

Table des matières

TABLE DES MATIERES	11
INTRODUCTION	15
PARTIE 1 : PARTICULARITES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DES REPTILES ET CONSEQUENCES SUR L'ANESTHESIE	17
I. L'appareil respiratoire	17
A. Le larynx	17
B. La trachée	18
C. Les poumons	19
D. Les autres zones d'échanges gazeux	21
E. Mécanisme de la ventilation	22
F. Métabolisme anaérobie	22
II. Le système porte rénal	23
III. La thermorégulation	24
IV. Les voies d'administration	24
A. La voie sous-cutanée (SC)	24
B. La voie intramusculaire (IM)	24
1. Choix de la zone d'injection	25
2. Différents sites possibles	25
C. La voie intraveineuse (IV)	27
1. Les différentes voies veineuses	27
2. L'injection intracardiaque (IC)	30
D. La voie intraosseuse (IO)	31
1. Matériel	31
2. Technique	31
E. La voie intracœlomique (ICe)	32
PARTIE 2 : LES DIFFERENTES TECHNIQUES D'ANESTHESIE	35
I. Les techniques ancestrales ou anecdotiques	35
A. Catalepsie, hypnose, manœuvres vagues...	35
B. Anesthésie par le froid	36
C. L'électroanesthésie de l'iguane vert	36
D. L'éther et le chloroforme	36
E. Le méthoxyflurane	37
II. L'examen pré-anesthésique et la prémédication	37
A. L'examen pré-anesthésique général	37
B. Les examens complémentaires	38
C. Correction des paramètres biochimiques	38

D.	La perfusion per-anesthésique	40
E.	Le jeûne pré-anesthésique	40
F.	La prémédication	40
1.	Anticholinergiques	40
2.	Phénothiazines	41
3.	Benzodiazépines	41
4.	Les agonistes $\alpha 2$ -adrénergiques	42
III.	Les anesthésiques injectables	42
A.	Les anesthésiques injectables : avantages et inconvénients	42
B.	L'uréthane	43
C.	Les barbituriques	43
1.	Voies d'administration utilisables	43
2.	Métabolisme et élimination	44
3.	Posologie	44
4.	Effets secondaires et inconvénients	45
5.	Conclusion	45
D.	Les anesthésiques dissociatifs	45
1.	La kétamine	45
11.	Voies d'administration utilisables	46
12.	Métabolisme et élimination	46
13.	Posologie	46
131.	L'induction	46
132.	L'entretien	47
133.	Les différentes associations possibles avec la kétamine	47
14.	Effets secondaires et inconvénients	48
15.	Conclusion	49
2.	L'association tilétamine / zolazépam	49
21.	Particularités et différences par rapport à la kétamine	49
22.	Métabolisme et élimination	50
23.	Posologie, effets secondaires et inconvénients	50
24.	Conclusion	51
E.	Le propofol	51
1.	Voies d'administration utilisables	51
2.	Métabolisme et élimination	51
3.	Posologie	52
4.	Effets secondaires et inconvénients	52
5.	Conclusion	53
F.	L'étorphine	53
1.	Voies d'administration utilisables	53
2.	Métabolisme et élimination	54
3.	Posologie	54
4.	Effets secondaires et inconvénients	55
5.	Conclusion	55
G.	Alphadolone/alphaxalone	55
1.	Voies d'administration utilisables	55
2.	Métabolisme et élimination	56
3.	Posologie	56
4.	Effets secondaires et inconvénients	56
5.	Conclusion	57

H.	Les curares	57
1.	Particularités des curares	57
2.	Voies d'administration utilisables	57
3.	Mécanisme d'action	57
4.	Posologie	58
5.	Effets secondaires et inconvénients	60
6.	Conclusion	60
IV.	Les anesthésiques volatils	61
A.	Les anesthésiques volatils : avantages et inconvénients	61
B.	Les modes d'administration	62
1.	Choix du circuit	62
2.	La cage à induction	63
21.	« Open-drop method »	63
22.	Cage à induction reliée à un vaporisateur	63
3.	L'anesthésie au masque	64
4.	L'intubation endotrachéale	67
41.	Le matériel	67
42.	Réalisation	67
43.	Particularités	68
C.	L'halothane	69
1.	Dose	69
2.	Métabolisme et élimination	70
3.	Effets secondaires et inconvénients	70
4.	Conclusion	70
D.	L'isoflurane	70
1.	Dose	71
2.	Métabolisme et élimination	71
3.	Effets secondaires et inconvénients	72
4.	Conclusion	72
E.	Le sévoflurane	72
F.	Le protoxyde d'azote	73
	PARTIE 3 : SURVEILLANCE DE L'ANESTHESIE CHEZ LES REPTILES	75
I.	Profondeur de l'anesthésie générale	75
A.	Les paramètres respiratoires et cardiovasculaires	75
B.	La myorelaxation	76
C.	Evaluation de la profondeur de l'anesthésie par les réflexes	76
II.	La surveillance cardiovasculaire et respiratoire	80
A.	Surveillance de la fonction respiratoire	80
B.	La surveillance cardiaque	80
1.	Le stéthoscope	80
2.	L'ECG	80
3.	Utilisation du doppler	81
C.	L'oxymétrie de pouls	82
D.	La capnographie	82
III.	Réanimation et soins post-anesthésiques	83

A. Réanimation en cas d'accident anesthésique.	83
1. Massage cardiaque	83
2. La ventilation assistée	83
3. Les analeptiques respiratoires	83
B. Les soins post-anesthésiques	83
1. Fluidothérapie	84
2. Analgésie	84
3. Lieu du réveil	84
4. Température	84
CONCLUSION	87
ANNEXE I : LES ANESTHESIQUE INJECTABLES CHEZ LES REPTILES.	89
ANNEXE II : QUELQUES PROTOCOLES ANESTHESIQUES	90
TABLE DES ILLUSTRATIONS	91
BIBLIOGRAPHIE	93

Introduction

La terrariophilie a pris un essor certain en France, et les reptiles sont devenus des animaux de compagnie à part entière.

Les vétérinaires praticiens seront de plus en plus confrontés aux squamates et autres chéloniens en consultation.

Les propriétaires, qu'ils soient des collectionneurs ou de simples particuliers ayant noué un lien affectif avec leur compagnon à sang froid, sont demandeurs de soins médicaux et chirurgicaux pour leurs animaux.

Ainsi l'anesthésie des reptiles devient un enjeu pour le vétérinaire, face à des animaux dont la valeur marchande ou sentimentale s'avère grandissante.

Peu d'articles ont été publiés sur l'anesthésie des reptiles. Les sources bibliographiques sont souvent dépassées.

Cette étude n'est donc pas une liste exhaustive des techniques d'anesthésie utilisables, mais plutôt un recensement des essais déjà réalisés.

Nous aborderons les différences anatomiques et physiologiques des reptiles par rapport aux mammifères pouvant influencer sur la conduite de l'anesthésie. Par la suite nous verrons les précautions à prendre avant d'anesthésier un reptile, puis les modes et rythmes d'administration de différents anesthésiques utilisés chez les reptiles. Enfin, nous traiterons de la surveillance de l'anesthésie générale et du réveil.

Partie 1 : Particularités anatomiques et physiologiques des reptiles et conséquences sur l'anesthésie

L'anesthésie générale des reptiles diffère de celle des carnivores domestiques. Ces différences sont le résultat de particularités anatomiques et physiologiques héritées de lointains ancêtres sortis des eaux, mais aussi de leur mode de vie aquatique pour certains.

I. L'appareil respiratoire

A. Le larynx

La glotte des reptiles est généralement en position très crâniale dans la cavité buccale (Photographies N° 1 et 2).



Photographie N° 1 : Glotte d'un python réticulé maintenu gueule ouverte



Photographie N° 2 : Glotte d'un iguane vert *Iguana iguana*

. Elle se situe juste à la base de la langue et est très facilement mobilisable. Cette anatomie permet une intubation facile⁷ sauf chez les crocodiliens qui possèdent une membrane pré-épiglottique. Celle-ci se développe à partir du plancher de la cavité buccale caudalement à la langue. Elle prend appui sur le palais osseux très long chez les crocodiliens. Elle leur permet ainsi d'ouvrir la gueule sous l'eau sans risque de fausse déglutition⁴⁸ (Figure 1).

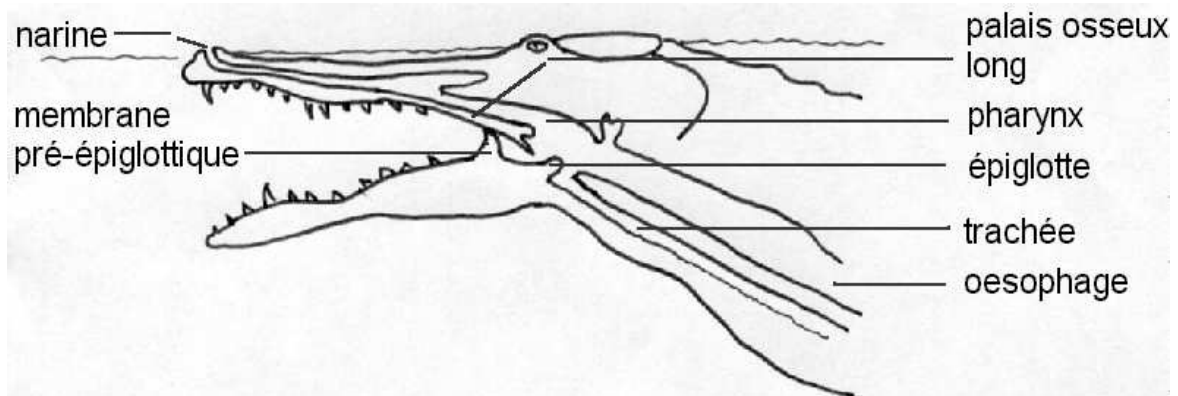


Figure 1 : Anatomie des voies aériennes supérieures des crocodiliens. (D'après LANE)⁴⁸

Chez les tortues et certains lézards la langue très musculeuse et épaisse peut parfois constituer une gêne à l'intubation⁶.

B. La trachée

La trachée des ophidiens et des lézards est constituée d'anneaux incomplets fermés dorsalement par une membrane trachéale²⁹. Ces espèces requièrent donc une intubation douce non traumatique afin de ne pas déchirer cette membrane.

Chez les chéloniens et les crocodiliens, la trachée est formée d'anneaux cartilagineux complets⁷. Ainsi lors de l'utilisation des sondes endotrachéales avec ballonnet, il importe de ne pas trop le gonfler afin de ne pas obstruer la lumière de la sonde et de ne pas écraser la muqueuse trachéale qui reste très fragile chez les reptiles. Enfin, la trachée de certaines espèces de chéloniens est très courte et se divise rapidement en deux bronches, juste en arrière de la glotte^{6, 7, 28} (Photographie N° 3). Il convient de faire attention à ne pas trop enfoncer la sonde endotrachéale afin d'éviter une intubation sélective non recherchée.



Photographie N° 3 : Bifurcation bronchique située quelques mm caudalement à la glotte chez une tortue grecque.

C. Les poumons

La plupart des serpents n'ont qu'un poumon droit, plus ou moins long. Il se termine en une chambre parfois qualifiée de sac aérien. Ce sac aérien est plus développé chez les espèces terrestres⁶⁵. Il peut s'étendre très caudalement, juste en avant du cloaque chez certaines espèces. Le poumon gauche s'avère en général vestigial ou absent. Seuls les boïdés possèdent un petit poumon gauche^{6, 15, 19, 65, 73} (Figure 2).

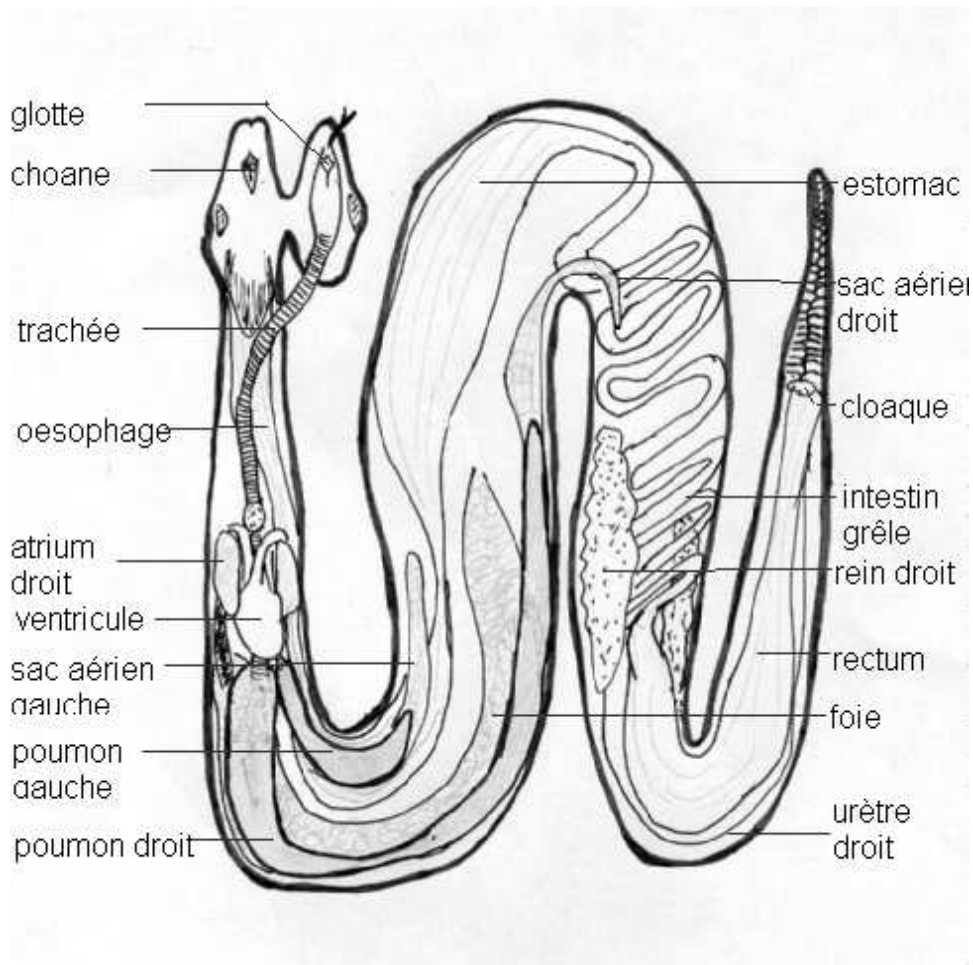


Figure 2 : Anatomie d'un boïdé. (D'après FUNCK)²⁹

Chez la plupart des reptiles, les bronches débouchent directement dans les poumons, sans ramification. Les poumons des reptiles sont de simples sacs plus ou moins réticulés selon les classes et les espèces. On peut trouver de simples poumons à parois lisses, des poumons avec de légères crêtes, leurs donnant un aspect réticulé, voire des structures très proches de celles des alvéoles pulmonaires des mammifères et des oiseaux comme chez les crocodiliens^{3, 6, 13, 29, 48, 58} (Figure 3). Cette structure saculaire demeure suffisante pour couvrir les besoins en oxygène (O₂) des reptiles dont le métabolisme basal est beaucoup plus faible que celui des mammifères^{3, 6, 13, 29, 48, 58}.

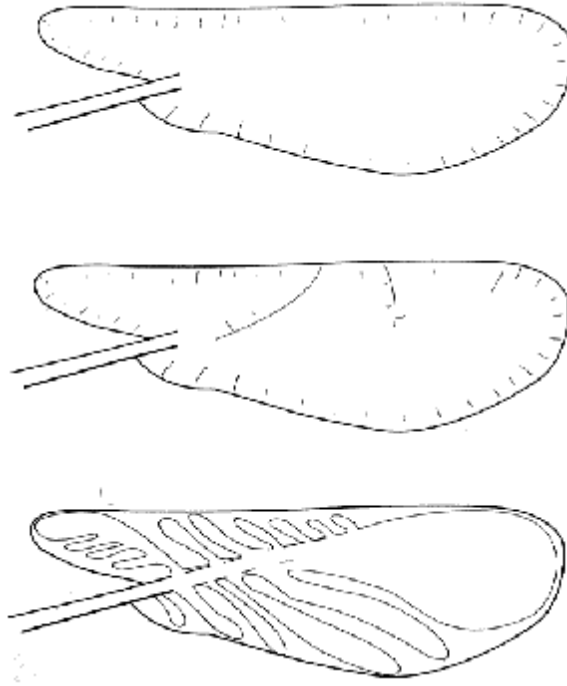


Figure 3 : Les poumons des reptiles (D'après PERRY) ⁵⁸

Les poumons sont plus ou moins compartimentés selon les espèces. Du haut vers le bas : poumon sacculaire simple, poumon légèrement cloisonné, enfin poumon compartimenté des crocodiliens.

De plus, les poumons des chéloniens et de certains autres reptiles aquatiques ont un grand volume, leur permettant d'interrompre leur ventilation pendant plusieurs heures. Cette particularité physiologique rend impossible une induction par les anesthésiques volatils⁷.

D'un point de vue mécanique, les poumons des reptiles sont très fragiles. Lors de ventilation assistée, il est donc conseillé de ne pas dépasser une pression d'insufflation de 12cm H₂O^{6, 7, 15}.

D. Les autres zones d'échanges gazeux^{52,73}

Il existe d'autres zones d'échanges respiratoires chez les reptiles.

Les muqueuses cloacale, buccale et pharyngée sont des zones d'échanges gazeux. Chez les espèces aquatiques, notamment les chéloniens, il existe un diverticule cloacal qui sert de réserve d'air lors des plongées.

Les serpents possèdent des poumons trachéaux (petits diverticules situés sur la zone membraneuse de la trachée) qui assureraient la respiration lorsqu'une proie ingérée encombre la cavité cœlomique et diminue ainsi le volume courant pulmonaire.

E. Mécanisme de la ventilation

Les reptiles ne possèdent en général pas de diaphragme. La cavité pleuropéritonéale non segmentée est alors appelée cavité cœlomique^{3, 7, 15, 19, 29, 58}.

Chez les squamates (serpents et lézards), la ventilation est assurée à la fois par les contractions des muscles intercostaux et abdominaux qui créent une dépression dans la cavité cœlomique^{3, 6, 29, 73}.

Chez les chéloniens, il existe un pseudo-diaphragme membraneux qui ne joue cependant aucun rôle dans la respiration. La présence de la carapace ne permet aucun mouvement de la cage thoracique ou de la paroi abdominale. Les tortues possèdent des muscles pariétaux assurant une compression de la masse viscérale pour créer une dépression intra-saculaire. L'action de ces muscles peut être facilitée par les mouvements de la tête et des membres^{7, 13}.

Chez les crocodiliens, le mécanisme de la ventilation est identique à celui des mammifères. La dépression dans la cage thoracique est induite par les contractions des muscles intercostaux et d'un pseudo-diaphragme (le septum post-hépatique)^{15, 19, 27, 48}.

Chez toutes ces espèces dépourvues de diaphragme vrai, lors de cœliotomies, à l'origine d'une dépressurisation de la cavité cœlomique, une ventilation spontanée persiste. Il existe dans la paroi des poumons, des muscles lisses qui par leurs contractions assurent une circulation d'air^{7, 27}.

F. Métabolisme anaérobie

Certains reptiles, notamment les chéloniens et les crocodiliens, mais aussi certains lézards et serpents, sont capables de bloquer longuement leur respiration. Cette aptitude physiologique concerne les espèces aquatiques qui ont besoin de plonger, mais aussi des espèces terrestres comme l'iguane vert. Ce dernier est capable de survivre plus de 4 heures dans une enceinte contenant 100% d'azote^{19, 53}. L'induction par des anesthésiques volatils reste alors un défi clinique difficile à relever.

II. Le système porte rénal

Les vertébrés non mammifères possèdent une vascularisation rénale particulière. Ils disposent d'un système porte rénal qui draine le sang des membres pelviens et de la queue vers le parenchyme rénal, plus précisément vers les tubules rénaux^{3, 9, 13, 29, 54}. Pour cette particularité, certains auteurs déconseillent l'injection de médicaments dans ces parties du corps, car il serait probable que ces xénobiotiques arrivent directement au rein. Les conséquences en seraient alors une élimination plus rapide pour les molécules à élimination rénale et un risque de toxicité accru lors d'injection de molécules néphrotoxiques^{44, 47}.

Cependant, il ne s'agit là que d'hypothèses. Même si l'existence d'un système porte rénal semble constante chez les reptiles, le drainage veineux de la partie caudale de l'animal ne semble pas transiter systématiquement par le rein. Chez la tortue à tempes rouges (*Trachemys scripta elegans*) comme chez l'iguane vert, le flux veineux des membres pelviens contourne le rein et aboutit dans la veine abdominale ventrale^{9, 41}.

Le flux veineux en provenance de la queue entre directement dans le parenchyme rénal au niveau des tubules via le système porte rénal chez l'iguane vert⁹. Chez *Trachemys scripta elegans* (Tortue à tempes rouges ou encore tortues de Floride), ce flux se dirige vers le système porte rénal ou vers le système porte hépatique. Cette observation sous-entend l'existence d'un système de régulation original du flux sanguin dans le système porte rénal⁴¹.

A l'encontre de la recommandation précédente, Holtz a montré chez *Trachemys scripta elegans* que l'existence de ce système vasculaire modifie de façon peu significative la pharmacocinétique des xénobiotiques à excrétion rénale, qu'ils soient injectés dans un membre pelvien ou un membre thoracique⁴². De même, la demi-vie plasmatique de la gentamicine injectée par voie intramusculaire chez la tortue boîte n'est pas significativement différente qu'elle soit injectée dans un membre pelvien ou un membre thoracique (*Terrapene carolina carolina*)⁵.

En outre, malgré l'existence de ce système porte rénal, pour que cette précaution soit pertinente, il faudrait connaître les voies d'élimination de chaque drogue chez les reptiles, ce qui n'est pas fait à l'heure actuelle.

III. La thermorégulation

Les reptiles sont des poïkilothermes. Leur métabolisme est directement dépendant de leur température centrale, elle-même conditionnée par la température de l'environnement. La solubilité des molécules dans le sang varie avec la température corporelle. Par conséquent, la température ambiante sera un facteur à prendre en compte lors de l'anesthésie.

En effet, le métabolisme général de l'animal diminue s'il n'est pas maintenu dans la fourchette de température préconisée pour son espèce. En conséquence, l'induction et le réveil seront plus lents pour des températures inférieures aux températures optimales de vie du reptile anesthésié⁷.

IV. Les voies d'administration

A. La voie sous-cutanée (SC)

De même que pour de nombreux médicaments, la voie sous-cutanée est à éviter chez les reptiles pour l'administration des anesthésiques. En effet, certains anesthésiques s'avèrent irritants et sont mal tolérés par cette voie (ex : barbituriques en concentration supérieure à 2.5%). De plus, la biodisponibilité sous-cutanée apparaît très faible (faible vascularisation et diffusion lente entre la peau et les muscles⁶³). Cliniquement, l'utilisation de cette voie se traduit par un temps de mise en place de l'effet très long voire infini (ex : propofol, curares)³⁸.

B. La voie intramusculaire (IM)

La voie intramusculaire est la voie la plus utilisée par les vétérinaires, car la plus pratique à réaliser chez ces animaux.

1. Choix de la zone d'injection

Pendant de longues années, il existait un consensus qui voulait que les injections intramusculaires chez les reptiles soient réalisées dans les muscles de la moitié crâniale du corps, du fait de l'existence d'un système porte rénal.

Aujourd'hui, ce consensus ne tient plus : il a été démontré chez quelques espèces que l'utilisation des muscles des membres pelviens ne change en rien la pharmacocinétique des molécules injectées. De plus, les voies d'élimination des anesthésiques sont inconnues chez les reptiles^{9,41} (cf. II.).

2. Différents sites possibles

Chez les ophidiens, on ne peut utiliser que les muscles paravertébraux, et on préférera faire l'injection dans une zone située entre le premier tiers et la moitié du corps car elle apparaît plus charnue^{63,65}. (Photographies N° 4 et 5)



Photographie N° 4 et photographie N° 5 : Injection intramusculaire chez un serpent.

On pourra utiliser les muscles des membres pelviens et thoraciques chez les lézards et les chéloniens. Pour les membres pelviens, on utilisera préférentiellement les muscles glutéaux pour réaliser l'injection car ils restent plus développés que le quadriceps fémoral⁶⁵ (Photographie N° 6). Au niveau du membre antérieur, l'injection se fait dans le triceps brachial⁶³. (Photographie N° 7)



Photographie N° 6 : Injection intramusculaire dans les muscles glutéaux chez un iguane vert.



Photographie N° 7 : Injection intramusculaire dans le triceps brachial chez un iguane vert.

Enfin on pourra utiliser les muscles de la base de la queue chez les crocodiliens et les lézards de grande taille^{16, 27, 65} (Photographie N° 8). Cependant, il arrive que ces muscles soient abondamment enveloppés de graisse (notamment chez les crocodiliens), qui pourra si l'anesthésique y est injecté, être alors à l'origine d'un retard voire d'une absence d'induction²⁷.



Photographie N° 8 : Injection intramusculaire dans les muscles caudaux chez *Iguana iguana*.

C. La voie intraveineuse (IV)

Cette voie demeure peu utilisée. Les vétérinaires lui préfèrent en général les voies intramusculaire et intracœlomique, car les injections y restent techniquement plus faciles à réaliser.

1. Les différentes voies veineuses

Les veines jugulaires sont faciles d'accès chez les chéloniens. Elles sont situées en zone ventro-latérale du cou³⁸. La veine jugulaire droite, de plus gros diamètre que la gauche, est préférentiellement utilisée. Chez les serpents, elle n'est accessible que chez les animaux de moyenne et grande taille, boïdés par exemple (serpents d'un mètre et plus)⁶⁵.

Pour réaliser une ponction jugulaire, il convient d'infiltrer localement les tissus avec un anesthésique local puis réaliser une petite incision cutanée. On dissèque ensuite le tissu sous-cutané afin d'isoler la veine. On peut alors placer un cathéter intraveineux que l'on suturera à la peau ou que l'on fixera avec un adhésif. On peut réaliser la pose de ce cathéter sur animal vigile, lorsque les animaux sont débilités ou très coopératifs. Cependant, ce geste douloureux peut nécessiter une sédation voire une anesthésie⁶⁵.

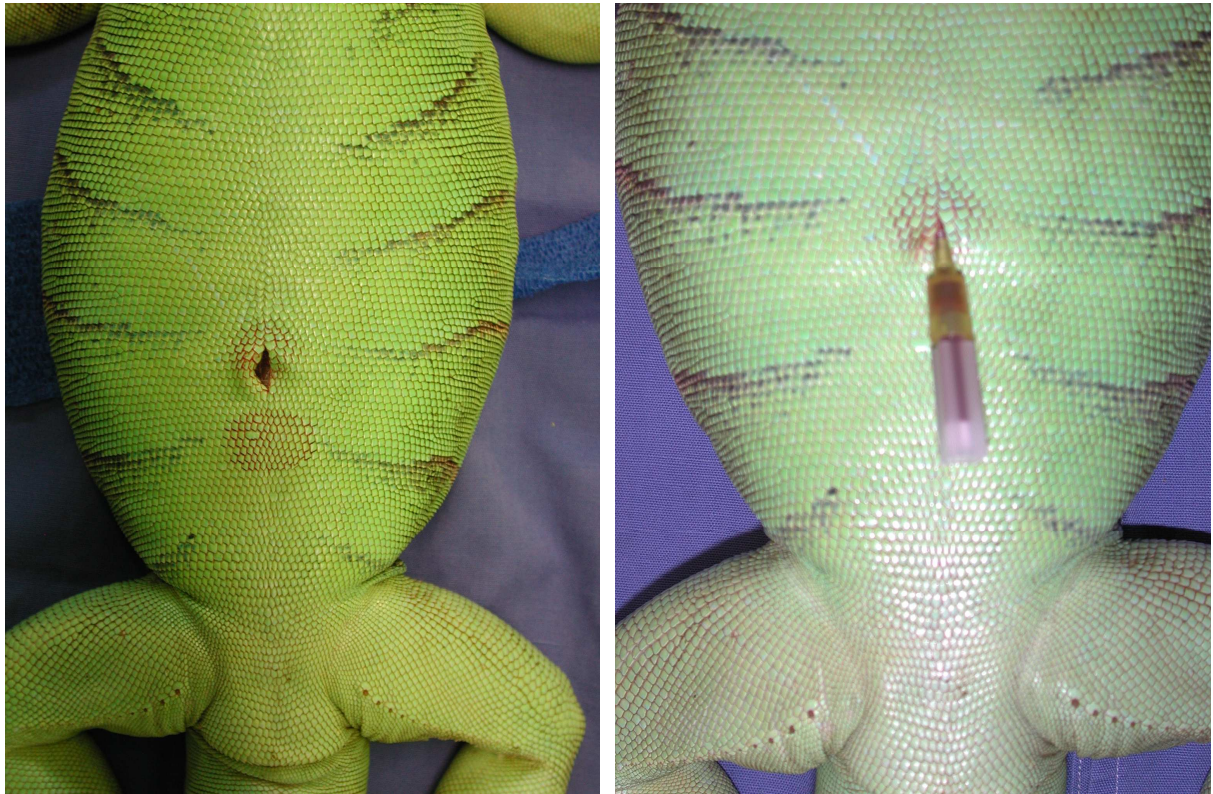
La pose de cathéter jugulaire peut aussi être réalisée sans dissection. La veine est visualisée par une compression réalisée à la base du cou.

La veine palatine est accessible uniquement chez les serpents de grande taille³⁸.

Cette veine doit être réservée à l'injection de xénobiotiques. Sa ponction reste difficile car elle se collabe facilement⁶¹.

La veine céphalique peut être cathétérisée chez les chéloniens et les lézards après une dissection cutanée ou non³⁸. Après la pose d'un garrot, la veine est localisée et ponctionnée.

La veine abdominale ventrale chemine le long de la ligne blanche à l'intérieur de l'abdomen chez les reptiles. Chez les lézards, il importe de réaliser une dissection après infiltration d'un anesthésique local pour localiser cette veine⁶⁵ (Photographies N° 9 et 10). Un manipulateur expérimenté peut utiliser cette voie chez les chéloniens en piquant à travers la carapace⁴⁵.



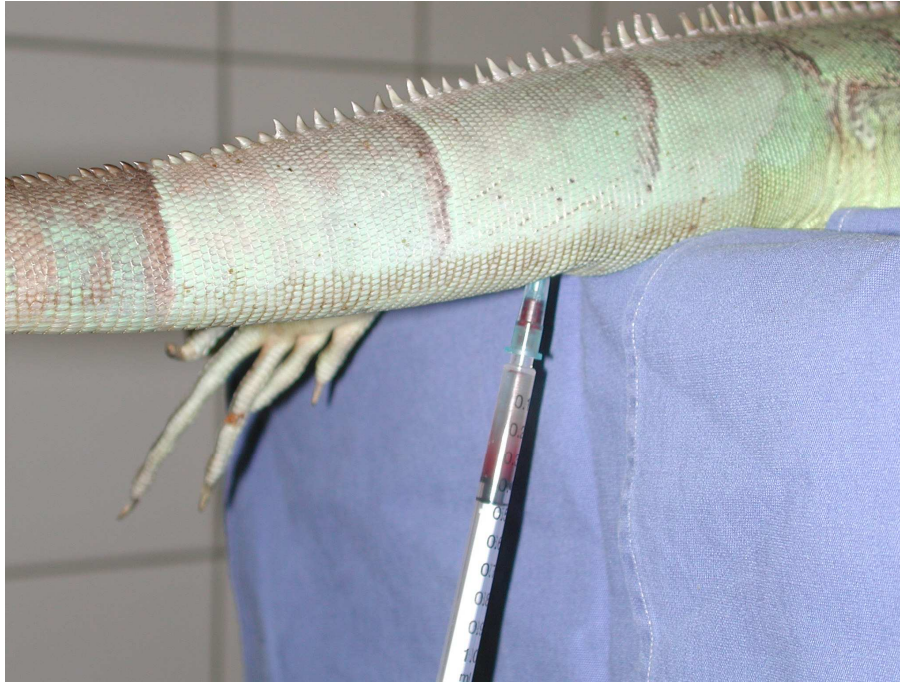
Photographie N° 9 et photographie N° 10 : Dissection cutanée sur la ligne blanche puis cathétérisation de la veine abdominale ventrale chez un iguane.

La veine coccygienne ventrale est la voie la plus utilisée^{38, 61, 63}. Même si cette veine est drainée par le système porte rénal, la pharmacocinétique des molécules n'est que peu modifiée. Elle est utilisable chez les serpents de grande taille mais reste difficile à cathéteriser.



Photographie N° 11 : Injection dans la veine coccygienne ventrale chez un python réticulé.

Elle est cependant aisée à localiser chez les lézards et les crocodiliens. On peut la ponctionner par la face ventrale, en se plaçant bien sur la ligne médiane de la queue et juste en arrière d'une vertèbre dans l'espace intervertébral³⁸ (Photographies N° 11 et 12). Elle peut aussi être ponctionnée en zone latéro-ventrale³⁸.



Photographie N° 12 : Injection dans la veine coccygienne ventrale chez un iguane vert.

La veine coccygienne dorsale : certains auteurs proposent d'utiliser la veine coccygienne dorsale chez les chéloniens. Cependant, une vérification anatomique a mis en évidence qu'il s'agit en réalité de ponctions des sinus paravertébraux³⁸. D'après ces auteurs, cette voie serait à éviter pour l'administration de xénobiotiques notamment anesthésiques car cette voie majorerait le risque d'injection dans les méninges³⁸. Cette voie reste pourtant très utilisée par les vétérinaires qui ne notent pas de risque réel en pratique.

Le clinicien tire la queue de la tortue vers l'arrière et vers le bas. Il réalise l'injection dans le tiers proximal de la queue. Il insère l'aiguille sur la ligne médiane de la queue jusqu'à obtenir du sang (Photographie N° 13).



Photographie N° 13 : Ponction du sinus veineux caudal dorsal chez une tortue grecque (*Testudo graeca*).

2. L'injection intracardiaque (IC)

Elle est très utilisée chez les serpents. Le cœur s'avère facilement localisable par palpation (absence de sternum chez les ophidiens). La pose d'un cathéter intracardiaque ou la réalisation d'une injection apparaissent très faciles^{61, 63}. Cette voie est aussi empruntée chez les lézards et chéloniens par certains auteurs expérimentés. Il est pourtant bon d'éviter cette voie si on dispose d'une autre voie veineuse suffisamment grosse pour être ponctionnée. L'injection d'anesthésiques directement dans l'endocarde peut en effet créer des hypotensions sévères mais aussi des lésions plus ou moins étendues pouvant entraîner un collapsus cardiaque^{38, 65}.

D. La voie intraosseuse (IO)

Cette voie est de plus en plus utilisée.

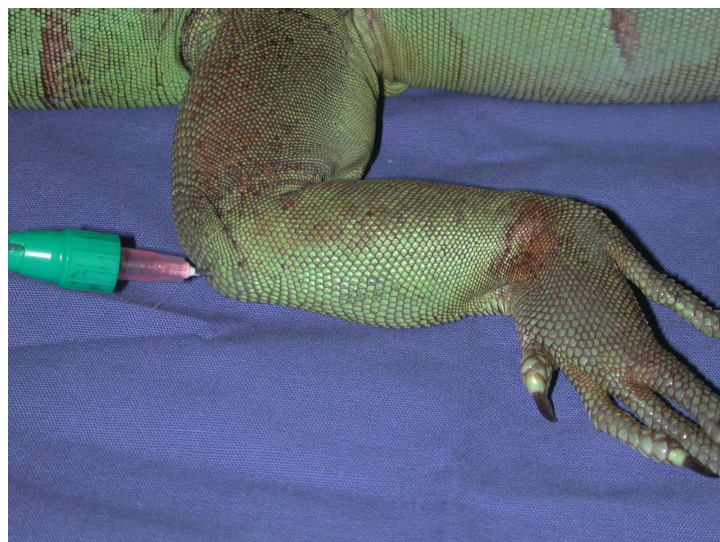
On peut utiliser un cathéter intra-osseux chez les lézards et les chéloniens. En général, on implante le cathéter dans un fémur, mais le tibia peut aussi être utilisé sur les animaux de plus grande taille. Chez les chéloniens, le cathéter peut être mis en place au niveau du pilier inguinal de la jonction entre la carapace et le plastron⁶³.

1. Matériel

On peut utiliser un cathéter intra-osseux en métal, ou même une aiguille à injection ou à ponction lombaire. Le choix de la taille de l'aiguille se fera en fonction du diamètre du tube de l'os que l'on veut cathétériser.

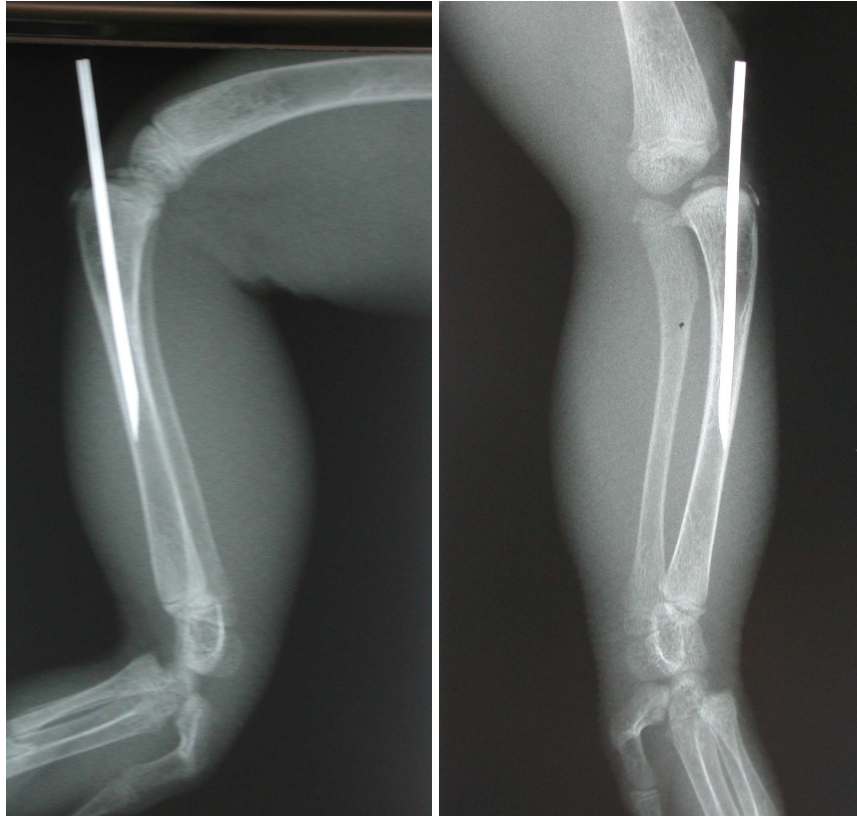
2. Technique

Après avoir réalisé une asepsie chirurgicale de la zone d'implantation du cathéter, on utilise un anesthésique local au niveau du grasset de l'animal, puis on cathétérise le tube fémoral en partant de son extrémité distale ou le tibia depuis son extrémité proximale (Photographie N° 14). Cette technique peut être réalisée sur animal vigile avec une simple anesthésie locale. On implante le cathéter en effectuant de petits mouvements de rotation autour de l'axe de l'aiguille pour traverser la corticale de l'os et cathétériser la cavité médullaire de l'os.



Photographie N° 14 : Cathéter intra-osseux mis en place dans le tibia chez un iguane vert.

Il importe de toujours vérifier radiographiquement le bon positionnement du cathéter (Photographie N° 15). Il faut réaliser un cliché de face et un de profil. La corticale des os de reptile étant relativement fine, le risque de traverser la corticale la diaphyse n'est pas négligeable.



Photographie N° 15 : Vérification radiographique du bon positionnement d'un cathéter intra-osseux.

E. La voie intracœlomique (ICe)

Chez les chéloniens les injections intracœlomiques sont réalisées au niveau du pli inguinal, crânialement au membre pelvien et caudalement au pilier inguinal de la carapace (Photographie N° 16).



Photographie N° 16 : Injection intracœlomique dans le pli inguinal chez une tortue grecque (*Testudo graeca*).

Chez l'iguane, les autres lézards et les crocodiliens, elle est réalisée en face ventrale (Photographie N° 17). L'aiguille est plantée sur une ligne paramédiane (afin d'éviter de ponctionner la veine abdominale ventrale), à mi-hauteur de l'abdomen (pour éviter de ponctionner le foie crânialement ou les masse adipeuses présentes dans l'abdomen postérieur).



Photographie N° 17 : Injection intracœlomique en zone abdominale paramédiane chez un iguane vert.

Chez les ophidiens, l'injection intra-coelomique est réalisée entre le tiers moyen et le tiers postérieur du corps de l'animal en zone paramédiane.

Cette voie est utilisable pour l'anesthésie générale, mais la vitesse d'induction apparaît très variable en fonction des individus et des anesthésiques utilisés. Il faut éviter les produits irritants qui pourraient déclencher une péritonite chimique^{6, 10}.

Partie 2 : Les différentes techniques d'anesthésie

Nombre d'anesthésiques et de techniques « pseudo-anesthésiques » ont été et sont encore utilisées chez les reptiles. Ces techniques et molécules n'ont pas toutes le même potentiel analgésique, anesthésique et myorelaxant. Certaines, étudiées expérimentalement, semblent efficaces pour quelques espèces de reptiles sans risques majeurs ; d'autres, plus empiriques, sont à abandonner.

I. Les techniques ancestrales ou anecdotiques

A. Catalepsie, hypnose, manœuvres vagales...

L'immobilisation des reptiles utilise nombre de techniques empiriques dont les résultats cliniques sont généralement de très courte durée et de faible intensité.

En exerçant une pression sur les globes oculaires de certains lézards, on obtient une hypotension et une bradycardie qui immobilisent l'animal. Ce dernier récupère son état de conscience à la moindre stimulation auditive ou tactile⁵².

De même, le fait de claquer violemment la mâchoire des crocodiliens entraîne un état de catalepsie transitoire⁵².

La mise sur le dos de certains lézards et crocodiliens, ainsi que le fait de leur couvrir les yeux avec un bandeau, entraînent leur immobilisation. Lorsqu'on additionne les deux dernières techniques on parle alors d'"hypnose", mais là encore l'animal récupère son état de vigilance à la moindre stimulation⁵².

Toutes ces techniques sont en fait à ranger dans les livres d'histoire naturelle. A notre époque où l'éthique tient une place grandissante, il semble impossible d'utiliser de telles techniques qui n'ont pas d'effets analgésiques et restent très stressantes pour les animaux. Les reptiles sont des animaux très sensibles au stress. Il peut déclencher chez eux de nombreuses affections et troubles du comportement (ex : anorexie). Ces manipulations peuvent aussi être dangereuses pour l'animal puisqu'elles entraînent des bradycardies et des hypotensions, mais

surtout pour le manipulateur, lorsqu'il a en face de lui un animal venimeux ou un animal de grande taille et de grande puissance. Enfin, ces techniques ont un effet très variable selon les individus et s'avèrent peu reproductibles.

B. Anesthésie par le froid

L'anesthésie par le froid (l'animal est placé au réfrigérateur à 5°C pendant plusieurs heures) a été utilisée classiquement lors des premières interventions chirurgicales sur des reptiles^{19, 45, 69}. Si elle permet l'immobilisation du patient, elle ne procure aucune analgésie et engendre une diminution du métabolisme de l'animal. Il existe alors un risque d'exacerber des maladies métaboliques telle que la goutte viscérale et d'entraîner une faiblesse du système immunitaire^{6, 18, 28}. Dans la littérature plus récente les auteurs déconseillent cette technique qu'ils qualifient de barbare. Cette pratique doit disparaître des ouvrages et des mémoires.

C. L'électroanesthésie de l'iguane vert

Northway a décrit une technique d'électroanesthésie de l'iguane vert (*Iguana iguana*) qui consiste à faire circuler deux courants alternatifs (un de basse et un de haute fréquence) au travers du corps du patient. Les électrodes sont placées de part et d'autre de la tête de l'animal en zone temporale. Il a ainsi obtenu une induction et une récupération plus ou moins rapides en fonction du ratio (basse / haute fréquence). Des arrêts respiratoires sont survenus lors d'augmentation trop importante de l'intensité électrique⁵⁵. Les animaux anesthésiés par cette technique n'ont cependant pas subi de chirurgie. La valeur analgésique de cette technique n'a jamais été évaluée.

D. L'éther et le chloroforme

L'éther a été le premier anesthésique volatil utilisé chez les reptiles. Divers travaux montrent que les résultats obtenus apparaissent relativement satisfaisant¹⁵. Le chloroforme a aussi été utilisé par Kaplan, mais nous ne disposons d'aucun résultat publié concernant sa sûreté d'emploi⁴⁵.

Aujourd'hui ces deux agents n'ont plus cours en pratique vétérinaire car :

- ils sont irritants pour les muqueuses des animaux.
- ils ne sont pas utilisés dans des vaporiseurs de précision, mais par introduction d'ouate imbibée de liquide dans une cage à induction. La concentration en anesthésique et la profondeur d'anesthésie sont alors non contrôlables.
- Enfin, ces molécules sont explosives et donc d'utilisation dangereuse pour le manipulateur.

E. Le méthoxyflurane

Le méthoxyflurane est un anesthésique halogéné qui a été utilisé avec succès chez les reptiles pendant de nombreuses années^{19,30}. Cependant, des morts lors de l'anesthésie ont été décrites chez des serpents en bonne santé des genres *Naja sp.* et *Ophiophagus sp.*¹⁷ ainsi que chez les élapidés et certains boïdés⁶.

Le méthoxyflurane possède des effets cancérigènes et hépatotoxiques. Il n'est plus commercialisé dans le monde.

II. L'examen pré-anesthésique et la prémédication

Hormis en cas d'urgence, comme chez les carnivores domestiques, seuls les reptiles en bonne santé apparente et dont les paramètres biochimiques paraissent corrects seront anesthésiés. Cette précaution permet de limiter les risques anesthésiques.

A. L'examen pré-anesthésique général

L'examen pré-anesthésique est important chez les reptiles. En effet, les valeurs usuelles des différents paramètres cardiovasculaires et respiratoires ainsi que la température sont très variables d'une espèce à l'autre et même d'un individu à l'autre. Elles restent très largement influencées par les conditions de logement. Un examen clinique minutieux permet donc de définir les valeurs de base de la fréquence cardiaque (FC) et de la fréquence respiratoire (FR) ainsi que la température et le poids de l'animal avant l'anesthésie générale³⁸.

B. Les examens complémentaires

Sur un animal en bonne santé apparente, on peut se contenter d'un bilan pré-anesthésique succinct comportant un hémocrite, un dosage des protéines plasmatiques et une mesure de la glycémie.

La glycémie varie beaucoup d'une espèce à l'autre (0,3-1 g/L) et est plus faible que celle des mammifères et des oiseaux³⁸.

D'autres examens peuvent être envisagés si l'état de santé du patient le nécessite. Leur choix est alors conditionné par la clinique.

C. Correction des paramètres biochimiques

Si l'intervention n'apparaît pas urgente, il convient de corriger les paramètres biochimiques anormaux avant d'anesthésier l'animal.

Il faut d'abord penser à réhydrater l'animal :

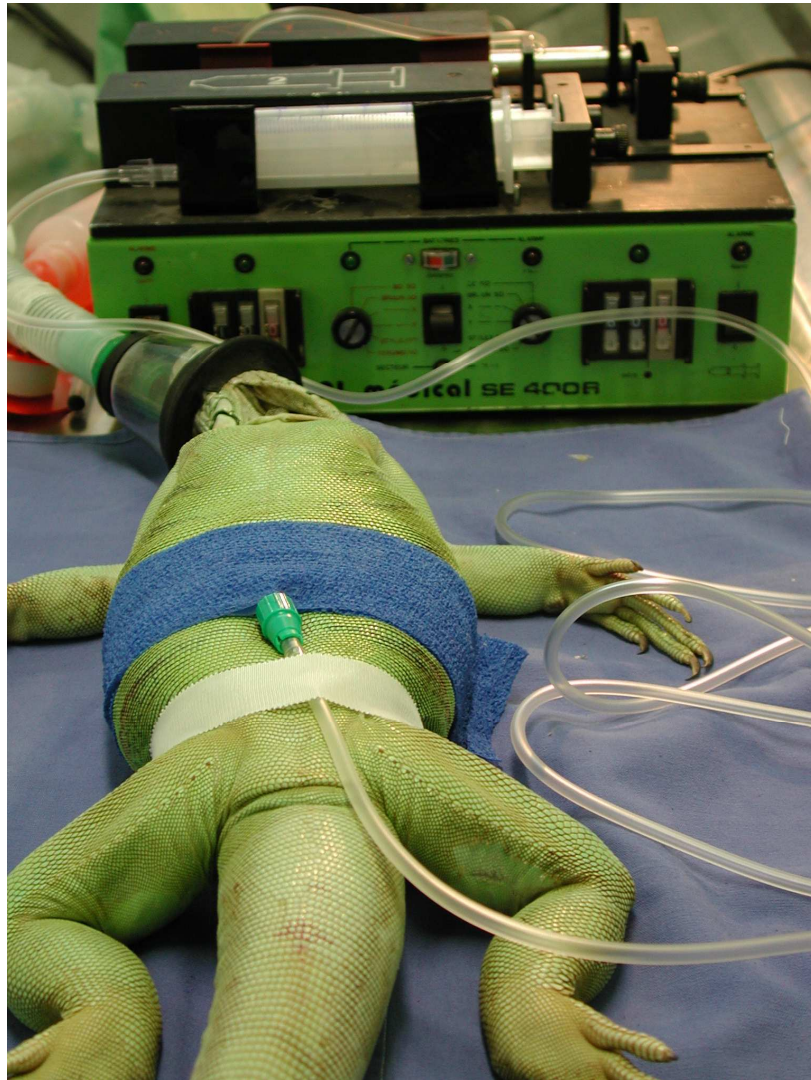
- par immersion simple dans de l'eau à la température optimale de vie de l'espèce.

Rq : les chéloniens ont la capacité d'absorber de l'eau par leur muqueuse cloacale, ce qui leur permet de concentrer l'acide urique qu'ils excrètent⁵².

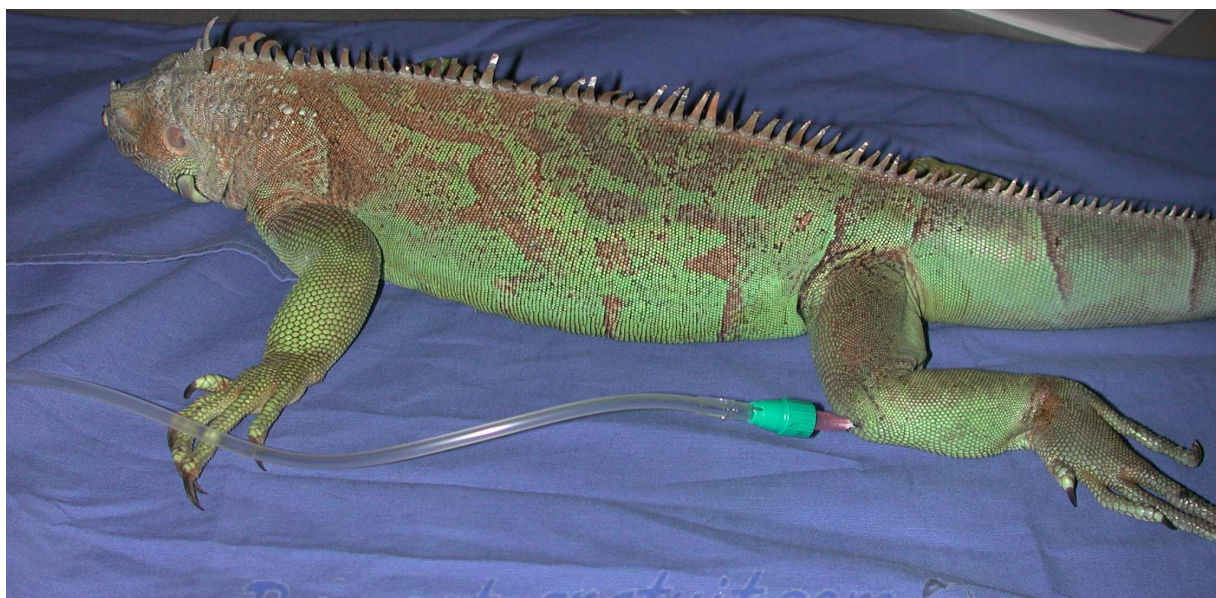
- par voie orale
- par voie parentérale

Les voies utilisables sont nombreuses : la voie intraveineuse (IV) chez les reptiles les plus gros (Photographie N°18), la voie intra-cœlomique (ICe) chez les plus petits, la voie sous-cutanée (SC) chez les individus trop petits pour ponctionner une voie veineuse et la voie intra-osseuse (IO) chez les lézards et les chéloniens (Photographie N° 19).

L'hydratation normale des reptiles se situe entre 45 et 58% du poids vif²⁵.



Photographie N° 18 : Perfusion intraveineuse via la veine abdominale ventrale chez un iguane vert.



Photographie N° 19 : Perfusion d'un iguane vert par voie intra-osseuse.

LE NUMERO 1 MONDIAL DU MÉMOIRES

D. La perfusion per-anesthésique

Comme chez les carnivores domestiques, les auteurs recommandent un débit de 5 à 10 ml/kg/h (IV, ICe, IO, SC)^{7, 25, 38, 62} de NaCl à 0,9%, de lactate de Ringer, de glucose à 5% ou du glucose 2,5% + NaCl 0,45%^{25, 38, 62}.

Attention, il faut cependant garder en mémoire que le glucose 5% est un soluté de réhydratation hypotonique car le glucose est consommé rapidement après l'injection dans l'organisme.

E. Le jeûne pré-anesthésique

Si l'état de santé du patient le permet, il est préférable de réaliser un jeûne de 24 à 48 h chez les lézards et les chéloniens se nourrissant quotidiennement et d'une semaine chez les ophidiens. Le jeûne évite les régurgitations donc par la même occasion les fausses déglutitions. La cavité abdominale n'est pas encombrée par des aliments ce qui augmente le volume courant des poumons et facilite la ventilation. Enfin, l'anesthésie entraîne un ralentissement important du transit digestif et de la digestion du fait de l'hypothermie qu'elle engendre⁷.

F. La prémédication

1. Anticholinergiques

Leur utilisation reste anecdotique chez les reptiles. Ils peuvent être utilisés pour prévenir une éventuelle bradycardie ou pour limiter les sécrétions orales et respiratoires qui risqueraient d'obstruer la sonde endotrachéale, notamment chez les plus petites espèces. De tels phénomènes restent rares chez les reptiles^{6, 28}.

Certains auteurs proposent aussi d'utiliser les anticholinergiques pour prévenir un éventuel œdème pulmonaire suite à une anesthésie avec des barbituriques⁶.

L'atropine s'emploie à 0,01-0,04 mg/kg⁷ et le glycopyrrolate à 0,01 mg/kg⁷¹ injectés en IM 10 à 15 minutes avant l'induction.

2. Phénothiazines

L'acépromazine a été utilisée par de nombreux auteurs. Elle potentialise l'anesthésie et diminue ainsi la dose d'anesthésique à injecter. Frye recommande son utilisation à une dose comprise entre 0,1 et 0,5 mg/kg²⁸. D'autres auteurs administrent jusqu'à 1 mg/kg d'acépromazine²⁵. Son utilisation chez les crocodiliens n'a jamais été décrite²⁷.

La chlorpromazine a été utilisée avec succès chez plusieurs espèces de tortues aquatiques du genre *Pseudemys sp.* (10 mg/kg IM)^{6, 25, 45}. Elle entraîne une induction par les barbituriques injectés en ICe beaucoup plus rapide et reproductible que lorsqu'ils sont utilisés seuls^{6, 45}.

Aucun auteur n'a décrit d'inconvénient ou d'accident suite à l'utilisation des phénothiazines^{6, 25, 45}.

3. Benzodiazépines

Le diazépam est fréquemment recommandé pour obtenir une bonne myorelaxation lors d'anesthésie avec la kétamine.

L'utilisation du diazépam doit être proscrite après une injection d'ivermectine qui le potentialise²⁵.

Le midazolam est une benzodiazépine hydrosoluble présentant les mêmes effets bénéfiques que le diazépam (myorelaxation, analgésie, ...), mais une vitesse d'action plus grande et une efficacité plus reproductible. Pour diverses indications, le midazolam peut être utilisé seul. Il procure une bonne sédation chez certaines espèces. Par exemple, à 1,5-2,5 mg/kg IM chez *Trachemys scripta elegans* on obtient une myorelaxation et une sédation d'excellente qualité sans créer de dépression cardiorespiratoire^{38, 56}.

Il faut cependant garder en mémoire qu'il existe des espèces résistantes au midazolam. *Chrysemys scripta* atteint au mieux un état de sédation pour des doses >10 mg/kg³⁵.

Le zolazépam est une benzodiazépine non utilisable seule. Elle est toujours associée à la tilétamine pour limiter la rigidité musculaire très importante engendrée par cette dernière. (Cf. : III. C.)

L'utilisation du flumazénil en fin d'anesthésie pour contrer les effets des benzodiazépines ou en cas de surdosage n'a jamais été décrite chez les reptiles. Son coût très élevé reste un facteur limitant de son utilisation lors de l'anesthésie des reptiles.

4. Les agonistes α_2 -adrénergiques

Connus pour induire une sédation et une analgésie, divers auteurs proposent l'utilisation de ces agents de la prémédication.

La xylazine à des doses variant de 0,1-1,25 mg/kg produit des effets variables allant de la sédation à l'anesthésie générale^{25, 52} et pouvant durer de 45 min à 12 h selon les individus.

2 à 4 mg/kg de xylazine en IM chez les chéloniens

0,8 mg/kg IM chez les ophidiens

2 mg/kg IM chez les sauriens

La médétomidine a été utilisée en association avec la kétamine par quelques auteurs (Cf II D 132).

Peu de données sur l'utilisation des α_2 -agonistes chez les reptiles ont été publiées. Il semble possible d'utiliser les antagonistes des α_2 -adrénergiques (ex : atipamezol 50 μ g/kg²⁵) chez les reptiles pour accélérer le retour à une vigilance normale après une médication à la médétomidine^{38, 52}.

III. Les anesthésiques injectables

A. Les anesthésiques injectables : avantages et inconvénients

Il est possible chez les reptiles d'administrer divers agents injectables plus ou moins conventionnels pour induire la perte de conscience. Ces agents injectables possèdent diverses qualités et défauts :

Les avantages :

- Ils sont pour la plupart peu onéreux (sauf le propofol).
- Ils apparaissent utilisables dans tous les cabinets vétérinaires et ne demandent pas d'investissement dans un équipement spécial.

Les inconvénients :

- Après administration, le contrôle de la profondeur d'anesthésie semble difficile voire impossible.
- Ils ont pour la plupart une élimination lente. Le réveil et l'induction apparaissent longs (sauf pour le propofol).
- Certains requièrent d'être injectés par voie intraveineuse (propofol, barbituriques), geste technique qui n'est pas toujours facile à réaliser.

B. L'uréthane

L'uréthane reste très peu cité dans la littérature vétérinaire. Il peut être administré par voie orale, intraveineuse, intracelomique ou intracardiaque¹⁹. Certains auteurs rapportent une utilisation chez les chéloniens à différentes doses. En fonction des voies utilisées, les durées d'induction semblent très variables :

2,4 g/kg en IV	induction en 2 heures
1,7 g/kg en IC	induction en 12 min
2,8 g/kg en ICe	induction en 2 heures
2,8 g/kg en PO	induction en 4,5 heures

Dans ces rapports, la durée de l'anesthésie était de plus de 10 heures dans la majorité des cas^{19, 45}.

Son utilisation chez certains lézards lors d'études sur le fonctionnement de l'oreille a été décrite, mais sans aucune donnée sur la posologie et les vitesses d'induction et de réveil observées.

C. Les barbituriques

1. Voies d'administration utilisables

Chez les reptiles, toutes les voies d'administration semblent utilisables à condition de ne pas dépasser une concentration de 2,5% car les barbituriques sont alcalins et donc irritants⁶. Il est cependant préférable d'utiliser la voie IV.

Lors de l'utilisation de la voie intra-cœlomique, l'apparition d'œdème mésentérique a été décrite^{6, 10}.

2. Métabolisme et élimination

Le mode d'élimination des barbituriques reste inconnu chez les reptiles, même si certains auteurs présument qu'il est hépatique comme chez les mammifères⁶.

Les barbituriques ont une latence et une durée d'effet longues et imprédictibles. Elles sont conditionnées par l'espèce, le stade physiologique de l'animal et sa température corporelle^{6, 16, 19, 46}.

La latence peut prendre de 30 minutes à plus d'une heure pour une durée d'anesthésie chirurgicale allant de 20 à 45 minutes. La récupération totale s'avère longue et peut durer plusieurs heures à plusieurs jours^{6, 65}.

Le méthohexital est un barbiturique réputé pour son action et son élimination environ trois fois plus rapide que le thiopental et le pentobarbital. Son utilisation a été proposée chez de nombreuses espèces de reptiles par Bennet⁶ (exemple : *Thamnophis sp.*, *Anolis carolensis*, *Tupinambis tuguixin*, *Varanus niloticus*, *Cordylus cordylus*, *Chrysmys picta picta*, etc.)

3. Posologie

Tableau 1 : Doses et voies d'administration des barbituriques chez les reptiles.

Dénomination	Doses	Références
PENTOBARBITAL	10-30 mg/kg IV ICe IM	6, 16, 25, 27, 45, 46
THIOPENTAL	15-30 mg/kg ICe	6, 25, 28, 46
METHOHEXITAL	5-20 mg/kg SC	6

Il est difficile de définir des posologies précises. Il existe des variations inter- et intra-spécifiques importantes. Il faut cependant noter que les reptiles de grande taille requièrent une quantité d'anesthésique par unité de poids deux fois plus importante que les petits spécimens. Les serpents venimeux présentent une certaine résistance aux barbituriques et nécessitent une dose double par rapport à celle des serpents non venimeux^{6, 16, 19, 46}.

Des morts ont été décrites chez des ophiidiens avec des doses faibles de thiopental et pentobarbital (2 à 6 mg/kg)⁶⁵.

Chez les crocodyliens, Fleming conseille une dose de pentobarbital de 8 à 15 mg/kg ICe ou IV^{27, 59}. La voie orale a été utilisée à une dose de 200 mg/kg⁵⁹.

4. Effets secondaires et inconvénients

Une dépression cardio-respiratoire et des apnées ont été rapportées lors d'anesthésies générales avec des barbituriques⁶. D'un point de vue pratique, leur utilisation pour l'anesthésie des reptiles ne permet pas le contrôle de la profondeur de l'anesthésie. Lorsque l'injection est réalisée, le temps d'induction pouvant être très long, le praticien peut être tenté de réinjecter de l'anesthésique. Le risque de surdosage est alors élevé.

5. Conclusion

Dans la littérature la plus récente, les auteurs déconseillent d'utiliser les barbituriques qui s'avèrent difficiles d'emploi et pour lesquels des mortalités d'animaux sains ont déjà été décrites^{6, 46, 65}.

D. Les anesthésiques dissociatifs

Considérés comme faiblement toxiques chez les carnivores domestiques, les agents dissociatifs ont été proposés pour l'anesthésie des reptiles.

1. La kétamine

Chef de file des agents dissociatifs, la kétamine a été utilisée avec succès dans tous les ordres de reptiles^{2, 7, 11, 22, 31, 33, 70}.

11. Voies d'administration utilisables

Les auteurs recommandent d'utiliser les voies IM, SC et IO. Le temps de latence est bien sûr plus lent par voie SC^{7, 19, 31, 38}. Comme chez les mammifères, elle provoque une vive douleur et des réactions violentes lorsqu'elle est injectée par voie IM ou SC chez les reptiles²².

12. Métabolisme et élimination

L'élimination de la kétamine se fait par le rein chez le chat et par le foie chez le chien. Son excrétion et sa métabolisation chez les reptiles restent inconnues.

Certains auteurs déconseillent son utilisation chez des animaux en mauvais état général car le temps de récupération peut alors durer plusieurs jours⁷. Des morts ont été décrites chez des reptiles africains (*Python sebae* et un *Psammophis punctulatus*) présentant une infection bactérienne²².

13. Posologie

131. L'induction

La kétamine permet d'induire une simple sédation à une dose de 22 à 44 mg/kg^{7, 27, 31}. Cette dose permet par exemple de réaliser une exploration médicale sur un animal rétif ou d'intuber un animal que l'on souhaite entretenir avec un agent volatil. La kétamine s'avère très utile pour l'induction des espèces qui peuvent bloquer leur respiration pendant un temps important (chéloniens par exemple).

Pour atteindre un stade d'anesthésie chirurgicale par la seule kétamine, on utilisera une dose de 55 à 88 mg/kg^{7, 31}. Le temps d'induction varie de 10 à 30 minutes en moyenne. La récupération totale peut durer plusieurs jours (1 à 3 jours)³¹. Arena décrit l'utilisation à des doses comprise entre 180 et 230 mg/kg pour obtenir une anesthésie chirurgicale avec de la kétamine seule, chez deux espèces de grands scinques australiens (*Egernia kingii* et *Tiliqua rugosa*)¹.

L'intervalle des doses conseillées s'avère très large, mais la faible toxicité³¹ de la kétamine permet d'éviter les surdosages.

La dose d'anesthésique par unité de poids diminue avec l'augmentation du poids du patient^{6, 38}.

La dose nécessaire à l'anesthésie des serpents venimeux apparaît beaucoup plus importante que celle utilisée pour l'induction des ophidiens non venimeux³¹.

132. L'entretien

Il est possible d'entretenir l'anesthésie générale en injectant à la demande 10 mg/kg toutes les 30 minutes⁷.

Pour des animaux plus résistants, on peut réinjecter des doses jusqu'à atteindre une dose cumulée de 100 à 130 mg/kg³¹ la récupération risque alors de durer une semaine³¹.

133. Les différentes associations possibles avec la kétamine

La kétamine est très peu analgésique et n'est pas myorelaxante. Il est ainsi pertinent de l'associer à des agonistes α_2 -adrénergiques ou des benzodiazépines.

Midazolam + kétamine

L'association du midazolam à la kétamine (2 mg/kg IM de midazolam + 20-40 mg/kg IM de kétamine) induit une anesthésie générale de meilleure qualité (plus profonde, bonne myorelaxation, meilleure analgésie chez *Chelydra serpentina*)¹¹. La dose de kétamine pour atteindre un stade d'anesthésie chirurgicale s'avère moins importante du fait de la potentialisation induite par le midazolam. Au contraire, Holz ne note pas de différence significative lors de l'utilisation du midazolam comme préanesthésique associé à la kétamine chez *Trachemys scripta elegans*⁴³.

Xylazine + kétamine

La xylazine à des doses allant de 0.1 à 1.25 mg/kg associée à la kétamine à 25 à 75 mg/kg (IM IV) donne de bons résultats lors de l'anesthésie des reptiles^{25, 50}. Sedgwick recommande leur utilisation aux doses de 10 mg /kg de xylazine et 50 mg/kg de kétamine en IM⁶⁷.

D'après Holz, l'utilisation de cette association ne donne pas de résultats significativement différents de la kétamine seule. Cependant, les doses de xylazine utilisées par cet auteur sont très faibles (2 mg/kg)⁴³.

Par ailleurs, des informations fournies par le laboratoire BAYER suggèrent l'utilisation du mélange d'Hellabrun (4 ml de kétamine 1000mg/100ml mélangés à un flacon de 500 mg de xylazine sèche [ROMPUN®]) chez différentes espèces de reptiles aux doses suivantes⁴:

Tortue d'Hermann	0,08ml/kg IM
Iguane vert	0,15-0,32 ml/kg ICe
Lézard ocellé	0,15 ml/kg ICe
Varan gris	0,2 ml/kg ICe
Pythons	0,15 ml/kg ICe
<i>Boa constrictor</i>	0,15 ml/kg ICe

La latence de ce mélange est de 30-40 min et la durée d'anesthésie chirurgicale de 45 à 60 min en général. La phase de sommeil peut parfois se prolonger jusqu'à 6 heures⁴.

Médétomidine + kétamine

Malley a administré 100µg/kg de médétomidine et 50 mg/kg de kétamine^{25, 52} à des couleuvres américaines *Lampropeltis getulus californiae*⁵². Haerd propose l'utilisation de cette association à différentes doses⁸ :

Lézards	150 µk/kg médétomidine + 10-15 mg/kg IM IV IO
Tortues terrestres	50-100 µk/kg médétomidine + 5-10 mg/kg IM
Tortues géantes	40-60 µk/kg médétomidine + 4-6mg/kg IM
Tortues aquatiques	100-300 µk/kg médétomidine + 10-15 mg/kg IM

Peu de données sur l'utilisation de la médétomidine chez les reptiles sont disponibles dans la littérature vétérinaire.

14. Effets secondaires et inconvénients

- Effets secondaires

Même lors de stades d'anesthésie relativement profonds, il peut persister des mouvements serpentins de l'animal.

Comme chez les mammifères, la kétamine présente peu d'effets déresseurs cardiovasculaires chez les reptiles. Mais si l'on dépasse la dose de 110 mg/kg, on peut assister à des apnées et une diminution du rythme cardiaque⁷. Des morts ont été décrites chez les

crocodiliens²⁷. on note chez certaines espèces, notamment chez les serpents, des cas d'hypertension, tachycardie, bradypnée et hypoventilation^{24, 66} (expériences menées sur deux espèces : *Pituophis melanoleucus catenifer* et *Elaphe obsoleta*). Ces phénomènes existent aussi chez certaines espèces de lézards comme le scinque à langue bleue¹. Il importe donc de prendre la précaution d'intuber les animaux afin de permettre une ventilation assistée lorsqu'elle est nécessaire, même si ces effets secondaires demeurent relativement rares.

- Inconvénients principaux

Un des inconvénients majeurs de la kétamine reste le temps de récupération long dont elle est responsable³⁸, bien que celui-ci soit relativement plus court que celui observé avec les barbituriques,

De plus, pour atteindre un stade d'anesthésie chirurgicale sur des animaux de grand format (comme les crocodiliens), il faut injecter des volumes trop importants en pratique³⁸.

Enfin la persistance d'un certain nombre de réflexes (réflexe palpébral par exemple)⁶ peut rendre la surveillance de la profondeur de l'anesthésie difficile.

La persistance du réflexe laryngé ne gêne cependant pas l'intubation⁶.

15. Conclusion

L'anesthésie fixe avec la kétamine semble un procédé relativement sûr et facile à utiliser chez toutes les familles de reptiles. Il faut cependant prendre la précaution d'intuber l'animal et d'utiliser un pré-anesthésique myorelaxant et analgésique.

On peut aussi l'utiliser pour créer une simple sédation afin d'intuber le reptile et d'entretenir son anesthésie générale avec un agent volatil.

2. L'association tilétamine / zolazépan

21. Particularités et différences par rapport à la kétamine

La tilétamine est un anesthésique dissociatif à action très rapide.

Elle possède un potentiel anesthésique plus puissant que la kétamine. Il est ainsi possible de l'utiliser chez les reptiles de grand format car les volumes injectés s'avèrent compatibles avec la pratique³⁸.

On n'utilise jamais la tilétamine seule car elle induit des crises de tétanie et une rigidité musculaire très importante. Elle est toujours associée avec une benzodiazépine (à action rapide elle aussi), le zolazépam, qui apporte une bonne myorelaxation et une meilleure analgésie⁷.

22. Métabolisme et élimination

Le métabolisme et l'élimination de la tilétamine et du zolazépam demeurent inconnus chez les reptiles. Nombre d'auteurs décrivent que cette association entraîne une anesthésie générale ou une sédation de longue durée. De même, la récupération complète de l'animal apparaît très longue^{6, 28}.

Soulignons que Barten a décrit lors de réchauffement artificiel des animaux, un phénomène de ressolubilisation de la tilétamine dans le sang. Il a en effet observé un approfondissement de l'anesthésie à la suite d'une telle pratique².

23. Posologie, effets secondaires et inconvénients

Selon les auteurs les doses utilisées sont variables.

Il semblerait que pour de fortes doses (88mg/kg) on obtiendrait une anesthésie chirurgicale de plus de 16 heures mais avec une récupération complète allant jusqu'à 24 heures⁷. Schobert propose des doses allant de 10 à 30-40 mg/kg selon les espèces⁶⁴.

Tableau 2 : Dose de l'association tilétamine/zolazépam (Telazol) chez différentes espèces de reptiles.

Espèce	Dose moyenne ou intervalle de dose (mg/kg)	Références
<i>Boa constrictor</i>	15-29	64
<i>Crotalus atrox</i>	35-210	64
<i>Crotalus horridus</i>	75	64
<i>Iguana iguana</i>	10-26	64
<i>Lampropeltis getulus californiae</i>	40	64
<i>Python molurus</i>	15.4	64
<i>Trachemys scripta elegans</i>	3.5-14	64
<i>Alligator mississippiensis</i>	15	21

Encore une fois, les serpents venimeux (genre *crotalus* par exemple) semblent plus résistants à cet anesthésique⁶⁴.

Utilisée à faible dose (<15 mg/kg^{7, 28, 65}), l'association ne permet généralement pas d'obtenir une anesthésie profonde mais seulement une sédation poussée. Flemming propose une dose de 4-8 mg/kg de l'association en IM pour immobiliser les crocodiliens adultes²⁷.

24. Conclusion

Il est préférable de ne pas généraliser l'utilisation de l'association tilétamine/zolazépan chez les reptiles. La meilleure solution semble donc de limiter son utilisation à l'induction d'une anesthésie générale entretenue par des agents volatils et aux individus de grand format.

E. Le propofol

1. Voies d'administration utilisables

Comme chez les mammifères, en raison de sa présentation sous forme d'émulsion, le propofol requière une administration par voie veineuse^{14, 38, 65}. Il a cependant été décrit des administrations intra-osseuses chez l'iguane vert⁸ provoquant une anesthésie générale de bonne qualité.

2. Métabolisme et élimination

Le métabolisme de cette molécule chez les reptiles est là encore inconnu³⁸. Cependant, il présente une induction et une récupération rapides, ainsi qu'une courte durée d'action, de l'ordre de la demi heure chez les reptiles⁶⁵. Il représente l'agent injectable de plus courte durée d'action chez les reptiles.

3. Posologie

- Pour l'induction (Tableau 3)

Le propofol est utilisé à une dose comprise entre 3 et 15 mg/kg par voie intraveineuse (ou intraosseuse chez les lézards). On prépare une dose complète et on injecte celle-ci par petits bolus toutes les 2 à 3 minutes jusqu'à obtention du stade anesthésique désiré³⁸.

Tableau 3: Posologie du propofol proposée par différents auteurs dans les différentes classes de reptiles .

	BENNET ⁸	SCHUMACHER ⁶⁵	MALLEY ⁵²	FLEMING ²⁷
Sauriens	5-10 mg/kg IO chez l'iguane vert		13 mg/kg IV	
Ophidiens			10 mg/kg IV	
Chéloniens		5-10 mg/kg IV	14-15 mg/kg IV	
Crocodyliens				3-5 mg/kg IV

- Entretien de l'anesthésie générale

Chez les chéloniens, il est conseillé d'entretenir l'anesthésie à un rythme de 1 mg/kg/min⁶⁵, alors que chez l'iguane vert une dose moins importante semble plus appropriée (0,5 mg/kg/min)⁸. Il n'y a pas dans la littérature de références concernant les autres espèces de reptiles.

4. Effets secondaires et inconvénients

Le propofol procure peu d'analgésie et doit être accompagné d'un protocole anti-douleur en cas de manipulation ou chirurgie douloureuses^{14, 38}.

L'administration de propofol nécessite d'avoir une voie veineuse à disposition. Comme nous l'avons précédemment évoqué, la réalisation pratique d'une injection intraveineuse n'est

pas aisée chez certains animaux rétifs ou de très petite taille et peut même être dangereuse pour le clinicien chez les animaux venimeux et les reptiles de très grande taille.

De plus, il a été noté un certain nombre d'effets cardiorespiratoires avec du propofol administré à 5 ou 10 mg/kg en IO chez l'iguane vert. On observe une légère diminution du rythme cardiaque et de la saturation en oxygène⁸. Une hypercapnie et des apnées sont fréquemment décrites lors de l'induction⁸. Il faut donc intuber systématiquement l'animal pour pouvoir le ventiler. En général, après une apnée, les animaux récupèrent une ventilation spontanée assez rapidement⁸.

Comme chez l'homme, la durée et la sévérité des apnées dépendent de la dose et du rythme d'administration. Il est donc conseillé d'administrer le propofol sous forme de petits bolus ou en injection continue et lente jusqu'à obtention du stade d'anesthésie désiré³⁸.

