

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES.....	13
TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	15
INTRODUCTION.....	17

I- MATERIEL ET METHODE

1- Matériel.....	19
a- