mouvements naturels de la proie pour stimuler les comportements prédateurs et de frappe. Toutefois, les serpents en captivité peuvent mal réagir à n'importe quel stimulus, y compris la présentation d'aliments, en adoptant une posture défensive ou en produisant un bruit de crécelle. Il est aussi possible d'inciter un serpent à manger en suscitant une frappe défensive, puis en restant immobile pendant que le serpent se rend compte qu'il a un aliment dans la bouche. Dans certains cas, l'animal se nourrit plus volontiers si la pièce est sombre. Parmi les serpents à sonnettes qui vivent au Canada, le massasauga (*Sistrurus catenatus*) est l'un des moins irritables et se nourrit normalement bien en captivité.

Il est possible d'habituer les animaux à manger les proies mortes de manière graduelle : 1) mouvement de la carcasse chaude pour imiter une proie vivante; 2) présentation d'une carcasse chaude inerte; 3) si possible, présentation d'une carcasse inerte à la température ambiante. Pour inciter un animal à accepter un aliment, on peut parfumer ce dernier de façon à imiter l'odeur d'une proie naturelle. Cette solution peut être nécessaire pour certaines espèces. Le passage des proies vivantes aux proies mortes doit être supervisé.

Des proies mortes à température ambiante devraient être offertes aux espèces qui se nourrissent d'animaux ectothermes (p. ex. le serpent corail (espèce *Micrurus*) élevé avec une alimentation différente à base de poissons (Chacón et coll., 2012)).

6.4.1.3 Chéloniens aquatiques

À l'état sauvage, les espèces carnivores, comme les tortues serpentine (espèces du genre *Chelydra*), les tortues à carapace molle (espèces du genre *Trionyx*) et les tortues d'eau douce (genre *Pseudemys* et autres), se nourrissent dans l'eau et consomment des invertébrés aquatiques, des poissons et des grenouilles. Il arrive que les tortues serpentine de grande taille capturent et mangent de plus grandes proies. En captivité, ces espèces se nourrissent facilement de proies mortes; elles préfèrent les poissons entiers, mais acceptent généralement les morceaux de filet, de foie ou de viande de poisson ainsi que les granulés manufacturés et les aliments gélifiés.

Les tortues aquatiques doivent être nourries dans l'eau, et les aliments non consommés doivent être retirés rapidement pour éviter qu'ils ne pourrissent. En captivité, les tortues, surtout les juvéniles, sont sujettes aux carences en calcium, généralement en raison de régimes alimentaires qui contiennent des ratios de calcium et de phosphore inadéquats (Klaphake, 2010), ainsi qu'aux carences en vitamine A (Boyer et Scott, 2019). Les infections de la glande de Harder sont un signe clinique courant de carence en vitamine A; les paupières enflent et ne peuvent plus s'ouvrir. Les effets de ces carences sont difficiles à corriger une fois établis, et le problème devrait être évité au moyen d'une alimentation équilibrée, que ce soit des régimes alimentaires commerciaux ou des proies entières accompagnées de légumes et de fruits. Le régime alimentaire d'une tortue nécessite un ratio de calcium et de phosphore d'environ 1:1. De nombreux fruits et légumes fournissent des ratios adéquats; la viande sans os n'est toutefois pas une bonne source de calcium (Kumar et coll., 2018). De plus, on peut éviter les carences en vitamine A en offrant des proies vertébrées entières (par opposition aux gammars ou autres invertébrés déshydratés) ou en incluant dans l'alimentation des granulés qui contiennent des suppléments de vitamine A.

Le régime alimentaire d'un chélonien aquatique peut parfois être complété avec des vers de terre, des fruits, des légumes ou d'autres sources de protéines pour plus de variété. Toutefois, les vers de terre doivent provenir d'une source et d'une espèce appropriées, puisqu'ils peuvent causer des maladies ou être toxiques (p. ex. ils peuvent contenir des pesticides s'ils proviennent de champs ou de pelouses agricoles).

6.4.1.4 Chéloniens terrestres

Les tortues terrestres (*Terrapene*, certaines *Rhinoclemmys*, *Geoemyda*, certaines *Heosemys*, certaines *Cuora*, *Gopherus*, *Geochelone*, *Testudo* et d'autres chéloniens terrestres) sont omnivores ou herbivores et se nourrissent de mélanges de légumes-feuilles et de quelques fruits tendres, de même que de granulés manufacturés. Les vers de farine (espèces *Tenebrio*) et d'autres insectes au stade adulte ou larvaire sont des composants alimentaires acceptables pour les *Terrapene* et probablement d'autres espèces de tortues terrestres. Leur exosquelette chitineux ne procure toutefois pas de calcium et, comme celui des autres insectes, fournit un ratio calcium et phosphore inadéquat; on peut résoudre ce problème en les nourrissant de suppléments (voir la section 6.4.1, « Aliment et alimentation »).

On devrait connaître les besoins nutritionnels de l'espèce et donner aux animaux suffisamment d'aliments appropriés pour les maintenir en santé. Les tortues terrestres ont tendance à se suralimenter et leur alimentation doit être surveillée attentivement pour favoriser un taux de croissance approprié et un bon état physique. Les herbivores ont souvent besoin de fibres, qu'ils digèrent à l'aide d'endosymbiontes; toutefois, ce besoin varie selon les espèces. Par exemple, les tortues charbonnières préfèrent les régimes riches en fibres (p. ex. composés d'ananas ou de feuilles de pissenlits), alors que les tortues du désert choisissent des aliments à haute teneur en protéines et en magnésium et évitent ceux qui ont une haute teneur en fibres.

6.4.1.5 Crocodiliens

Au Canada, il est très rare que des espèces de crocodiliens soient hébergées dans des laboratoires. Comme pour les serpents (voir la section 6.4.1.2, « Serpents »), les crocodiliens devraient être nourris de proies entières déjà tuées pour recevoir assez de calcium. Les caïmans (espèces du genre *Caiman*) et les alligators américains (*Alligator mississippiensis*) acceptent volontiers de manger de gros morceaux de viande et de poisson présentés à l'aide d'une longue paire de pinces, ou des proies mortes placées dans l'eau. Même s'ils saisissent l'aliment hors de l'eau, les crocodiliens ne le mangent pas tant qu'il n'est pas immergé (Honeyfield et coll., 2008).

6.4.2 Eau potable

L'eau potable destinée aux reptiles devrait provenir d'une source constante, propre et exempte de contaminants; elle devrait être surveillée régulièrement s'il est possible que les éléments dissous varient. On peut utiliser de l'eau courante, mais l'eau fortement chlorée devrait reposer toute la nuit pour déchlorer. L'utilisation de produits chimiques pour déchlorer l'eau n'est pas recommandée. Si l'eau municipale a été traitée avec de la chloramine, un système de filtration au carbone devrait être utilisé pour la déchloration.

L'eau devrait être tiède pour prévenir les changements de température corporelle chez le reptile. Beaucoup de serpents sont attirés par l'eau fraîche et ne boivent pas d'eau « stagnante » (AZA, 2009). Certains reptiles qui ont l'habitude de lécher la condensation sur les feuilles ou de tirer de l'eau de leurs aliments pourraient refuser de boire dans des plats d'eau statique. Pour ces animaux, il peut être nécessaire de vaporiser la végétation ou d'utiliser un système goutte à goutte, de recirculation de l'eau ou en fontaine.

Les bols d'eau devraient être surveillés et nettoyés quotidiennement lorsque le reptile est actif, puisqu'il pourrait aussi s'en servir pour se baigner et déféquer. Pendant la brumation, une vérification hebdomadaire suffit généralement.

Les bols d'eau devraient être lourds (p. ex. céramique, verre, plastique lourd) pour empêcher les animaux de les retourner. Les bols d'eau de certains animaux devraient être assez grands pour que ces derniers puissent y entrer et s'y submerger; certaines espèces ont même besoin de s'immerger complètement, comme les serpents des blés (voir Hoehfurtner et coll. (2021)). Cependant, la taille appropriée du bol d'eau peut varier en fonction du cycle de vie de l'animal; pour certaines espèces, un grand bol est à éviter, puisqu'il engendre des changements indésirables à l'environnement, comme une hausse d'humidité.

Les enclos des tortues terrestres et des tortues-boîtes doivent comporter des récipients d'eau peu profonde dans lesquels elles peuvent facilement entrer et qu'elles peuvent quitter sans risquer de se retourner. Les tortues-boîtes d'Amérique du Nord (espèces du genre *Terrapene*) devraient avoir de l'eau assez profonde pour s'y immerger la tête au besoin. Les tortues-boîtes de Chine et d'Indonésie (espèces du genre *Cuora*) ont tendance à être plus aquatiques et doivent donc disposer d'eau plus profonde pour s'y tremper et se nourrir (Kaplan, 2014).

6.5 SUBSTRAT

6.5.1 Environnements terrestres

Certains reptiles passent la majorité de leur vie sous terre, et d'autres creusent à la surface ou seulement à certaines étapes de leur cycle de vie (p. ex. lors de la ponte). Le choix du meilleur substrat dépend des besoins de l'espèce. Les animaux fouisseurs, comme le boa des sables (*Erycinae*), doivent pouvoir creuser et s'enfouir dans le substrat. De nombreuses espèces de lézards, comme le crapaud cornu (espèces du genre *Phrynosoma*), et certains serpents, comme la couleuvre à nez plat (*Heterodon*), s'enfouissent dans le sable bouillant.

Les substrats des enclos peuvent être faits de papier (p. ex. celui qu'on place au fond des cages), de copeaux de bois ou de rabotures rugueuses, de maïs, de fibre de coco, de tapis, de tuile, d'essuie-tout et d'autres substances plus naturelles comme la terre (terre végétale), la sphaigne et le sable. L'utilisation des bois très aromatisés tels que le cèdre et le pin doit être évitée puisqu'ils peuvent entraîner une irritation respiratoire (Rossi, 2019). Les fines sciures de bois et autres petites particules devraient aussi être évitées puisque les reptiles, et

surtout les serpents, peuvent ingérer des particules de substrat avec leur nourriture, ce qui pourrait causer de graves blessures buccales ou internes, voire une occlusion intestinale. S'il faut utiliser un substrat solide pour les reptiles fouisseurs, une cachette qui reproduit l'obscurité d'un terrier devrait être fournie.

La sphaigne peut être un excellent substrat dans l'eau et sur la terre pour les espèces qui aiment l'humidité ainsi qu'un ajout intéressant pour les cachettes. Elle contribue à freiner la prolifération fongique et bactérienne, permet un nettoyage mécanique du corps, facilite l'éclosion, retient l'humidité et est facile à fouir.

Les substrats naturels, bien qu'esthétiques, peuvent héberger des agents pathogènes et doivent être désinfectés avant utilisation; ils sont également plus difficiles et plus longs à entretenir (O'Rourke et coll., 2018). De nombreux produits naturels sont traités thermiquement et donc sans danger. Si la stérilité est importante, les matériaux devraient être autoclavés.

Les tapis sont utiles pour les espèces qui passent beaucoup de temps dans leur bol d'eau, puisqu'ils les gardent au sec, leur fournissent l'adhérence nécessaire pour se mouvoir, et peuvent être facilement désinfectés et remis en place.

Puisqu'il est difficile d'observer les animaux qui se trouvent dans des terriers, les terriers en substrat sont souvent remplacés par des cachettes peu profondes. Certaines espèces, comme les tortues terrestres, sont des fouisseuses puissantes et nécessitent donc un enclos dont la base est suffisamment solide ou renforcée.

Voir la section 2.2.3, « Aménagement », et la section 2.2.4, « Systèmes d'hébergement terrestre », pour en savoir plus sur l'aménagement.

6.5.2 Environnements aquatiques

Les espèces qui ont pour habitude de fouir le limon ou le sable devraient avoir un substrat similaire au fond de leur enclos, à condition qu'il soit changé ou nettoyé régulièrement pour ne pas détériorer la qualité de l'eau.

Comme expliqué dans la section 2.2.6, « Reptiles aquatiques », les tortues aquatiques devraient pouvoir accéder facilement à une aire d'exposition à la lumière. On peut utiliser des pierres plates, des quais flottants ou encore des radeaux bien attachés afin de permettre aux animaux de sortir de l'eau en toute sécurité. Les aires d'exposition à la lumière peuvent être composées de divers matériaux, comme des pierres, du plastique, de la résine époxyde et du métal, mais le bois est à éviter puisqu'il est sujet à la détérioration et à la lixiviation du tanin. Si des pierres sont utilisées, elles devraient être de la bonne taille : les pierres lourdes peuvent entraîner des problèmes de sécurité lors de leur retrait et de leur nettoyage, et les petites présentent un risque d'écroulement si elles sont empilées ou d'étouffement si elles sont ingérées (notamment pour les tortues et les crocodyliens juvéniles).

Le choix de substrat et d'aménagement devrait être fait en fonction des éléments naturels qui conviennent aux espèces (zones marécageuses, végétation et aires de faible profondeur d'eau), en plus des aires d'exposition à la lumière.

6.6 ENRICHISSEMENT DU MILIEU

Principe directeur 13

On devrait fournir aux animaux un enrichissement du milieu pertinent à leur espèce et à l'étape de leur cycle de vie et surveiller leur réaction pour s'assurer qu'il y a des effets positifs sur le bien-être.

L'enrichissement du milieu sert à améliorer le bien-être des animaux en captivité en maintenant leur niveau de santé et d'activité et en favorisant les comportements propres à l'espèce qui sont semblables à ceux de leurs congénères à l'état sauvage (Bostock, 2001). Il inclut diverses techniques visant à offrir à l'animal des interactions sociales et environnementales positives et appropriées (Shepherdson, 2001).

Un environnement optimal offre aux reptiles l'occasion : 1) de vivre dans des conditions qui répondent à leurs besoins afin qu'ils demeurent en bonne santé (Varga, 2019; Cooper, 2010); 2) d'être motivés à pratiquer un éventail d'activités qui améliorent leur bien-être (Kuppert, 2013); 3) d'avoir un certain contrôle sur leur environnement. Bien que l'histoire naturelle de l'animal puisse donner des indications sur les éléments favorisant son bien-être, certaines conditions naturelles peuvent avoir une incidence négative en captivité (p. ex. agressions entre congénères, grandes variations de température et d'humidité, périodes sans nourriture ou eau). De plus, le fait de chercher davantage à reproduire les conditions naturelles plutôt qu'à répondre aux besoins de l'animal peut contribuer à ne pas remplir certaines conditions ou à ne pas encourager certains comportements importants (Fabregas et coll., 2012; Alligood et Leighty, 2015).

La création d'environnements qui favorisent l'expression d'une gamme de comportements correspondant à des fonctions biologiques adéquates n'enrichit pas nécessairement l'habitat; il s'agit simplement d'une bonne pratique d'élevage (Warwick et coll., 2013). L'enrichissement du milieu consiste plutôt à offrir aux animaux divers moyens supplémentaires de manifester des comportements favorables au bien-être. En raison de la diversité des espèces et de la faible fréquence d'utilisation des reptiles en science, on en sait peu sur les types d'enrichissement qui conviennent à ces animaux. Il incombe à l'établissement d'évaluer constamment les méthodes employées et, au besoin, d'en adopter de nouvelles fondées sur des données probantes pour enrichir la vie des reptiles en captivité (Rosier et Langkilde, 2011).

Les stratégies d'enrichissement du milieu doivent être évaluées pour s'assurer qu'elles ne nuisent pas aux animaux. Des objets d'enrichissement appropriés doivent être choisis avec soin pour chaque espèce et chaque animal. Un enrichissement inadéquat peut causer des blessures ou même la mort (Hare et coll., 2008); par exemple, les serpents peuvent se retrouver piégés ou se blesser dans leurs cachettes si les entrées ne sont pas assez grandes. Les études sur l'enrichissement devraient prendre en compte les aspects comportementaux et les facteurs neuraux, endocriniens, reproducteurs, métaboliques, psychologiques, phylogénétiques et écologiques, puisqu'une seule mesure ne peut correspondre directement à l'état de bien-être d'un animal (Burghardt, 2013).

Pour encourager la stimulation mentale et le mouvement physique, l'environnement des enclos devrait être complexe et comporter de multiples éléments parmi lesquels l'animal peut choisir. Plusieurs reptiles à l'état sauvage passent beaucoup de temps à se déplacer dans de nouveaux environnements, souvent à la recherche de proies. L'enrichissement structurel est la forme d'enrichissement pour les reptiles la plus étudiée (de Azevedo et coll., 2007; Eagan, 2019). La section 2.2.3, « Aménagement », sert de point de départ pour les ajouts physiques à l'enclos.

Les bienfaits ou le stress associés à un environnement complexe, qu'il soit statique ou qu'il se renouvelle fréquemment, sont propres à l'espèce; différentes espèces réagissent différemment à un environnement changeant. Il est possible de favoriser la nouveauté dans l'environnement en y plaçant de nouveaux objets ou en réarrangeant les accessoires dans l'enclos pour créer un nouvel aménagement. Certaines espèces (p. ex. le gecko-léopard) profitent grandement de la présence de nouveaux éléments dans leur environnement (Bashaw et coll., 2016), et les petits lézards européens de la famille des lacertidés passent beaucoup plus de temps à bouger si quelques blocs de bois sont ajoutés à leur habitat (Cooper, 2010). Au contraire, bien que d'autres espèces (p. ex. le serpent à sonnettes) puissent s'adapter à des changements mineurs dans leur environnement (Holding, 2011), elles sont stressées par les changements importants (Heiken et coll., 2016).

Différentes formes d'enrichissement stimulent différents aspects sensoriels (Eagan, 2019); c'est pourquoi les reptiles devraient être exposés à divers types d'enrichissement. Certains lézards et certaines tortues se sont montrés capables d'apprendre, particulièrement dans le contexte de leurs capacités sensorielles et leurs répertoires comportementaux (Burghardt, 2013), donc on devrait leur offrir un milieu complexe sur le plan cognitif pour leur permettre de faire des choix et d'avoir un contrôle sur leur environnement. Lorsque les activités scientifiques limitent le type d'enrichissement, des photos (Wilkinson et coll., 2011, 2013; Frohnwieser et coll., 2017) et des modèles (Frohnwieser et coll., 2016, 2018) peuvent déclencher une réponse appropriée chez certains reptiles.

Les reptiles utilisent beaucoup leur sens olfactif, donc on peut leur offrir des expériences olfactives pour favoriser l'exploration (Clark et King, 2008). Par exemple, les objets imprégnés de l'odeur d'une proie stimulent le comportement explorateur des serpents à sonnettes pendant un long moment (Kuppert, 2013), et les serpents ratiers dont l'environnement a été enrichi semblent avoir moins peur d'explorer de nouveaux environnements où ils peuvent obtenir de l'information plus efficacement (Almli et Burghardt, 2006). Une augmentation de l'exploration et de la diversité comportementale (plus de mouvements, de manipulations d'objets et de contacts avec la langue) peut être observée chez les geckos-léopards à qui on offre de nouveaux objets ou expériences olfactives (Bashaw et coll., 2016).

L'enrichissement alimentaire permet aux reptiles, qui sont des chasseurs et des fureteurs naturels, de chercher activement de la nourriture (Kuppert, 2013). La présentation d'aliments de façon échelonnée et aléatoire est parmi les moyens d'offrir un enrichissement comportemental, puisque l'imprévisibilité de la source alimentaire incite l'expression de comportements naturels. La dispersion des aliments à plusieurs endroits favorise l'activité et accroît le degré de difficulté de la chasse, notamment dans un enclos offrant un environnement physique complexe (Januszczak et coll., 2016).

Chez certaines espèces, la stimulation de comportements prédateurs peut être un excellent mécanisme d'enrichissement. De nombreuses espèces réagissent mieux aux mouvements simulés de proies; les serpents seront plus réceptifs à des rongeurs morts et secoués avec des pinces, et les tortues, à des poissons morts secoués. Kuppert (2013) fournit des exemples de stratégies d'enrichissement qui font appel aux systèmes olfactifs des reptiles (p. ex. des attaques contre un contenant en plastique qui contient de la litière de souris). Pour la sécurité du personnel, tout comportement prédateur devrait être stimulé à distance, à l'aide des outils appropriés.

Les insectes vivants offerts comme nourriture doivent être offerts en quantité modérée pour ne pas saturer les animaux et assez tôt dans la journée pour que les animaux puissent s'exposer à la lumière et les digérer. Pour les insectivores, comme les lézards, les distributeurs de grillons sont une meilleure option d'enrichissement (Bashaw et coll., 2016).

Comme mentionné à la section 6.5, « Substrat », le creusage est un comportement important pour certains reptiles, lesquels doivent avoir accès à un substrat. Pour ces espèces, divers substrats, dans l'enclos ou dans des « boîtes de creusage » ajoutées à l'enclos, peuvent servir d'enrichissement et encourager les comportements de creusage.

6.6.1 Enrichissement social

Les reptiles sont souvent considérés comme des animaux solitaires, mais ce n'est pas le cas de tous, et même ceux qui semblent l'être peuvent tout de même utiliser des signaux sociaux et interpréter l'information. Une analyse de Doody et coll. (2013) montre que certains ont des interactions sociales, notamment en ce qui a trait aux soins parentaux.

Comme mentionné dans la section 1.1.2, « Interactions sociales », certaines espèces de reptiles ont démontré des capacités sociales. Bien que l'hébergement individuel prévienne les agressions ou le harcèlement, il empêche également la possibilité d'enrichissement social. Lorsque l'hébergement individuel d'une espèce sociale est justifié, on devrait proposer d'autres formes d'enrichissement social, comme des images ou des vidéos d'autres individus, et surveiller la réaction de l'animal pour s'assurer qu'il réagit bien et que cela n'a pas d'effet négatif sur son bien-être. Les images devraient être placées à l'extérieur de l'enclos afin que l'animal puisse choisir de s'en approcher ou de les éviter. Par ailleurs, des mesures d'enrichissement physique supplémentaires pourraient être offertes pour compenser la réduction de stimulation cognitive de l'hébergement individuel.

En raison de la taille restreinte de l'habitat et de l'optimisation de l'éclairage et du chauffage en captivité, le comportement naturel devrait être judicieusement stimulé. Il a été démontré que certains serpents à sonnettes et couleuvres rayées forment des groupes à l'état sauvage qui pourraient contribuer à la thermorégulation (Clark et coll., 2012), ce qui n'est pas nécessaire dans un milieu de captivité bien contrôlé. Les connaissances acquises sur l'histoire naturelle et l'élevage d'une espèce devraient être intégrées aux pratiques d'élevage et d'enrichissement.

6.7 MANIPULATION ET CONTACT HUMAIN

La présente section inclut de l'information sur la manipulation de reptiles lors des procédures de soins et gestion. La section 7, « Manipulation et contention », donne des renseignements supplémentaires sur la manipulation des reptiles utilisés lors des activités scientifiques.

On devrait manipuler les animaux le moins possible et prendre des précautions pour éviter de les stresser ou de les blesser. Il est possible de réduire le stress de certains reptiles manipulés régulièrement en les habituant graduellement. Les avantages dépendent de l'espèce et de l'objectif de la manipulation, et un spécialiste de l'espèce devrait être consulté.

Les reptiles n'ont pas besoin de contact humain, mais certaines espèces et certains individus peuvent le tolérer. Les manipulations devraient donc être évitées à moins qu'elles ne soient requises (p. ex. bilan de santé, procédures biomédicales).

Seul le personnel formé et qualifié en manipulation de l'espèce devrait interagir directement avec un reptile (CCPA, 2015). Une formation particulière est nécessaire pour prendre soin des reptiles venimeux (voir la section 13.1, « Intervention auprès de reptiles venimeux »). Les animaleries devraient disposer de PNF sur la manipulation des espèces qu'elles hébergent. Une PNF qui explique comment intervenir en cas d'eveni-

mation doit être en place avant la réception des animaux venimeux; il devrait aussi y avoir des PNF pour la manipulation, le transfert et la contention des animaux venimeux.

De l'équipement de manipulation dédié devrait être disponible pour la salle ou l'enclos, en fonction de la situation zoosanitaire des animaux, pour réduire la transmission d'agents pathogènes par des vecteurs passifs. On peut transférer la plupart des animaux dociles d'un enclos à l'autre avec des techniques de manipulation libre décrites à la section 7.1.1, « Manipulation libre ». Si le risque de fuite ou de morsure doit être réduit pendant une manipulation libre, les serpents et les lézards peuvent être saisis fermement derrière la tête, en soutenant le reste de leur corps. Ce soutien est particulièrement important pour les serpents et les lézards sans pattes, qui peuvent être blessés ou stressés si on laisse leur corps pendre (Cooper, 2010). Des outils de manipulation adéquats, comme ceux présentés à la section 7.2.1, « Outils de contention », peuvent être utilisés pour transférer les animaux lorsqu'il y a un risque de fuite ou de morsure.

De nombreuses espèces de lézards peuvent spontanément se débarrasser d'une partie de leur queue (autonomie caudale) lorsqu'elles se sentent menacées. On doit donc veiller à ce que leur queue ne soit pas agrippée ou coincée. Les petites espèces de lézards, comme de nombreux geckos, doivent être manipulées avec une extrême prudence puisque leur peau est souvent délicate et peut facilement se déchirer (Cooper, 2010).

Les lézards de grande taille (les iguanes et les varans) ont une morsure puissante et peuvent causer des blessures avec leurs griffes et leur queue. On devrait porter des gants de cuir pour manipuler ces animaux (Cooper, 2010).

On peut tenir les tortues par la carapace. En général, les tortues terrestres ne mordent pas pour se défendre, mais certaines espèces de tortues aquatiques mordent et luttent avec vigueur quand elles sont manipulées. Ces animaux devraient toujours être pris par les côtés de la carapace, assez loin de la tête pour empêcher toute morsure, et leur tête devrait pointer à l'opposé de la personne qui les tient (Tonge, 2010). On peut aussi tenir les tortues en plaçant une main sous le plastron et se servant de l'autre main pour saisir la bordure arrière de la carapace ou la base de la queue; il s'agit de la méthode de prédilection, la plus sûre, pour les tortues serpentes de grande taille. Les tortues ne devraient pas être soulevées par la queue ou retournées.

Des modifications au dressage ou au comportement permettent de stimuler des fonctions cognitives complexes chez les reptiles (Kis et coll., 2015; Manrod et coll., 2008) et peuvent faciliter les procédures d'élevage (Augustine et Baumer, 2012; Augustine et coll., 2013) tout en réduisant le stress (Hellmuth et coll., 2012). Il est possible d'utiliser de la nourriture pour faire sortir les serpents des enclos qui doivent être entretenus ou nettoyés.

6.8 NETTOYAGE ET DÉSINFECTION

Les enclos des reptiles devraient être nettoyés par le personnel de soin aux animaux désigné dans le but de retirer la saleté et les matières organiques. La désinfection (la destruction des microbes et des spores) devrait toujours être précédée d'un nettoyage en profondeur, puisque tous les désinfectants sont moins efficaces en présence de matière organique et de protéines. Le choix du désinfectant devrait se faire en consultation avec des personnes compétentes, comme un responsable de la biosécurité ou un vétérinaire, pour le choix de désinfectant (Rzadkowska et coll., 2016; Hemby et coll., 2019). On doit faire ce choix avec soin pour s'assurer que le désinfectant n'est pas toxique pour les animaux (surtout pour les petits reptiles (Cooper, 2010)) et qu'il peut tuer les organismes détectés et prévus dans l'animalerie et les enclos. Les peroxydes activés sont des antimicrobiens à large spectre couramment utilisés dans le cadre de l'élevage de reptiles, mais d'autres désinfectants peuvent être nécessaires selon l'agent pathogène en question. Les animaux ne devraient jamais être en contact avec du désinfectant.

Les horaires de nettoyage devraient favoriser un équilibre entre propreté et perturbations pour les animaux. Certaines espèces, comme le serpent à sonnettes (Heiken et coll., 2016), utilisent les odeurs et les phéromones associées aux matières fécales pour trouver leur habitat; la désinfection ou le nettoyage complet de leur enclos peuvent leur causer du stress. Chez certaines espèces herbivores, comme les iguanes verts (*Iguana iguana*) et certaines tortues terrestres, les juvéniles doivent ingérer des matières fécales d'adultes pour avoir une bonne flore intestinale (Morafka et coll., 2000). Pour elles, le nettoyage de base de l'enclos devrait se résumer à retirer les matières fécales, à nettoyer les saletés sur le plancher et à retirer les excréments et les débris des objets d'enrichissement, mais ni ces objets ni les enclos ne devraient être stérilisés à moins qu'il y ait un risque de maladie ou que les activités scientifiques l'exigent. D'autres espèces, au contraire, évitent complètement de toucher à leurs propres matières fécales, et la stérilisation de la cage entière et des objets d'enrichissement n'a aucun effet indésirable. Le retrait des déchets et la quantité de déchets résiduels dépendent de l'espèce et devraient être indiqués dans des PNF. On devrait faire particulièrement attention lorsque l'on retire des déchets de substrat des enclos d'animaux venimeux, car les crocs perdus qui se retrouvent dans les matières fécales posent un risque important.

Il existe des substrats bioactifs qui comprennent des isopodes et d'autres organismes qui réduisent la nécessité de changer la litière; cependant, ils ne devraient pas être utilisés pour les reptiles en laboratoire puisque la litière n'est pas stérile.

6.9 REGISTRES

On doit tenir des registres conformément à la section 12, « Tenue de registres », des [Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science](#) (CCPA, 2017). Des dossiers individuels sont nécessaires pour les animaux qui sont soumis à un traitement, à une procédure scientifique ou à un programme de reproduction. Les exigences des registres de reproduction sont décrites à la section 5, « Reproduction », du présent document.

7 MANIPULATION ET CONTENTION

Pour ne pas blesser l'animal, on doit utiliser des techniques de manipulation et de contention appropriées. Le moment et la méthode de manipulation appropriés dépendent de l'espèce, puisque des espèces différentes ont des vulnérabilités différentes dont on doit tenir compte.

La manipulation et la contention des serpents et des lézards devraient être limitées autant que possible autour de l'ecdysis afin de réduire le risque de dysecdysis, et devraient être évitées chez tous les reptiles pendant la brumation. Si possible, les serpents ne devraient pas être manipulés pendant la digestion initiale de nourriture (normalement 48 heures après l'ingestion).

Les reptiles sans écailles ont une peau fragile, qui peut facilement être abîmée, et les caméléons sont vulnérables aux fractures de côtes découlant d'une manipulation inadéquate. Une distribution incorrecte du poids sans soutien peut causer des blessures aux vertèbres cervicales chez de nombreux reptiles. On devrait également éviter de prendre un lézard par la queue ou de provoquer une réaction de fuite pour prévenir l'autotomie (chute traumatique de la queue). L'autotomie n'est pas universelle chez les lézards et on peut la prévenir en évitant d'appliquer une pression sur la queue et en utilisant de l'équipement comme des boîtes de transfert, au besoin. Si la queue peut se régénérer après l'autotomie, sa chute influence quand même la croissance future et la reproduction, parce qu'elle prive l'animal de réserves adipeuses (Price, 2017), et pourrait modifier le comportement de l'animal (Cromie et Chappie, 2012, revue de Bateman et Fleming, 2009; Cooper et coll., 2009; Michelangeli et coll., 2020). La queue régénérée est composée de cartilage (plutôt que de vertèbres osseuses) et pourrait avoir une morphologie et une fonction différentes de celles du premier appendice.

La manipulation et la contention peuvent être réalisées séparément ou ensemble; par exemple, un crochet à serpents peut servir à déplacer la portion antérieure de l'animal pendant que le poids de la portion postérieure est soutenu avec l'autre main. Une manipulation et une contention physique simples devraient causer un minimum d'effets négatifs sur le bien-être de l'animal, mais si on craint un effet prononcé, une contention chimique devrait être envisagée. La contention chimique devrait aussi être envisagée pour les animaux trop petits, trop rapides ou trop fragiles pour être manipulés en toute sécurité. Toutefois, en raison des risques et des effets secondaires de la contention chimique, celle-ci ne devrait pas remplacer régulièrement une manipulation ou une contention physique appropriée réalisée par du personnel adéquatement formé.

7.1 MANIPULATION

Principe directeur 14

Les reptiles devraient être manipulés seulement lorsque c'est nécessaire, et le moins longtemps possible.

La manipulation se fait en approchant et en touchant les animaux de façon calme et sécuritaire. La méthode et la durée approximative prévue de manipulation doivent être justifiées.

Toute personne qui manipule des reptiles doit être jugée compétente ou supervisée par du personnel qualifié, et doit avoir reçu une formation spécialisée et faire preuve de prudence si elle manipule des espèces venimeuses. Des outils adaptés doivent être disponibles.

Pour certains animaux et dans certaines situations, un conditionnement opérant peut être utilisé pour faciliter la manipulation lors de prélèvements sanguins, de la pesée ou du déplacement des animaux, par exemple. Le conditionnement opérant peut servir à désensibiliser les animaux aux interactions tactiles. Les animaux devraient être avertis qu'ils sont sur le point d'être touchés, que ce soit par un signal verbal ou tout autre signal sensoriel, afin de ne pas être pris par surprise. Cette stratégie peut réduire les réactions réflexes ou défensives chez l'animal et aider à favoriser des interactions tactiles stables entre l'entraîneur et l'animal (Hellmuth et coll., 2012).

7.1.1 Manipulation libre

La manipulation libre désigne la manipulation d'animaux sans outils; toutefois, elle devrait être combinée à l'utilisation d'outils au besoin. La manipulation libre ne devrait être réalisée qu'avec des animaux non venimeux, dociles et de taille appropriée, et en prenant en compte le fait que le stress et la maladie peuvent avoir un effet négatif sur le comportement. Le manipulateur doit toujours être attentif aux mouvements de l'animal et en contrôle pour éviter que l'animal le blesse ou se blesse lui-même (p. ex. garder l'animal loin de sa tête et de son cou, et porter attention aux mouvements de queue des lézards de grande taille, qui peuvent donner des coups dangereux). Le manipulateur devrait choisir ses gants de protection en fonction des caractéristiques physiologiques de l'animal, du contexte de manipulation et des caractéristiques anatomiques de l'animal qui pourraient le blesser (p. ex. crochets à venin) ou qu'il pourrait endommager (p. ex. épithélium de l'animal). Si le manipulateur porte des gants de protection, il doit quand même être en mesure d'employer des techniques de manipulation appropriées.

Les animaux devraient être manipulés différemment selon leur espèce et leur taille, et selon qu'ils sont venimeux ou non.

- Le poids du corps des lézards devrait être bien soutenu et, pour nombre d'espèces, les membres devraient aussi être contentonnés. Le manipulateur devrait prendre les précautions nécessaires pour s'assurer que les griffes des animaux ne peuvent pas se coincer dans ses vêtements. Il devrait aussi éviter de faire pression sur la queue pour réduire les risques d'autotomie, le cas échéant.
- Les serpents devraient toujours être manipulés à l'aide d'au moins deux points de contact. L'un d'entre eux devrait se situer environ au tiers de la longueur du corps par rapport à la tête; la tête devrait aussi être contrôlée en cas de risque de morsure ou d'hyperactivité. L'autre point de contact devrait se situer au tiers postérieur du corps, et le poids de l'animal devrait être réparti aussi également que possible. Pour les serpents de grande taille, il peut être nécessaire de procéder à plusieurs manipulateurs (p. ex. un point de contact à chaque mètre (trois pieds) du serpent) et d'utiliser des crochets à serpents de taille appropriée.
- Les tortues devraient être prises par les côtés de la carapace, assez loin de la tête pour empêcher toute morsure. On peut manipuler les espèces ayant une longue extension cervicale en soutenant d'une main le plastron et en agrippant de l'autre la partie postérieure de la carapace ou la queue, à condition de ne pas soutenir le poids de la tortue par la queue.

7.1.2 Crochet à serpents

Un crochet à serpents est un crochet émoussé en forme de « C » au bout d'un manche. La taille du crochet devrait être adaptée à la taille de l'animal, et la longueur du manche, au contexte de manipulation. Le serpent doit être soutenu au moyen de deux points de contact : d'abord, on place un crochet à serpents au niveau de la portion antérieure pour contrôler la tête, puis on place un deuxième crochet ou une main au tiers postérieur du corps pour bien répartir le poids. Pour les serpents de grande taille, il faut utiliser des crochets spécialisés, plus épais, qui supportent bien le poids et préviennent ainsi les blessures aux côtes et à la colonne vertébrale de l'animal. Ces serpents pourraient aussi nécessiter des points de contact supplémentaires, à raison d'au moins un point de contact à chaque mètre (trois pieds) du corps. Les crochets à serpents sont utiles pour la manipulation libre puisqu'ils indiquent à l'animal qu'il est sur le point d'être manipulé et non d'être nourri. En outre, il est utile de faire suivre l'utilisation du crochet à serpents d'une manipulation libre pour habituer le serpent aux déplacements.

7.2 CONTENTION PHYSIQUE

La contention des animaux représente une sous-catégorie de manipulation qui consiste à restreindre les mouvements d'un animal pour une période donnée.

7.2.1 Outils de contention

Tous les outils de contention devraient permettre de voir l'animal. Il doit y avoir suffisamment d'instruments désignés, et ceux-ci doivent être correctement désinfectés entre les utilisations pour prévenir la contamination croisée.

7.2.1.1 Boîte de transfert

Une boîte de transfert est généralement petite et aérée, tout en étant assez solide pour résister aux coups et aux pressions exercées par l'animal (p. ex. creusage), et peut servir à transporter un animal sur de courtes distances ou pour une courte période. Elle devrait être confortable pour l'animal (chaude et sombre, par exemple). On peut habituer l'animal à la boîte de transfert en la plaçant occasionnellement dans l'enclos et en associant la situation à des expériences positives comme l'alimentation, ou bien en la jumelant à l'enclos.

7.2.1.2 Sac à serpents

Un sac à serpents est un enclos temporaire qui consiste en un sac de tissu bien fermé, à la perméabilité appropriée (p. ex. une taie d'oreiller si le matériau est suffisamment respirant). L'animal ne peut pas être observé directement, mais la position du corps est connue pendant la manipulation du sac. Il peut être nécessaire de placer le sac dans un autre contenant rigide pour limiter les mouvements de l'animal et éviter de le blesser ou d'endommager le sac. Bien que le sac à serpents ne protège pas des morsures, les animaux hésitent généralement à attaquer à l'aveugle, ce qui réduit le risque.

7.2.1.3 Outil d'immobilisation

Un outil d'immobilisation peut être utilisé pour les serpents et les lézards. Il s'agit d'une fourche rembourrée ou élastiquée servant à immobiliser l'animal à la base de la tête. La taille de la fourche devrait être adaptée à

la région cervicale de l'animal, et les reptiles devraient toujours être immobilisés sur une surface souple pour réduire le plus possible le risque de blessure. On devrait tenir l'animal dans une position fixe s'il se débat.

7.2.1.4 Pincés et forceps

Les pincés et les forceps devraient être utilisés avec soin puisque le poids de l'animal, combiné au mécanisme de serrement de ces outils, peut causer des blessures. Les pointes des pincés et des forceps devraient être rembourrées pour réduire le risque de blessure à l'animal. Les pincés et les forceps de caoutchouc peuvent servir de crochets à serpents si la taille de l'animal est appropriée, car les pointes en caoutchouc, en augmentant la friction, peuvent ralentir les mouvements du serpent. Il existe des pincés spécialement conçues pour les serpents venimeux. Les pincés et les forceps ne doivent pas servir à soulever un animal par la queue.

7.2.1.5 Tube à serpents

Un tube à serpents doit être fait de plastique ou d'acrylique transparent, ouvert à une extrémité et complètement ou partiellement ouvert à l'autre pour ne pas limiter la respiration. Le tube devrait être assez long pour renfermer le premier tiers du serpent, et le diamètre, suffisamment grand pour renfermer la partie la plus large du serpent, sans que ce dernier puisse retourner la tête.

Avant chaque utilisation, on devrait vérifier l'intégrité structurelle et l'arrondi des bords du tube à serpents; les bords devraient être lisses pour prévenir les blessures aux écailles. On peut utiliser un crochet à serpents pour guider l'animal dans l'extrémité ouverte, jusqu'à ce qu'il soit entré dans le tube sur 50 à 75 % de sa longueur. Le tube et le serpent devraient ensuite être saisis ensemble pour éviter que l'animal puisse avancer ou reculer.

Les espèces venimeuses pourraient relâcher leur venin dans le tube; celui-ci doit donc être nettoyé selon un protocole de neutralisation propre à l'espèce après chaque utilisation.

Un tube à serpents peut aussi servir à l'induction d'une anesthésie (voir la section 7.4, « Contention chimique »).

7.2.1.6 Tube de tissu

Un tube de tissu légèrement élastique, comme le jersey tubulaire, peut servir à la contention de lézards de petite taille. Un morceau de jersey tubulaire est déroulé de la tête à la queue, ce qui garde les pattes près du corps. On doit s'assurer que les griffes ne se prennent pas dans le tissu, car cela peut causer des fractures d'orteils. On peut retirer le tube de tissu en le découpant avec des ciseaux à bandages.

7.2.1.7 Planche

Les crocodiliens de grande taille peuvent être immobilisés sur une planche de bois ou placés dans une structure tubulaire (tuyau) pour le transport. La mâchoire devrait être maintenue fermée, généralement à l'aide de ruban adhésif, sans que les narines soient obstruées. Le matériau utilisé pour garder la mâchoire fermée ne devrait pas pouvoir glisser et couvrir les narines, ce qui peut rapidement causer la mort de l'animal. Par ailleurs, même lorsque la mâchoire est maintenue fermée, les dents saillantes des crocodiliens peuvent causer des égratignures; on doit donc contrôler la tête de l'animal.

7.3 ANIMAUX VENIMEUX

Les animaux venimeux ne devraient être manipulés ou contentonnés que par du personnel désigné, et une formation sur les espèces venimeuses est requise pour tous les manipulateurs. Il devrait toujours y avoir au moins deux personnes qualifiées présentes lors de la manipulation de reptiles venimeux au cas où une assistance serait nécessaire. Il est par ailleurs crucial qu'une deuxième personne soit présente au cas où il y aurait envenimation. Les procédures choisies devraient réduire autant que possible le temps de manipulation, et réduire ou éliminer le contact entre le manipulateur et l'animal. On doit utiliser de l'équipement de protection individuelle supplémentaire, comme une protection oculaire et des gants résistants à la perforation, ainsi que des outils de contention et de transfert appropriés, à moins de fournir une justification pertinente. Le manipulateur est encouragé à afficher une description écrite bien visible de l'espèce manipulée (p. ex. sur l'insigne d'identification) au cas où il doit cesser de parler pendant une situation d'urgence.

On devrait préparer tous les outils de manipulation et de contention appropriés avant de commencer une procédure avec un reptile venimeux. La cage devrait rester verrouillée jusqu'à ce que l'on soit prêt à l'ouvrir. On devrait annoncer que l'on s'apprête à ouvrir la cage afin d'attirer immédiatement l'attention du personnel sur la procédure (Lock, 2008). Les serpents venimeux peuvent être retenus dans des boîtes de transfert et des tubes de plastique transparent. Lorsqu'il faut tenir un serpent venimeux dans une position fixe pour réaliser des procédures manuelles comme les prélèvements sanguins, le sexage et le gavage, on devrait diriger le serpent dans un tube à serpents. On peut procéder sur une table de travail, au sol, dans un seau ou directement dans un sac à serpents. Si un serpent semble mort, on devrait utiliser des pinces ou un crochet à serpents pour vérifier la présence de mouvement. Lorsque le décès est confirmé, la gueule de l'animal devrait être soigneusement fermée avec du ruban adhésif pour éviter un contact accidentel avec les crochets à venin (Lock, 2008). Du venin pourrait se déposer sur les outils et dans les enclos; ils devraient donc être considérés comme contaminés au venin jusqu'à ce qu'ils soient bien nettoyés.

7.4 CONTENTION CHIMIQUE

La présente section porte sur l'utilisation de médicaments pour tenir un animal dans une position fixe. Pour obtenir des renseignements sur l'emploi d'un anesthésique lors de procédures douloureuses, voir la section 10.9, « Anesthésie et analgésie ».

Les protocoles de contention chimique chez les reptiles sont complexes en raison de la grande variété d'espèces; la réponse aux sédatifs, aux hypnotiques, aux tranquillisants et aux anesthésiques dépend de l'espèce, voire de l'individu. Les protocoles de contention chimique pour les mammifères peuvent difficilement s'appliquer aux reptiles, et on devrait consulter des études publiées sur les protocoles de sédation chez les reptiles. Tous les médicaments servant à la contention chimique de reptiles font l'objet d'une utilisation non indiquée sur l'étiquette; on devrait consulter un vétérinaire ayant de l'expérience dans la contention chimique de reptiles lorsque l'on prévoit d'utiliser ces substances dans le cadre d'une nouvelle activité scientifique ou chez une nouvelle espèce.

La contention chimique est administrée par injection ou inhalation. Certains produits chimiques provoquent une phase d'excitation initiale; ainsi, l'utilisation de tranquillisants en combinaison avec l'agent de sédation pourrait être indiquée. On devrait préférer les sédatifs ou les combinaisons de médicaments dont on sait qu'ils sont partiellement ou complètement réversibles, afin d'éviter une récupération prolongée ou imprévisible associée au métabolisme du reptile. Les sédatifs et les combinaisons de médicaments devraient être sélectionnés en fonction du degré de sédation désiré (sédation légère pour une contention brève et séda-

tion profonde pour une longue période de contention), de l'état général de l'animal et de la procédure à réaliser (voir Sladky et Mans, 2012 pour des exemples de protocoles de sédation). Les médicaments injectables peuvent avoir des effets prolongés chez les reptiles; il importe de choisir avec soin les substances utilisées. Il n'existe actuellement aucune donnée appuyant la narcose par hypothermie comme méthode de contention ou d'anesthésie sûre et sans cruauté.

Lalfaxalone et le propofol sont des sédatifs couramment utilisés pour les reptiles lors de procédures non douloureuses. On devrait maintenir la température corporelle tout au long de la procédure et du rétablissement.

Lisoflurane et la sévoflurane sont des anesthésiques par inhalation parfois utilisés. Bien que ces gaz provoquent une anesthésie générale, ils sont souvent utilisés pour le maintien de l'anesthésie chez les reptiles lorsque l'injection n'est pas pratique. Les gaz volatiles inhalés possèdent plusieurs avantages : ils sont très sûrs, réversibles, faciles à doser et utilisables en chambre sans contact pour les reptiles non apnéiques. Toutefois, ces gaz requièrent de l'équipement spécialisé, y compris de l'oxygène, un vaporisateur, un circuit d'administration, un dispositif de récupération des gaz et une ventilation appropriée pour protéger la santé humaine. On ne devrait pas utiliser d'anesthésiques par inhalation si l'on ne dispose pas de tout l'équipement nécessaire.

On peut recourir à l'anesthésie locale comme adjuvant lors d'une anesthésie et une contention, ou bien comme seul traitement pour les procédures mineures chez des reptiles faciles à retenir. La dose toxique des anesthésiques locaux ne semble pas avoir fait l'objet d'études chez les reptiles; on devrait donc veiller à utiliser la dose minimale requise. Il est recommandé d'utiliser des seringues à faible volume ainsi que des aiguilles de petit calibre.

Principe directeur 15

Les reptiles doivent faire l'objet d'une surveillance continue pendant la contention chimique; une attention particulière doit être portée à la respiration, à la fréquence cardiaque et à la profondeur de l'anesthésie.

La gestion de la température corporelle et ambiante fait partie de la procédure anesthésique chez les reptiles. Les températures élevées, qui augmentent généralement le taux métabolique, sont souvent utilisées pendant l'induction et la récupération, alors que les températures basses, qui abaissent généralement le taux métabolique, sont souvent utilisées pour le maintien de l'anesthésie. Le temps de récupération après une anesthésie dépend de l'étape du cycle de vie de l'animal, de l'anesthésique utilisé, de la température, de l'espèce et de la profondeur de l'anesthésie. Lors d'une anesthésie, tous les renseignements pertinents, comme le type d'anesthésique, la méthode d'administration et toute complication ou préoccupation en lien avec le bien-être de l'animal doivent être consignés au dossier de l'individu.

On devrait pouvoir avoir recours à une méthode de respiration artificielle, y compris la ventilation manuelle, et avoir la capacité à ajuster rapidement la température corporelle pour augmenter les chances de survie de l'animal en cas de réaction indésirable à l'anesthésie.

Pour en savoir plus sur l'utilisation d'anesthésiques, voir la section 10.9.1, « Anesthésie ».

7.5 SÉCURITÉ DU PERSONNEL ET DES ANIMAUX

La sécurité du manipulateur et de l'animal doit être prise en compte lors des procédures de manipulation et de contention. Une bonne utilisation des outils de manipulation et de contention réduit le risque de blessure chez l'animal et l'humain. Les manipulateurs peuvent être blessés par les griffes des lézards et des tortues; la colonne vertébrale de certains reptiles; les morsures de serpents, de lézards et de tortues; et les coups de queue des lézards. Pour la manipulation d'animaux de grande taille ou qui présentent un grand risque pour la sécurité (p. ex. reptiles venimeux, grands serpents constricteurs et reptiles agressifs ou réactifs), deux personnes ou plus devraient être présentes. Les animaux peuvent être blessés par des techniques de manipulation inadéquates ainsi que par un contact inapproprié avec des éléments de leur environnement. La manipulation et la contention d'animaux venimeux exigent une formation poussée et le respect d'exigences relatives aux procédures et aux infrastructures (voir la section 7.3, « Animaux venimeux »).

Pour choisir de l'équipement de protection individuelle, on doit toujours tenir compte du tempérament de l'espèce et de l'individu ainsi que des considérations de sécurité liées à la procédure à réaliser. Il pourrait être nécessaire de porter des gants résistants à la perforation pour manipuler des animaux indociles. La couche externe des vêtements du manipulateur devrait être tissée serrée et comporter le moins d'étiquettes, de rabats et de crochets possible pour éviter que les griffes ne se prennent dans le tissu, puisque cela peut causer des fractures d'orteils. Un manipulateur présentant un déficit immunitaire ou tout autre problème de santé devrait consulter l'agent en santé et sécurité de l'établissement, ou une personne aux responsabilités équivalentes, pour connaître l'équipement de protection individuelle appropriée.

SANTÉ ET CONTRÔLE DES MALADIES

Principe directeur 16

Tous les reptiles devraient faire partie d'un programme de santé animale, quel que soit leur lieu d'hébergement.

Les professionnels en médecine vétérinaire doivent participer à l'élaboration du programme de santé, qui devrait être approuvé par le comité de protection des animaux et supervisé par des personnes compétentes en matière d'évaluation de la santé des reptiles. Ce programme devrait comporter les éléments suivants :

- tenue appropriée de registres conformes aux *Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science* (CCPA, 2017);
- respect des normes relatives aux reptiles de l'Association canadienne de la médecine des animaux de laboratoire (ACMAL) (*Normes de l'ACMAL sur les soins vétérinaires*, 2020);
- bonnes pratiques de biosécurité pour limiter l'introduction et la transmission de maladies, et pour réduire autant que possible la contamination de l'environnement;
- surveillance de la santé et détection des maladies latentes par l'évaluation systématique de chaque individu et de l'état de santé de chaque colonie;
- plan d'intervention en cas d'éclosion potentielle de maladie infectieuse; l'exécution de ce plan devrait limiter la propagation de la maladie jusqu'à ce que l'éclosion soit confirmée, que le pathogène soit identifié et qu'un vétérinaire détermine les mesures propres au pathogène en cause (voir la section 8.3, « Contrôle des maladies en cas d'éclosion infectieuse »).

8.1 PRÉVENTION DES MALADIES

Principe directeur 17

À des fins d'évaluation de la santé, les mesures stratégiques de prévention des maladies devraient comprendre un plan de contrôle des maladies et un système de surveillance et de production de rapports régulières.

Les animaux ne devraient être porteurs ni de pathogènes indésirables ni de maladies cliniques. Un vétérinaire devrait participer à l'élaboration d'un plan de prévention et de contrôle des maladies, auquel devraient s'ajouter des PNF pour réduire le risque d'introduire une maladie dans l'animalerie, et devrait être disponible pour des consultations sur tout sujet lié à la santé des animaux.

Voici les questions à aborder dans le plan de prévention et de contrôle des maladies :

- Acquisition – On devrait connaître le mieux possible les antécédents des reptiles d'un fournisseur et porter une attention particulière à l'origine de l'animal (élevage ou capture dans la nature) (voir la section 4.5, « Accueil des animaux »);
- Quarantaine – Les animaux nouvellement arrivés devraient être séparés des autres individus tant qu'ils n'ont pas subi un examen physique et un dépistage systématique (voir la section 4.5, « Accueil des animaux »);
- Animaleries et gestion des animaleries – Des pratiques liées aux animaleries, à l'équipement et à la gestion devraient être adoptées pour prévenir l'apparition de pathogènes aéroportés et d'origine hydrique, la transmission par contact direct ou par vecteurs passifs de microorganismes, la contamination de l'eau, les infestations d'organismes nuisibles et la présence de contaminants de sources externes (voir la section 2, « Animaleries », et la section 3, « Personnel et gestion de l'établissement »);
- Soins et gestion – Les reptiles devraient suivre un régime de haute qualité, et des pratiques efficaces de nettoyage et de prévention du surpeuplement devraient être mises en place (voir la section 6, « Soins et gestion »);
- Biosécurité pour les animaux – Des PNF devraient limiter l'accès aux animaleries; voir la section 3, « Emplacement », et la section 10.3, « Système de sécurité », des *Lignes directrices du CCPA : les animaleries* (CCPA, 2024);
- Procédures d'isolement – Des plans d'isolement des animaux contaminés dans les animaleries devraient être mis en place en cas d'éclosion d'une maladie; ces plans devraient comprendre une stratégie de prévention des maladies.

Tous ces éléments devraient faire partie du programme de prévention et de contrôle des maladies. Les mauvaises pratiques d'élevage sont responsables de la plupart des maladies chez les reptiles en captivité (Suedmeyer, 1995).

8.2 SURVEILLANCE DE L'ÉTAT DE SANTÉ ET DÉTECTION DES MALADIES

Principe directeur 18

Des PNF devraient être élaborées pour évaluer la santé animale, prodiguer des soins de santé et traiter des problèmes de santé courants chez les animaux; ces procédures devraient être réévaluées au moins tous les trois ans pour assurer leur pertinence.

Des PNF devraient être élaborées pour réaliser des examens de santé réguliers et des évaluations du bien-être (voir la Section 9, « Évaluation du bien-être ») de chaque individu et de chaque colonie, en fonction des éléments suivants : l'espèce, le sexe, l'étape du cycle de vie, l'âge et l'état de santé, le système d'hébergement, la durée d'hébergement, le type d'activités scientifiques, et les effets potentiels sur les autres animaux de l'animalerie et sur les activités scientifiques.

Le choix des agents à tester et des procédures d'évaluation (notamment l'intervalle entre les tests et la vérification) exige une consultation avec un vétérinaire qualifié, et devrait s'appuyer sur l'historique de l'animalerie, les antécédents de l'animal et la probabilité que l'organisme soit présent, afin que les méthodes de test

et les échantillons soient appropriés. Les programmes de surveillance de la santé peuvent comprendre une surveillance de l'environnement de la salle (p. ex. température et humidité) et de l'enclos. Si possible, les méthodes devraient s'appuyer sur les deux grands principes des « Trois R » de réduction et de raffinement afin de réduire autant que possible les répercussions sur les animaux. Dans la plupart des situations, le recours à des animaux sentinelles n'est ni approprié ni nécessaire.

Les programmes de prévention et de contrôle des maladies et les PNF devraient être mis à jour régulièrement, notamment pour tenir compte de la prévalence accrue de certaines maladies chez des espèces en particulier et de nouvelles données sur la santé reptilienne. Le vétérinaire devrait consulter la littérature relative aux maladies touchant les différentes espèces et aux procédures de détection. Lorsque possible, il est fortement recommandé d'utiliser des essais biologiques validés pour tester certains pathogènes directement. Avant que des éclosions ne surviennent, le vétérinaire ou le responsable de l'animalerie devrait établir un lien avec un laboratoire de diagnostic capable d'analyser des échantillons reptiliens pour certaines maladies, afin d'accélérer le processus d'analyse d'une éclosion potentielle. Les établissements pourraient être en mesure d'utiliser leurs ressources internes d'analyse, mais les essais devraient être conçus et validés avant qu'il soit nécessaire d'effectuer un diagnostic. On doit appliquer des procédures de quarantaine et d'isolement lorsqu'une infection contagieuse est soupçonnée afin de prévenir la propagation du pathogène pendant les analyses diagnostiques.

Tout problème lié à la santé ou au bien-être animal doit être consigné et rapidement communiqué au vétérinaire.

Les reptiles devraient être bien alimentés et hébergés dans un environnement limitant le stress afin de réduire autant que possible le risque de problèmes de santé et de maladie (Tonge, 2010). Les signes de maladie chez les reptiles sont rarement spécifiques. Des signes généraux de maladie peuvent être consultés dans Divers et Stahl (2019), et on peut trouver de l'information plus détaillée sur les maladies chez chéloniens dans McArthur et coll. (2004). Les auteurs suivants se sont intéressés à l'analyse diagnostique chez les reptiles : Hernandez-Divers et coll. (2004), Cooper (1999), Campbell et Ellis (2007), Diethelm et Stein (2006), Garner et Jacobson (2020), et Jacobson et Garner (2020).

Plusieurs espèces de reptiles sont fréquemment porteuses d'agents pathogènes opportunistes (p. ex. quelques oxyures chez le dragon barbu). L'éradication complète de ces commensaux peut être complexe, invasive et inutile. On devrait consulter un vétérinaire pour tout plan de traitement.

8.2.1 Maladies et problèmes de santé courants

La captivité impose aux reptiles des contraintes physiques, comportementales et physiologiques qui peuvent affaiblir leur système immunitaire et donc augmenter le risque d'infection (Cooper, 2010). La réponse immunitaire des reptiles dépend de la température; ainsi, elle est plus efficace dans la fourchette supérieure de la zone de température optimale, ce qui prouve l'importance d'établir une température et un gradient de température appropriés dans l'enclos. Certaines espèces réagissent aux infections bactériennes en recherchant activement des températures plus élevées pour élever leur température corporelle (Evans et coll., 2015).

En raison du mode de vie unique des reptiles (p. ex. brumation, alimentation sporadique et ecdysis), tout signe de maladie doit être interprété en fonction de l'environnement et du cycle de vie de l'animal. Un vétérinaire ou un spécialiste des reptiles qui connaît bien le reptile touché devrait être consulté avant une procédure. Voici des signes qui peuvent apparaître chez les reptiles :

- anorexie

- ataxie
- boiterie
- convulsions
- gueule enflée ou déformée
- léthargie
- mauvais état physique
- paupières fermées ou rétention de la lunette cornéenne
- régurgitation
- respiration haletante (gueule ouverte)
- respiration laborieuse
- sécrétions à la respiration

Catégories courantes de maladies et de problèmes de santé chez les reptiles :

- abcès (auriculaire, tympanique, etc.)
- acariose (mites propres à l'espèce)
- calculs d'urate
- dermatite fongique
- dermatite nécrotique (dégradation des écailles ou de la carapace), généralement associée à un des soins inadéquats
- diarrhée
- dystocie
- goutte
- hyperparathyroïdisme secondaire nutritionnel
- hypervitaminose A
- hypovitaminose B et D
- maladie métabolique des os
- morsures et traumatisme provoqué par une proie
- pneumonie (virale ou bactérienne)
- prolapsus cloacal
- salmonellose
- stomatite (virale ou bactérienne)

Maladies ou problèmes de santé courants chez les lézards :

- brûlures thermiques
- dysecdysis
- lipidose hépatique
- parodontopathie

Maladies ou problèmes de santé courants chez les tortues :

- anomalies de la carapace (nutritionnelles, fongiques, bactériennes)

- herpès
- hypovitaminose A
- maladie respiratoire
- mycoplasme
- rétention d'œufs

Maladies ou problèmes de santé courants chez les serpents :

- adénite des glandes cloacales odoriférantes
- brûlures thermiques
- cryptosporidiose du serpent
- dysecdysis
- maladie des ampoules (liée à un excès d'humidité, suivi d'une infection bactérienne)
- ophidiomycose (maladie fongique du serpent)

Pour en savoir plus sur ces maladies ou sur d'autres problèmes de santé fréquents chez les reptiles, consulter Divers et Stahl (2019) ou Girling et Raiti (2019).

8.3 GESTION DES SOINS EN CAS D'ÉCLOSION D'UNE MALADIE INFECTIEUSE

Principe directeur 19

Un plan d'intervention doit être en place pour gérer les éclosions potentielles d'une maladie.

On doit établir un plan d'intervention pour gérer les éclosions de maladies graves survenant dans l'animalerie ou provenant de l'extérieur, prévenir la transmission d'agents pathogènes au sein de la colonie, et empêcher toute récurrence. Ce plan devrait être élaboré en prévision d'une éclosion et modifié selon la nature de la maladie ou de l'éclosion. Il devrait notamment prévoir une stratégie de communication avec les vétérinaires, l'équipe vétérinaire, le personnel chargé des soins aux animaux, les chercheurs, le responsable de l'établissement et le comité de protection des animaux. On devrait décrire dans le plan d'intervention les restrictions relatives à l'utilisation des animaux lors des activités scientifiques, et aux mouvements et aux contacts des animaux lors d'une éclosion. De plus, on doit avoir accès à un lieu de quarantaine ou d'isolement pour les animaux malades (voir la section 4.6, « Quarantaine et acclimatation »).

En cas d'éclosion de maladie infectieuse, le vétérinaire doit être consulté pour s'assurer que les techniques employées permettront bien d'éradiquer les agents pathogènes. Les procédures habituelles consistent notamment à mettre en quarantaine la salle où a été découverte la maladie, de même qu'à assurer le suivi et le dépistage des animaux qui ont récemment été déplacés de cette salle « source ». Les mesures à prendre par la suite (traitement, dépeuplement, etc.) dépendent de la nature et de l'ampleur de l'éclosion, de l'état de santé des animaux et du type d'activités scientifiques. Si les animaux infectés doivent être euthanasiés, on doit prendre les mesures de confinement qui s'imposent lors de la manipulation et de l'élimination des animaux et du contenu de l'enclos, et de la décontamination de l'enclos et de la salle pour empêcher la propagation de la maladie.

9 ÉVALUATION DU BIEN-ÊTRE

Principe directeur 20

Tous les reptiles hébergés dans une animalerie doivent faire l'objet d'évaluations régulières du bien-être.

Les *Lignes directrices du CCPA : l'évaluation du bien-être animal* (CCPA, 2021) énoncent les grands principes directeurs de l'évaluation du bien-être des animaux utilisés à des fins scientifiques. La présente section s'appuie sur les lignes directrices et se concentre sur les indicateurs servant à évaluer le bien-être des reptiles; à noter cependant que tout indicateur doit être adapté selon l'espèce et l'étape du cycle de vie de l'animal étudié.

Le plan d'évaluation du bien-être animal devrait inclure des observations et d'autres outils qui, ensemble, donnent des renseignements sur la santé, le comportement et la physiologie de l'animal. Selon les *Lignes directrices du CCPA : l'évaluation du bien-être animal* (CCPA, 2021), l'information devrait être obtenue en combinant des mesures axées sur l'animal, sur les ressources et sur la gestion.

Les mesures axées sur l'animal comprennent l'observation de l'animal dans son enclos (voir la section 6.2, « Observation »), l'examen de santé à l'arrivée de l'animal dans l'établissement (voir la section 4.5, « Accueil des animaux ») et dans le cadre du programme de santé (voir la section 8, « Santé et contrôle des maladies »), ainsi que toute autre information sur la santé, le comportement et la physiologie de l'animal obtenue lors des activités scientifiques. Les reptiles doivent être observés régulièrement, mais la mesure de certains indicateurs peut causer des perturbations chez les animaux (p. ex. chez les espèces qui fouissent, récupérer l'animal de sa cachette ou retirer le couvercle pour faciliter l'observation). Le plan d'évaluation du bien-être doit équilibrer l'observation régulière et la fréquence de perturbation. En combinant l'observation des animaux à des mesures axées sur les ressources et sur la gestion, on peut réduire les perturbations pour l'animal tout en obtenant les données nécessaires à l'évaluation du bien-être. De façon générale, les mesures axées sur l'animal sont idéales pour déterminer l'état de bien-être réel de chaque animal, mais peuvent s'avérer moins efficaces que les mesures axées sur les ressources et sur la gestion pour déterminer la cause précise d'un bien-être compromis.

Les mesures axées sur les ressources servent à évaluer si l'enclos convient à l'animal hébergé. Des critères pour l'élaboration de ces mesures figurent aux sections 2.2, « Enclos » (p. ex. grandeur et conception de l'enclos), 3, « Personnel et gestion de l'établissement » (p. ex. qualité de l'eau, éclairage et température) et 6, « Soins et gestion » (p. ex. gestion de l'hébergement, alimentation et enrichissement de l'environnement). Les mesures axées sur les ressources sont surtout utiles pour relever les éléments susceptibles de compromettre le bien-être.

Les mesures axées sur la gestion se concentrent sur les registres d'évaluation (soins et gestion, médicaux, mortalité et morbidité, procédures expérimentales, etc.) pour relever des éléments pouvant influencer le bien-être animal. Tout comme les mesures axées sur les ressources, les mesures axées sur la gestion sont

utiles pour déceler les causes potentielles des lacunes en matière de bien-être; elles sont particulièrement utiles pour suivre l'évolution de ces causes dans le temps.

9.1 INDICATEURS DU BIEN-ÊTRE

Les reptiles appartiennent à un large éventail d'espèces qui, ensemble, occupent des territoires très diversifiés dans la nature (des régions tropicales aux régions tempérées où l'hiver est froid). On doit donc tenir compte de l'espèce et de l'individu pour établir des indicateurs du bien-être appropriés; pour des exemples, voir Moszuti et coll. (2017), Stockley et coll. (2020) et Hoehfurtner et coll. (2021). On devrait consulter la littérature et des experts pour connaître les indicateurs du bien-être de l'espèce en question. Des essais de préférence peuvent aussi servir à déterminer les situations et les ressources qui entraînent des expériences positives (voir Hoehfurtner et coll. (2021)).

Les chercheurs doivent bien comprendre la biologie et le comportement des espèces avec lesquelles ils travaillent pour bien évaluer leur bien-être. Ils devraient aussi être en mesure de reconnaître l'influence de divers facteurs sur le comportement et les paramètres physiologiques de ces espèces. Bien que certains animaux puissent paraître en santé malgré des conditions de vie insatisfaisantes, leur bien-être peut être considérablement compromis. Ainsi, une bonne santé n'indique pas nécessairement un niveau de bien-être adéquat.

Les changements de comportements ou les comportements nouveaux ou inattendus nécessitent un examen des conditions ambiantes afin d'évaluer leur effet sur le bien-être animal. Les indicateurs comportementaux du bien-être s'inscrivent généralement dans un continuum et ne peuvent être évalués avec une simple liste de vérification. En outre, ces indicateurs doivent être évalués en fonction de l'environnement de l'animal, puisque dans certaines situations, un changement de comportement peut indiquer une variation du niveau de stress. Par exemple, l'atténuation de la réaction d'évitement pourrait s'expliquer par de la léthargie ou simplement par le fait que le reptile est habitué au personnel. Le niveau d'activité peut aussi fluctuer en réponse à des facteurs sans lien avec le bien-être (p. ex. variations saisonnières). Toutes les évaluations devraient considérer l'animal comme étant la valeur de référence et ensuite appliquer l'information sur la biologie comportementale générale de l'espèce. La capacité à détecter des nuances comportementales dépend grandement de la surveillance et de l'observation régulières réalisées par le personnel qui travaille souvent avec les animaux.

Warwick et coll. (2013) fournissent une liste de signes comportementaux qui sont des indicateurs possibles de stress lié à la captivité chez les reptiles, comme l'anorexie, le figement, la simulation de la mort, les changements pigmentaires ou la rétraction prolongée de la tête, des membres ou de la queue. Les indicateurs positifs du bien-être sont plus difficiles à établir avec certitude et portent souvent sur l'évaluation de l'enrichissement (Benn et coll., 2019; Eagan, 2019); toutefois, des comportements comme l'exploration et l'alimentation normale indiquent qu'un reptile n'est pas stressé.

En général, on peut utiliser les comportements et les paramètres physiologiques énumérés ci-dessous pour évaluer le bien-être de reptiles hébergés seuls ou en groupe.

Indicateurs comportementaux possibles du bien-être :

- niveau d'activité global (y compris la démarche et la fuite);
- position de l'animal dans l'enclos (l'animal utilise l'espace normalement);
- utilisation des accessoires, des cachettes et des éléments d'enrichissement (y compris l'abreuvoir);

- changement dans le comportement alimentaire (p. ex. temps d'alimentation, quantité de nourriture ingérée avant et après une procédure, pendant l'acclimatation ou les transitions alimentaires (James et coll., 2017));
- réponse comportementale inattendue
 - il importe de connaître les comportements « attendus » dans un contexte de captivité normal; les individus en santé devraient avoir une réaction de sursaut lorsque leur environnement est soudainement perturbé, mais devraient être moins réactifs (pas de réaction de sursaut) aux pratiques d'élevage quotidiennes comme l'alimentation;
- interactions sociales, comme la présence ou l'absence d'agression dans la colonie.

Exemples d'indicateurs physiologiques du bien-être :

- croissance et reproduction (Vitousek et coll., 2010);
- poids, apparence physique et évaluation subjective du corps;
- couleur et apparence de la peau, selon l'espèce (Lewis et coll., 2017; Greenberg, 2002);
- apparence des boulettes fécales;
- concentration de corticostérone
 - des auteurs se sont intéressés au lien entre la corticostérone et le risque de contracter une infection bactérienne, et à la modulation de la corticostérone en cas de réaction immunitaire (Meylan et coll., 2010). Les concentrations de corticostérone plasmatique seraient aussi associées à une diminution de la croissance et de la capacité reproductive (Vitousek et coll., 2010).

Les chercheurs devraient consulter la littérature et utiliser les indicateurs les moins intrusifs appropriés pour l'animal et les activités scientifiques.

10

PROCÉDURES EXPÉRIMENTALES

Principe directeur 21

La méthode la moins invasive adaptée aux objectifs des activités scientifiques doit être utilisée, en prenant compte des effets possibles des procédures sur les reptiles et des mesures à prendre pour limiter ces effets.

En plus de réduire les effets directs sur les animaux, des mesures devraient être prises pour minimiser les effets potentiels des procédures sur les autres reptiles dans la salle, puisqu'ils pourraient être perturbés par la production de phéromones d'alarme (p. ex. Mason et Parker, 2010) (voir la section 2.1, « Locaux d'hébergement et salles d'intervention »).

Le comité de protection des animaux de l'établissement doit examiner l'ensemble des procédures expérimentales contenues dans les protocoles d'utilisation des animaux. Pour les procédures courantes, tous les membres du personnel responsable des animaux devraient pouvoir consulter les PNF approuvées par le comité de protection des animaux afin d'assurer la consistance des procédures et des soins. Lorsque de nouvelles procédures sont proposées, on devrait élaborer des PNF en consultation avec un expert du domaine et avec la contribution de divers intervenants (p. ex. chercheurs, responsables de la sécurité, personnel de soin aux animaux) avant qu'elles ne soient approuvées et appliquées. Ces PNF devraient faire l'objet d'examen réguliers et de mises à jour à mesure que de nouvelles informations sont disponibles (CCPA, 2006). Toutes les procédures devraient être consignées, et les dossiers devraient être conservés en format électronique ou à proximité des zones d'hébergement ou d'intervention et demeurer accessibles à l'équipe vétérinaire, au personnel de soins aux animaux, à l'équipe de recherche et au comité de protection des animaux.

Les établissements devraient avoir une politique ou une PNF sur les procédures répétées chez tous les animaux, y compris chez les reptiles. Elle doit préciser la fréquence des procédures, l'intervalle qui les sépare et leur nombre total sur la durée de vie d'un même individu, et tenir compte du caractère invasif de la procédure ainsi que des effets négatifs sur le bien-être du reptile, à court et à long terme (voir les [Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthiques, et de points limites cumulatifs](#) (CCPA, 2022)).

Les procédures ayant des effets négatifs sur les animaux devraient être évitées lorsque d'autres méthodes permettent d'obtenir efficacement les résultats scientifiques attendus.

Toutes les procédures risquent d'entraîner des états de bien-être négatifs. Il peut être difficile d'évaluer ces états chez les reptiles, et on devrait donc considérer qu'une procédure ayant une incidence négative chez un mammifère risque d'avoir la même incidence chez un reptile. Beaucoup de procédures estimées comme étant habituelles sont complexes lorsqu'elles sont réalisées sur les reptiles parce qu'ils sont difficiles à manipuler, surtout les espèces venimeuses. Les procédures doivent être réalisées par des personnes compétentes adéquatement formées par du personnel qui a les compétences pertinentes. Il est également préférable de recourir à l'expertise du vétérinaire et du personnel de soin aux animaux expérimenté.

S'il faut manipuler des animaux, ceux-ci devraient être choisis avec soin selon l'espèce, le tempérament individuel, la santé, l'âge ou le sexe, s'il y a lieu.

Avec le perfectionnement des techniques, le raffinement continuera d'évoluer dans de nombreux domaines, et les chercheurs, les vétérinaires et les comités de protection des animaux devraient évaluer les nouvelles données probantes sur le raffinement et considérer leur mise en œuvre.

L'équipement servant aux activités scientifiques devrait être fait de matériaux non poreux, et nettoyé et désinfecté en profondeur entre les utilisations pour réduire le plus possible le risque de contamination croisée, surtout lorsqu'il est partagé.

Principe directeur 22

Des points limites doivent être établis et approuvés par le comité de protection des animaux avant le début d'une activité scientifique pour réduire autant que possible les effets négatifs des procédures sur les animaux.

Les *Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthiques, et de points limites cumulatifs* (CCPA, 2022) stipulent que les auteurs de protocoles doivent établir des points limites et des points d'intervention éthiques propres à l'activité scientifique (p. ex. début du traitement, fin de la procédure et euthanasie) ainsi que des plans de surveillance. Les chercheurs devraient consulter le vétérinaire et les experts de l'espèce pour déterminer ces points limites et d'intervention. Des documents de référence pertinents pour l'activité scientifique devraient être consultés pour établir les points limites pratiques les plus précoces possibles.

La détermination des points d'intervention éthiques (signes cliniques indiquant qu'une intervention est requise afin de réduire les effets négatifs sur le bien-être) peut être complexe, car les reptiles ne présentent généralement pas tout l'éventail de signes cliniques observés chez d'autres animaux de laboratoire; il peut également être difficile d'évaluer la gravité d'une condition même en présence de signes (Benn et coll., 2019). Les indicateurs du bien-être, comme l'inappétence, les changements dans l'apparence de la peau ou le poids, la cote de l'état de chair, la perte de fonction ambulatoire et la concentration des hormones de stress (voir la section 9, « Évaluation du bien-être »), peuvent servir de base à la création des points limites. Toutefois, puisque beaucoup de reptiles ne mangent pas régulièrement et ne sont pas très actifs en temps normal, les indicateurs liés à l'alimentation et à l'activité sont souvent difficiles à évaluer (Warwick et coll., 2013). Les membres du personnel qui évaluent le comportement d'un animal devraient être familiers avec le comportement normal ou attendu pour reconnaître les anomalies. Lorsqu'un modèle animal est en développement ou est nouveau pour le chercheur, des études pilotes devraient être réalisées pour établir des points limites scientifiques et des points d'intervention éthiques.

La fréquence de surveillance doit être établie en fonction du caractère invasif du protocole et des signes cliniques (ou autres) attendus, ainsi qu'en fonction de l'évolution de l'état de l'animal, du modèle animal et du sujet (p. ex. expérience passée). Les données de surveillance devraient être consignées.

La surveillance des points limites devrait être un effort commun des chercheurs, des vétérinaires et du personnel vétérinaire et de soins aux animaux. Des feuilles de pointage comprenant plusieurs paramètres d'évaluation peuvent être utiles.

Les animaux devraient être retirés de l'activité scientifique lorsque les points limites sont atteints ou sur les conseils d'un vétérinaire. Les animaux qui sont exposés à des effets négatifs ne faisant pas partie de leur protocole d'utilisation et ne pouvant pas être soulagés doivent être rapidement euthanasiés.

10.1 MODÈLES ANIMAUX

Les reptiles sont utilisés comme modèles animaux dans de multiples domaines en recherche fondamentale, comme la génétique, l'immunologie et la toxicologie (Poletta et coll., 2012), la régénération (McLean et Vickaryous, 2011; Fisher et coll., 2012; Sun et coll., 2018), l'évolution (Nomura et coll., 2013; Woolley et coll., 2004) et la recherche clinique vétérinaire (Balko et Chinnadura, 2017; Carsia et coll., 2018; Skovgaard et coll., 2018).

Les auteurs de protocoles devraient déterminer si des reptiles sont requis pour l'activité scientifique et, le cas échéant, déterminer quelles sont les espèces, les lignées et l'étape du cycle de vie permettant de produire le meilleur modèle des processus biologiques concernés. Ils devraient également tenir compte des besoins particuliers de chaque animal, des considérations liées au bien-être et de la disponibilité des animaux. On ne doit pas faire l'acquisition des animaux avant d'avoir pris des mesures visant à leur prodiguer les soins appropriés et assurer leur santé et leur bien-être. Les mesures de protection du bien-être des animaux (p. ex. recours à d'autres experts ou à du personnel hautement qualifié) devraient être accrues au besoin, selon les procédures à effectuer.

10.2 ADMINISTRATION DE SUBSTANCES

Des renseignements généraux sur l'administration de substances se trouvent dans les *Lignes directrices du CCPA : les procédures scientifiques (Partie A – L'administration de substances et l'échantillonnage biologique)* (CCPA, 2025). La présente section fournit de l'information supplémentaire pour les reptiles.

La voie d'administration dépend des caractéristiques chimiques de la substance (y compris la vitesse d'absorption), du site d'action, du risque d'irritation des tissus et des considérations pratiques liées à l'administration (p. ex. Knotek, 2019; Divers et Stahl, 2019). Les substances sont généralement administrées par voie intramusculaire, intracœlomique, sous-cutanée, intraveineuse ou orale. Pour la distribution systémique d'une substance, l'injection parentérale est généralement préférable à la voie orale.

En fonction du composé, pour toutes les voies d'injection, les sites d'administration postérieurs aux reins (p. ex. membres postérieurs) pourraient réduire la biodisponibilité des substances, en fonction du composé, en raison du métabolisme de premier passage (Giorgi et coll., 2015; Holz et coll., 1997; Kummrow et coll., 2008; Scheelings, 2013; Fink et coll., 2018). Les substances néphrotoxiques avec excrétion tubulaire devraient être administrées dans le tiers antérieur de l'animal pour éviter les reins.

On doit adapter la dose à administrer à chaque individu, en considérant son taux métabolique selon la température d'hébergement (Mayer, 2019).

Avant l'injection intramusculaire de tout composé, on doit s'assurer que l'animal est bien hydraté, que sa température corporelle est appropriée et que la température ambiante restera stable.

On opte fréquemment pour les injections intramusculaires et sous-cutanées en raison de la facilité d'accès au site, et de l'absorption et de la distribution rapides du composé. Toutefois, la technique d'injection sous-cutanée est parfois difficile à réaliser chez les reptiles de petite taille. Les fonctions de l'espace sous-cutané chez

les mammifères et les reptiles diffèrent grandement; il convient donc de faire preuve d'une grande prudence en cas d'extrapolation de l'utilisation de médicaments sous-cutanés d'une espèce à l'autre (Mathews, 2011; Turner et Cassano, 2004). Des injections intramusculaires répétées ne devraient pas être réalisées à un même site, surtout dans les petits muscles, puisque cela peut causer des dommages tissulaires. Comme beaucoup de reptiles ont une peau relativement peu élastique, le volume maximal pouvant être administré par voie sous-cutanée est d'environ 1 % de la masse corporelle (Perry et Mitchell, 2019); ainsi, on recommande l'administration lente d'une faible quantité à l'aide d'une aiguille de petit calibre. Ces injections peuvent être réparties sur de multiples sites afin de réduire le volume par site. Vu la faible élasticité de la peau des reptiles, le manipulateur devrait retenir le site d'injection avec ses doigts au moment du retrait de l'aiguille pour éviter un retour du composé administré.

Les injections coelomiques visent à administrer une substance dans la cavité coelomique, qui a une forte capacité d'absorption. En raison de l'absence de diaphragme chez les reptiles, les volumes intracoelomiques devraient être limités pour éviter une compression pulmonaire. Les composés potentiellement irritants pour les tissus ne devraient pas être administrés par cette voie puisqu'ils peuvent occasionner des dommages à long terme aux viscères et une accumulation de liquide dans la cavité coelomique.

L'administration par voie intraveineuse n'est possible que chez les reptiles de taille moyenne à grande; l'installation de cathéters intraveineux peut nécessiter des incisions et des sutures.

Les cathéters intraosseux peuvent être avantageux chez les reptiles de petite taille et pour administrer de grands volumes de fluides, mais leur utilisation devrait être envisagée en collaboration avec un vétérinaire. L'installation de ces cathéters nécessite une technique chirurgicale aseptique et l'anesthésie de l'animal, à moins que celui-ci soit en état de choc et incapable de supporter une anesthésie. La diffusion du médicament peut être plus lente que par voie intraveineuse, mais elle est généralement plus rapide que par voie intracoelomique (Young et coll., 2012).

Chez certaines espèces, la peau peut se décolorer après une injection, quel qu'en soit le type; le personnel qui effectue l'injection devrait savoir différencier cette réaction des effets indésirables potentiels.

L'administration orale inclut l'intégration d'un composé à des aliments ou l'administration manuelle d'un composé ou d'aliments traités dans la cavité buccale, le pharynx, l'œsophage ou l'estomac (gavage). Si les composés sont intégrés à de la nourriture, l'alimentation doit être surveillée. L'administration manuelle peut se faire en ouvrant la bouche avec des instruments arrondis et en appliquant une légère pression, puis en administrant le composé avec un objet aux rebords arrondis ou émoussés, comme une seringue émoussée. On doit prendre soin de ne pas abîmer la muqueuse orale, puisque cela pourrait causer une stomatite. Pour l'administration de composés directement dans l'estomac (gavage), on doit consulter un vétérinaire. Lors de toute administration manuelle, on doit éviter la glotte afin de prévenir une administration accidentelle dans les voies respiratoires.

Pour en savoir plus sur les voies d'administration de substances chez les reptiles, voir Coutant et coll. (2018).

10.2.1 Lézards

Les injections intramusculaires devraient être réalisées dans le muscle crânien épaxial ou dans les muscles des membres antérieurs (p. ex. triceps ou biceps). Les injections dans les membres pelviens devraient être évitées pour les substances néphrotoxiques ou pouvant subir une clairance active par les reins. Les injections à la base de la queue devraient aussi être évitées chez les espèces capables d'autotomie ou utilisant leur queue comme réserve de graisse.

Les injections intracœlomiques sont réalisées dans le quadrant caudal droit vis-à-vis l'aspect crânial de la patte arrière, avec le lézard en décubitus dorsal (Knotek, 2019). L'aiguille devrait être positionnée à un angle faible, caudal à crânial, et l'injection ne devrait pas être profonde pour réduire le risque de dommages aux tissus et aux organes. On doit également éviter de toucher la veine abdominale ventrale médiane.

Les injections sous-cutanées et les fluides non néphrotoxiques sont généralement administrés dans les membres thoraciques et l'aspect caudal des membres pelviens (Knotek, 2019).

L'utilisation des sites d'injection intraveineuse dépend de la taille du lézard, de la disponibilité des sites et de caractéristiques physiologiques comme l'autotomie. Les injections intraveineuses ne peuvent être réalisées que chez les lézards de taille moyenne et de grande taille; c'est la veine coccygienne ventrale (queue) qui est le site à privilégier chez ces lézards, s'ils ne sont pas capables d'autotomie (Knotek, 2019). Les autres sites d'injection intraveineuse sont notamment la veine jugulaire et la veine cave crâniale.

Le personnel qui procède à l'administration orale de composés doit savoir que certains lézards ont le réflexe d'augmenter la pression de leur morsure lorsque des objets sont insérés dans leur gueule.

10.2.2 Serpents

Les injections intramusculaires devraient être réalisées dans les muscles épaxiaux de l'un des deux côtés de la colonne vertébrale du serpent. Les injections dans les plus grandes régions musculaires de la portion antérieure (près de la tête) du corps du serpent sont préférables pour éviter le système porte rénal. L'aiguille devrait être insérée à un angle de 45 degrés entre les écailles, au milieu du muscle. La contention devrait être ferme pour éviter que le serpent remue lors de l'injection. Il faut parfois réaliser les injections plus près de la queue si l'on utilise un tube de contention pour serpents (James et coll., 2018).

Contrairement à celle de beaucoup d'autres reptiles, la peau de la paroi latérale du corps de la plupart des serpents est élastique, ce qui en fait un site pratique pour l'administration sous-cutanée de grands volumes de liquides.

Pour une injection intracœlomique, les serpents devraient être placés sur le côté droit et injectés à leur gauche, dans la partie caudale de la zone ventrolatérale (Girling et Raiti, 2019). L'aiguille devrait être positionnée à un angle faible, caudal à crânial, et l'injection ne devrait pas être profonde pour réduire le risque de dommages aux tissus et aux organes sous-jacents.

L'administration par voie intraveineuse se fait généralement par la veine caudale ventrale.

L'administration orale est plus simple chez le serpent que chez d'autres reptiles en raison de son anatomie. On peut ouvrir la bouche en appliquant une légère pression sur l'aspect latéral le plus caudal des deux côtés de la mâchoire et en abaissant doucement la mandibule, à l'aide d'un doigt ou d'un spéculum semi-rigide (mou). Les composés oraux peuvent être administrés dans la cavité buccale ou le pharynx, comme cela a été décrit précédemment, ou un cathéter de caoutchouc peut être introduit au-delà de l'oropharynx et de la glotte jusqu'à l'œsophage ou l'estomac (gavage). Le recours à des aliments traités peut aussi être envisagé, mais l'administration du composé pourrait être compromise en raison de la durée du transit et de la digestion.

10.2.3 Tortues

Chez les tortues, les injections intramusculaires devraient être réalisées dans les membres thoraciques ou pelviens. Toutefois, l'injection dans les membres pelviens devrait être évitée pour les substances néphro-

toxiques ou pouvant subir une clairance active par les reins ou le foie. Les injections intramusculaires répétées au même site, surtout dans les petits muscles, devraient être réalisées avec précaution puisqu'elles peuvent causer des dommages musculaires et des abcès.

Par voie sous-cutanée, les composés sont généralement administrés dans la peau lâche entre le cou et les membres thoraciques. Les composés qui ne sont pas néphrotoxiques et les composés dont la biodisponibilité est réduite en raison des reins peuvent aussi être administrés à l'avant des membres pelviens.

Pour l'administration intracœlomique, la tortue devrait être placée sur le côté de façon à éloigner la vessie du site d'injection. L'aiguille devrait être insérée près de la patte arrière (angle caudal à cranial) et plus profondément que chez les lézards et les serpents pour traverser la paroi abdominale.

L'administration par voie intraveineuse est limitée par la taille de la tortue et la disponibilité des sites d'injection. Les veines jugulaire et brachiale sont des sites communs d'injection intraveineuse chez la tortue (Mans, 2008). La veine fémorale et la veine caudale dorsale peuvent également être utilisées, mais ces vaisseaux sanguins étant très proches du système lymphatique, l'administration pourrait être incorrecte. Le plexus sous la carapace ne devrait pas être utilisé comme site d'injection intraveineuse en raison d'effets indésirables fréquents, notamment la paralysie des membres postérieurs et l'injection intrapulmonaire (Innis et coll., 2010).

L'administration orale est difficile chez la tortue en raison du risque de morsure ainsi que de la rétraction et de la courbure du cou. Si elle est nécessaire, on devrait recourir à des aliments traités.

10.2.4 Crocodiles

Les injections intramusculaires sont généralement réalisées dans les muscles des pattes avant. Les voies sous-cutanée et intracœlomique sont rarement utilisées chez le crocodile. L'administration intraveineuse peut se faire dans la veine ventrale de la queue, mais le décubitus dorsal devrait être évité chez les crocodiliens parce qu'il est très stressant pour l'animal. Pour avoir accès à la veine ventrale de la queue, on peut tenir l'animal dans une position fixe sur une table surélevée, avec la queue dépassant le bout de la table. Une équipe peut ensuite retenir la queue manuellement et accéder à la veine ventrale de la queue. Il est impossible de voir la veine de la queue, car elle se trouve dans un sillon des vertèbres. Le site d'injection devrait se trouver environ au premier tiers de la queue sur la ligne médiane. L'aiguille devrait être insérée en angle jusqu'à ce qu'on sente les vertèbres, puis retirée légèrement jusqu'à l'obtention d'un filet de sang. Un autre site possible pour l'administration intraveineuse est le sinus veineux occipital.

L'administration orale manuelle est rare, mais des aliments traités peuvent être utilisés.

10.3 PRÉLÈVEMENT DE LIQUIDE ET TISSULAIRE

Des renseignements généraux sur le prélèvement de liquide et tissulaire se trouvent dans les *Lignes directrices du CCPA : les procédures scientifiques (Partie A – L'administration de substances et l'échantillonnage biologique)* (CCPA, 2025). La présente section fournit de l'information supplémentaire pour les reptiles. Les méthodes de prélèvement dépendent du tempérament, de la taille et de l'anatomie du reptile (voir Divers et Stahl, 2019; Girling et Raiti, 2019).

10.3.1 Prélèvement sanguin

Il pourrait être nécessaire d'utiliser des méthodes pour bien voir les vaisseaux sanguins ainsi que des anesthésiques pour tenir l'animal dans une position fixe et limiter le stress. On doit utiliser des aiguilles de la taille appropriée pour réduire autant que possible le traumatisme aux tissus.

On devrait prendre en compte les effets du site de ponction sur les paramètres sanguins lors de la sélection du site de prélèvement sanguin (Bonnet et coll., 2016; Mans, 2008). À certains sites, le système lymphatique est près du système circulatoire et pourrait être touché par inadvertance. La contamination accidentelle par la lymphe lors du prélèvement diagnostique d'un échantillon sanguin pourrait fausser les paramètres.

L'anticoagulant utilisé pour le prélèvement devrait aussi être pris en compte. L'acide éthylènediaminetétracétique (EDTA) permet généralement d'obtenir de meilleurs échantillons de sang qui comptent moins de globules blancs et de plaquettes agglutinées (Divers, 2019). Toutefois, le sang de certaines espèces de chéloniens, de boas, de scinques et de varans peut subir une hémolyse au contact de l'EDTA; l'héparine de lithium devrait donc être utilisée comme anticoagulant.

10.3.1.1 Prélèvement sanguin avec survie

Les personnes qui effectuent les prélèvements sanguins chez les reptiles doivent savoir quelle quantité de sang peut être prélevée (Sykes et Klaphaké, 2008), comme le volume total de sang varie selon l'espèce (il est généralement de 5 à 8 % de la masse corporelle). En règle générale, on pourrait prélever un volume maximal de 0,5 % de la masse corporelle, ou de 10 % du volume total de sang (Redrobe et MacDonald, 1999). Un volume moindre devrait être prélevé si l'animal est stressé, car les reptiles peuvent répartir leurs liquides organiques, ce qui réduit leur volume sanguin (Redrobe et MacDonald, 1999). On doit prendre des précautions pour réaliser des prélèvements sanguins en série, puisque le renouvellement des érythrocytes est généralement long chez les reptiles; il peut par exemple prendre jusqu'à 800 jours chez les tortues-boîtes (Campbell, 2014). Après une perte de sang, l'atteinte du pic de la réponse en réticulocytes peut prendre jusqu'à cinq semaines, et il peut s'écouler jusqu'à quatre mois avant que le compte de globules rouges ne revienne à la normale après des prélèvements sanguins répétés (Campbell, 2014; Flanagan, 2015).

Les contaminants macroscopiques sur la peau des reptiles devraient être retirés et le site désinfecté avant toute veinopuncture, puisque l'inélasticité de la peau favorise l'entrée de pathogènes (Eatwell et coll., 2014).

10.3.1.1.1 Lézards

La veine coccygienne ventrale est le site le plus pratique, le plus fréquemment utilisé et qui entraîne le moins de complications pour la veinopuncture chez les lézards incapables d'autotomie. La veinopuncture se fait à l'aveugle puisqu'on ne peut voir la veine. La veine est accessible à n'importe quel point entre 20 et 80 % de la queue. On devrait prendre soin d'éviter les deux hémipénis du mâle à la partie proximale de la queue. Comme les vertèbres sont partiellement protégées par les apophyses épineuses ventrales, si elles sont touchées, l'aiguille devrait être légèrement retirée, puis redirigée (Divers, 2019). Chez les geckos, il est possible de réduire le risque d'autotomie en recourant à une sédation avant la procédure et en retirant l'aiguille si une vibration de la queue est observée (Cojean et coll., 2020). D'autres sites, comme la veine cave crâniale et la veine jugulaire, pourraient être préférables chez les lézards capables d'autotomie.

La veine abdominale ventrale est souvent utilisée chez les lézards de petite taille, comme les geckos, et chez ceux dont la queue est courte, ou encore lorsque la veine ventrale de la queue ne donne aucun échantillon.

Les lézards ont une grosse veine abdominale juste sous la peau, le long de la ligne médiane. Cette veine est facile à repérer à l'œil nu, mais elle est aussi facilement endommagée par la veinopuncture (Divers, 2019). De plus, on devrait prendre soin d'éviter les organes coelomiques.

La veine jugulaire est un site de veinopuncture possible chez certains lézards, comme les iguanes, les varans et les caméléons (Eshar et coll., 2018). Les veines jugulaires sont localisées latéralement et profondément dans le cou. Elles sont rarement visibles, même lorsqu'une pression est appliquée pour les occlure. Chez les espèces ayant un orifice auditif externe, la membrane tympanique peut servir de repère anatomique (Divers, 2019). La transillumination peut être utilisée pour les caméléons (Eshar et coll., 2018). La veine jugulaire est un site potentiel chez les lézards de petite taille, si l'on recourt à une méthode adaptée de veinopuncture utilisée chez les petits oiseaux (Di Giuseppe et coll., 2017).

La veine cave crâniale est aussi un site de veinopuncture sûr chez les geckos à condition d'utiliser une technique peu profonde (Mayer et coll., 2016; Cojean et coll., 2020). On peut insérer une aiguille de calibre 27 à 29 à un angle de 45 degrés à partir de la ligne médiane, au centre du triangle formé par la partie crâniale du sternum (manubrium), l'épaule et la colonne vertébrale sur la ligne médiane. On devrait prendre soin d'introduire l'aiguille à seulement 1 à 2 mm de profondeur pour éviter une perforation du cœur.

10.3.1.1.2 Serpents

Chez les serpents, la veine caudale (ventrale) et le cœur sont deux sites communs de veinopuncture. La veine jugulaire est aussi utilisée chez certaines espèces dont l'anatomie est bien connue (p. ex. python royal). Le prélèvement sanguin dans la veine caudale convient bien aux serpents de grande taille et à ceux qui ont une longue queue, car il peut être difficile de prélever du sang chez des serpents plus petits ou à la queue courte en raison de la taille du vaisseau. Le prélèvement dans la veine caudale devrait se faire du côté caudal du cloaque, à environ 25 à 50 % de la queue à partir du corps. On devrait prendre soin d'éviter les deux hémipénis chez le mâle et les deux glandes musquées chez les deux sexes en maintenant une distance par rapport au cloaque au moins égale à la largeur de 10 écailles ventrales, du côté caudal. Par ailleurs, cette méthode présente un risque de contamination par du liquide céphalorachidien ou de la lymphe (Divers, 2019).

La ponction cardiaque peut être réalisée comme procédure avec survie chez un animal éveillé ou anesthésié, selon les compétences et la préférence du personnel (Isaza et coll., 2004; Brown, 2010; McFadden et coll., 2011). Le serpent devrait être restreint en décubitus dorsal. Le cœur est situé dans le tiers crânial du corps. Il peut bouger crânialement et caudalement, et devrait être immobilisé entre le pouce et l'index avant l'insertion de l'aiguille à un angle de 45 degrés. L'accès au cœur devrait se faire par une avancée crâniale unique de l'aiguille, préférablement guidée par échographie. Une légère pression négative laissera le sang remplir tranquillement la seringue à chaque battement cardiaque (Divers, 2019).

10.3.1.1.3 Chéloniens

Une sédation pourrait être nécessaire pour le prélèvement sanguin, surtout chez les chéloniens de grande taille, afin que les pattes, la queue ou la tête soient extériorisées pour permettre d'accéder à la veine requise (Perpiñán, 2017).

Chez les tortues, les veines jugulaires externes à gauche ou à droite sont souvent utilisées pour le prélèvement sanguin puisqu'il y a un moins grand risque de contamination par du liquide lymphatique ou céphalorachidien que pour d'autres sites. La veine peut généralement être occluse à la base du cou ou par la contention de

l'animal dans une position à 30 degrés, la tête vers le bas. Après la veinopuncture, l'animal devrait être tenu la tête vers le haut et une pression devrait être appliquée sur la veine jugulaire pour prévenir la formation d'un hématome (Divers, 2019).

Chez les tortues de grande taille, la veine brachiale (ou sinus veineux brachial) dans l'avant-bras peut être utilisée; toutefois, la contamination par du liquide lymphatique est fréquente à ce site (Divers, 2019). Ce site se trouve près de l'aspect caudal de l'articulation de l'épaule, sur l'humérus.

Chez les espèces de grande taille, la veine coccygienne dorsale peut également servir au prélèvement à partir de la ligne médiane dorsale de la queue, mais sa position varie d'espèce en espèce. Il y a un risque important de contamination par du liquide lymphatique ou céphalorachidien (Divers, 2019) et une possibilité d'hémodynamie au site coccygien; le prélèvement à partir de la veine brachiale est donc préférable (López-Olvera et coll., 2003). Cependant, la ligne médiane dorsale pourrait présenter certains avantages chez les tortues terrestres de grande taille (comme *Centrochelys sulcata*) puisqu'elle est accessible chez les tortues conscientes, tant que la queue peut être retirée de sous la carapace. Cette technique peut aussi être utile pour les chéloniens qui ont tendance à mordre. La tortue peut être installée sur une chaise ou une table et l'aiguille est insérée dans la partie dorsale de la queue sur la ligne médiane; l'aiguille est orientée dorsalement.

Le plexus sous la carapace ne devrait pas être utilisé en raison des effets indésirables associés, notamment la paralysie des membres postérieurs et les injections intrapulmonaires accidentelles (Innis et coll., 2010; Coutant et coll., 2018). Si l'utilisation du site est justifiée, on doit bien surveiller l'animal, procéder rapidement à un examen en cas de changements dans la respiration et administrer des médicaments antinociceptifs appropriés.

10.3.1.1.4 Crocodiles

Le prélèvement sanguin chez les crocodiles peut se faire au moyen d'une technique semblable à l'administration de substances par la veine caudale (voir la section 10.2.4, « Crocodiles »; et Divers, 2019). Si les animaux sont maintenus en captivité à long terme, on peut les entraîner avec des cibles pour qu'ils acceptent la procédure; ainsi, on limite le besoin de recourir à la contention, qui peut influencer les paramètres sanguins (Augustine et Baumer, 2012).

10.3.1.2 Prélèvement sanguin terminal

Chez tous les reptiles, la ponction cardiaque sous anesthésie générale peut être employée comme procédure terminale. Elle doit être suivie d'une procédure secondaire (p. ex. surdose d'un anesthésique ou méthode physique) pour assurer la mort sans rétablissement (CCPA, 2010).

10.3.2 Urine et matières fécales

Le lavage cloacal est fréquemment utilisé pour prélever des échantillons de fèces frais en raison du long transit intestinal des reptiles. Il consiste à insérer un cathéter bien lubrifié et de taille appropriée dans le cloaque, pour y envoyer une petite quantité de solution saline, qui est ensuite aspirée vers l'extérieur. Un cathéter assez gros devrait être utilisé pour éviter le tortillement du tube et tout dommage à la mince paroi intestinale. Voir Divers (2019) pour une description de la méthode.

10.3.3 Biopsie tissulaire

La biopsie tissulaire devrait être traitée comme une intervention chirurgicale, et ainsi être réalisée au moyen de techniques d'asepsie, comporter une analgésie et être suivie d'une fermeture de la plaie, s'il y a lieu. Certains projets de recherche, surtout ceux qui portent sur la régénération tissulaire, pourraient nécessiter de laisser les sites de biopsie ouverts pour surveiller la guérison (Keller et coll., 2014; Wu et coll., 2014; Peacock et coll., 2015; Subramaniam et coll., 2018).

10.4 IMPLANTS

Les dispositifs de télémétrie implantés sont souvent utilisés sur le terrain, et les techniques sont facilement applicables au contexte de laboratoire (Ferrell et coll., 2005). On doit prendre soin de placer l'implant à un endroit ne nuisant pas aux mouvements et aux comportements normaux (Norton et coll., 2018). Si l'implant est fixé chirurgicalement à la paroi corporelle pour éviter son expulsion par le tube digestif (Bryant et coll., 2010), on devrait employer des techniques aseptiques, recourir à l'analgésie et fermer la plaie, s'il y a lieu.

10.5 PROCÉDURES POUR LES REPTILES GÉNÉTIQUEMENT MODIFIÉS

Des reptiles uniques sur les plans génétique et phénotypique peuvent être produits par des modifications génétiques ou dans le cadre de programmes de reproduction spécialisés. L'apparition de technologies permettant la modification génétique directement dans l'embryon a suscité de l'intérêt pour la modification de tout un éventail d'espèces, y compris les reptiles (Nomura et coll., 2015; Rasys et coll., 2019). Le choix des méthodes pour la création de nouvelles lignées génétiquement modifiées doit se faire selon deux principes des Trois R : la réduction et le raffinement. Par exemple, certaines méthodes sont plus efficaces que d'autres, ce qui réduit le nombre d'animaux nécessaires à la création et au maintien de chaque lignée, et certaines ont de plus grands effets sur le bien-être. Les procédures de production d'animaux génétiquement modifiés devraient être examinées par le comité de protection des animaux pendant l'évaluation du protocole, étant donné l'évolution rapide du domaine de la modification génétique et des avancées en recherche sur le bien-être animal. Les demandes de renouvellement de protocoles soumises au comité de protection des animaux devraient comprendre un rapport du chercheur sur l'efficacité des méthodes de production de nouvelles lignées.

La cryoconservation du sperme ou des ovules permet de réduire et de raffiner l'utilisation des animaux; on devrait aller chercher une expertise dans ce domaine pour la création d'une nouvelle lignée.

En plus de la production de reptiles génétiquement modifiés, les éleveurs conçoivent continuellement de nouveaux programmes pour obtenir des phénotypes particuliers, quant à la coloration, aux motifs ou à la présence d'écaillés (p. ex. dragons barbus et serpents sans écaillés). On doit répondre aux besoins particuliers des animaux aux phénotypes uniques produits (p. ex. en matière d'élevage), qu'ils soient issus de modifications génétiques ou d'un programme de reproduction spécialisé (p. ex. les dragons barbus portant moins d'écaillés se déshydratent plus rapidement (Sakich et Tattersall, 2021)).

Les reptiles utilisés pour la modification génétique devraient être en bonne santé et présenter des comportements normaux.

10.5.1 Prélèvement d'échantillons pour le génotypage

La méthode de prélèvement choisie devrait être la méthode la moins invasive offrant la quantité et la qualité de tissus requises pour le génotypage à réaliser. Par exemple, l'exuvie contient souvent assez de matériel génétique pour procéder au génotypage de serpents et de lézards, sans causer de stress à l'animal; toutefois, on doit s'assurer qu'elle est compatible avec la méthode de génotypage employée (p. ex. les substances hautement kératinisées pourraient ne pas convenir à l'extraction d'ADN). Si le séquençage de l'ADN n'est pas réalisé tôt après la mue, l'exuvie devrait être entreposée au sec, dans un congélateur. Le recours à des méthodes invasives nécessitant de retirer du tissu des doigts ou de la queue doit être justifié dans le protocole d'utilisation des animaux.

10.5.2 Phénotypage

Certaines procédures jugées acceptables chez les animaux non modifiés génétiquement pourraient ne pas convenir à des reptiles génétiquement modifiés aux phénotypes altérés. Les procédures devraient être modifiées ou évitées lorsque la capacité de l'animal à réagir au stress est compromise. Cela comprend le choix de procédures de phénotypage.

Une fois le phénotypage des animaux complété, toute information liée à leur bien-être devrait être fournie au comité de protection des animaux le plus tôt possible. La transmission stable d'une lignée germinale ne signifie pas que le phénotype et les caractéristiques liées au bien-être animal sont stables, puisque les phénotypes peuvent varier (p. ex. être dépendants de l'âge, subir les effets du bagage génétique, nécessiter une homozygotie ou nécessiter la reproduction avec d'autres lignées mutantes). Une surveillance appropriée est de mise pour toute la vie de l'animal ou lorsque le bagage génétique est modifié.

Les chercheurs devraient, autant que possible, diffuser dans la communauté scientifique toute l'information relative au phénotype et au bien-être, de même que des stratégies pour atténuer les problèmes associés aux lignées génétiquement modifiées.

Les reptiles génétiquement modifiés peuvent répondre différemment à certains médicaments et aliments et à certaines conditions expérimentales par rapport à des individus de la même espèce n'ayant pas subi de modification génétique. Ces changements pourraient s'expliquer par des différences dans le métabolisme de l'animal et ils sont particulièrement pertinents pour l'utilisation d'anesthésiques et pour leur utilisation pour les essais de médicaments et d'études de toxicité.

10.6 IMAGERIE

L'imagerie comprend la radiographie traditionnelle, l'échographie, la tomodensitométrie, l'imagerie par résonance magnétique (IRM) et l'imagerie par fluorescence. Les plans d'imagerie doivent être élaborés avec un vétérinaire. Bien que les études intégrant des examens d'imagerie répétés peuvent réduire le nombre d'animaux requis, les procédures créent de nombreuses occasions de stress pour les animaux. Voici quelques facteurs à considérer : injections répétées; anesthésie; manipulation et transport; conditions expérimentales (p. ex. masse tumorale ou intervention chirurgicale); et jeûne (Cojean et coll., 2018; Williams et coll., 2019a). Ces facteurs devraient être pris en compte en regard du bien-être animal et de la validité des résultats d'imagerie, particulièrement le nombre d'examen et la fréquence de l'imagerie, étant donné les répercussions importantes de chaque anesthésie sur la physiologie de l'animal. Dans le cas d'examen en série, on doit surveiller les animaux entre les séances d'imagerie. Une contention chimique pourrait être nécessaire, selon

la nature de l'image, le niveau d'activité du reptile et le risque pour l'humain. Toutefois, on doit aussi prendre en compte les risques associés à la contention chimique de l'animal.

Le calendrier d'imagerie devrait être établi de façon à protéger le bien-être des animaux et en fonction des changements physiologiques attendus.

10.7 ÉTUDES COMPORTEMENTALES

Les études comportementales comprennent l'accouplement et la parade nuptiale, les comportements sociaux, les comportements alimentaires, les préférences environnementales et les relations prédateur-proie. Pour obtenir des résultats valides et interprétables dans le cadre de toute étude comportementale, on devrait travailler avec des animaux en santé dont le bien-être est optimal et qui sont bien acclimatés à l'environnement d'hébergement. On devrait consulter la littérature pour en savoir plus sur les études comportementales (p. ex. Martin et Bateson, 2007).

Autant que possible, les récompenses (p. ex. aliments préférés) doivent être utilisées pour motiver un animal plutôt que l'aversion. Des stratégies de conditionnement opérant positif ont été publiées pour de nombreuses espèces (Emer et coll., 2015; Hellmuth et coll., 2012; Weiss et Wilson, 2003; Fleming et Skurski, 2012) et peuvent être adaptées selon les besoins des activités scientifiques et des espèces.

Les techniques de stimulation aversive (p. ex. décharge) et de privation ou de limitation des ressources (p. ex. nourriture) ne doivent être employées que s'il n'existe aucune autre option. De telles procédures nécessitent de fournir une justification scientifique solide au comité de protection des animaux. Si les techniques aversives sont approuvées, elles ne doivent être utilisées que de la façon la moins invasive et le moins longtemps possible.

10.8 GESTION DE LA CONSOMMATION D'ALIMENTS ET DE LIQUIDES

La gestion des aliments et des liquides (p. ex. dans le cadre d'études métaboliques ou du conditionnement opérant) nécessite une connaissance approfondie de l'espèce et de la physiologie de l'individu. La recherche effrénée de nourriture peut causer de la détresse chez les animaux, et les reptiles qui ont été grandement privés de nourriture peuvent arrêter de s'alimenter. Les reptiles anorexiques risquent de ne pas se rétablir lorsqu'ils recommencent à s'alimenter en raison de la demande métabolique de la digestion. Dans certains cas, il est préférable de donner de petites quantités de nourriture plus souvent que de faire jeûner l'animal.

Les activités scientifiques qui comprennent la prise de nourriture ou de liquides requièrent l'établissement de points d'intervention éthique (CCPA, 2022) comme l'état de chair, le pli cutané ou la consistance de la salive, selon l'espèce et une surveillance étroite des animaux (voir la section 9, « Évaluation du bien-être »). Vu la grande variété des besoins d'hydratation, d'alimentation et de digestion des reptiles, les personnes qui utilisent ces animaux doivent connaître les individus avec lesquels ils travaillent. Le système digestif des reptiles est très différent de celui des animaux à sang chaud, qui s'alimentent en général plus régulièrement. Les reptiles soumis à des restrictions alimentaires devraient être surveillés de près pour déceler tout signe de cachexie (poids et état de chair). Le poids peut être influencé par des facteurs comme la présence ou l'absence de fèces dans le système, le moment de la dernière prise de nourriture et l'état de brumation. La vitesse de la perte de poids chez l'animal dépend aussi beaucoup de l'espèce. Par ailleurs, si une perte de poids constante est observée, la fréquence du suivi devrait être augmentée.

10.9 ANESTHÉSIE ET ANALGÉSIE

10.9.1 Anesthésie

Principe directeur 23

Les anesthésiques doivent être utilisés lorsque des stimuli nocifs sont prévus lors des procédures et lors d'études qui exigent d'importantes manipulations jugées raisonnablement susceptibles de causer des traumatismes et des dommages physiques chez les animaux.

L'anesthésie générale comporte généralement une étape initiale d'induction pendant laquelle l'animal devient inconscient, puis une étape de maintien du niveau d'anesthésie, et enfin une récupération. Comme la physiologie et l'anatomie des reptiles diffèrent considérablement de celles des mammifères, on ne peut pas extrapoler directement les pratiques privilégiées chez ces derniers pour l'anesthésie des reptiles. Les reptiles sont des espèces ectothermes qui ont un taux métabolique généralement inférieur et un niveau de perfusion tissulaire réduit. Ces différences comparativement aux mammifères ont une incidence sur l'action des médicaments à toutes les étapes de l'anesthésie.

On doit consulter un vétérinaire pour établir un protocole d'anesthésie adapté à chaque individu. Chez une même espèce et d'une espèce à l'autre, la vitesse d'action des anesthésiques peut varier grandement en fonction de la température corporelle de l'animal; c'est pourquoi on devrait maintenir la température des reptiles dans la zone optimale, soit celle où les effets des médicaments sont les mieux compris et les mieux gérés (Mans et coll., 2019). L'induction de l'anesthésie et la récupération sont des processus souvent plus longs chez les reptiles que chez les mammifères; ils doivent donc être soigneusement planifiés, surtout l'étape de récupération.

Il n'existe pas de données probantes justifiant le recours à la narcose par hypothermie comme méthode sûre et éthique d'anesthésie.

10.9.1.1 Anesthésiques à inhaler

Les gaz anesthésiques volatiles sont utiles lors de longues procédures ou lorsqu'une récupération rapide est souhaitée. L'isoflurane combiné à de l'oxygène (gaz vecteur) est l'anesthésique par inhalation le plus utilisé chez les reptiles en raison de la disponibilité des données probantes et de son innocuité pour les animaux et le personnel. Les agents anesthésiques volatils peuvent être administrés avec un masque ou une chambre chez la plupart des espèces non aquatiques, et par un tube endotrachéal chez tous les reptiles. En général, les anesthésiques administrés par inhalation ne devraient pas être utilisés chez des espèces capables de retenir leur respiration pendant une longue période (p. ex. chéloniens aquatiques, dragons barbus).

L'intubation est simple chez la majorité des reptiles en raison de la glotte très prononcée; potentiellement requise pour les longues procédures, elle est nécessaire pour la ventilation mécanique. On devrait consulter un vétérinaire lorsque l'intubation et la ventilation mécanique sont envisagées. L'anatomie du cœur des reptiles fait qu'un shunt cardiaque (passage du sang dans le cœur entre la circulation pulmonaire et systémique) influence l'absorption et l'élimination de l'agent anesthésique inhalé, ce qui peut entraîner un retard de l'induction ainsi qu'un retard de la récupération ou encore une récupération plus rapide que prévu (Greunz et coll., 2018).

Les agents anesthésiques volatiles sont généralement très sûrs, immédiatement réversibles et facilement dosables, et peuvent être utilisés dans une chambre sans contact chez la plupart des espèces. Toutefois, ces gaz requièrent de l'équipement spécialisé, y compris de l'oxygène, un vaporisateur, un circuit d'administration, un dispositif de récupération des gaz et une ventilation appropriée pour protéger la santé humaine. Ils ne devraient pas être utilisés sans l'équipement nécessaire, et devraient être entreposés selon les spécifications du fabricant.

10.9.1.2 Anesthésiques injectables

L'induction à l'aide d'anesthésiques injectables est couramment utilisée lorsque la durée de l'anesthésie est suffisante pour toute la durée de la procédure. Toutefois, la récupération de toutes les fonctions normales peut prendre des heures, voire des jours (Mosley, 2005; Mans et coll., 2019; Preston et coll., 2010). L'utilisation de concentrations plus faibles de plusieurs médicaments ayant des effets synergiques (anesthésie équilibrée) et de produits facilement réversibles pourrait être plus efficace et plus sûre (Mans et coll., 2019). Mans et coll. (2019) proposent une liste de protocoles d'anesthésie pour un grand nombre d'espèces.

Le propofol et l'alfaxalone sont deux anesthésiques injectables couramment utilisés chez les reptiles. Ni l'un ni l'autre ne devrait être utilisé seul pour les procédures douloureuses (Balko et Chinnadurai, 2017), mais ils peuvent être combinés à des anesthésiques volatils administrés par tube endotrachéal. Le propofol doit être administré par voie intraveineuse ou intraosseuse. Il provoque une induction rapide et sûre ainsi qu'une accumulation minimale en cas d'injections répétées, procure une anesthésie d'assez longue durée avec peu d'effets excitateurs indésirables limités ainsi qu'à une récupération rapide avec peu d'effets résiduels. Il est rapidement métabolisé et ne s'accumule pas, mais entraîne une dépression cardiorespiratoire dose-dépendante. L'apnée est courante après l'administration initiale du propofol et dépend de la rapidité d'injection et de la dose. L'alfaxalone, un neurostéroïde sans propriétés analgésiques, peut être administrée par voie intramusculaire ou intraveineuse. Bien que ce produit ait une courte durée d'action chez les mammifères, son effet peut être de longue durée chez les reptiles. Les préparations commerciales d'alfaxalone nécessitent l'administration de volumes importants pour obtenir la concentration désirée; l'injection intramusculaire pourrait donc être difficile. On peut recourir à l'alfaxalone pour une brève période de sédation et de contention, pour un prélèvement sanguin, par exemple (Bertelsen et Sauer, 2011; Hansen et Bertelsen, 2013; Kischinovsky et coll., 2013).

10.9.1.3 Surveillance de l'anesthésie et récupération

Principe directeur 24

Les reptiles doivent être surveillés sans cesse pendant l'anesthésie, de l'induction à la récupération.

La surveillance de l'anesthésie peut se faire via le pouls (Doppler, échographie cardiaque ou oxymétrie pulsée chez certaines espèces), la réponse aux stimuli et la fréquence respiratoire (capnomètre ou observation directe). On peut surveiller le taux d'oxygène dans le sang en mesurant les gaz sanguins, mais l'interprétation est complexe en raison de la physiologie des reptiles; par exemple, beaucoup de reptiles sont tolérants à l'hypoxie. La lecture de l'oxymétrie de pouls ne devrait pas être surinterprétée, puisque la courbe de dissociation de l'hémoglobine est différente chez les reptiles. De plus, le shunt cardiaque a une incidence sur la pression sanguine et le taux d'oxygène dans le sang, ce qui peut influencer les besoins de surveillance d'animaux sous

anesthésie (Mans et coll., 2019). Au besoin, on peut fournir une ventilation assistée, manuellement ou au moyen d'un ventilateur. L'intubation est assez simple chez les animaux après l'induction, et le maintien d'un niveau d'anesthésie approprié peut ensuite se faire à l'aide d'un appareil d'anesthésie par inhalation.

Lors de la phase de récupération, les reptiles devraient être gardés dans un environnement où la température est contrôlée. La zone de température optimale propre à l'espèce ne devrait pas être dépassée afin de ne pas faire augmenter le taux métabolique et la demande en oxygène de l'animal. Les reptiles qui récupèrent d'une anesthésie peuvent devenir apnéiques et avoir besoin d'une ventilation assistée. La récupération est terminée lorsque l'animal se déplace normalement (Mans et coll., 2019). Par ailleurs, la zone de récupération devrait être sécurisée pour prévenir la fuite de l'animal.

Les données sur le processus d'anesthésie et la récupération doivent être consignées dans le dossier médical ou expérimental de l'animal (CCPA, 2017).

10.9.2 Analgésie et anti-nociception

Principe directeur 25

Conformément au principe de précaution, on devrait recourir à l'analgésie chez les reptiles avant de réaliser des procédures qui, selon les meilleures données scientifiques disponibles, risquent d'être douloureuses.

Les nocicepteurs sont des neurones sensitifs répondant à des stimuli qui provoquent, ou peuvent provoquer, des dommages corporels. Beaucoup d'analgésiques bloquent la voie nociceptive, mais certains produits altèrent la perception de la douleur (Williams et coll., 2019b; Perry et Nevarez, 2018). Bien qu'il y ait un débat dans la communauté scientifique à savoir lequel des termes « analgésie » ou « anti-nociception » convient le mieux pour les reptiles, c'est le terme « analgésie » qui est utilisé dans la présente section, comme il s'agit d'un terme plus familier désignant un résultat très similaire; on évite ainsi toute confusion pouvant causer inutilement de la douleur et de la souffrance. Les procédures susceptibles de causer de la douleur chez les mammifères devraient aussi être considérées comme douloureuses chez les reptiles; les sujets devraient donc être soulagés par analgésie.

Il existe peu de données probantes sur l'analgésie chez les reptiles; toutefois, des informations sur certains analgésiques chez des espèces en particulier ont été publiées dans Sladky et Mans (2012), Chatigny et coll. (2017) et Divers (2019). L'utilisation à long terme d'analgésiques peut avoir des effets sur les comportements alimentaires, et les routines d'alimentation devraient donc être adaptées en conséquence.

La voie d'administration d'un analgésique devrait être choisie selon la taille et le tempérament de l'individu. Celle-ci pourrait influencer l'efficacité du médicament; par exemple, l'administration dans les pattes arrière ou dans la queue d'un reptile peut causer une élimination rapide par le système porte rénal, ou dans le cas des opioïdes, par l'effet de premier passage hépatique (p. ex. Kummrow et coll., 2008).

10.10 INTERVENTION CHIRURGICALE

Les interventions chirurgicales ne doivent être réalisées que par des vétérinaires ou du personnel formé en techniques chirurgicales aseptiques et jugé compétent par un vétérinaire.

On devrait connaître la zone de température optimale de l'espèce. Comme les reptiles sont ectothermes, on doit fournir une régulation assistée de la température pendant l'intervention. Les coussins chauffants et les lampes peuvent générer beaucoup de chaleur, et la température de tout fluide qui est appliqué sur l'animal ou qui lui est administré peut avoir une incidence sur le refroidissement.

Avant une intervention chirurgicale, les reptiles devraient jeûner pour une période adaptée à l'individu. En général, les animaux devraient sauter un cycle alimentaire (Divers, 2019).

Les reptiles devraient aussi être hydratés pendant une intervention chirurgicale. Des fluides, à une température appropriée, devraient être administrés par voie sous-cutanée, intracœlomique ou intraveineuse avant, pendant et après l'intervention, selon les besoins.

Du ruban adhésif, des sacs de sable ou des coussins de soutien en mousse compressible de tailles appropriées, ou du ruban adhésif peuvent servir à maintenir la position du reptile pendant l'intervention.

Les pratiques et les techniques aseptiques réputées en chirurgie devraient être utilisées lors des interventions chez des reptiles. Un champ stérile devrait être mis en place dans le champ opératoire à l'aide de draps chirurgicaux, et la surface du site, aseptisée avec un désinfectant approprié (p. ex. Bétadine, chlorhexidine et alcool). Le chirurgien devrait utiliser des gants et des instruments stériles, et l'asepsie du champ devrait être maintenue pendant toute la durée de l'intervention. Le maintien d'un champ stérile chez les espèces aquatiques peut être complexe en raison de la fragilité des couches protectrices de l'épiderme, qu'on devrait éviter de perturber excessivement. Pour ces espèces, l'utilisation de désinfectants puissants et le retrait excessif de muqueuse externe et d'épiderme peuvent accroître le risque de colonisation bactérienne secondaire de la peau.

Les incisions devraient être réalisées entre les écailles plutôt qu'à travers celles-ci. Les sutures devraient être réalisées en éversion avec un fil monofilament, puisque la peau des reptiles a tendance naturelle à l'inversion (McFadden et coll., 2011).

Pour obtenir plus de renseignements sur l'utilisation d'anesthésiques et d'analgésiques avant, pendant et après l'intervention, voir la section 10.9, « Anesthésie et analgésie ». Des registres doivent être conservés pour les interventions chirurgicales, l'anesthésie et les soins postopératoires. Ils doivent préciser les types d'anesthésiques, d'analgésiques ou de sédatifs utilisés, le dosage, le site d'injection et la voie d'administration. En outre, la profondeur de l'anesthésie, les signes vitaux et l'état général de l'animal doivent être surveillés avant, pendant et après l'intervention, et des registres doivent être conservés en fonction de ce qui convient à l'activité scientifique tel qu'approuvé par le comité de protection des animaux (CCPA, 2017).

10.11 SURVEILLANCE ET SOINS POSTOPÉRATOIRES

Les reptiles devraient être surveillés jusqu'à ce que la récupération de l'anesthésie soit terminée et qu'ils bougent normalement. En tout temps, l'animal devrait être gardé dans un environnement dont la température se situe dans la zone optimale pour l'espèce. L'environnement de récupération devrait être conçu de manière à ce que l'on puisse surveiller le site d'incision et, si possible, le garder au sec. Certains reptiles pourraient se retirer et s'immerger dans l'eau, ce qui peut nuire au matériau de suture et aux sites d'incision. La zone de récupération devrait être sécurisée pour prévenir la fuite de l'animal.

Des analgésiques devraient être administrés après l'intervention si l'animal risque d'éprouver de la douleur. Une antibiothérapie pourrait être nécessaire pour certains types d'interventions, mais elle ne devrait être administrée que sur les conseils d'un vétérinaire et devrait s'appuyer sur les pratiques actuelles pour limiter la résistance aux antibiotiques. Toutes les données relatives à la surveillance et aux soins postopératoires doivent être consignées dans le dossier médical ou expérimental de l'animal (CCPA, 2017).

11 EUTHANASIE

Les principes directeurs généraux décrits dans les [Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science](#) (CCPA, 2010) s'appliquent à l'euthanasie de tous les animaux utilisés en science. La présente section fournit de l'information supplémentaire sur l'euthanasie des reptiles en laboratoire. Pour en savoir plus sur l'euthanasie des reptiles sur le terrain, consulter les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023).

Principe directeur 26

L'euthanasie d'un reptile doit être effectuée par un membre du personnel qualifié, avec la méthode approuvée la mieux adaptée à l'espèce et à l'étape du cycle de vie de l'animal ainsi qu'aux objectifs de l'activité scientifique.

Voici les exigences qui s'appliquent à toutes les méthodes d'euthanasie :

- des PNF devraient être élaborées et diffusées dans l'ensemble de l'établissement pour assurer la cohérence;
- les membres du personnel participant à la procédure doivent être formés et leur compétence évaluée en ce qui a trait à leur capacité de réaliser la procédure chez l'espèce concernée et de confirmer la mort de l'animal;
- l'équipement doit être adéquatement entretenu et nettoyé avant l'utilisation ou la réutilisation;
- les animaux ne doivent pas être hébergés avec des animaux inconnus avant l'euthanasie;
- le stress causé par la manipulation devrait être le limité autant que possible;
- la mort devrait être confirmée par une méthode secondaire, comme la destruction ou le retrait du cerveau ou l'exsanguination; chez certaines espèces, et selon l'étape du cycle de vie, la mort peut aussi être confirmée par congélation (voir la section 11.6, « Confirmation de la mort »).

Les établissements doivent avoir une PNF concernant l'euthanasie d'urgence dans les situations où des problèmes de santé ou de bien-être graves et imprévus surviennent et qu'une consultation vétérinaire immédiate est impossible.

Lorsque le cerveau est requis aux fins de l'activité scientifique, sa destruction peut être évitée si la méthode d'euthanasie a été bien étudiée chez l'espèce de reptile concernée, et que cette dernière est fiable à la température ambiante au moment de l'euthanasie. Si la méthode choisie pour l'euthanasie n'a pas été étudiée chez cette espèce, un arrêt cardiaque d'au moins deux heures devrait être confirmé chez le reptile, placé dans sa zone de température optimale.

11.1 INJECTION

Les [Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science](#) (CCPA, 2010) stipulent que l'injection intraveineuse de barbiturique est une méthode d'euthanasie acceptable chez tous les reptiles.

Nevarez (2019) estime que l'injection de pentobarbital (de 60 à 100 mg/kg) par voie intraveineuse convient à la plupart des reptiles. Bien que l'injection de barbiturique soit l'approche à privilégier chez les reptiles, elle convient uniquement lorsque l'accès veineux ou intraosseux est adéquat et que l'animal peut être contentionné de façon appropriée.

Les injections intracœlomiques et intrahépatiques sont acceptables lorsque d'autres voies d'administration ne sont pas accessibles (Lafferriere et coll., 2020). Lors de l'injection de produits d'euthanasie dans l'espace intracœlomique, on doit déterminer le caractère irritant du composé et prévoir une dilution ou un tamponnage si nécessaire (Nevarez, 2019).

L'administration intracardiaque de barbiturique devrait se faire sur des animaux sous forte sédation ou sous anesthésie.

Lorsque l'administration par voie intraveineuse ou intraosseuse se révèle complexe, ou qu'un animal est potentiellement dangereux ou difficile à restreindre, une euthanasie en deux étapes devrait être réalisée. Les reptiles devraient d'abord être anesthésiés ou recevoir une forte sédation avant l'injection du produit d'euthanasie par une voie d'administration appropriée (p. ex. intraveineuse, intracœlomique, intrahépatique, intracardiaque ou intracrânienne).