5. Conclusion

Le propofol est peu cité comme anesthésique chez les reptiles dans la littérature, notamment du fait de son coût élevé. Néanmoins les auteurs qui l'utilisent en parlent comme d'un anesthésique de choix lorsque l'accès à une voie veineuse est possible sur l'animal vigile.

Il peut être utilisé en dose unique pour une intervention de courte durée (une intubation permet un relais par des anesthésiques volatils en cas de besoin) ou en perfusion, voire en bolus répétés, pour entretenir une anesthésie générale.

F. L'étorphine

L'étorphine est un puissant narcotique utilisé pour anesthésier les animaux sauvages.

Chez les reptiles, cet opioïde a surtout été utilisé chez les crocodiliens et très peu dans les autres familles.

1. Voies d'administration utilisables

On peut administrer l'étorphine par voie IM, ICE ou IV mais pas par voie SC car elle est alors inefficace⁷².

2. Métabolisme et élimination

L'induction et la durée de l'anesthésie avec une injection intracœlomique sont deux fois plus courtes qu'après une intramusculaire⁷². D'après Schumacher, chez les crocodiliens, le temps de latence est identique, que l'étorphine soit injectée par voie IM ou ICe⁶⁵.

Les reptiles semblent plus résistants à l'étorphine que les autres espèces. L'origine de cette résistance demeure mal comprise^{7,39}.

3. Posologie

Différentes doses sont décrites dans la littérature, en fonction de la voie d'administration et de la profondeur d'anesthésie recherchée.

La dose nécessaire par unité de poids apparaît décroissante avec l'augmentation de taille des animaux^{6,27,72}.

Tableau 4 : Dose de l'étorphine chez quelques espèces de reptiles.

Espèces	Doses
Crocodiliens	0,05 à 3 mg/kg IM ^{27,72}
Tortue à tempes rouges (tortue de Floride)	0,25 à 2,5 mg/kg IM ⁷²
Tortue des Galapagos	0,22 mg/kg IM ⁷²
Serpents	Résistants à des doses > 5 mg/kg ³⁹

L'immobilisation des animaux est obtenue après 10 à 20 minutes, pour une durée d'effet de 20 minutes à 2 heures.

L'utilisation de l'étorphine chez les lézards a été décrite, mais aucun protocole précis d'anesthésie avec l'étorphine n'a été publié.

De même, l'utilisation de la naloxone, un antagoniste des opioïdes, n'est pas documentée chez les reptiles.

4. Effets secondaires et inconvénients

Cet anesthésique semble peu utile chez les reptiles. En effet :

- Les reptiles y sont relativement résistants et nécessitent donc, pour l'induction, des doses élevées. Certains reptiles sont même totalement résistants à l'étorphine (*Drymarchon corais couperi*, *Pituophis catenifer sayi*, etc.)³⁹.
- L'étorphine a un effet très variable, peu reproductible et ne produit pas une anesthésie profonde, mais juste une immobilisation permettant des manipulations peu douloureuses même chez les crocodyliens (reptiles les plus sensibles à l'étorphine)^{39, 72}.
- L'étorphine est un narcotique soumis à une législation particulière. Son coût est relativement élevé et les effets déprimeurs de cet agent rendent son utilisation dangereuse pour le clinicien.
- L'étorphine n'est pas disponible en France.

5. Conclusion

L'étorphine est un produit onéreux et dangereux. Elle n'a que peu d'utilité pour l'anesthésie des reptiles, qui y sont, de surcroît, relativement résistants.

G. Alphadolone/alphaxalone

1. Voies d'administration utilisables

Cette association de deux anesthésiques stéroïdiens peut être administrée par voie veineuse, intra-cœlomique¹⁹ ou intramusculaire⁴⁹. Elle a cependant moins d'effet lors d'administration ICe (on obtient simplement une sédation)¹⁹ et est complètement inefficace en SC⁴⁹.

2. Métabolisme et élimination

Cette association n'est pas liposoluble et ne s'accumule pas dans les tissus adipeux. Ces agents sont rapidement éliminés²⁰.

Le métabolisme et les voies d'élimination demeurent inconnus chez les reptiles.

Si on l'utilise en IV, on assiste à une induction très rapide de l'ordre de quelques secondes à quelques minutes²⁰. Si on utilise la voie IM, l'induction dure environ 30 minutes^{20, 49}.

La durée de l'anesthésie est relativement courte (de 15 à 30 min^{20, 49}) et augmente avec la dose administrée²⁰. La récupération est totale après une durée variant de 1 heure 30 à 4 heures^{34, 49}.

3. Posologie

Une dose de 9-15 mg/kg IM^{49, 50} ou 6 à 9 mg/kg IV^{20, 34, 50, 52} est recommandée pour une anesthésie de courte durée ou pour intuber l'animal avant d'entretenir l'anesthésie avec un anesthésique volatil.

4. Effets secondaires et inconvénients

Aucune répercussion cardiovasculaire ou respiratoire n'a été mise en évidence⁴⁹.

Par contre, un effet anti-analgésique déjà observé dans les espèces humaine et féline se manifeste chez certains individus reptiliens. Il se traduit par une importante agitation lors de la phase de réveil^{20, 49}.

L'utilisation de l'alphadolone/alphaxalone donne des résultats très variables chez les serpents. Chez les animaux de petit format pour lesquels l'accès à une voie veineuse est impossible, l'administration en IM peut être suivie d'un échec anesthésique qui peut être expliqué par la réalisation d'une mauvaise injection IM. En effet, cet anesthésique est inefficace lorsqu'il est administré par voie SC²⁰.

Enfin, il est bon d'utiliser les anesthésiques stéroïdiens avec précaution chez les jeunes crocodiliens car des accidents anesthésiques mortels ont été décrits²⁰.

5. Conclusion

Le mélange alphadolone/alphaxalone peut être utilisé avec assez de sûreté pour l'anesthésie des reptiles de grande et de moyenne taille, notamment chez les lézards et les chéloniens. Son effet est beaucoup moins satisfaisant chez les petits spécimens et chez les serpents d'une manière générale. Enfin il faut éviter son utilisation chez les jeunes crocodiliens.

H. Les curares

1. Particularités des curares

Les curares ne sont pas des anesthésiques à proprement parler puisqu'ils ne produisent qu'une simple immobilisation sans perte de conscience de l'animal. Néanmoins, ces molécules restent très utilisées chez les chéloniens de grande taille et surtout chez les crocodiliens.

2. Voies d'administration utilisables

Les curares sont généralement administrés par voie intramusculaire²⁷. Ils sont souvent utilisés chez les crocodiliens de grande taille ; l'injection se fait en général de loin à la sarbacane ou au fusil à seringues hypodermiques.

Il convient de souligner que l'efficacité thérapeutique dépend de la qualité de l'administration. En effet, lorsque le produit est injecté partiellement en sous-cutané, sa biodisponibilité devient faible et les concentrations plasmatiques obtenues apparaissent insuffisantes pour induire les effets recherchés²⁷.

3. Mécanisme d'action

Ces molécules sont toutes des bloquants neuromusculaires. Elles se fixent aux récepteurs à l'acétylcholine de la plaque motrice. De là, soit elles empêchent le passage de l'influx nerveux sans dépolariser la cellule (gallamine, atracurium) et on obtient une paralysie flasque, soit elles se fixent et entraînent une dépolarisation de la cellule musculaire entraînant

une contracture des muscles et une paralysie qui peut être flasque ou spastique (succinylcholine).

Comme chez les mammifères, la gallamine est éliminée par les reins sans métabolisation²⁶.

4. Posologie

Les posologies sont très variables selon les auteurs. Le tableau 5 ci-dessous résume les posologies décrites dans les articles les mieux documentés de la littérature vétérinaire.

Tableau 5 : Les curares chez les reptiles

		Doses	Références
Curares dépolarisants	Succinylcholine	3-5 mg/kg IM	16, 68
		0,5-2 mg/kg IM (Chéloniens 0,5-1 mg/kg Grands lézards 0,75-1 mg/kg Crocodiliens juvéniles 0,4-1 mg/kg Crocodiliens adultes 0,5-5 mg/kg)	7, 13, 27, 38, 51
		Déjà utilisée jusqu'à 9,5 mg/kg chez des spécimens résistants sans effets indésirables	65
Curares non dépolarisants	Gallamine	0,4- 4 mg/kg IM très variable selon les espèces.	27, 28, 51, 52, 65
	Tubocurarine	1-8 mg/kg IM chez les pythons 6 mg/kg IM colubridés australiens	6, 52
	Besylate d'atracurium	15 mg/kg IM	21, 27, 52, 57

Rque : la gallamine n'est plus commercialisée en France.

Les effets de la gallamine et de l'atracurium sont réversibles avec de la néostigmine^{27, 51, 52} (0,03 à 0,06 mg/kg IM après utilisation de gallamine et 0,05 mg/kg IM après une injection d'atracurium). La récupération est alors rapide : de 5 à 40 min^{27, 51}. On peut aussi combiner l'atropine à 0,01-0,02 mg/kg en IM pour antagoniser l'effet bradycardisant de la néostigmine.

Il n'existe pas d'agent antagoniste de la succinylcholine. La récupération dépend uniquement de l'excrétion urinaire de l'animal.

L'utilisation du d-Tubocurarine n'a été recensée qu'une fois chez un crocodilien, mais en association avec des barbituriques⁵⁹. Il est donc impossible de définir des doses.

Il est en général admis que l'utilisation de la gallamine plus de deux fois chez le même crocodilien augmente les risques de mortalité. Cependant Loveridge décrit l'immobilisation d'un crocodile du Nil huit fois en six ans avec la gallamine⁵¹.

La récupération après une immobilisation aux curares est assez rapide. L'immobilisation ne dure que quelques heures en moyenne (3 h) avec de la succinylcholine qui est un curare à action très rapide^{27, 51, 68}. Une douzaine d'heures de récupération sont nécessaires avec la gallamine et 6 heures environ avec l'atracurium²⁷.

La succinylcholine est utilisée avec grand succès chez les crocodiliens, notamment chez l'alligator³⁷. Aux doses proposées (Tableau N°5), la succinylcholine n'entraîne pas de blocage des muscles intercostaux et l'animal ventile spontanément⁶⁸. Pour les autres curares, les arrêts respiratoires sont plus fréquents notamment avec la gallamine^{7, 51}. Quelle que soit la molécule utilisée, il est essentiel de disposer du matériel pour intuber et ventiler l'animal.

Les curares ne doivent pas, pour des raisons éthiques, être utilisés seuls pour réaliser une manipulation douloureuse ou une chirurgie. En pratique, il est possible de débiter une anesthésie après l'immobilisation, soit avec un anesthésique volatil^{12,51}, soit avec un anesthésique injectable tel que la kétamine.

Spiegel recommande l'utilisation de diazépam en association avec la succinylcholine chez l'Alligator américain (diazépam 0,37 mg/kg IM 20 minutes avant la succinylcholine 0,24 mg/kg)^{27, 68}. Cette combinaison permettrait l'utilisation d'une plus faible dose de curare, diminuerait les contractures musculaires et enfin entraînerait une sédation qui réduit le stress engendré chez l'animal incapable de se déplacer.

5. Effets secondaires et inconvénients

Lors de surdosage avec la gallamine, on peut observer une bradycardie, une augmentation de la motricité digestive, une hypersalivation et une mydriase²⁷.

Les curares ne sont pas des anesthésiques car ils n'entraînent pas de perte de conscience ni d'analgésie. Les curares ne sont pas utilisables chez les serpents qui y sont peu sensibles¹⁵. De plus, comme chez tous les reptiles, il est possible d'observer des contractures parfois à l'origine d'une hyperkaliémie et d'une myoglobulinémie importante pouvant avoir un effet toxique respectivement sur le cœur et sur le rein³⁸.

Enfin, chez les chéloniens mâles, les curares peuvent entraîner un prolapsus du pénis, qui parfois s'avère irréversible, mais surtout, qui peut être à l'origine de lésions sévères du pénis³⁸.

6. Conclusion

Même si les curares sont cités très souvent au chapitre anesthésie dans la littérature, ils ne font pas partie de cette famille de médicaments. Leur utilisation doit se limiter à l'immobilisation d'animaux dangereux tels les crocodiliens ou de chéloniens de grande taille qui auraient besoin d'être déplacés.

Pour les chirurgies, ils peuvent éventuellement être utilisés pour immobiliser les crocodiliens de grande taille avant une anesthésie générale afin d'examiner l'animal et de pouvoir l'anesthésier (injection, intubation, etc.) sans danger pour le manipulateur.

IV. Les anesthésiques volatils

Leur grande fiabilité lors de l'anesthésie des carnivores domestiques a rendu l'utilisation des anesthésiques halogénés fréquente en pratique vétérinaire. Par conséquent, leur utilisation chez les reptiles apparaît grandissante.

A. Les anesthésiques volatils : avantages et inconvénients

Les anesthésiques volatils présentent un certain nombre d'avantages par rapport aux anesthésiques injectables et quelques inconvénients mineurs.

Les agents volatils permettent :

- Un contrôle précis de la profondeur d'anesthésie.
- De se passer du poids corporel précis de l'animal, ce qui évite une manipulation qui pourrait être dangereuse lorsque le patient est un reptile de grande taille, agressif ou lorsqu'il s'agit d'un animal venimeux.
- Une induction et un réveil rapides dans la plupart des cas.
- L'intubation endotrachéale est facile chez les reptiles, même vigiles.
- Si l'animal est intubé, cette méthode anesthésique rend aisée l'administration d'oxygène pur et la ventilation manuelle en cas de défaillance respiratoire.
- Une anesthésie associée à des dépressions cardiorespiratoires minimales par rapport aux anesthésiques injectables.
- Une induction non traumatique et non stressante pour les animaux puisque l'induction en cage ne nécessite pas de contention musclée si l'animal est réticent.

Cependant, les anesthésiques volatils présentent quelques désavantages mineurs.

- La myorelaxation et l'analgésie sont relativement modérées s'ils sont utilisés seuls.
- Ils sont relativement chers, surtout les plus récents (isoflurane, sévoflurane).

- Lors de l'induction, trois phases peuvent être discernées :
 - Une phase d'excitation, due à la crainte de l'animal lorsqu'il perçoit l'odeur des vapeurs inhalées.
 - Une phase de délire caractérisée par des mouvements cloniques et incoordonnés dus à l'anesthésique lui-même.
 - Une phase d'anesthésie pendant laquelle l'animal se calme et perd conscience. Sa tête tombe, sa mâchoire inférieure se relâche jusqu'à obtenir un stade profond d'anesthésie générale, dit stade chirurgical.

Lors de la phase d'excitation une contention bien réalisée est nécessaire si l'animal est induit au masque.

Enfin, la vie aquatique permet à certains reptiles de couper leur respiration pour plonger. Ainsi, les chéloniens et crocodyliens peuvent stopper leur ventilation lors de l'induction avec des anesthésiques volatils. D'autres reptiles non aquatiques, quelques squamates (comme l'iguane vert qui est capable de survivre en milieu dépourvu d'oxygène pendant plus de 4 heures) et nombre de tortues terrestres, en sont aussi capables. L'induction avec un gaz anesthésique peut alors se révéler impossible. Pour éviter les arrêts respiratoires volontaires lors de l'induction, il est conseillé d'augmenter la concentration en anesthésique par paliers¹⁹ et d'ajouter du protoxyde d'azote et/ou 5-10% de CO₂ au gaz porteur^{19, 65}. Le fait d'ajouter un peu de CO₂ entraîne une hyperventilation donc une induction plus rapide.

B. Les modes d'administration

1. Choix du circuit

Pour des reptiles pesant moins de 10 kg^{38, 52, 65} ou 5 kg^{6, 27} selon les auteurs, il est recommandé de ne pas utiliser un circuit réinhalatoire car l'espace mort et la résistance sont trop importants^{6, 19}.

On considère que le débit en oxygène nécessaire pour une bonne oxygénation du patient est 1 à 2 L/min lorsqu'un circuit non réinhalatoire est utilisé. Pour les reptiles de grande taille reliés à un circuit circulaire, un débit de 2 à 4 L/min d'oxygène sera utilisé pour l'induction. Ce débit sera diminué jusqu'à 1 ou 2 L/min pendant l'entretien de l'anesthésie^{6, 7, 19, 27, 38, 52, 65}.

Ces débits d'oxygène sont valables chez toutes les espèces de reptiles, y compris les crocodiliens²⁷.

2. La cage à induction

Elle peut être utilisée de deux manières.

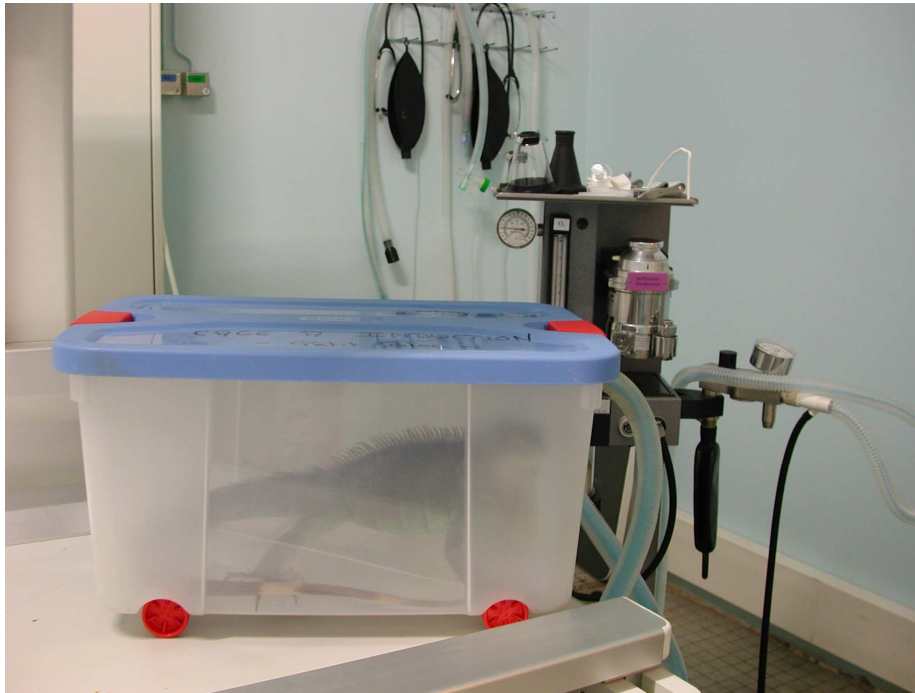
21. « Open-drop method »

On place un morceau d'ouate imbibé d'anesthésique dans la cage à induction, puis on y place l'animal^{6, 19}.

Cette méthode est décrite dans les publications les plus anciennes mais continue à être citée dans les ouvrages récents. Bennet⁶, par exemple, pense que cette technique d'induction est envisageable pour des interventions de courte durée. Cependant il est plus prudent d'éviter cette méthode. En effet, elle ne permet pas un contrôle de la quantité d'anesthésique placée dans la boîte. Même si l'on place un volume bien défini d'anesthésique sur le coton, son pourcentage de vaporisation dans la chambre à induction varie avec la température extérieure. De plus, les anesthésiques volatils sont plus denses que l'air, ils restent donc au fond de la cage à induction où ils sont très concentrés. L'animal a donc du mal à s'endormir tant qu'il a la tête levée, puis risque de s'intoxiquer quand l'anesthésie se fait ressentir et qu'il ne peut plus maintenir sa tête. Par ailleurs, elle sert juste à l'induction et nécessite donc un entretien avec un vaporisateur si l'on effectue une intervention longue.

22. Cage à induction reliée à un vaporisateur

La cage à induction est directement connectée sur le coaxial de l'appareil d'anesthésie volatile¹² (Photographie N° 20). Cette méthode permet un contrôle précis de la quantité d'anesthésique qu'on administre à l'animal.



Photographie N° 20 : Anesthésie d'un iguane vert en cage à induction.

Cette technique est utilisable pour tous les reptiles pourvu qu'ils puissent entrer dans la cage à induction. Il faut bien penser à prévoir des cages à induction de différentes tailles pour choisir une cage la plus petite possible afin de réduire l'espace mort et surtout afin de remplir rapidement la cage pour que l'induction soit rapide.

Bonath préconise l'anesthésie en cage à induction surtout pour les reptiles de petite et moyenne tailles¹².

Les reptiles de grande taille seront immobilisés avec des curares ou des anesthésiques injectables et intubés dès qu'une bonne myorelaxation est obtenue¹².

3. L'anesthésie au masque

(Photographies N° 21 et 22)

L'anesthésie au masque est utilisable chez les animaux coopératifs et de force limitée. En effet, lors des premières inspirations, l'odeur de l'anesthésique peut entraîner des réactions violentes de la part de l'animal. La contention doit alors être bien réalisée. Il est donc impossible d'anesthésier au masque des squamates et des crocodiliens de grande taille.



Photographie N° 21 et photographie N° 22 : Induction au masque chez un iguane vert et un boa constrictor.

La plupart des chéloniens étant capables de rétracter la tête dans leur carapace, l'induction au masque est parfois irréalisable. Il est plus sage d'utiliser la cage à induction, en se rappelant toutefois que les chéloniens sont souvent difficiles voire impossibles à induire avec un anesthésique volatil. Une induction avec un agent injectable est alors conseillée.

Les serpents venimeux devraient préférentiellement être induits en cage à induction. Il est cependant possible de réaliser leur contention dans un tube en plexiglas (Figure 4), de diamètre juste supérieur à celui du corps de l'animal. On place l'avant du corps dans le tube transparent et on empêche sa progression dans le tube d'une main. L'animal ne peut ni avancer, ni reculer, ni se retourner. Il est alors possible d'adapter un système pour brancher le coaxial sur l'extrémité du tube³⁸.

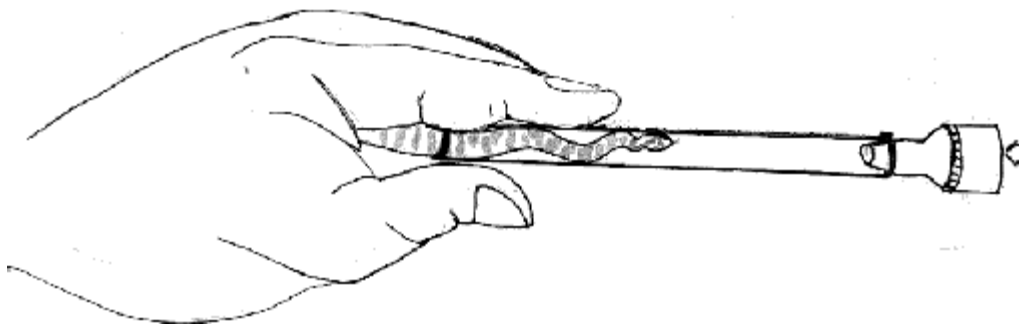


Figure 4 : Contention et anesthésie au masque des serpents venimeux.

Cette technique permet aussi de stimuler la partie postérieure du corps afin d'augmenter la fréquence respiratoire pour accélérer l'induction⁵⁷.

Pour les animaux de petite taille, on peut utiliser les corps de seringue en guise de masque à induction (Photographie N° 23).



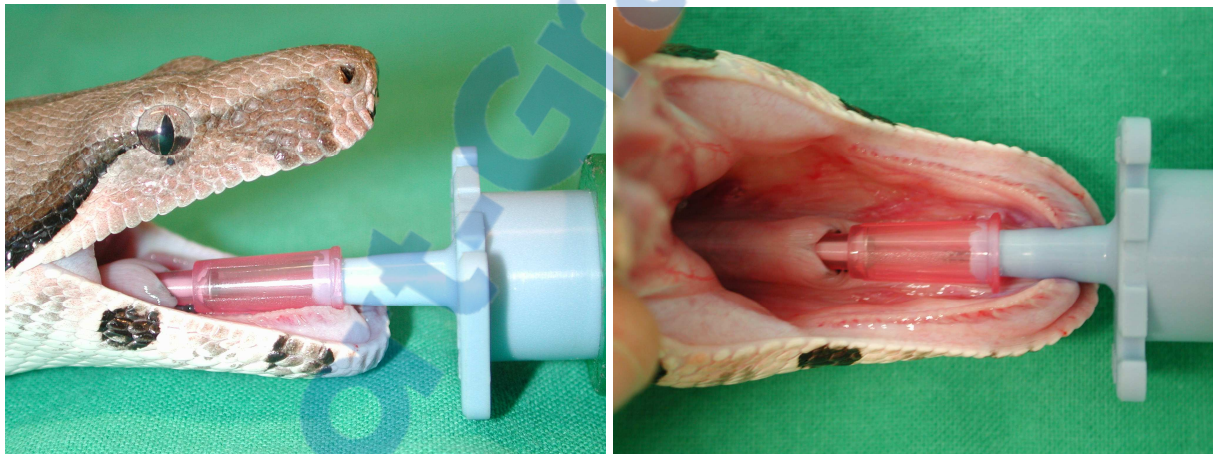
Photographie N° 23 : Masque de fortune utilisé chez une tortue (corps de seringue coupé).

4. L'intubation endotrachéale

41. Le matériel

L'intubation endotrachéale est indispensable lors d'une anesthésie, qu'elle soit fixe ou volatile. Elle permet de ventiler l'animal si nécessaire.

On utilise des sondes endotrachéales en PVC achetées dans le commerce. On peut trouver des sondes spécialement conçues pour les nouveaux animaux de compagnie à partir d'un diamètre de 2,5 mm. Si on devait endormir des reptiles de très petite taille, libre à l'imagination de chacun de trouver de quoi intuber les animaux. Une sonde urinaire pour chat coupée à la bonne longueur, un cathéter intraveineux (de diamètre adapté à la trachée de l'animal) peuvent faire office de sonde endotrachéale (Photographies N° 24 et 25).



Photographie N° 24 et photographie N° 25 : Intubation d'un boa constrictor avec un cathéter intraveineux.

42. Réalisation

L'intubation est facile à réaliser chez les reptiles.

Certains auteurs proposent même d'intuber les serpents, ainsi que les tortues et iguanes coopératifs, vigiles. Cependant pour éviter de créer des lésions dans les voies aériennes de l'animal et de le stresser, il est préférable de l'induire au masque, en cage, ou avec un anesthésique fixe. On peut aussi réaliser une simple sédation, créant ainsi un relâchement des mâchoires et limitant le stress causé à l'animal.

Il faut aussi penser à pulvériser un peu d'anesthésique local sur la glotte de l'animal, car certains anesthésiques (comme les anesthésiques dissociatifs) ne suppriment pas le réflexe

laryngé. Cette anesthésie locale permet aussi d'éviter un traumatisme de la muqueuse du pharynx et du larynx³⁸.

43. Particularités

Chez certains lézards et chez les chéloniens (Photographie N° 26), la langue très charnue peut gêner la réalisation de l'intubation. Il faut donc appuyer dessus afin de bien visualiser la glotte. Chez les crocodiliens, il existe un clapet membraneux pré-épiglottique à repousser pour visualiser le larynx.



Photographie N° 26 : Intubation endotrachéale d'un iguane vert.

Chez les chéloniens, il faut utiliser des sondes très courtes et ne pas les enfoncer trop loin, car la bifurcation des bronches est parfois très crâniale. On risquerait alors de réaliser une intubation sélective.

Une fois l'intubation réalisée, si l'on utilise une sonde à ballonnet, il faut vérifier que ce dernier ne soit pas trop gonflé. Il pourrait alors infliger des lésions sévères à la muqueuse trachéale (très fragile) des chéloniens et crocodiliens qui ont des anneaux trachéaux complets.

C. L'halothane

L'halothane est l'anesthésique halogéné le plus ancien encore utilisé. Il a été utilisé avec succès pour l'anesthésie générale des reptiles et reste conseillé par de nombreux auteurs^{12,19,32}.

1. Dose

Les articles les plus anciens font référence à la méthode « open-drop »³² ; cependant, cette méthode n'est actuellement plus recommandable (Cf. IV. B.)

L'halothane a été utilisé dans presque toutes les classes de reptiles^{12, 19, 32}, y compris les chéloniens (exemple : tortue géante *Geochelone gigantea*²³ ou tortue marine *lepidochelys kempei*³⁶).

Sa concentration alvéolaire minimum apparaît légèrement plus élevée chez les reptiles que chez les mammifères. Lors de l'utilisation d'un vaporisateur, la concentration en halogéné conseillée est 2,5 à 5 % pendant 20 à 30 min pour l'induction, puis 1,5 à 2,5% d'anesthésique pour l'entretien de l'anesthésie⁶.

Pour les espèces venimeuses qui possèdent une certaine résistance, il est recommandé d'utiliser un pourcentage d'halogéné plus élevé et de s'attendre à un temps d'induction plus long. Les raisons de cette moindre sensibilité restent toujours inconnues^{15, 19}.

2. Métabolisme et élimination

L'halothane est un anesthésique volatil relativement liposoluble. Il s'accumule dans les tissus adipeux, ainsi les temps d'induction et de récupération s'avèrent plus longs que ceux observés avec les autres anesthésiques halogénés.

Chez les mammifères, l'élimination se fait en partie par le foie (12 à 20%), le reste de l'anesthésique est exhalé par les poumons. De telles informations ne sont pas disponibles chez les reptiles à l'heure actuelle.

En moyenne, l'induction prend 5 à 33 min et la durée d'anesthésie après une simple exposition est de 5 à 20 minutes⁶.

Après l'arrêt de l'administration, on assiste à une récupération rapide, sans excitation, et sans rechute³².

3. Effets secondaires et inconvénients

Lors de l'induction, les apnées sont fréquentes ; il est donc recommandé d'administrer d'abord le gaz vecteur (oxygène) à l'animal puis d'augmenter progressivement le pourcentage d'halogéné^{12, 32}.

De plus, une légère dépression cardio-respiratoire transitoire en début d'anesthésie a été constatée¹². On observe aussi une congestion passagère de la muqueuse buccale³².

4. Conclusion

L'halothane peut donc être utilisé en toute sécurité chez les reptiles¹², même si l'induction et le réveil sont plus longs comparés aux autres anesthésiques volatils^{7, 65}.

D. L'isoflurane

L'isoflurane est décrit comme l'anesthésique de choix pour les reptiles.

1. Dose

Divers auteurs ont publié leurs données personnelles obtenues sur différents reptiles. Ces informations sont résumées dans le tableau 6.

Tableau 6 : Anesthésie à l'isoflurane chez les reptiles. Pourcentage de gaz anesthésiant et débit d'oxygène.

		INDUCTION		ENTRETIEN		Références
		Pourcentage d'halogéné	Débit d'oxygène	Pourcentage d'halogéné	Débit d'oxygène	
chéloniens	Tortues terrestres	5%	2-3 L/min	2-3%	1-2 L/min	40
	Tortues aquatiques	Impossible à induire même après 30 min à 5%				40
serpents		5%	1 L/min	1,5%	1 L/min	40
lézards	Iguanes	4-5 %	3 L/min	1-2,5%	3 L/min	26
	caméléons			2%	1 L/min	40
	<i>Varanus salvator</i>	2-4%	4 L/min	1-2,5%	3 L/min	26

Pour simplifier, on peut dire qu'en général l'induction se fait entre 3 et 5 % d'halogénés avec un débit d'oxygène de 1-3 L/min. L'entretien se fait entre 1,5 et 4 % d'halogéné, en fonction des paramètres de surveillance de la profondeur d'anesthésie^{6, 65}.

L'induction dure quelques minutes (1 à 10) en général et la récupération totale survient 5 à 30 minutes après l'arrêt de l'anesthésie^{6, 26, 40, 65}.

2. Métabolisme et élimination

La solubilité de l'isoflurane dans le sang est plus faible que celle de l'halothane.

Sa métabolisation dans l'organisme est très faible (0,3% chez les mammifères)⁴⁰, il est presque entièrement éliminé par voie respiratoire. Ces deux caractéristiques font que l'induction, le réveil et la récupération totale des animaux sont beaucoup plus rapides qu'avec l'halothane. Il apparaît donc comme recommandable chez les reptiles débilités⁶⁵ ou ayant une affection hépatique ou rénale.

3. Effets secondaires et inconvénients

Chez les reptiles, l'isoflurane semble moins dépresseur cardiovasculaire que l'halothane^{40,65}.

4. Conclusion

L'isoflurane est à l'heure actuelle l'anesthésique de choix pour les reptiles. Il permet une induction et un réveil rapides et une anesthésie relativement sûre. Même si son coût est relativement élevé par rapport à celui de l'halothane, il reste abordable et peut donc être recommandé en pratique vétérinaire libérale.

E. Le sévoflurane

Pour certains auteurs, le sévoflurane est un anesthésique d'avenir qui risque de supplanter l'isoflurane. En effet, l'induction et le réveil sont plus rapides qu'avec l'isoflurane.

Il existe très peu de publications sur son utilisation chez les reptiles.

Il a été utilisé chez une espèce de tortue terrestre *Gopherus agassizii*⁶⁰. Tous les individus pesaient moins de 5 kg. Après l'intubation des animaux vigiles on a administré 3-7% de sévoflurane avec un débit de gaz vecteur de 1 L/min via un circuit non réinhalatoire de Bain. La durée d'induction dans cette espèce a été de 3 minutes en moyenne et la récupération (après une durée d'anesthésie moyenne de 105 minutes) de 30 minutes environ.

L'anesthésie au sévoflurane induit une légère hypotension mais le rythme cardiaque n'est pas significativement modifié, et les valeurs de la natrémie, la kaliémie et la calcémie ne sont pas modifiées par l'anesthésie⁶⁰.

Le sévoflurane est encore peu évalué chez les reptiles, mais son utilisation semble prometteuse. Sa solubilité dans le sang étant encore plus faible que celle de l'isoflurane les

vitesse d'induction et de réveil sont plus grandes. Cependant, cette grande vitesse de réveil et d'induction demande une surveillance accrue de la profondeur d'anesthésie. Les risques d'intoxication rapide ou de réveil en cours d'anesthésie ne doivent pas être négligés.

De plus, son coût de revient très élevé promet encore de beaux jours à l'utilisation de l'halothane et de l'isoflurane en médecine vétérinaire.

F. Le protoxyde d'azote

Le protoxyde d'azote n'est jamais utilisé seul. Il est additionné aux autres anesthésiques volatils pour faciliter l'induction et éviter les apnées⁵⁰.

Il permet en outre une meilleure myorelaxation⁵⁰ et un renforcement de l'analgésie.

Il est conseillé de toujours incorporer plus de 25 % d'oxygène au mélange porteur⁵².

Après avoir examiné et induit le reptile à anesthésier, commence alors une phase importante : la surveillance de l'anesthésie et du réveil de l'animal.

Partie 3 : Surveillance de l'anesthésie chez les reptiles

Après avoir induit l'animal, débute une phase de surveillance de la profondeur d'anesthésie permettant au clinicien de réagir rapidement, face à un réveil prématuré de l'animal ou à un surdosage de l'anesthésique. Puis s'amorce une phase de réveil dont le bon déroulement conditionne une rémission rapide de l'animal.

I. Profondeur de l'anesthésie générale

Il est important de savoir apprécier la profondeur de l'anesthésie. Cela permet au clinicien d'augmenter la dose d'anesthésique ou son rythme d'administration si l'anesthésie n'a pas atteint le stade désiré ou en cas d'intoxication par l'agent anesthésique.

Il existe différents types de paramètres qui peuvent aider le clinicien à définir la profondeur d'anesthésie.

A. Les paramètres respiratoires et cardiovasculaires

Au cours de l'anesthésie, il importe de surveiller les fréquences cardiaque et respiratoire de l'animal. Une augmentation de ces fréquences signe généralement un phénomène douloureux, ou tout simplement le réveil de l'animal. Il faut alors approfondir l'anesthésie. Au contraire une chute des fréquences signifie que l'anesthésie est trop profonde et que l'animal est en train de s'intoxiquer.

La surveillance des paramètres cardiorespiratoires lors de l'anesthésie s'avère difficile, car le métabolisme est très lent et les bruits cardiaques et mouvements respiratoires sont souvent difficiles à entendre ou à voir. Généralement, il est conseillé de recourir à une surveillance instrumentale. De plus, chez les plus petites espèces, l'auscultation est impossible. (Cf. II.)

Chez les reptiles, faire des relevés de pression artérielle non invasive lors de l'anesthésie s'avère impossible. Il apparaît en effet difficile de trouver une artère où poser le cristal piézo-

électrique du doppler et un brassard. En outre, pour la plupart des reptiles, il n'existe pas de brassard de taille adaptée à l'espèce.

B. La myorelaxation

La myorelaxation est un des buts de l'anesthésie chirurgicale. Il existe différents moyens de juger de celle-ci.

- Chez les chéloniens, lorsque l'animal est anesthésié, la myorelaxation permet de manipuler la tête qui n'est plus rétractée dans la carapace.
- Le tonus de la mâchoire est aussi un bon indicateur de myorelaxation.

Lors de l'induction de l'anesthésie, la myorelaxation progresse de la tête vers la partie postérieure du corps. Lors du réveil, les fonctions motrices réapparaissent dans le sens inverse⁶.

Chez les ophidiens, il est difficile d'obtenir une myorelaxation complète¹².

C. Evaluation de la profondeur de l'anesthésie par les réflexes

Les réflexes utilisables pour le contrôle de l'anesthésie sont nombreux mais ne sont pas tous fiables pour toutes les classes de reptiles.

- Le réflexe laryngé : si l'on intube l'animal après induction, le réflexe laryngé doit avoir disparu. Il ne faut cependant pas oublier qu'avec les anesthésiques dissociatifs, la myorelaxation est mauvaise et le réflexe laryngé persiste.
- Le réflexe de retournement : (Photographies N° 27 et 28) lorsqu'on met un reptile sur le dos, il essaye immédiatement de se retourner. L'évaluation de ce réflexe est pertinente chez tous les reptiles. Il disparaît très précocement lorsque l'animal atteint un stade léger d'anesthésie. Cependant, c'est un excellent marqueur du réveil.



Photographie N° 27 et photographie N° 28 : Absence de réflexe de retournement chez un boa et un iguane anesthésiés.

- Le réflexe de retrait de la tête : valable uniquement chez les chéloniens. Lors de leur manipulation, ces derniers rentrent la tête en partie ou complètement dans la carapace. Ce réflexe disparaît dès les premiers stades de l'anesthésie générale.
- Le réflexe lingual : lorsqu'on tire sur la langue d'un serpent anesthésié, celle-ci reprend sa place à l'intérieur de la cavité buccale. Si elle reste extériorisée et ne reprend pas sa place, l'animal est maintenu à un stade d'anesthésie trop profond^{6, 7} (Figure 5). Ce réflexe est aussi utilisable chez certains lézards, notamment les lézards carnivores.