L'injection de chlorure de potassium chez des reptiles entièrement anesthésiés est une méthode d'euthanasie acceptable. On devrait tenir compte du volume de chlorure de potassium requis pour choisir la voie d'administration. On doit porter une attention particulière lors de la confirmation de la mort : le chlorure de potassium interrompt la fonction cardiaque, et les animaux pourraient présenter un rythme cardiaque très lent pendant une période prolongée avant leur mort. Une méthode d'euthanasie physique secondaire devrait être ensuite réalisée, puis la mort devrait être confirmée selon les étapes décrites à la section 11.6, « Confirmation de la mort ».

La tricaine méthanesulfonate (TMS ou MS222) peut être utilisée pour procéder à une euthanasie en deux étapes chez les reptiles (AVMA, 2020). Tout d'abord, la TMS diluée et tamponnée est administrée par voie intracœlomique, puis, une fois le reptile anesthésié, c'est une solution plus concentrée de TMS à 50 % non tamponnée qui est administrée par la même voie. Il est à noter qu'on observe une différence considérable dans la sensibilité d'une espèce à l'autre; l'utilisation de cette substance doit donc être appuyée par des données probantes propres à l'espèce (Conroy et coll., 2009).

Le T-61 est un mélange de paralytique, de narcotique et d'un anesthésique local. Utilisé seul, il peut causer des vocalisations et des mouvements involontaires; il doit être injecté lentement par voie intraveineuse (AVMA, 2020). Le T-61 est utilisé chez les reptiles sur le terrain, mais il ne devrait être utilisé dans les établissements que lorsqu'aucune autre solution n'est appropriée.

11.2 ANESTHÉSIIQUES À INHALER

Comme les reptiles ont la capacité de retenir leur respiration et ont généralement une bonne tolérance à l'hypoxie, la surdose d'anesthésiques à inhaler n'est pas une méthode d'euthanasie appropriée. Toutefois, l'utilisation de ce type d'anesthésiques pourrait être appropriée si elle est suivie d'une autre méthode d'euthanasie. On devrait consulter un formulaire de pharmacologie pour les reptiles afin de connaître les doses appropriées.

11.3 MÉTHODES PHYSIQUES

En raison du risque accru d'erreurs humaines pouvant provoquer de la souffrance chez l'animal, le recours à des méthodes physiques d'euthanasie doit être justifié scientifiquement. Les méthodes physiques ne devraient être utilisées que sur des reptiles anesthésiés. Selon les *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (CCPA, 2010), le pistolet à tige perforante est une méthode acceptable pour les reptiles de grande taille. La décapitation de reptiles de petite taille sous anesthésie serait aussi acceptable (AVMA, 2020), mais doit être immédiatement suivie de la destruction ou du retrait du cerveau.

11.4 CONGÉLATION

La congélation est une méthode d'euthanasie qui consiste à faire chuter drastiquement et rapidement la température interne de l'animal, généralement par une immersion dans de l'azote liquide. La congélation rapide ne doit servir qu'à l'euthanasie de reptiles de moins de 4 g et à condition que cela soit justifié scientifiquement. Avant la congélation, les animaux devraient être rendus inconscients, soit par hypothermie (p. ex. l'animal est placé dans un réfrigérateur) ou par anesthésie générale (AVMA, 2020). Après l'application de la méthode d'euthanasie principale, on devrait confirmer la mort en congelant les reptiles de toute taille, c'est-à-dire en maintenant leur température corporelle à -15 °C ou moins pendant au moins 24 heures. La congélation n'est pas appropriée lorsque l'animal, dû à un trait de son espèce ou à son stade de développement, est résistant à la congélation; voir des exemples dans Packard et coll. (1999); Constanzo et coll. (1995); Baker et coll. (2003); Paukstis et coll. (1989).

11.5 EUTHANASIE DES ŒUFS

De nouvelles preuves semblent indiquer que, chez les espèces ovipares, l'animal est sentient lors de l'éclosion et pendant les jours qui précèdent (CCPA, 2010). Les individus en fin d'incubation (au dernier tiers) ou nouvellement éclos devraient être euthanasiés selon les méthodes décrites ci-dessus. Il pourrait être nécessaire de percer la coquille pour accéder à l'animal.

La congélation des œufs est une méthode répandue d'euthanasie au début et au milieu de l'incubation (deux premiers tiers); à ce stade, les œufs devraient être congelés avant leur élimination.

11.6 CONFIRMATION DE LA MORT

On doit confirmer la mort de l'animal avant son élimination. En raison de la physiologie unique de beaucoup de reptiles, il est difficile de confirmer la mort en s'appuyant uniquement sur des paramètres physiques comme le réflexe cornéen, les battements cardiaques ou la respiration, surtout si l'animal a été anesthésié avant l'euthanasie. La mort devrait toujours être confirmée par une intervention physique comme le jonchage, le retrait du cerveau ou la perfusion avec une solution de fixation (AVMA, 2020). Sinon, on peut aussi confirmer la mort d'animaux sensibles au froid en les congelant, c'est-à-dire en maintenant leur température corporelle à -15 °C ou moins pendant 24 heures (Nevarez, 2019) ou plus pour les reptiles de grande taille.

11.7 ÉLIMINATION DES REPTILES MORTS

Le mode de disposition des reptiles morts doit être conforme aux règlements fédéraux, provinciaux ou territoriaux et municipaux qui encadrent l'élimination des matières biologiques.

12

FIN DE L'ÉTUDE

12.1 TRANSFERT DE REPTILES ENTRE ÉTABLISSEMENTS OU ENTRE PROTOCOLES

Pour le transfert de reptiles à un autre établissement à la fin de l'activité scientifique, se référer à la section 4, « Acquisition », en particulier en ce qui concerne la réglementation, la documentation et le transport. Ces directives s'appliquent aux reptiles qui n'ont pas subi de procédure invasive majeure et qui peuvent voyager.

Si les reptiles sont transférés vers un établissement non certifié par le CCPA, l'établissement d'origine a la responsabilité de s'assurer que ces derniers recevront des soins appropriés dans le nouveau milieu. Par exemple, un transfert vers un établissement reconnu par Aquariums et Zoos accrédités du Canada assure que les besoins des animaux seront respectés.

12.2 PLACEMENT DES ANIMAUX

Si la pratique est permise par les autorités locales (p. ex. lois fédérales, provinciales ou territoriales et règlements locaux), les établissements peuvent placer des reptiles sains utilisés lors d'activités scientifiques et appartenant à des espèces ou à des lignées dont les individus peuvent servir d'animaux de compagnie, chez des personnes qui sont en mesure d'en prendre soin convenablement. Si un établissement prévoit confier à une personne des reptiles comme animaux de compagnie, il devrait élaborer une politique définissant les conditions à respecter dans un tel cas. Les établissements devraient s'assurer que les personnes qui adoptent les reptiles connaissent les soins requis.

12.3 MISE EN LIBERTÉ

Les reptiles élevés en captivité ne devraient pas être libérés en milieu naturel. La remise en liberté d'animaux sauvages en captivité, y compris les reptiles, est traitée dans les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023). Elle doit en tout temps respecter les lois et les règlements fédéraux, provinciaux ou territoriaux et locaux. De plus, il doit y avoir une évaluation des avantages et des risques pour l'animal, pour les autres animaux au site de mise en liberté, ainsi que pour les conditions environnementales à cet endroit. Les reptiles ayant subi une manipulation génétique artificielle ne doivent pas être relâchés de l'établissement de recherche.

13

SÉCURITÉ DES PERSONNES

Les établissements doivent avoir des programmes de santé et de sécurité au travail qui visent expressément à encadrer, par une évaluation des risques, la sécurité des personnes. Il revient d'ailleurs au comité de protection des animaux de s'assurer que l'établissement possède un tel programme, afin que les risques liés à la santé et à la sécurité des personnes soient bien évalués.

Les personnes qui travaillent avec des animaux doivent respecter les politiques et les PNF de l'établissement sur les mesures de prévention et de protection appropriées. Elles devraient également bien connaître les risques physiologiques propres à l'animal (p. ex. venin), les allergènes des animaux, les zoonoses et les autres risques associés à l'activité scientifique en question (exposition aux rayonnements, gaz anesthésiant, risques chimiques, lignées cellulaires humaines).

Les personnes travaillant auprès de reptiles devraient se protéger des morsures et des égratignures, selon la situation. Elles devraient surveiller toute morsure ou égratignure, surtout au cours des premières heures, pour déceler une réaction allergique, et dans les jours qui suivent pour déceler des signes d'infection. De plus, elles devraient faire preuve de prudence lors de l'utilisation d'aiguilles ou d'instruments coupants, parce que la rigidité de la peau des reptiles peut accroître le risque de piqûre et de coupure.

De nombreux pathogènes sont transmissibles des reptiles à l'humain (p. ex. *Salmonella* spp., *Escherichia coli*, *Mycobacterium fortuitum*). Les protocoles de manipulation devraient exiger le lavage des mains immédiatement après la manipulation de l'animal et entre la manipulation d'animaux différents. Même si on a réalisé un dépistage pour détecter des pathogènes chez les animaux, on devrait considérer tous les reptiles comme des porteurs potentiels, quels que soient les résultats des analyses.

Dans les animaleries qui hébergent des reptiles, la forte humidité, les hautes températures et les appareils de chauffage de l'habitat peuvent constituer des dangers physiques pour le personnel. Des PNF doivent être établies pour minimiser les risques associés.

Le personnel responsable du déplacement des bassins devrait connaître les méthodes ergonomiques appropriées. En outre, les bassins contenant de la terre ou de l'eau sont lourds et doivent donc être préparés avant un déplacement.

Des composés couramment utilisés, comme l'isoflurane et le pentobarbital, présentent certains risques pour la santé et la sécurité du personnel. L'équipement doit être étalonné et entretenu conformément aux exigences du fabricant. Les PNF relatives à la manipulation de telles substances doivent être appliquées, des mesures de contrôle administratives et techniques doivent être mises en place et de l'équipement de protection individuelle doit être utilisé pour réduire les risques auxquels s'expose le personnel.

13.1 UTILISATION DE REPTILES VENIMEUX

L'utilisation d'espèces venimeuses lors des activités scientifiques nécessite une justification appropriée quant aux risques inhérents. Des directives concernant la manipulation des reptiles venimeux se trouvent à la

section 7.3, « Animaux venimeux ». Tous les membres du personnel principal et de soutien doivent bien connaître et utiliser l'équipement approprié pour la capture et la manipulation des animaux. Les membres du personnel ne devraient jamais travailler avec des serpents venimeux lorsqu'ils sont pressés, distraits ou fatigués, ou s'ils prennent des médicaments pouvant réduire leur vigilance (Lock, 2008).

Les risques associés aux animaux venimeux varient considérablement et dépendent par exemple des caractéristiques du venin et de la taille, du stade de développement et des caractéristiques physiologiques (p. ex. structure et localisation du crochet à venin) de l'animal. Le chercheur, le responsable de l'animalerie, le vétérinaire de l'établissement et le responsable de la biosécurité devraient évaluer ces facteurs afin de déterminer le risque que l'animal provoque une envenimation médicalement significative, c'est-à-dire qui entraînerait un changement physiologique local ou systémique observable cliniquement. Le risque d'une telle envenimation devrait orienter les stratégies d'atténuation des risques.

Tous les manipulateurs de reptiles capables de causer une envenimation médicalement significative doivent suivre une formation particulière sur les mesures de santé et de sécurité pertinentes et les caractéristiques propres à l'espèce. Ils devraient porter de l'équipement de protection individuelle supplémentaire, comme une protection oculaire et des gants résistants à la perforation, et utiliser des outils et des techniques appropriés pour la contention et le transfert, à moins de fournir une justification satisfaisante.

Des procédures écrites relatives à l'envenimation devraient être affichées en évidence. Une PNF sur les premiers soins en cas d'envenimation doit aussi être disponible, tout comme devraient l'être des PNF sur la manipulation, le transfert et la contention d'animaux venimeux. De plus, il doit y avoir une ligne terrestre pour communiquer avec les services d'urgence dans tout lieu où il y a manipulation d'animaux venimeux. Il doit également y avoir une quantité suffisante d'antivenin – approprié aux espèces utilisées, adéquatement entreposé et non périmé – disponible auprès d'un fournisseur local ou au sein de l'établissement. L'antivenin est un produit biologique réglementé au Canada; il faut un permis pour en détenir. Par ailleurs, il est conseillé d'informer les services médicaux locaux des risques associés aux espèces venimeuses et de leur rappeler les protocoles d'envenimation, au besoin; l'antivenin ne devrait être administré que par un professionnel de la santé certifié dans un hôpital ou une ambulance.

RÉFÉRENCES

Vous trouverez plus d'information sur les documents en préparation dans [la section du site Web du CCPA sur les lignes directrices](#).

- Acierno M.J., Mitchell M.A., Roundtree M.K. et Zachariah T.T. (2006) Effects of ultraviolet radiation on 25-hydroxyvitamin D₃ synthesis in red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*). *American Journal of Veterinary Research* 67(12):2046–9.
- Acierno M.J., Mitchell M.A., Zachariah T.T., Roundtree M.K., Kirchgessner M.S. et Sanchez-Migallon Guzman D. (2008) Effects of ultraviolet radiation on plasma 25-hydroxyvitamin D₃ concentrations in corn snakes (*Elaphe guttata*). *American Journal of Veterinary Research* 69(2): 294-297.
- Alexander G.J. (2018) Reproductive biology et maternal care of neonates in southern African python (*Python natalensis*). *Journal of Zoology* 305:141-148.
- Allgood, C. et Leighty K. (2015) Putting the "E" in SPIDER: Evolving trends in the evaluation of environmental enrichment efficacy in zoological settings. *Animal Behavior and Cognition* 2(3):200-217.
- Almli L.M. et Burghardt G.M. (2006) Environmental enrichment alters the behavioral profile of rat snakes (*Elaphe*). *Journal of Applied Animal Welfare Science* 9(2):85-109.
- American Society of Ichthyologists and Herpetologists – ASIH (2004) [Guidelines for Use of Live Amphibians and Reptiles in Field and Laboratory Research](#) (consulté le 2025-04-07).
- American Veterinary Medical Association – AVMA (2020) [AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals](#) (consulté le 2025-04-07).
- Amiel J.J., Lindstrom T. et Shine R. (2014) Egg incubation effects generate positive correlations between size, speed and learning ability in young lizards. *Animal Cognition* 17:337-347.
- Arenas-Moreno D.M., Santos-Bibiano R., Muñoz-Nolasco F.J., Charruau P. et Méndez-de la Cruz F.R. (2018) Thermal ecology and activity patterns of six species of tropical night lizards (*Squamata: Xantusiidae: Lepidophyma*) from Mexico. *Journal of Thermal Biology* 75:97-105.
- Association canadienne de la médecine des animaux de laboratoire – ACMAL (2020) [Normes de l'ACMAL sur les soins vétérinaires](#). Toronto ON: CALAM (consulté le 2025-04-07).
- Association of Zoos and Aquariums – AZA (2009) [Suggested Guidelines for Reptile Enrichment](#) (consulté le 2025-04-07).
- Association of Zoos and Aquariums – AZA (2013) [Eastern Massasauga Rattlesnake Care Manual](#) (consulté le 2025-04-07).
- Association canadienne de la médecine des animaux de laboratoire ACMAL (2020) [Normes de l'ACMAL sur les soins vétérinaires](#). Toronto ON: CALAM (consulté le 2025-04-07).
- Astley H.C. et Jayne B.C. (2007) Effects of perch diameter et incline on the kinematics, performance et modes of arboreal locomotion of corn snakes (*Elaphe guttata*). *Journal of Experimental Biology* 210:3862-3872.

- Aubret F., Bonnet X., Shine R. et Maumelat S. (2003) Clutch size manipulation, hatching success and offspring phenotype in the ball python (*Python regius*). *Biological Journal of the Linnean Society* 78:263–272.
- Aubret F., Blanvillain G. et Kok P.J.R. (2015) Myth busting? Effects of embryo positioning and egg turning on hatching success in the water snake *Natrix maura*. *Nature Scientific Reports* 5:13385.
- Augustine L. et Baumer, M. (2012) Training a Nile crocodile to allow for collection of blood at the Wildlife Conservation Society's Bronx Zoo. *Herpetological Review* 43(3):432.
- Augustine L., Titus V. et Foster C. D. (2013) Color recognition as a management tool with a female Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*) at the Wildlife Conservation Society's Bronx Zoo. *Herpetological Review* 44(3):445–447.
- Baines F.M., Chattell J., Dale J., Gill I., Goetz M., Skelton T. et Swatman M. (2016) How much UVB does my reptile need? The UV-tool, a guide to the selection of UV lighting for reptiles and amphibians in captivity. *Journal of Zoo and Aquarium Research* 4(1):42-63.
- Baker P.J., Costanzo J.P., Iverson J.B. et Lee R.E. (2003) Adaptations to terrestrial overwintering of hatchling northern map turtles, *Graptemys geographica*. *Journal of Comparative Physiology B* 173(8):643-651.
- Balko J.A. et Chinnadurai S.K. (2017) Advancements in evidence-based anesthesia of exotic animals. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 20(3):917-928.
- Barnett, K.E., Cocroft R.B. et Fleishman L.J. (1999) Possible communication by substrate vibration in a chameleon. *Copeia* 1:225-228.
- Bartol S.M., Musick J.A. et Lenhardt M.L. (1999) Auditory evoked potentials of the loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Copeia* 3:836-840.
- Bashaw M.J., Gibson M.D., Schowe D.M. et Kucher A.S. (2016) Does enrichment improve reptile welfare? Leopard geckos (*Eublepharis macularius*) respond to five types of environmental enrichment. *Applied Animal Behaviour Science* 184:150-160.
- Bateman P.W. et Fleming P.A. (2009) To cut a long tail short: a review of lizard caudal autotomy studies carried out over the last 20 years. *Journal of Zoology* 277:1-14.
- Benn A.L., McLelland D.J. et Whittaker A.L. (2019) A review of welfare quality assessment methods in reptiles and a preliminary application of the Welfare Quality® Protocol to the Pygmy Blue-Tongue Skink, *Tiliqua adelaidensis*, using animal-based measures. *Animals* 9(1):27.
- Bertelsen M.F. et Sauer C.D. (2011) Alfaxalone anaesthesia in the green iguana (*Iguana iguana*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 38:461-466.
- Birkhead T.R. et Møller A.P. (1993) Sexual selection and the temporal separation of reproductive events: sperm storage data from reptiles, birds and mammals. *Biological Journal of the Linnean Society* 50:295-311.
- Bertocchi M., Pelizzone I., Parmigiani E., Ponzio P., Macchi E., Righi F., Di Girolamo N., Bigliardi E., Denti L., Bresciani C. et Di Ianni F. (2018) Monitoring the reproductive activity in captive bred female ball pythons (*P. regius*) by ultrasound evaluation and noninvasive analysis of faecal reproductive hormone (progesterone and 17 β - estradiol) metabolites trends. *PLOS ONE* 13(6):e0199377.

- Bjorndal K.A., Parsons J., Mustin W. et Bolten A.B. (2013) Threshold to maturity in a long-lived reptile: interactions of age, size and growth. *Marine Biology* 160:607-616.
- Blackburn D.G. (1994) Review: Discrepant usage of the term 'ovoviviparity' in the herpetological literature. *Herpetological Journal* 4:65-72.
- Blumberg M.S., Lewis S.J. et Sokoloff G. (2002) Incubation temperature modulates post-hatching thermoregulatory behavior in the Madagascar ground gecko, *Paroedura pictus*. *The Journal of Experimental Biology* 205:2777-2784.
- Bókony V., Milne G., Pipoly I., Székely T. et Liker A. (2019) Sex ratios and bimaturism differ between temperature-dependent and genetic sex-determination systems in reptiles. *BMC Evolutionary Biology* 19:57.
- Bonnet X., El Hassani M.S., Lecq S., Michel C.L., El Mouden E.H., Michaud B. et Slimani T. (2016) Blood mixtures: impact of puncture site on blood parameters. *Journal of Comparative Physiology* 186(6):787-800.
- Booth W. et Schuett G.W. (2011) Molecular genetic evidence for alternative reproductive strategies in North American pitvipers (Serpentes: Viperidae): long-term sperm storage and facultative parthenogenesis. *Biological Journal of the Linnean Society* 104:934-942.
- Booth W., Smith C.F., Eskridge P.H., Hoss S.K., Mendelson J.R.III. et Schuett G.W. (2012) Facultative parthenogenesis discovered in wild vertebrates. *Biology Letters* 8:983-985.
- Bostock S.S.C. (2001) Captivity. Dans: *Encyclopedia of the World's Zoos, A-F*, vol. I. (Bell C.E., ed.). pp. 215-216. Chicago IL: Fitzroy Dearborn Publishers.
- Boyer T.H. et Scott P.W. (2019) Nutrition. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery* (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 27. St. Louis MO: Elsevier.
- Bradley T. et Naives D. (1999) Leopard Gecko, *Eublepharis macularius* captive care and breeding. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians* 9(3):36-40.
- Bradley Bays T. et de Souza Dantas L.M. (2019) Clinical Behavioral Medicine. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 83, pp. 922-931. Elsevier: Amsterdam.
- Bridgeman J.M. et Tattersall G.J. (2019) Tortoises develop and overcome position biases in a reversal learning task. *Animal Cognition* 22: 265-275.
- Brittan-Powell E.F., Christensen-Dalsgaard J., Tang Y., Carr C., et Dooling R.J. (2010) The auditory brainstem response in two lizard species. *Journal of the Acoustical Society of America* 128(2):787-794.
- Brown C. (2010) Cardiac blood sample collection from snakes. *Lab Animal* 38(7):208-209.
- Burghardt G. (2013) Environmental enrichment and cognitive complexity in reptiles and amphibians: Concepts, review, and implications for captive populations. *Applied Animal Behaviour Science* 147:286-298.
- Burghardt G. M., Ward B. et Rosscoe R. (1996) Problem of reptile play: Environmental enrichment and play behavior in a captive Nile soft-shelled turtle, *Trionyx triunguis*. *Zoo Biology* 15: 223-238.
- Bryant G.L., Eden P., De Tores P. et Warren K. (2010) Improved procedure for implanting radiotransmitters in the coelomic cavity of snakes. *Australian Veterinary Journal* 88(11):443-8.
- Cabezas-Cartes F., Boretto J.M. et Ibarguengoytia N.R. (2018) Effects of climate and latitude on age at maturity and longevity of lizards studied by skeletochronology. *Integrative and Comparative Biology* 58:1086-1097.

- Campbell T.W. et Ellis C.K. (2007) *Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology*, 3^e édition. 286pp. Ames IA: Blackwell Publishing.
- Campbell T.W. (2014) Clinical pathology. Dans: *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery* (Mader D.R. et Divers S.J, eds.). Chapter 8, pp 70-92. Amsterdam NL: Elsevier.
- Canadian Herpetofauna Health Working Group (2017) [Decontamination Protocol for Field Work with Amphibians and Reptiles in Canada](#) (consulté le 2025-04-07).
- Cannon M.J. (2003) Husbandry and veterinary aspects of the bearded dragon (*Pogona spp.*) in Australia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 12(4):205-214.
- Capula M. et Luiselli L. (1995) Is there a different preference in the choice of background colour between melanistic and cryptically coloured morphs of the adder, *Vipera berus*? *Italian Journal of Zoology* 62:253-256.
- Carsia R.V., McIlroy P.J. et John-Alder H.B. (2018) Modulation of adrenal steroidogenesis by testosterone in the lizard, *Coleonyx elegans*. *General and Comparative Endocrinology* 259:93-103.
- Chacón D., Rodríguez S., Arias J., Solano G., Bonilla F. et Gómez A. (2012) Maintaining Coral Snakes (*Micrurus nigrocinctus*, *Serpentes: Elapidae*) for venom production on an alternative fish-based diet. *Toxicon* 60:249-253.
- Chatigny F., Kamunde C., Creighton C.M. et Stevens E.D. (2017) Uses and doses of local anesthetics in fish, amphibians, and reptiles. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 56(3):244-253.
- Christian K.A., Tracy C.R. et Tracy C.R. (2016) Body temperature and the thermal environment. Dans: *Reptile Ecology and Conservation: A Handbook of Techniques* (Dodd C.K, Jr., ed.). pp. 337-351. Oxford University Press.
- Clark F. et King, A. J. (2008) A critical review of zoo-based olfactory enrichment. Dans: *Chemical Signals in Vertebrates 11* (Hurst J.L., Beynon R.J., Roberts S.C. et Wyatt T.D., eds.). pp. 391-398. New York NY: Springer.
- Clark R.W., Brown W.S., Stechert R. et Greene H.W. (2012) Cryptic sociality in rattlesnakes (*Crotalus horridus*) detected by kinship analysis. *Biology Letters* 8:523-525.
- Clarke J.A., Chopko J.T. et Mackessy S.P. (1996) The effect of moonlight on activity patterns of adult and juvenile Prairie Rattlesnakes (*Crotalus viridis viridis*). *Journal of Herpetology* 30(2):192-197.
- Cojean O., Vergneau-Grosset C. et Masseur, I. (2018). Ultrasonographic anatomy of reproductive female leopard geckos (*Eublepharis macularius*). *Veterinary Radiology & Ultrasound* 59(3):333-344.
- Cojean O., Alberton S., Froment R., Maccolini E. et Vergneau-Grosset C. (2020) Leopard gecko (*Eublepharis macularius*) packed cell volume and plasma biochemistry reference intervals and reference values. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 30(3):156-164.
- Conroy C.J., Papenfuss T., Parker J. et Hahn N.E. (2009) Use of tricaine methanesulfonate (MS222) for euthanasia of reptiles. *Journal of the American Association of Laboratory Animal Science* 48:28-32.
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2005) [Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).

- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2006) [Politique du CCPA : le mandat des comités de protection des animaux](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2007) [Lignes directrices du CCPA sur : l'acquisition des animaux utilisés en science](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2008) [Politique du CCPA pour : les cadres responsables du programme de soin et d'utilisation des animaux](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2010) [Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2015) [Lignes directrices du CCPA sur : la formation du personnel qui travaille avec des animaux en science](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2017) [Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2021) [Lignes directrices du CCPA : l'évaluation du bien-être animal](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2020) [Critères pour déterminer si un protocole d'utilisation est requis : Addenda à la politique du CCPA sur le mandat des comités de protection des animaux](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2022) [Lignes directrices du CCPA : la détermination des points limites scientifiques, de points d'intervention éthiques, et de points limites cumulatifs](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2023) [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2024) [Lignes directrices du CCPA : les animaleries](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2025) [Lignes directrices du CCPA : les procédures scientifiques \(Partie A – L'administration des substances et l'échantillonnage biologique\)](#). Ottawa ON: CCAC (consulté le 2025-04-07).
- Constanzo J.P., Iverson J.B., Wright M.F. et Lee R.E.Jr. (1995) Cold hardiness and overwintering strategies of hatchlings in an assemblage of northern turtles. *Ecology* 76(6):1772-1785.
- Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction – CITES (2021) [Annexes I, II, and III](#) (consulté le 2025-04-07).
- Cooper J.E. (1999) Reptilian microbiology. Dans: *Laboratory Medicine, Avian and Exotic Pets*. (Fudge A.M., ed.). pp. 223-227. Philadelphia PA: Sanders.
- Cooper J.E. (2010) Terrestrial reptiles: lizards, snakes and tortoises. Dans: *The Care and Management of Laboratory and Other Research Animals*, 8^e édition. (Hubrecht R. et Kirkwood J., eds.). Chapter 46, pp. 709-730. Chichester, West Sussex: Wiley-Blackwell.
- Cooper W.E. Jr., Wilson D.S. et Smith G.R. (2009) Reproductive status, and cost of tail autotomy via decreased running speed in lizards. *Ethology* 115:7-13.

- Council of Europe (2004) *Revision of Appendix A of the Convention ETS123 – Species specific provisions for reptiles: background information for the proposals presented by the group of experts on amphibians and reptiles (Part B)* (draft – 4th meeting of the working party). Strasbourg: Council of Europe.
- Coutant T., Vergneau-Grosset C. et Langlois I. (2018) Overview of drug delivery methods in exotics, including their anatomical and physiological considerations. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 21(2):215-259.
- Crawford R.L., Jensen D'A. et Allen T. (2001) *Information Resources on Amphibians, Fish & Reptiles used in Biomedical Research*. AWIC Resource Series No. 10.
- Crews D., Bergeron J.M., Bull J.J., Flores D., Tousignant A., Skipper J.K. et Wibbels T. (1994) Temperature-dependent sex determination in reptiles: proximate mechanisms, ultimate outcomes, and practical applications. *Developmental Genetics* 15:297-312.
- Crowe J. (2012) [All About Thiaminase](#). Gartersnake.info (consulté le 2025-04-07).
- Cromie G.L. et Chappie D.G. (2012) Impact of tail loss on the behaviour and locomotor performance of two sympatric *Lampropholis* skink species. *PLOS ONE* 7(4):e34732.
- Davies W.L., Cowing J.A., Bowmaker J.K., Carvalho L.S., Gower D.J. et Hunt D.M. (2009) Shedding light on serpent sight: the visual pigments of henophidian snakes. *Journal of Neuroscience* 29(23):7519-7525.
- Davis K.M. et Burghardt G.M. (2011) Turtles (*Pseudemys nelson*) learn about visual cues indicating food from experienced turtles. *Journal of Comparative Psychology* 125:404-410.
- Dayananda B., Murray B.R. et Webb J.K. (2017) Hotter nests produce hatchling lizards with lower thermal tolerance. *Journal of Experimental Biology* 220:2159-2165.
- de Azevedo C.S., Cipreste C.F. et Young, R.J. (2007) Environmental enrichment: A GAP analysis. *Applied Animal Behaviour Science*, 102(3):329-343.
- Dickinson H.C. et Fa F.E. (1997) Ultraviolet light and heat source selection in captive Spiny-Tailed Iguanas (*Oplurus cuvieri*). *Zoo Biology* 16:391-401.
- Diethelm G. et Stein G. (2006) Hematologic and blood chemistry values. Dans: *Reptile Medicine and Surgery*, 2nd ed. (Divers S.J. et Mader D.R., eds.). Chapter 88, pp.1103-1118. Elsevier.
- Di Giuseppe M., Morici M., Martinez-Silvestre A. et Spadola F. (2017) Jugular vein venipuncture technique in small lizard species. *Journal of Small Animal Practice* 58:249.
- Divers S.J. (2019) Diagnostic techniques and sample collection. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 43, pp. 405-421. Elsevier: Amsterdam.
- Divers S.J. (2020) Management et husbandry of reptiles. Dans: *MSD Veterinary Manual* Rahway NJ: Merck & Co., Inc.
- Divers D.J. et Stahl S.J. (eds.) (2019) *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. Elsevier Inc.
- Doneley B. (2018) Taxonomy and introduction to common species. Dans: *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. (Doneley B., Monks D., Johnson R. et Carmel B., eds.). Chapter 1, pp. 1-14. Oxford: Wiley-Blackwell.
- Doody J.S., Burghardt G.M. et Dinets V. (2013) Breaking the social-non-social dichotomy: A role for reptiles in vertebrate social behavior research. *Ethology* 119:95-103.

- Doody J.S., Dinets V. et Burghardt G.M. (2021) *The Secret Social Lives of Reptiles*. JHU Press.
- Du W-G. et Shine R. (2008) The influence of hydric environments during egg incubation on embryonic heart rates and offspring phenotypes in a scincid lizard (*Lampropholis guichenoti*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A* 151:102-107.
- Eagan T. (2019) Evaluation of enrichment for reptiles in zoos. *Journal of Applied Animal Welfare* 22(1):69-77.
- Eatwell K., Hedley J. et Barron R. (2014) Reptile haematology and biochemistry. *In Practice* 36:34-42.
- Emer S.A., Mora C.V., Harvey M.T. et Grace M.S. (2015) Predators in training: Operant conditioning of novel behavior in wild Burmese pythons. *Animal Cognition* 18:269-278.
- Eshar D., Lapid R. et Head V. (2018) Transilluminated jugular blood sampling in the common chameleon. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 28(1-2):19-22.
- Evans S.S., Repasky E.A. et Fisher D.T. (2015) Fever and the thermal regulation of immunity: The immune system feels the heat. *Nature Reviews Immunology* 15(6):335-349.
- Ewert J-G., Cooper J.E., Langton T., Matz G., Reilly K. et Schwantje H. (2004) *Species specific Provisions for Reptiles: Background information for the proposals presented by the Group of Experts on Amphibians and Reptiles*. Working Party for the Preparation of the Fourth Multilateral Consultation of Parties to the European Convention for the Protection of Vertebrate Animals Used for Experimental and Other Scientific Purposes (ETS 123).
- Ezaz T., Quinn A.E., Miura I., Sarre S.D., Georges A. et Marshall Graves J.A. (2005) The dragon lizard *Pogona vitticeps* has ZZ/ZW micro-sex chromosomes. *Chromosome Research* 13:763-776.
- Fàbregas M. C., Guillén-Salazar F. et Garcés-Narro C. (2012) Do naturalistic enclosures provide suitable environments for zoo animals? *Zoo Biology* 31: 362-373.
- Feldman S.H., Formica M. et Brodie E.D. (2011) Opisthotonus, torticollis and mortality in a breeding colony of *Anolis* sp. lizards. *Lab Animal (NY)* 40(4):107.
- Ferguson G.W., Brinker A.M., Gehrmann W.H., Bucklin S.E., Baines F.M. et Mackin S.J. (2010) Voluntary exposure of some western-hemisphere snake and lizard species to ultraviolet-B radiation in the field: How much ultraviolet-B should a lizard or snake receive in captivity? *Zoo Biology* 29:317-334.
- Ferrell S.T., Marlar A.B., Alberts A.C., Young L.A., Bradley K., Hurlbut S.L. et Lung N.P. (2005) Surgical technique for permanent intracoelomic radiotransmitter placement in anegada iguanas (*Cyclura pinguis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 36(4):712-715.
- Fink D.M., Doss G.A., Sladky K.K. et Mans C. (2018) Effect of injection site on dexmedetomidine-ketamine induced sedation in leopard geckos (*Eublepharis macularius*). *Journal of the American Veterinary Medical Association* 253(9):1146-1150.
- Finke M.D. (2013) Complete nutrient content of four species of commercially available feeder insects. *Zoo Biology* 32:27-36.
- Finke M.D. (2015) Complete nutrient content of four species of commercially available feeder insects fed enhanced diets during growth. *Zoo Biology* 34(6):554-564.

- Fisher R.E., Geiger L.A., Stroik L.K., Hutchins E.D., George R.M., Kusumi K., Rawls J.A. et Wilson-Rawls J. (2012) A histological comparison of the original and regenerated tail in the green anole, *Anolis carolinensis*. *Anatomical Record* 295(10):1609-1619.
- Flanagan J.P. (2015) Chelonians (turtles, tortoises). Dans: *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8. (Miller E.R. et Fowler M.E.). Chapter 4, pp. 27-37. Amsterdam NL: Elsevier.
- Fleming G.J. et Skurski M.L. (2012) Behavioral training of reptiles for medical procedures. Dans: *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 7. (Miller E.R. et Fowler M.E.). Chapter 27, pp. 212-216. Amsterdam NL: Elsevier.
- Frohnwieser A., Murray J.C., Pike T.W. et Wilkinson A. (2017) Lateralized eye use towards video stimuli in bearded dragons *Pogona vitticeps*. *Animal Behavior and Cognition* 4(3):340-348.
- Frohnwieser A., Murray J.C., Pike T.W. et Wilkinson A. (2018) Perception of artificial conspecifics by bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *Integrative Zoology* 14(2):214-222.
- Frohnwieser A., Willmott A.P., Murray J.C., Pike T.W. et Wilkinson A. (2016) Using marker-based motion capture to develop a head bobbing robotic lizard. Dans: *International Conference on Simulation of Adaptive Behavior* (pp. 12-21). Springer International Publishing.
- Gardner M.G., Pearson S.K., Johnston G.R. et Schwarz M.P. (2016) Group living in squamate reptiles: a review of evidence for stable aggregations. *Biological Reviews* 91:925-936.
- Garner M.M. et Jacobson E.R. (eds.) (2020) *Noninfectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text, Diseases and Pathology of Reptiles*, Volume 2. Boca Raton FL: Taylor & Francis.
- Garrett C.M. et Smith B.E. (1994) Perch color preference in juvenile green tree pythons, *Chondropython viridis*. *Zoo Biology* 13:45-50.
- Gauthier C. et Lesbarrères D. (2010) Growth rate variation in captive species: the case of leopard geckos, *Eublepharis macularius*. *Herpetological Conservation and Biology* 5(3):449-455.
- Giorgi M., Salvadori M., De Vito V., Owen H., Demontis M.P. et Varoni M.V. (2015) Pharmacokinetic/pharmacodynamic assessments of 10 mg/kg tramadol intramuscular injection in yellow-bellied slider turtles (*Trachemys scripta scripta*). *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics* 38(5):488-496.
- Girling S. et Raiti P. (eds.) (2019) *BSAVA Manual of Reptiles*, 3^e édition. Gloucester UK: Wiley.
- Goodman R.M. et Walguarnery J.W. (2007) Incubation temperature modifies neonatal thermoregulation in the lizard *Anolis carolinensis*. *Journal of Experimental Zoology* 307A:439-448.
- Gould A. (2018). Evaluating the physiologic effects of short duration ultraviolet B radiation exposure in leopard geckos (*Eublepharis macularius*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 28(1-2):34-39.
- Gouvernement du Canada (2021) [Règlement sur la santé des animaux](#) (consulté le 2025-04-07).
- Greenberg N. (2002) Ethological aspects of stress in a model lizard, *Anolis carolinensis*. *Integrative & Comparative Biology* 42(3):526-540.
- Greene H.W. (1995) Nonavian reptiles as laboratory animals. *ILAR Journal* 37:182-186.
- Greunz E.M., Williams C., Ringgaard S., Hansen K., Wang T. et Bertelsen M.F. (2018) Elimination of intracardiac shunting provides stable gas anesthesia in tortoises. *Nature Scientific Reports* 8:17124.

- Hansen L.L. et Bertelsen M.F. (2013) Assessment of the effects of intramuscular administration of alfaxalone with and without medetomidine in Horsfield's tortoises (*Agrionemys horsfieldii*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 40:e68-e75.
- Hare V.J., Rich B. et Worley K.E. (2008) Enrichment gone wrong! *The Shape of Enrichment* 35-45.
- Heiken K.H., Brusck G.A. IV, Gartland S., Escallón C., Moore I.T. et Taylor E.N. (2016) Effects of long distance translocation on corticosterone and testosterone levels in male rattlesnakes. *General and Comparative Endocrinology* 237:27-33.
- Hellmuth H., Augustine L., Watkins B. et Hope K. (2012) Using operant conditioning and desensitization to facilitate veterinary care with captive reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 15(3):425-443.
- Hemby C., Keller K., Guzman D., Paul-Murphy J., Byrne B.A., Raudabaugh D.B., Miller A.N. et Allender M.C. (2019) Effectiveness of common disinfecting agents against isolated for *Nannizziopsis guarroi*, Exoticscon conference, Saint-Louis, MO:567.
- Hernandez-Divers S.J., Cooper J.E. et Cooke S.W. (2004) Diagnostic techniques and sample collection in reptiles. *Compendium on Continuing Education of the Practicing Veterinarian* 26:470-483.
- Hill P.S.M. (2009) How do animals use substrate-borne vibrations as an information source? *The Science of Nature* 96(12):1355-1371.
- Hoehfurtner T., Wilkinson A., Nagabaskaran G. et Burman O.H.P. (2021) Does the provision of environmental enrichment affect the behaviour and welfare of captive snakes? *Applied Animal Behaviour Science* 239:105324.
- Hollandt T., Baur M. et Wöhr A-C. (2021) Animal-appropriate housing of ball pythons (*Python regius*) – Behavior-based evaluation of two types of housing systems. *Plos One* 16(5): e0247082.
- Holding M.L. (2011) Short-distance translocation of the northern pacific rattlesnake (*Crotalus o. oreganus*): Effects on volume and neurogenesis in the cortical forebrain, steroid hormone concentrations, and behaviors. MSc Thesis Faculty of California Polytechnic State University, San Luis Obispo.
- Holz P., Barker I.K., Burger J.P., Crawshaw G.J. et Conlon P.D. (1997) The effect of the real portal system on pharmacokinetic parameters in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 289(4):386-393.
- Honeyfield D.C., Ross J.P., Carbonneau D.A., Terrell S.P., Woodward A.R., Schoeb T.R., Perceval H.F. et Hinterkopf J.P. (2008) Pathology, physiologic parameters, tissue contaminants, and tissue thiamine in morbid and healthy central Florida adult American alligators (*Alligator mississippiensis*). *Journal of Wildlife Disease* 44(2):280-294.
- Innis C., DeVoe R., Myliczenko N., Young D. et Garner M. (2010) A call for additional study of the safety of subcarapacial venipuncture in chelonians. Proceedings, Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians.
- Isaza R., Andrews G., Coke R. et Hunter R.P. (2004). Assessment of multiple cardiocentesis in ball pythons (*Python regius*). *Contemporary Topics in Laboratory Animal Sciences* 43(6):35-38.
- Jacobson E. et Garner M.M. (eds.) (2020) *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles*, 2^e édition. Boca Raton FL: Taylor & Francis.

- James L.E., Williams C.J.A., Bertelsen M.F. et Wang T. (2017) Evaluation of feeding behavior as an indicator of pain in snakes. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 48(1):196-199.
- James L.E., Williams C.J.A., Bertelsen M.F. et Wang T. (2018) Anesthetic induction with alfaxalone in the ball python (*Python regius*): dose response and effect of injection site. *Veterinary Anesthesia and Analgesia* 45:329-337.
- Januszczak I.S., Bryant Z., Tapley B., Gill I., Harding L. et Michaels C.J. (2016) Is behavioural enrichment always a success? Comparing food presentation strategies in an insectivorous lizard (*Plica plica*). *Applied Animal Behaviour Science* 183:95-103.
- Jayne B.C., Voris H.K. et Ng P.K.L. (2018) How big is too big? Using crustacean-eating snakes (*Homalopsidae*) to test how anatomy and behaviour affect prey size and feeding performance. *Biological Journal of the Linnean Society* 123(3):636-650.
- Ji X. and Du W.-G. (2001) The effects of thermal and hydric environments on hatching success, embryonic use of energy and hatchling traits in a colubrid snake, *Elaphe carinata*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A* 129(2-3):461-471.
- Juri G.L., Chiaraviglio M. et Cardozo G. (2018) Electrostimulation is an effective and safe method for semen collection in medium sized lizards. *Therogenology* 118:40-45.
- Johnson J.H. (2004) Husbandry and medicine of aquatic reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 13(4):223-228.
- Kaplan M. (2014) [Reptile Housing: Size, Dimension and Lifestyle](#) (consulté le 2025-04-07).
- Keller K.A., Paul-Murphy J., Weber E.P. 3rd, Kass P.H., Guzman S.M., Park S.A., Raghunathan V.K., Gustavsen K.A. et Murphy C.J. (2014) Assessment of platelet-derived growth factor using a splinted full thickness dermal wound model in bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 45(4):866-874.
- Kennett R. (1999) Reproduction of two species of freshwater turtle, *Chelodina rugosa* and *Elseya dentata*, from the wet-dry tropics of northern Australia. *Journal of Zoology* 247(4):457-473.
- Kis A., Huber L. et Wilkinson A. (2015) Social learning by imitation in a reptile (*Pogona vitticeps*). *Animal Cognition* 18(1):325-331.
- Kischinovsky M., Duse A., Wang T. et Bertelsen M.F. (2013) Intramuscular administration of alfaxalone in red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*) – Effects of dose and body temperature. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 40:13-20.
- Kischinovsky M., Raftery A. et Sawmy S. (2018) Husbandry and nutrition. Dans: *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. (Doneley B., Monks D., Johnson R. et Carmel B., eds.). Chapter 4, pp. 45-60. Wiley-Blackwell.
- Klaphake É. (2010) A fresh look at metabolic bone disease. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 13(3):375-392.
- Knotek S. (2019) Therapeutics and medication. Dans: *BSAVA Manual of Reptiles*, 3rd ed. (Girling S.J. et Raiti P., eds.). Chapter 11, pp. 176-199. Gloucester, UK: Wiley.
- Kohler G. (2005) *Incubation of Reptile Eggs* UK: Krieger Publishing Company.
- Kramer M.H. (2005) What veterinarians need to know about red-eared sliders. *Exotic DVM* 7(6): 38-43.

- Krohmer R.W. (2004) The male red-sided garter snake (*Thamnophis sirtalis parietalis*): Reproductive pattern and behavior. *ILAR Journal* 45(1):65-74.
- Kumar R., Tiwari R.K., Kumar Asthana R., Kumar P., Shahi B. et Saha S.K. (2018) Metabolic bone diseases of captive mammal, reptile and birds. *Approaches in Poultry, Dairy and Veterinary Sciences*. 3(3).
- Kummrow M.S., Tseng F., Hesse L. et Court M. (2008) Pharmacokinetics of buprenorphine after single-dose subcutaneous administration in red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 39:590-595.
- Kuppert S. (2013) Providing enrichment in captive amphibians and reptiles: is it important to know their communication? *Smithsonian Herpetological Information Service* 142:1-42.
- Laferriere C.A., Leung V.S. et Pang D.S. (2020) Evaluating intrahepatic and intraperitoneal sodium pentobarbital or ethanol for mouse euthanasia *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 59(3):264-268.
- Lampert K.P. (2008) Facultative parthogenesis in vertebrates: Reproductive error or chance. *Sexual Development*:290-301.
- Laszlo J. (1979) 1979: Notes on reproductive patterns of reptiles in relation to captive breeding. *International Zoo Yearbook* 19: 22-27.
- Latney L.V., Toddes B.D., Wyre N.R., Brown D.C., Michel K.E. et Briscoe J.A. (2017) Effects of various diets on the calcium and phosphorus composition of mealworms (*Tenebrio molitor* larvae) and superworms (*Zophobas morio* larvae). *American Journal of Veterinary Research* 78(2):178-185.
- Lee J.C., Clayton D., Eisenstein S. et Perez I. (1989) The reproductive cycle of *Anolis sagrei* in Southern Florida. *Copeia* 4:930-937.
- Lewis A.C., Rankin K.J., Pask A.J. et Stuart-Fox D. (2017) Stress-induced changes in color expression mediated by iridophores in a polymorphic lizard. *Ecology and Evolution* 7:8262-8272.
- Liu G., Cain K. et Schwanz L. (2020) Maternal temperature, corticosterone, and body condition as mediators of maternal effects in jacky dragons (*Amphibolurus muricatus*). *Physiological and Biochemical Zoology* 93(6):434-449.
- Lock B. (2008) Venomous snake restraint and handling. Topics in medicine and surgery *Journal of Exotic Pet Medicine* 17(4):273-284.
- López-Olvera J.R., Montané J., Marco I., Martínez-Silvestre A., Soler J. et Lavin S. (2003) Effect of venipuncture site on hematologic and serum biochemical parameters in marginated tortoise (*Testudo marginata*). *Journal of Wildlife Diseases* 39(4):830-836.
- Lovern M.B., Holmes M.M. et Wade J. (2004) The green anole (*Anolis carolinensis*): A reptilian model for laboratory studies of reproductive morphology and behavior. *ILAR Journal* 45(1):54-64.
- Mancera K.F., Murray P.J., Lisle A., Dupont C., Fauceux F. et Phillips C.J.C. (2017) The effects of acute exposure to mining machinery noise on the behaviour of eastern blue-tongued lizards (*Tiliqua scincoides*). *Animal Welfare* 26:11-24.
- Manrod, J.D., Hartdegen, R., et Burghardt, G. M. (2008) Rapid solving of a problem apparatus by juvenile black-throated monitor lizards (*Varanus albigularis albigularis*). *Animal Cognition* 11(2):267-273.
- Mans C. (2008) Venipuncture techniques in chelonian species. *Lab Animal (NY)* 37(7):303-304.

- Mans C., Sladky K.K. et Schumacher J. (2019) General anesthesia. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 49, pp. 447-464. Amsterdam NL: Elsevier.
- Martin P. et Bateson P. (2007) *Measuring Behaviour: An Introductory Guide*. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Mason R.T. et Parker M.R. (2010) Social behavior and pheromonal communication in reptiles. *Journal of Comparative Physiology A* 196(10):729-749.
- Mathews K.A. (2011) Monitoring fluid therapy and complications of fluid therapy. Dans: *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice*, 4th ed. (DiBartola S.P., ed.). pp. 386-404. Amsterdam NL: Elsevier.
- Mayer J., Knoll J., Wrubel K.M. et Mitchell M.A. (2011) Characterizing the hematologic and plasma chemistry profiles of captive crested geckos (*Rhacodactylus ciliatus*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 21(2-3):68-75.
- Mayer J. (2019) Allometric scaling. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 126, pp. 1186-1190. Amsterdam NL: Elsevier.
- McArthur S., Wilkinson, R. et Meyer J. (2004) *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. Oxford: Blackwell Publishing.
- McFadden M.S., Bennett R.A., Kinsel M.J. et Mitchell M.A. (2011) Evaluation of the histologic reactions to commonly used suture materials in the skin and musculature of ball pythons (*Python regius*). *American Journal of Veterinary Research* 72(10):1397-1406.
- McLean K.E. et Vickaryous M.K. (2011) A novel amniote model of epimorphic regeneration: The leopard gecko, *Eublepharis macularius*. *BMC Developmental Biology* 11:50.
- Meylan S., Haussy C. et Voituron Y. (2010) Physiological actions of corticosterone and its modulation by an immune challenge in reptiles. *General and Comparative Endocrinology* 169(2):158-166.
- Michelangeli M., Melki-Wegner B., Laskowski K., Wong B.B.M. et Chapple D.G. (2020) Impacts of caudal autotomy on personality. *Animal Behaviour* 162:67-78.
- Mitchell M.A. (2004) Snake care and husbandry. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice* 7:421-446.
- Molina F.C., Bell T., Norbury G., Cree A. et Gleeson D.M. (2010) Assisted breeding of skinks or how to teach a lizard old tricks! *Herpetological Conservation and Biology* 5(2):311-319.
- Morafka D.J., Spangenberg E.K. et Lance V.A. (2000) Neonatology of reptiles. *Herpetological Monographs* 14:353-370.
- Morrill B.H., Rickords L.F., Sutherland C. et Julander J.G. (2011) Effects of captivity on female reproductive cycles and egg incubation in ball pythons (*Python regius*). *Herpetological Review* 42(2):226-231.
- Mosley C.A.E. (2005) Anesthesia and analgesia in reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14(4):243-262.
- Moszuti S. A., Wilkinson A. et Burman O.H. (2017) Response to novelty as an indicator of reptile welfare. *Applied Animal Behaviour Science* 193:98-103.
- Mueller-Paul J., Wilkinson A., Aust U., Steurer M., Hall G. et Huber L. (2014) Touchscreen performance and knowledge transfer in the red-footed tortoise (*Chelonoidis carbonaria*). *Behavioural Processes* 106:187-192.