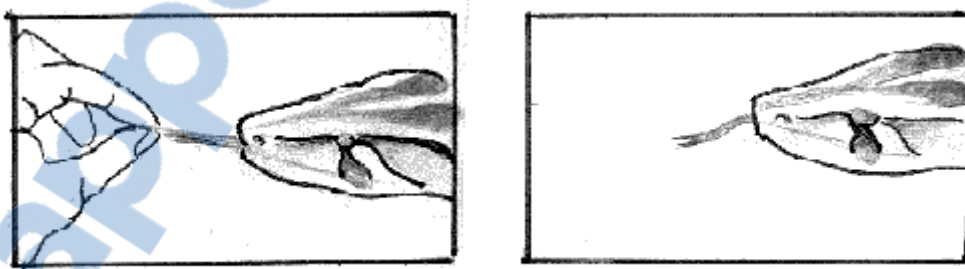


Figure 5 : La disparition du réflexe lingual chez un serpent signe une anesthésie trop profonde.

- L'élévation des côtes : lorsqu'on parcourt la face ventrale d'un reptile avec le doigt, cela entraîne un mouvement d'élévation des côtes. Ce phénomène disparaît lors de l'anesthésie. L'absence de ce réflexe ne signe pas une profondeur d'anesthésie suffisante car il disparaît très précocement ; cependant son retour signe un réveil imminent.

- Le réflexe de pincement de la queue et des membres : lorsqu'on pince un membre, un doigt ou la queue de l'animal, il le retire violemment. Ce réflexe persiste assez tard au cours de l'anesthésie. Ce réflexe est absent lors d'un stade d'anesthésie chirurgicale. On peut effectuer ces manœuvres chez tous les reptiles qui sont pourvus d'une queue ou de membres. Chez les crocodiliens, le réflexe de retrait des membres postérieurs peut persister lors de l'anesthésie, même au stade chirurgical²⁷.

- Le réflexe cloacal : on pince légèrement le cloaque de l'animal et celui-ci réagit en agitant la queue. La disparition assez tardive de ce réflexe signe une bonne profondeur d'anesthésie et d'analgésie. Ce réflexe persiste même au stade chirurgical chez les crocodiliens²⁷. Chez ces espèces, sa disparition signe un surdosage de l'anesthésique.

Tableau 7 : Les différents réflexes utilisables pour la surveillance de l'anesthésie chez les différentes classes de reptiles.

+ = réflexe pertinent dans cette classe de reptiles
+/- = réflexe peu fiable chez ces espèces

	Ophidiens	Sauriens	Chéloniens	Crocodiliens
Réflexe de retournement	+	+	+	
Réflexe de retrait de la tête			+	
Réflexe lingual	+	Uniquement certains lézards carnivores		
Élévation des côtes	+	+		
Réflexe de pincement des membres		+	+	
Réflexe cloacal	+	+	+	+
Réflexe de pincement de la queue	+/-	+	+/-	+/-
Réflexe palpébral	Les ophidiens n'ont pas de paupières	Pas présent chez tous les lézards	+/-	+/-
Réflexe cornéen			+/-	+/-

- Les réflexes cornéens et palpébraux : ces deux réflexes doivent persister tout au long de l'anesthésie. Leur disparition signe une intoxication. Ils ne sont pas utilisables chez tous les reptiles. Tout d'abord, les ophidiens n'ont pas de paupières, de plus certaines espèces de reptiles, notamment certains lézards (Iguanes, téjus, etc), ferment les yeux lors de l'anesthésie²⁵. Enfin, même chez les reptiles possédant des paupières et ne fermant pas les yeux pendant l'anesthésie, ces réflexes ne sont pas très reproductibles.

- Le diamètre pupillaire : les réflexes photomoteurs doivent rester présents lors de l'anesthésie. Une dilatation importante des pupilles signe une intoxication⁷.

Tableau 8 : Comment juger de la profondeur d'anesthésie chez les reptiles ?¹²

La présence ou l'absence des différents réflexes permettent de juger de la profondeur de l'anesthésie générale. Ces réflexes ne sont pas valables dans toutes les espèces de reptiles (cf. tableau 7).

Profondeur de l'anesthésie / Réflexes	trop légère	stade chirurgical	trop profonde
Fréquence respiratoire	↑	=	↓
Fréquence cardiaque	↑	=	↓
Réflexe de retournement	présent	absent	absent
Réflexe de retrait de la tête	présent	absent	absent
Réflexe lingual	présent	présent mais plus lent	absent
Elévation des côtes	présent	absent	absent
Réflexe de pincement des membres	présent	absent	absent
Réflexe cloacal	présent	absent (reste présent chez les crocodiliens)	absent
Réflexe de pincement de la queue	présent	absent	absent
Réflexe palpébral	présent	présent	absent
Réflexe cornéen	présent	présent mais plus lent	absent
Diamètre pupillaire	mydriase	myosis plus ou moins serré	mydriase peu réactive

II. La surveillance cardiovasculaire et respiratoire

A. Surveillance de la fonction respiratoire

Le monitoring de la fonction respiratoire est quasiment impossible chez les reptiles. Chez les serpents anesthésiés, les mouvements respiratoires sont imperceptibles du fait de l'absence de cage thoracique^{15, 65}. Chez les lézards, des mouvements thoraciques sont assez fréquemment visibles, ainsi que chez les crocodiliens. Chez les chéloniens, des mouvements du creux inguinal juste devant les membres pelviens peuvent parfois être perceptibles^{15, 65}.

La surveillance respiratoire semble donc illusoire chez les reptiles sauf chez les crocodiliens et lézards de grande taille.

B. La surveillance cardiaque

1. Le stéthoscope

L'auscultation externe au stéthoscope est illusoire pour la plupart des reptiles^{7, 38, 65}. Souvent, les bruits cardiaques sont très faibles. Chez les espèces les plus petites la cupule du stéthoscope est souvent plus large que le corps de l'animal.

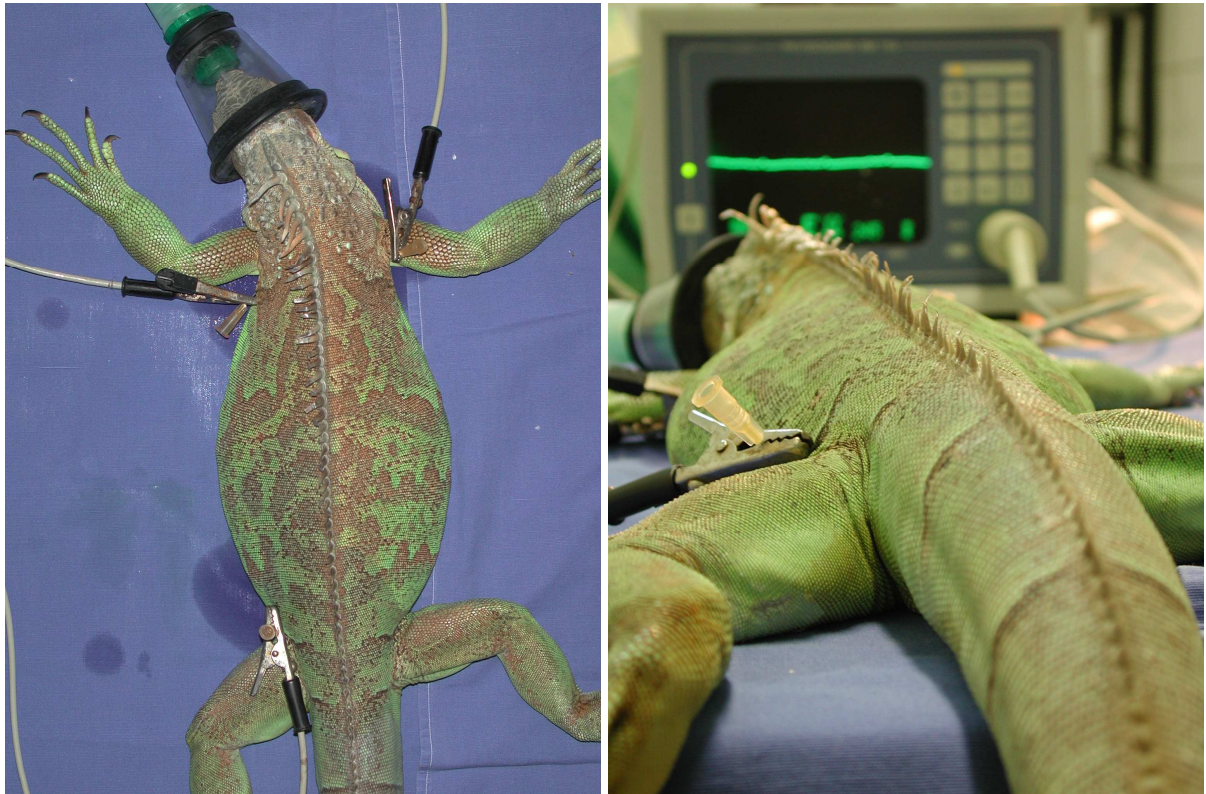
Il est par contre conseillé d'utiliser un stéthoscope œsophagien chez les reptiles de moyenne et grande tailles.

Chez les ophidiens, la fréquence cardiaque peut être prise par palpation de l'apex du cœur puisqu'ils n'ont pas de sternum.

2. L'ECG

L'ECG est utilisable chez les reptiles. Son interprétation reste difficile, mais il donne au moins une idée du rythme et de la fréquence cardiaque au cours de l'anesthésie générale.

Chez les chéloniens et les lézards, les électrodes sont disposées comme chez les carnivores domestiques⁵⁴ (Photographies N°29 et 30).



Photographie N° 29 et photographie N° 30 : Positionnement des électrodes de l'ECG chez un iguane vert.

Sur les animaux de trop petite taille, on ne peut pas obtenir de tracé car les électrodes sont trop proches.

Chez les lézards les électrodes peuvent être placées en région cervicale, juste en avant de la ceinture scapulaire⁵⁴.

Chez les serpents, les électrodes peuvent être placées crânialement et caudalement au cœur, à une distance de deux fois la longueur de ce dernier⁵⁴. On peut aussi positionner une électrode au niveau du cou et l'autre au niveau du cloaque⁵². La masse est placée sur la queue.

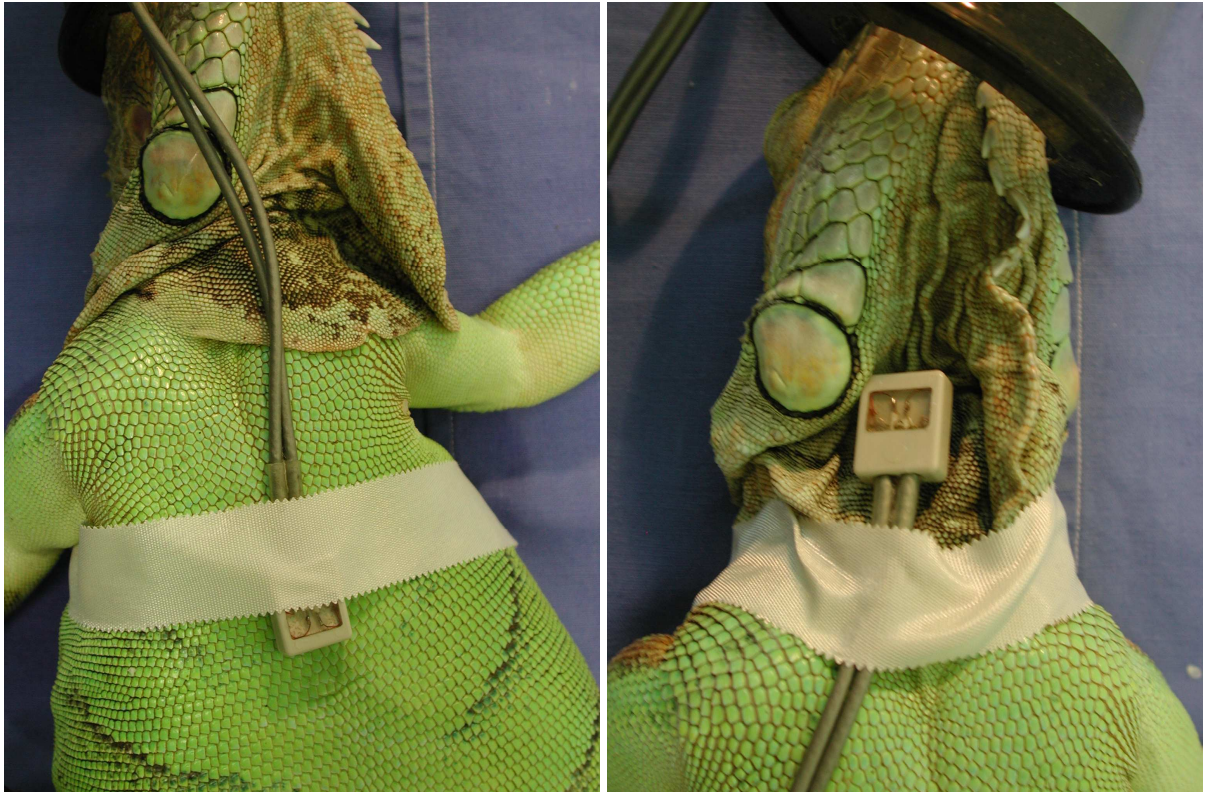
Chez les crocodyliens, les électrodes sont placées comme chez les mammifères. Le cuir est très épais et recouvert d'écailles très dures. Il faut alors fixer les électrodes sur des aiguilles plantées entre les écailles^{27, 52}. Il est bien sûr nécessaire de réaliser une asepsie avant de réaliser cette manœuvre.

3. Utilisation du doppler

(Photographies N° 31 et 32)

Le doppler n'est pas utilisé pour mesurer la pression artérielle, mais pour connaître le rythme cardiaque. On positionne le cristal en regard du cœur, de l'artère carotide ou de

l'artère fémorale. Ceci permet de réaliser une surveillance auditive du rythme cardiaque de l'animal^{38,65}.



Photographie N° 31 et photographie N° 32 : Monitoring cardiaque chez un iguane vert. Positionnement du cristal piézo-électrique du DOPPLER en regard du cœur ou de l'artère carotide.

C. L'oxymétrie de pouls

Les pinces linguales utilisées en médecine vétérinaire peuvent convenir pour les animaux de taille respectable, mais les sondes cloacales et oesophagiennes semblent plus adaptées et plus faciles à placer^{6,38}.

Les valeurs usuelles de saturation en oxygène du sang des reptiles sont inconnues. Il ne faut pas attendre des valeurs proches de celle des carnivores domestiques. En effet, le cœur à trois chambres des reptiles, autorise un mélange partiel des sangs carbonaté et oxygéné dans le ventricule unique.

D. La capnographie

La capnographie n'est pas utilisée chez les reptiles. Peu-être parce que les chambres de lecture utilisées à l'heure actuelle ne sont pas adaptées pour des animaux ayant un

métabolisme aussi faible que celui des reptiles. De plus l'existence d'un seul ventricule chez les reptiles rend la capnographie peu fiable³⁸.

III. Réanimation et soins post-anesthésiques

A. Réanimation en cas d'accident anesthésique.

1. Massage cardiaque

Lors d'arrêt cardiaque, une compression intermittente en regard du cœur peut suffire à oxygéner les tissus.

2. La ventilation assistée

Lors d'apnée ou de bradypnée importante, il suffit de couper l'anesthésique et de ventiler l'animal. Si l'animal est anesthésié avec un anesthésique injectable, il faut le ventiler jusqu'au retour d'une ventilation spontanée.

Si une ventilation manuelle est nécessaire, il faut réaliser 2 à 4 mouvements respiratoires par minute^{6, 7, 19, 27, 38, 52, 65}.

Il a été décrit des récupérations après plusieurs heures d'apnée et d'arrêt cardiaque chez les reptiles. Cette observation repose sur la faculté physiologique des reptiles de passer d'un métabolisme aérobie à une anaérobiose⁷.

3. Les analeptiques respiratoires

Si l'animal n'a pas pu être intubé, on peut utiliser un analeptique respiratoire. Le doxapram entre 2 et 5 mg/kg peut être injecté par voie IV^{7, 27, 52, 65, 71}. Quelques gouttes peuvent être instillées directement dans la bouche²⁵.

B. Les soins post-anesthésiques

Le réveil est relativement long chez les reptiles, du fait de leur métabolisme plutôt lent. Le réveil complet peut parfois prendre plusieurs jours lors d'injections d'anesthésique fixe en IM ou en SC.

Il ne faut pas extuber les animaux avant que le réveil soit complet.

1. Fluidothérapie

Il faut poursuivre la fluidothérapie jusqu'à récupération complète de l'animal. Ceci permet d'éviter d'exacerber une goutte viscérale latente^{19,50}.

(Cf. partie 2 II. D)

2. Analgésie

En post-opératoire, il importe de prolonger le protocole analgésique mis en œuvre lors de manipulations douloureuses ou d'en mettre un en place, si cela n'a pas encore été fait⁵².

3. Lieu du réveil

Le réveil doit se faire au calme et dans un endroit sombre. Les reptiles sont très sensibles au stress⁵².

4. Température



Photographie N° 33 : Phase de réveil en enceinte chauffée suite à l'anesthésie d'un iguane vert.

Il faut penser à réchauffer les animaux après l'anesthésie, mais aussi pendant l'anesthésie si cela est possible.

Pendant la période de réveil, il est conseillé de maintenir les animaux dans une enceinte où la température est comprise dans l'intervalle de température optimal pour l'espèce concernée^{6, 19, 52, 65}. Lors du réveil, l'augmentation de température permet une élimination plus rapide de l'anesthésique. Mais attention, l'augmentation trop importante de la température entraîne une augmentation du métabolisme, donc une surconsommation d'oxygène et des risques d'hypoxie^{6, 52, 65}.

Conclusion

Ce travail a appréhendé les différentes étapes de l'anesthésie générale des reptiles. Il dénote néanmoins le manque de données sur la pharmacocinétique et la pharmacodynamique des anesthésiques chez les reptiles.

Il apparaît difficile de définir un schéma anesthésique fiable pour tous les reptiles. L'annexe II propose quelques protocoles anesthésiques.

L'anesthésie volatile avec l'isoflurane semble, pour l'heure, la technique anesthésique la plus sûre et la plus efficace pour l'induction et l'entretien de l'anesthésie générale de nombreux reptiles.

Pour les chéloniens et reptiles aquatiques capables d'apnée prolongée, l'utilisation des agents dissociatifs semble fiable et sans effet secondaire notable. Après induction et intubation endotrachéale, le relais sera pris par un agent volatil.

Chez les reptiles comme chez les autres espèces, la bonne conduite de l'anesthésie est conditionnée par les capacités d'observation et d'adaptation de l'anesthésiste.

Des appareils de mesure des paramètres biochimiques et hématologiques des reptiles sont à l'étude pour aider les cliniciens ; mais le manque de données, notamment en thérapeutique, reste un facteur limitant en médecine des reptiles. De nombreux travaux expérimentaux sont envisageables dans ce domaine.

Annexe I : Les anesthésiques injectables chez les reptiles.

		ophidiens	sauriens	chéloniens	crocodiliens
Barbituriques	PENTOBARBITAL	10-30 mg /kg ICe IM ^{6,16,25,45,46}			8-15 mg/kg ICe IM ²⁷
	THIOPENTAL	15-30 mg/kg ICe ^{6,25,28,46}			
	METHOHEXITAL	5-20 mg/kg SC ⁶			
Anesthésiques dissociatifs	KETAMINE	50-90 mg/kg IM ^{31, 65}			40-100 mg/kg IM ^{27, 70}
	TILETAMINE/ZOLAZEPAM	3-5 mg /kg IM ³⁸	4-6 mg/kg IM IV IO ³⁸		30 mg/kg IM ⁶⁵
	KETAMINE/MIDAZOLAM			40-60 mg/kg IM ¹¹	
	XYLAZINE /KETAMINE	0,1-1,25 mg/kg 30 min avant 25-50 mg/kg IM IV ^{25, 50}			1-2 mg/kg IM puis 20 mg/kg IM ²⁷
	MEDETOMIDINE /KETAMINE	100 µg/kg+50 mg/kg IM ⁵²	150µg/kg+10-15 mg/kg IM IV IO ⁸	40-300µg/kg+5-15 mg/kg en fonction des espèces ⁸	
PROPOFOL	10 mg/kg IV ⁵²	13 mg/kg IV ⁵² 5-10 mg/kg IO ⁸	5-15 mg/kg IV ^{52,65}	3-5 mg/kg IV ²⁷	
	ALPHADALONE/ALPHADOXONE	6-9 mg/kg IV ^{20, 34, 50, 52} 9-15 mg/kg IM ^{49, 50}			
Curares	SUCCINYLCHOLINE		0,75-1 mg/kg IM ⁷	0.5-1.5 mg/kg IM, IV ^{7,37}	0.5-5 mg/kg IM ^{27, 51}
	GALLAMINE				0,4-1,25 mg/kg IM ^{27,28,51}
	BESYLATE D ATRACURIUM				15 g/kg IM ^{21,27}

Annexe II : Quelques protocoles anesthésiques

SQUAMATES :

- 1- Induction en chambre a induction isoflurane 5 % puis intubation et entretien 1,5 à 3% en fonction des paramètre de surveillance de l'anesthésie avec un débit d'O₂ de 1 L/min.
- 2- Induction avec 3-5 mg/kg de propofol IV IO puis entretien à la dose de 0,5 mg/kg/min ou avec de l'isoflurane.
- 3- Tilétamine/zolazépam 3-5 mg/kg IM IV en induction puis entretien avec un anesthésique volatil (isoflurane).

CHELONIENS :

- 1- 1-Induction ketamine 55 à 88 mg :kg ou mélange xylazine / ketamine 0,1-1,25 mg /kg+25-50 mg/kg IV puis intubation et entretien avec de l'isoflurane 1-2% avec un débit d'O₂ de 1 à 2 L/min
- 2- Propofol administré entre 3-5 mg/kg IV puis entretien à 1 mg/kg

CROCODILIENS :

Immobilisation avec l'association tilétamine/zolazépam 4-8 mg/kg en IM ou 0,25 mg/kg de diazépam IM suivi après 20 à 30 min de 0,4 mg/kg de succinylcholine en IM. Puis l'animal est intubé et l'anesthésie entretenue avec de l'isoflurane à la dose de 2 à 3 % avec un débit d'O₂ de 1 à 2 L/min.

Table des illustrations

Figures :

Figure 1 : Anatomie des voies aériennes supérieures des crocodiliens. (D'après LANE)⁴⁸	18
Figure 2 : Anatomie d'un boïdé. (D'après FUNCK)²⁹	20
Figure 3 : Les poumons des reptiles (D'après PERRY)⁵⁸	21
Figure 4 : Contention et anesthésie au masque des serpents venimeux.	66
Figure 5 : La disparition du réflexe lingual chez un serpent signe une anesthésie trop profonde.	77

Tableaux :

Tableau 1 : Doses et voies d'administration des barbituriques chez les reptiles.....	44
Tableau 2 : Dose de l'association tilétamine/zolazépam (Telazol) chez différentes espèces de reptiles.	50
Tableau 3: Posologie du propofol proposée par différents auteurs dans les différentes classes de reptiles	52
Tableau 4 : Dose de l'étorphine chez quelques espèces de reptiles.....	54
Tableau 5 : Les curares chez les reptiles	58
Tableau 6 : Anesthésie à l'isoflurane chez les reptiles. Pourcentage de gaz anesthésiant et débit d'oxygène.....	71
Tableau 7 : Les différents réflexes utilisables pour la surveillance de l'anesthésie chez les différentes classes de reptiles.....	78
Tableau 8 : Comment juger de la profondeur d'anesthésie chez les reptiles ?¹²	79

Photographies :

Photographie N° 1 : Glotte d'un python réticulé maintenu gueule ouverte.	17
Photographie N° 2 : Glotte d'un iguane vert <i>Iguana iguana</i>.....	17
Photographie N° 3 : Bifurcation bronchique située quelques mm caudalement à la glotte chez une tortue grecque.	19
Photographie N° 4 et photographie N° 5 : Injection intramusculaire chez un serpent. ..	25
Photographie N° 6 : Injection intramusculaire dans les muscles glutéaux chez un iguane vert.	26
Photographie N° 7 : Injection intramusculaire dans le triceps brachial chez un iguane vert.	26
Photographie N° 8 : Injection intramusculaire dans les muscles caudaux chez <i>Iguana iguana</i>.	26
Photographie N° 9 et photographie N° 10 : Dissection cutanée sur la ligne blanche.....	28
Photographie N° 11 : Injection dans la veine coccygienne ventrale chez un python réticulé.	28
Photographie N° 12 : Injection dans la veine coccygienne ventrale chez un iguane vert.	29
Photographie N° 13 : Ponction du sinus veineux caudal dorsal chez une tortue grecque (<i>Testudo graeca</i>).	30

Photographie N° 14 : Cathéter intra-osseux mis en place dans le tibia chez un iguane vert.	31
Photographie N° 15 : Vérification radiographique du bon positionnement d'un cathéter intra-osseux.	32
Photographie N° 16 : Injection intracœlomique dans le pli inguinal chez une tortue grecque (<i>Testudo graeca</i>).	33
Photographie N° 17 : Injection intracœlomique en zone abdominale paramédiane chez un iguane vert.	33
Photographie N° 18 : Perfusion intraveineuse via la veine abdominale ventrale chez un iguane vert.	39
Photographie N° 19 : Perfusion d'un iguane vert par voie intra-osseuse.	39
Photographie N° 20 : Anesthésie d'un iguane vert en cage à induction.	64
Photographie N° 21 et photographie N° 22 : Induction au masque chez un iguane vert et un boa constrictor.	65
Photographie N° 23 : Masque de fortune utilisé chez une tortue (corps de seringue coupé).	66
Photographie N° 24 et photographie N° 25 : Intubation d'un boa constrictor avec un cathéter intraveineux.	67
Photographie N° 26 : Intubation endotrachéale d'un iguane vert.	68
Photographie N° 27 et photographie N° 28 : Absence de réflexe de retournement chez un boa et un iguane anesthésiés.	77
Photographie N° 29 et photographie N° 30 : Positionnement des électrodes de l'ECG chez un iguane vert.	81
Photographie N° 31 et photographie N° 32 : Monitoring cardiaque chez un iguane vert. Positionnement du cristal piézo-électrique du DOPPLER en regard du cœur ou de l'artère carotide.	82
Photographie N° 33 : Phase de réveil en enceinte chauffée suite à l'anesthésie d'un iguane vert.	85

Bibliographie

1. ARENA, P.C., RICHARDSON, K.C., CULLEN, L.K.
Anaesthesia in two species of large Australian skink.
Vet. Rec., 1988, **123**, 155-158.
2. BARTEN, S.L.
The medical care of iguanas and other common pet lizards.
Vet. Clin. North America – Small Anim. Pract., 1993, **23(6)**, 12 -1241.
3. BARTEN, S.L.
Lizards.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 47-61.
4. BAYER informations laboratoire.
ROMPUN. Le fruit de l'expérience.
Puteaux. BAYER Pharma. Division santé animale. 24 p.
5. BECK, K., LOOMIS, M., LEWBART, G., SPELMAN, L., PAPICH, M.
Preliminary comparison of plasma concentrations of gentamicin injected into the cranial and caudal limb musculature of the eastern box turtle (*Terrapene Carolina Carolina*).
J. Zoo Wildl. Med., 1995, **26(2)**, 265-268.
6. BENNET, A.R.
A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles.
J. Zoo Wildl. Med., 1991, **22(3)**, 282-303.
7. BENNET, A.R.
Anesthesia.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 241-247.
8. BENNET, A.R., SCHUMACHER, J., HEDJAZI-HARING, K., NEWWELL, S.M.
Cardiopulmonary and anesthetic effects of propofol administered intraosseously to green iguanas.
J.A.V.M.A., 1998, **212(1)**, 93-98.
9. BENSON, K.G., FORREST, L.
Characterization of the renal portal system of the common green iguana (*Iguana iguana*) by digital subtraction imaging.
J. Zoo Wildl. Med., 1999, **30(2)**, 235-241.
10. BETZ, T.W.
Surgical anesthesia in reptiles, with special reference to the water snake, *Natrix rhombifera*.

- Copeia*, 1962, **2**, 284-287.
11. BIENZLE, D., BOYD, C.J.
Sedative effects of ketamine and midazolam in snapping turtles (*Chelydra serpentina*).
J. Zoo Wildl. Med., 1992, **23(2)**, 201-204.
 12. BONATH, K.
Halothane inhalation anesthesia in reptiles and its clinical control.
Int. Zoo Yearb., 1979, **19**, 112-125.
 13. BOYER, T.H., BOYER, D.M.
Turtles, tortoises, and terrapins.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 61-78.
 14. BRANSON, K.R., GROOS, M.E.
Propofol in veterinary medicine.
J.A.V.M.A., 1994, **204(12)**, 1888-1890.
 15. BRAZENOR, C.W., KAYE, G.
Anaesthesia for reptiles.
Copeia, 1953, **3**, 165-170.
 16. BRISBIN, I.L.
Reactions of the American alligator to several immobilizing drugs.
Copeia, 1966, **1**, 129-130.
 17. BURKE, T.J., WALL, B.E.
Anesthetic deaths in cobras (*Naja naja* and *Ophiophagus Hannah*) with methoxyflurane.
J.A.V.M.A., 1970, **157(5)**, 620-621.
 18. BURKE, T.J.
Reptile anesthesia.
In : FOWLER, M.E.
Zoo and wild animal medicine.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1986. 153-155.
 19. CALDERWOOD, H.W.
Anesthesia for reptiles.
J.A.V.M.A., 1971, **159(11)**, 1618-1625.
 20. CALDERWOOD, H.W., JACOBSON, E.R.
Preliminary report on the use of saffan on reptiles.
Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., 1979, 23-26.
 21. CLYDE, V.L., CARDEILHAC, P., JACOBSON, E.
Chemical restraint of American alligators (*Alligator mississippiensis*) with atracurium and tiletamine-zolazepam.
Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., 1990, 288.

22. COOPER, J.E.
Ketamine hydrochloride as an anaesthetic for East African reptiles.
Vet. Rec., 1974, **95**, 37-41.
23. CURTIS, M., CRANE, S. W.
Bone plating repair of a fractured humerus in an Aldabra tortoise (*Geochelone gigantea*).
Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., 1980, 65-66.
24. CUSTER, R.S., BUSH, M.
Physiologic acid-base measures of gopher snakes during ketamine or halothane-nitrous oxide anesthesia.
J.A.V.M.A., 1980, **177**, 870-874.
25. FIRMIN, Y.
L'anesthésie des reptiles : des particularités d'espèces.
Le Point Vétérinaire, 2001, **221**, 40-43.
26. FLAGELLA, A.M., RAFFE, M.R.
The use of isoflurane anesthesia in a water monitor and a rhino iguana.
Comp. Anim. Pract. Exotic Med., 1987, **?**, 52-53.
27. FLEMING, G.J.
Crocodilian anesthesia.
Veterinary clinics of North America: exotic animal practice, 2001, **4(1)**, 119-145.
28. FRYE, F.L.
Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry.
Malabar: Krieger publishing company, 1991. 637p.
29. FUNCK, R.S.
Snakes.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 39-46.
30. GANDAL, C.P.
A practical anesthetic technique in snakes utilizing methoxyflurane.
J. Am. Anim. Hosp. Assoc., **4**, 258-260.
31. GLENN, J.L., STRAIGHT, R., SNYDER, C.C.
Clinical use of ketamine hydrochloride as an anesthetic agent for snakes.
Am. J. Vet. Res., 1972, **33(9)**, 1901-1903.
32. HACKENBROCK, C.R., FINSTER, M.
Fluothane : a rapid and safe inhalation anesthetic for poisonous snakes.
Copeia, 1963, **2**, 440-441.
33. HARDING, K.A.

- The use of ketamine anaesthesia to milk two tropical rattlesnakes (*Crotalus durissus terrificus*).
Vet. Rec., 1977, **100**, 289-290.
34. HARPER, R.C.
 Anaesthetising reptiles.
Vet. Rec., 1984, **115**, 475-476.
35. HARVEY-CLARK, C.
 Midazolam fails to sedate painted turtles, *Chrysemys scripta*.
Bull. Assoc. Reptil. Amphib. Vet., 1993, **3**, 7.
36. HARWELL, G.
 Esophageal foreign body in a Kemp's Ridley sea turtle.
Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., 1982, 3..
37. HEARD, D.J.
 Principles and techniques of anesthesia and analgesia for exotic practice.
Vet. Clin. North Am.: Small Anim. Pract., 1993, **4(1)**, 1301-1327.
38. HEARD, D.J.
 Reptile anesthesia.
Veterinary clinics of north America: exotic animal practice, 2001, **4(1)**, 83-117.
39. HINSCH, H., GANDAL, C.P.
 The effects of etorphine (M-99), oxymorphone hydrochloride and meperidine hydrochloride in reptiles.
Copeia, 1969, **2**, 404-405.
40. HOCHLEITHNER, M.
 Isoflurane (Florane®) anaesthesia in birds and reptiles.
Eur. J. Comp. Anim. Pract., 1995, **5(1)**, 37-41.
41. HOLTZ, P., BARKER, I.K., CRAWSHAW, G.J., DOBSON, H.
 The anatomy and perfusion of the renal portal system in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*).
J. Zoo Wildl. Med., 1997, **28(4)**, 378-385.
42. HOLTZ, P., BARKER, I.K., BURGER, J.P., CRAWSHAW, G.J., COLON, P.D.
 The effect of the renal portal system on pharmacokinetic parameters in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*).
J. Zoo Wildl. Med., 1997, **28(4)**, 386-393.
43. HOLZ, P., HOLZ, R.M.
 Evaluation of ketamine, ketamine/xylazine, and ketamine/midazolam anesthesia in red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*).
J. Zoo Wildl. Med., 1994, **25(4)**, 531-537.
44. JENKINS, J.R.
 Diagnostic and clinical techniques.

- In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 264-276.
45. KAPLAN, H.M.
Anesthesia in amphibians and reptiles.
Fed. Proc., 1969, **28**, 1541-1546.
46. KARLSTROM, E.L., COOK, S.F.
Notes on snakes' anesthesia.
Copeia, 1955, **1**, 57-58.
47. KLINGENBERG, R.J.
Therapeutics.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 299-321.
48. LANE, T.J.
Crocodilians.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 78-94.
49. LAWRENCE, K., JACKSON, O.F.
Alphaxalone/alphadolone anaesthesia in reptiles.
Vet. Rec., 1983, **112**, 26-28.
50. LAWTON, M.P.C.
Anaesthesia.
In: BEYNON, P.H., LAWTON, M.P.C., COOPER, J.E.
Manual of reptiles.
Gloucestershire: British small animal veterinary association, 1992, 170-183.
51. LOVERIDGE, J.P.
The immobilisation and anesthesia of crocodilians
Int. Zoo Yearbook, 1979, **19**, 103-112.
52. MALLEY, D.
Reptile anaesthesia and the practising veterinarian.
In practice, 1997, **19**, 351-368.
53. MOBERLY, W.R.
The metabolic responses of the common iguana, *Iguana iguana*, to walking and diving.
Comp. Biochem. Physiol., 1968, **27**, 21-32.
54. MURRAY, M.J.
Cardiology and circulation.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.

- Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1996. 95-104.
55. NORTHWAY, R.B.
Electroanesthesia of Green Iguanas (*Iguana iguana*).
J.A.V.M.A., 1969, **155(7)**, 1034.
56. OPPENHEIM, Y.W., MOON, P.F.
Sedative effects of midazolam in red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*).
J. Zoo Wildl. Med., 1995, **26(3)**, 409-413.
57. PAGE, C.D.
Current reptilian anesthesia procedures.
In : FOWLER, M.E.
Zoo and wild animal medicine.
Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1993, 140-143.
58. PERRY, S. F.
Reptilian lung. Functional anatomy and evolution.
Adv. Anat. Embyol. Cell Biol., 1983, **23**, 1-81.
59. PLEUGER, C.A.
Gastrotomy in a crocodile- case report.
J.A.V.M.A., 1950, **117**, 297-299.
60. ROONEY, M.W., LEVINE, G., GAYNOR, J., MACDONALD, E., WIMSATT, J.
Sevofluran anesthesia in desert tortoises.
J. Zoo Wildl. Med., 1999, **30(1)**, 64-69.
61. SCHILLIGER, L.
Ponctions sanguines.
Le Point Vétérinaire, 1999, numéro spécial « NAC » **30**, 225-227.
62. SCHILLIGER, L.
Principes généraux de thérapeutique.
Le Point Vétérinaire, 1999, numéro spécial « NAC » **30**, 156-160.
63. SCHILLIGER, L.
Voies d'administration des médicaments.
Le Point Vétérinaire, 1999, numéro spécial « NAC » **30**, 229-230.
64. SCHOBERT, E.
Telazol use in wild and exotic animals.
Vet. Med. Small Anim. Clin., 1987, 1081-1086.
65. SCHUMACHER, J.
Reptiles and amphibians.
In : THURMO, J.C., TRANQUILLI, W.J., BENSON, G.J.
Veterinary anesthesia.
Baltimore : WILLIAMS & WILKINS, 1996. 670-685.

66. SCHUMACHER, J., LILLYWHITE, H.B., NORMAN, W.M., JACOBSON? E.R.
Effects of ketamine HCl on cardiopulmonary function in snakes.
Copeia, 1997, **2**, 395-400.
67. SEDGEWICK, C.J.
Anaesthesia for reptiles, birds, primates and small exotic mammals.
In : PADDLEFORD, R.R.
Manual of small animal anesthesia.
New York : Churhcill Livingstone,1988. 309-321.
68. SPIEGEL, R.A., LANE, T.J., LARSEN, R.E., CARDEILHAC, P.T.
Diazepam and succinylcholine chloride for restraint of the American alligator.
J.A.V.M.A., 1984, **185(11)**, 1335-1336.
69. STUNKARD, J.A., MILLER, J.C.
An outline guide to general anesthesia in exotic species.
Vet. Med. Small Anim. Clin., 1974, **69**, 1081-1086.
70. TERPIN, K.M., DODSON, P.
Observations on ketamine hydrochloride as an anaesthetic for alligators
Copeia, 1978, **1**, 147-148.
71. Vétquinol informations laboratoire.
Planète NAC. Traitement des reptiles.
Magny-Vernois. Vétquinol.
72. WALLACH, J.D., HOESSLE, C.
M-99 as an immobilizing agent in poikilothermes.
Vet. Med. Small Anim. Clin., 1970, **65**, 163-167.
73. ZUG, G.R., VITT, L.J., CALDWELL, J.P.
Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles.
San Diego. ACADEMIC PRESS, 2001, 630p.