- Mueller-Paul J., Wilkinson A., Hall G. et Huber L. (2012a) Radial-arm-maze behavior of the red-footed tortoise (*Geochelone carbonaria*). *Journal of Comparative Psychology* 126(3):305-317.
- Mueller-Paul J., Wilkinson A., Hall G. et Huber L. (2012 b) Response-stereotypy in the jewelled lizard (*Timon lepidus*) in a radial-arm maze. *Herpetology Notes* 5:243–246.
- Nevarez J.G. (2019) Euthanasia. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J.). Chapter 47, pp. 437-440. Amsterdam NL: Elsevier.
- New South Wales and Office of Environment and Heritage – NSW (2013) [Code of Practice for the Private Keeping of Reptiles](#) (consulté le 2025-04-07).
- Nomura T., Kawaguchi M., Ono K. et Murakami Y. (2013) Reptiles: A new model for evo-devo research. *Journal of Experimental Zoology Part B. Molecular and Development Evolution*: 320(2)57-73.
- Nomura T., Yamashita W., Gotoh H. et Ono K. (2015) Genetic manipulation of reptilian embryos: Toward an understanding of cortical development and evolution. *Frontiers in Neuroscience* 9:45.
- Nordberg E.J. et Schwarzkopf L. (2019) Heat seekers: A tropical nocturnal lizard uses behavioral thermoregulation to exploit rare microclimates at night. *Journal of Thermal Biology* 82:107-114.
- Norton T.M., Andrews K.M. et Smith L.L. (2018) Working with free-ranging amphibians and reptiles. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 175. Amsterdam NL: Elsevier.
- Olsson I.A., Nevison C.M., Patterson-Kane E.G., Sherwin C.M., Van de Weerd H.A. et Würbel H. (2003) Understanding behaviour: The relevance of ethological approaches in laboratory animal science. *Applied Animal Behaviour Science* 81(3):245-264.
- Oonincx D. et van Leeuwen J. (2017) Evidence-based reptile housing and nutrition. *Veterinary Clinics: Exotic Animal* 20:885-898.
- O'Rourke D.P., Cox J.D. et Baumann D.P. (2018) Nontraditional species. Dans: *Management of Animal Care and use programs in Research, Education and Testing*, 2nd ed. (Weichbrod R.H., Thompson G.A.H. et Norton J.N., eds.). Chapter 25. Boca Raton FL: Taylor & Francis.
- O'Rourke, D.P. et Lertpiriyapong K. (2015) Biology and diseases of reptiles. Dans: *Laboratory Animal Medicine*, 3rd ed. (Fox J., Anderson L., Otto G., Pritchett-Corning K. et M. Whary, eds.). pp. 967-1013. London, UK: Elsevier.
- Packard G.C., Packard M.J., Lang J.W. et Tucker J.K. (1999) Tolerance for freezing in hatchling turtles. *Journal of Herpetology* 33(4):536-543.
- Paukstis G.L., Shuman R.D. et Janzen F.J. (1989) Supercooling and freeze tolerance in hatchling painted turtles (*Chrysemys picta*). *Canadian Journal of Zoology* 67(4):1082-1084.
- Peacock H.M., Gilbert E.A. et Vickaryous M.K. (2015) Scar-free cutaneous wound healing in the leopard gecko, *Eublepharis macularius*. *Journal of Anatomy* 227(5):596-610.
- Pees M. et Hellebuyck T. (2019) Thermal Burns. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers, S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 170, pp. 1351-1352. Amsterdam NL: Elsevier.
- Perpiñán D. (2017) Chelonian haematology 1. Collection and handling of samples. *In Practice* 39:194-202.

- Perry S.M. et Mitchell M.A. (2019) Routes of Administration. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. (Divers S.J. et Stahl S.J., eds.). Chapter 115, pp. 1130-1138. Amsterdam NL: Elsevier.
- Perry S.M. et Nevarez J.G. (2018) Pain and its control in reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 21(1):1-16.
- Piniak W.E.D., Mann D.A., Harms C.A., Jones T.T. et Eckert S.A. (2016) Hearing in the juvenile green sea turtle (*Chelonia mydas*): A comparison of underwater and aerial hearing using auditory evoked potentials. *PLOS ONE* 11(10):e0159711.
- Poletta G.L, Siroski P, Amavet P, Ortega H.H. et Mudry M.D. (2012) Reptiles as animal models: Examples of their utility in genetics, immunology and toxicology. Dans: *Reptiles Across Research Fields* (Siroski P, ed.). Chapter 21, pp. 2-39.
- Poole T. (1997) Happy animals make good science. *Laboratory Animals* 31(2):116-124.
- Portas T.J. (2018) Reproduction. Dans: *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. (Doneley B., Monks D., Johnson R. et Carmel B., eds.). Chapter 7, pp. 91-104. Oxford UK: Wiley-Blackwell.
- Preston D.L., Mosley C.A.E. et Mason R.T. (2010) Sources of variability in recovery time from methohexital sodium anesthesia in snakes. *Copeia* 3:496-501.
- Price E.R. (2017) The physiology of lipid storage and use in reptiles. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society* 92(3):1406-1426.
- Queensland Government (2010) *Code of Practice: Captive Reptile and Amphibian Husbandry*. In Accordance with the Nature Conservation Act 1992. Brisbane, Australia.
- Raiti P. (2012) Husbandry, diseases, and veterinary care of the bearded dragon (*Pogona vitticeps*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 22(3-4):117-131.
- Rasys A.M., Park S., Ball R.E., Alcalá A.J., Lauderdale J.D. et Menke D.B. (2019) CRISPR-Cas9 gene editing in lizards through microinjection of unfertilized oocytes. *Cell Reports* 28(9):2288-2292.
- Redrobe S. et MacDonald J. (1999) Sample collection and clinical pathology of reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 2(3):709-730.
- Reed B. (2005) Guidance on the housing and care of the African clawed frog, *Xenopus laevis*. 84pp. RSPCA: Horsham, UK.
- Rendle M. (2019) Nutrition. Dans: *BSAVA Manual of Reptiles*. (Girling S.J. et Raiti P., eds.). Chapter 4, pp. 49-69. Gloucester UK: Wiley.
- Riley J.L., Noble D.W., Byrne R.W. et Whiting M.J. (2017) Early social environment influences the behaviour of a family-living lizard. *Royal Society Open Science* 4(5):161082.
- Rizzo J.M. (2014) Captive care and husbandry of ball pythons (*Python regius*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 24(1-2):48-52.
- Rose P., Evans C., Coffin R., Miller R. et Nash S. (2014) Using student-centred research to evidence-base exhibition of reptiles and amphibians: Three species-specific case studies. *Journal of Zoo and Aquarium Research* 2(1):25-32.
- Rosier R.L. et Langkilde T. (2011) Does environmental enrichment really matter? A case study using the eastern fence lizard, *Sceloporus undulatus*. *Applied Animal Behavior Science* 131(1):71-76.

- Rossi J.V. (2019) General husbandry and management. Dans: *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. Chapter 16, pp. 109-130. (Divers S.J. and Stahl S.J., eds.) Amsterdam NL: Elsevier.
- Rowland M. (2009) Veterinary care of bearded dragons. *In Practice* 31: 506-511.
- Russell W.M.S. et Burch R.L. (1959) *The Principles of Humane Experimental Technique*, édition spéciale, UFAW, 1992. London UK: Universities Federation for Animal Welfare.
- Rzadzowska M., Allender M.C., O'Dell M. et Maddox C. (2016) Evaluation of common disinfectants effective against *Ophidiomyces ophiodiicola*, the causative agent of snake fungal disease. *Journal of Wildlife Diseases* 52(3):759-762.
- Sakich N.B. et Tattersall G.J. (2021) Bearded dragons (*Pogona vitticeps*) with reduced scalation lose water faster but do not have substantially different thermal preferences. *Journal of Experimental Biology* 224:jeb234427.
- Santacà M., Miletto Petrazzini M. E., Agrillo C. et Wilkinson A. (2019) Can reptiles perceive visual illusions? Delboeuf illusion in red-footed tortoise (*Chelonoidis carbonaria*) and bearded dragon (*Pogona vitticeps*). *Journal of Comparative Psychology* 133(4):419-427.
- Scheelings T.F. (2013) Use of intravenous and intramuscular alfaxalone in Macquarie River turtles (*Emydura macquarii*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 23(3-4):91-94.
- Shepherdson D. (2001) Environmental enrichment. Dans: *Encyclopedia of the World's Zoo's, Vol 1. A-F*. (Bell C.E., ed.). pp. 421-424. Chicago IL: Fitzroy Dearborn Publishers.
- Shine R. et Brown G.P. (2008) Adapting to the unpredictable: Reproductive biology of vertebrates in the Australian wet-dry tropics. *Philosophical Transactions B* 363(1490):363-373.
- Shine R., Olsson M.M., Moore I.T., LeMaster M.P., Greene M.J. et Mason R.T. (2000) Body size enhances mating success in male garter snakes. *Animal Behavior* 59:F4-F11.
- Skovgaard N., Abe A.S., Taylor E.W. et Wang T. (2018) Cardiovascular effects of histamine in three widely diverse species of reptiles. *Journal of Comparative Physiology B* 188:153-162.
- Sievert L.M. et Hutchison V.H. (1988) Light versus heat: Thermoregulatory behavior in a nocturnal lizard gecko (*Gekko gecko*). *Herpetologica* 44(3):266-273.
- Singh S.K., Das D. et Rhein T. (2020) Embryonic temperature programs phenotype in reptiles. *Frontiers in Physiology* 11:35.
- Siviter H., Deeming D.C., Rosenberger J., Burman O.H.P., Moszuti S.A. et Wilkinson A. (2017) The impact of egg incubation temperature on the personality of oviparous reptiles. *Animal Cognition* 20(1):109-116.
- Siviter H., Deeming D.C., van Giezen M.F.T. et Wilkinson A. (2018) Incubation environment impacts the social cognition of adult lizards. *Royal Society Open Science* 4(1):170742.
- Siviter H., Deeming D.C. et Wilkinson A. (2019) Egg incubation temperature influences the growth and foraging behaviour of juvenile lizards. *Behavioural Processes* 165:9-13.
- Sladky K.K et Mans C. (2012) Clinical analgesia in reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine Topics in Medicine and Surgery* 21:158-167.
- Soldati F., Burman O.H.P., John E.A., Pike T.W. et Wilkinson A. (2017) Long-term memory of relative reward values. *Biology Letters* 13(2): 20160853.

- Stapley J. (2003) Differential avoidance of snake odours by a lizard: Evidence for prioritized avoidance based on risk. *Ethology* 109:785-796.
- Stockley V.R., Wilkinson A. et Burman O.H. (2020) How to handle your dragon: Does handling duration affect the behaviour of bearded dragons (*Pogona Vitticeps*)? *Animals* 10(11):2116.
- Subramaniam N., Petrik J.J. et Vicaryous M.K. (2018) VEGF, FGF-2 and TGF β expression in the normal and regenerating epidermis of geckos: Implications for epidermal homeostasis and wound healing in reptiles. *Journal of Anatomy* 232(5):768-782.
- Suedmeyer W. K. (1995) Noninfectious diseases of reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 4(1):56-60.
- Sun A.X., Londono R., Hudnall M.L., Tuan R.S. et Lozito T.P. (2018) Differences in neural stem cell identity and differentiation capacity drive divergent regenerative outcomes in lizards and salamanders. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 115(35):E8256-E8265.
- Sun B-J., Wang T-T., Pike D.A., Liang L. et Du W-G. (2014) Embryonic oxygen enhances learning ability in hatchling lizards. *Frontiers in Zoology* 11(1):21.
- Sykes J.M. et Klaphake É. (2008) Reptile hematology. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice* 11:481-500.
- Szabo B., Noble D.W.A. et Whiting M.J. (2021) Learning in non-avian reptiles 40 years on: Advances and promising new directions. *Biological Reviews* 96(2):331-356.
- Tan W.C. et Schwanz L.E. (2015) Thermoregulation across thermal environments in a nocturnal gecko. *Journal of Zoology* 296:208-216.
- Tetzlaff S.J., Tetzlaff K.E. et Connors R.J. (2016) Evaluation of thermal regimes for transported ambassador ectotherms: One size does not fit all. *Zoo Biology* 35(4):339-345.
- Thorogood J. et Whimster I.W. (1979) The maintenance and breeding of the leopard gecko as a laboratory animal. *International Zoo Yearbook* 19(1):74-78.
- Tonge S. (2010) Aquatic reptiles. Dans: *The UFAW Handbook on The Care and Management of Laboratory and Other Research Animals*, 8th ed. (Hubrecht R. et Kirkwood J., eds.). Chapter 47, pp. 731-740. Chichester UK: Wiley-Blackwell.
- Turner T. et Cassano A.M. (2004) Subcutaneous dextrose for rehydration of elderly patients – an evidence-based review. *BMC Geriatrics* 4:2.
- US Government (2005) Fish and Wildlife – [The Lacey Act](#) (consulté le 2025-04-07).
- Uller T. et Olsson M. (2008) Multiple paternity in reptiles: Patterns and processes. *Molecular Ecology* 17:2566-2580.
- Ullrey, D.E. (2003) Metabolic bone disease. Dans: *Zoo and Wild Animal Medicine*. (Fowler M., et Miller R.E., eds.). Chapter 80. St. Louis MO: Saunders.
- Varga M. (2019) Captive maintenance. Dans: *BSAVA Manual of Reptiles*, 3rd ed. (Girling S.J. et Raiti P., eds.). Chapter 3. Gloucester UK: Wiley.
- Veasey J.S., Waran N.K. et Young R.J. (1996) On comparing the behaviour of zoo housed animals with wild conspecifics as a welfare indicator. *Animal Welfare* 5:13-24.

- Vergneau-Grosset C. et Péron F. (2020) Effect of ultraviolet radiation on vertebrate animals: Update from ethological and medical perspectives. *Photochemical & Photobiological Sciences* 19:752-762.
- Vitousek M.N., Mitchell M.A., Romero L.M., Awerman J. et Wikelski M. (2010) To breed or not to breed: Physiological correlates of reproductive status in a facultatively biennial iguanid. *Hormones and Behavior* 57(2):140-146.
- Wade J. (2011) Relationships among hormones, brain and motivated behaviors in lizards. *Hormones and Behavior* 59:637-644.
- Wang T., Li H., Cui J., Zhai X., Shi H. et Wang J. (2019) Auditory brainstem responses in the red-eared slider *Trachemys scripta elegans* (Testudoformes: Emydidae) reveal sexually dimorphic hearing sensitivity. *Journal of Comparative Physiology A* 205:847-854.
- Warwick C., Arena P., Lindley S., Jessop M. et Steedman C. (2013) Assessing welfare using behavioural criteria. *In Practice* 35:123-131.
- Warwick C., Arena P. et Steedman C. (2019) Spatial considerations for captive snakes. *Journal of Veterinary Behavior* 30:37-48.
- Watts P.C., Buley K.R., Sanderson S., Boardman W., Ciofi C. et Gibson R. (2006) Parthenogenesis in Komodo dragons. *Nature* 444:1021-1022.
- Webb J.K., Brown G.P. et Shine R. (2001) Body size, locomotion, speed and antipredator behaviour in a tropical snake (*Tropidonophis mairii colubridae*): The influence of incubation environments and genetic factors. *Functional Ecology* 15(5):561-568.
- Webb J.K., Guo Du W., Pike D.A. et Shine R. (2009) Chemical cues from both dangerous and nondangerous snakes elicit antipredator behaviours from a nocturnal lizard. *Animal Behaviour* 77:1471-1478.
- Weiss E. et Wilson S. (2003) The use of classical and operant conditioning in training Aldabra tortoises (*Geochelone gigantea*) for venipuncture and other husbandry issues. *Journal of Applied Animal Welfare Science* 6(1):33-38.
- Wheler C.L. et Fa J.E. (1995) Enclosure utilization and activity of Round Island geckos. *Zoo Biology* 14:361-369.
- While G.M., Noble D.W., Uller T., Warner D.A., Riley J.L., Du W.G. et Schwanz L.E. (2018) Patterns of developmental plasticity in response to incubation temperature in reptiles. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological and Integrative Physiology* 329(4-5):162-176.
- While G.M., Uller T. et Wapstra E. (2009) Family conflict and the evolution of sociality in reptiles. *Behavioral Ecology* 20(2):245-250.
- Wiggans K.T., Sanchez-Migallon Guzman D., Reilly C.M., Vergneau-Grosset C., Kass P.H. et Hollingsworth S.R. (2018) Diagnosis, treatment, and outcome of and risk factors for ophthalmic disease in leopard geckos (*Eublepharis macularius*) at a veterinary teaching hospital: 52 cases (1985-2013). *Journal of the American Veterinary Medical Association* 252(3):316-323.
- Wilkinson A. et Huber L. (2012) Cold-blooded cognition: Reptilian cognitive abilities. Dans: *The Oxford Handbook of Comparative Evolutionary Psychology*. Chapter 8, pp. 1-15. Oxford Academic,
- Wilkinson A., Mueller-Paul J. et Huber L. (2013) Picture-object recognition in the tortoise *Chelonoidis carbonaria*. *Animal Cognition* 16(1):99-107.

- Wilkinson A., Sebanz N., Mandl I. et Huber L. (2011) No evidence of contagious yawning in the red-footed tortoise *Geochelone carbonaria*. *Current Zoology* 57(4):477-484.
- Williams C.J.A., Greunz E.M., Ringgaard S., Hansen K., Bertelsen M.F. et Wong T. (2019a) Magnetic resonance imaging (MRI) reveals high cardiac ejection fractions in red-footed tortoises (*Chelonoidis carbonarius*). *Journal of Experimental Biology* 222:jeb206714.
- Williams C.J., James L.E., Bertelsen M.F. et Wang T. (2019b) Analgesia for non-mammalian vertebrates. *Current Opinion in Physiology* 11:75-84.
- Wise P.A.D., Vickaryous M.K. et Russell A.P. (2009) An embryonic staging table for in ovo development of *Eublepharis macularius*, the leopard gecko. *The Anatomical Record* 292:1198-1212.
- Wright K. et Raiti P. (2019) Breeding and neonatal care. Dans: *BSAVA Manual of Reptiles*, 3^e édition. (Girling S.J. et Raiti P., eds.). Gloucester UK: Wiley.
- Woolley S.C., Sakata J.T. et Crews D. (2004) Tracing the evolution of brain and behavior using two related species of whiptail lizards: *Cnemidophorus uniparens* and *Cnemidophorus inornatus*. *ILAR Journal* 45(1):46-53.
- Wu P., Alibardi L. et Chuong C.-M. (2014) Regeneration of reptilian scales after wounding: Neogenesis, regional difference, and molecular modules. *Regeneration* 1(1):15-26.
- Xiang J. et Du W.-G. (2001) The effects of thermal and hydric environments on hatching success, embryonic use of energy and hatchling traits in a colubrid snake, *Elaphe carinata*. *Comparative Biochemistry and Physiology A* 129:461-471.
- Young B.A. (2003) Snake bioacoustics: Toward a richer understanding of the behavioural ecology of snakes. *The Quarterly Review of Biology* 78(3):303-325.
- Young B.D., Stegeman N., Norby B. et Heatley J.J. (2012) Comparison of intraosseous and peripheral venous fluid dynamics in the desert tortoise (*Gopherus agassizii*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 43(1):59-66.
- Zhang Y.-P., Li S.-R., Ping J., Li S.-W., Zhou H.-B., Sun B.-J. et Du W.-G. (2016) The effects of light exposure during incubation on embryonic development and hatchling traits in lizards. *Nature: Scientific Reports* 6:38527.

GLOSSAIRE

Acclimatation – Modification physiologique, biochimique ou morphologique durable apparaissant chez un animal au cours de sa vie à la suite d'une exposition prolongée à un paramètre environnemental tel qu'une température élevée ou basse. Généralement, ces changements sont réversibles.

Analgésie – Diminution de la réponse aux stimuli nocifs.

Anesthésie – État causé par un agent extérieur menant à une perte de la sensibilité et de la motricité.

Animal sentinelle – Animal exempt d'organismes pathogènes spécifiques, connu comme étant susceptible à un agent infectieux et placé dans un environnement que l'on soupçonne d'être contaminé (p. ex. dans une nouvelle cargaison d'animaux de laboratoire en quarantaine), que l'on teste ensuite pour déceler une infection ou le développement d'anticorps contre l'agent infectieux.

Asepsie – Absence de germes vivants, de substances d'origine septique et de produits de putréfaction toxiques.

Bien-être – État physique et mental de chaque animal et sa perception de l'environnement dans lequel il vit.

Brumation – État léthargique dans lequel entrent les reptiles ectothermes en réponse aux températures basses et au raccourcissement des journées; les animaux cessent généralement de manger et de boire et deviennent plus sédentaires, en se cachant ou non sous la terre.

Carapace – Coquille externe dure.

Chloramine – Composé chimique contenant du chlore et de l'ammoniac, qu'on trouve souvent dans l'eau des réseaux municipaux.

Chromatophore – Cellule contenant un pigment, qui produit une couleur.

Conditionnement opérant – Processus de modification du comportement pendant lequel les comportements voulus sont suivis d'une récompense ou d'un stimulus de renforcement.

Douleur – Expérience sensorielle et émotionnelle désagréable, associée à une lésion tissulaire existante ou potentielle.

Dysecdysis – Mue anormale.

Dystocie – Ponte de seulement une partie des œufs pendant l'oviposition ou naissance des fœtus pendant la parturition.

Ecdysis – Processus de mue de la vieille peau (reptiles) ou de remplacement de la cuticule externe (insectes et autres arthropodes).

Ectotherme – Animal qui accorde sa propre température à celle de son environnement.

Endosymbionte – Organisme vivant à l'intérieur d'un autre en relation symbiotique.

Enrichissement du milieu – Améliorations apportées à l'environnement de l'animal allant au-delà des besoins de base propres à l'espèce et bonifiant sa qualité de vie générale.

Équipement de protection individuelle (EPI) – Vêtement ou équipement conçu pour protéger le personnel contre les blessures et les infections lors du travail avec les animaux, notamment les blessures physiques (p. ex. morsures, égratignures), les risques biologiques et les particules en suspension dans l'air.

État prandial – État relatif au repas.

Fanon – Repli de peau ou autre chair lâche pendant sous la mâchoire inférieure ou le cou.

Génétiquement modifié – Ayant subi une modification délibérée du génome (matériel responsable des caractéristiques héréditaires).

Génotypage – Processus servant à déterminer les différences dans la constitution génétique (génotype) d'un certain animal au moyen de l'examen de sa séquence d'ADN par titrage biologique et de la comparaison de celle-ci à la séquence d'un autre individu ou de référence.

Hémipénis – Paire d'organes sexuels mâles.

Hépatique – Relatif au foie.

Hypothermie – Température du corps inférieure à la normale.

Intraosseux – Dans l'os.

Intrapéritonéal (intracœlomique) – Dans le péritoine ou la cavité abdominale.

Microbiome – Communauté de microorganismes dans un environnement défini (p. ex. les microorganismes habitant la peau d'un animal).

Morbidité – Manifestation observable d'un état de maladie.

Mortalité – Perte de la vie; mort.

Nociception – Processus de communication par le système nerveux de la détection de stimuli nocifs par des récepteurs précis (nocicepteurs).

Ovipare – Animal qui donne naissance en pondant des œufs qui éclosent par la suite.

Ovocyte – Gamète femelle immature.

Parthénogenèse – Reproduction asexuée, où un embryon se développe à partir d'un ovule non fécondé.

Périedcysis – Période entourant l'ecdysis (mue).

Phénotype – Propriétés physiques observables d'un organisme, notamment son apparence, son développement et son comportement.

Plastron – Surface ventrale de la carapace.

Point limite – Dans une procédure, critère prédéterminé déclenchant l'arrêt, la minimalisation ou la réduction des effets négatifs sur le bien-être d'un animal, qui prend en compte le bien-être de l'animal (point limite de bien-être) et l'objectif de l'activité scientifique (point limite scientifique).

Procédure normalisée de fonctionnement (PNF) – Document écrit décrivant en détail comment une procédure devrait se dérouler.

Quarantaine – Confinement des animaux possiblement porteurs d'une maladie infectieuse pour une durée déterminée à des fins d'évaluation.

Stimulus nocif – Stimulus qui endommage ou peut endommager les tissus.

Stomatite – Inflammation de la muqueuse.

Stress – État causé par des facteurs externes chez un animal, qui modifie l'homéostasie; le stress peut être bénéfique (p. ex., susciter une réaction de fuite si l'animal est menacé, ce qui l'aide à s'adapter aux changements dans son environnement), mais un stress prolongé peut causer des changements au système endocrinien de l'animal, ce qui le rend moins apte à s'adapter à son environnement.

Supplémentation des proies – Apport d'une certaine nourriture à un insecte avant de le donner à manger à un reptile afin d'augmenter la valeur nutritive de cet insecte.

Système voméronasal – Système sensoriel dans la cavité nasale qui comprend l'organe voméronasal et détecte les signaux chimiques dans l'environnement.

Torpéur – État d'inactivité souvent associé à une température corporelle basse et à un faible taux métabolique, qui est dû à une disponibilité réduite des aliments.

Trois R – Remplacement, réduction et raffinement; principes des activités scientifiques portant sur des animaux d'abord expliqués en 1959 par W. M. S. Russell et R. L. Burch (*Principles of Humane Experimental Technique*).

Vecteur passif – Objet non vivant qui peut transmettre des organismes pathogènes (p. ex. vadrouille).

Vivipare – Animal qui donne naissance à des petits complètement constitués.

Zoonotique – Relatif à la transmission d'une maladie d'une espèce non humaine à un humain.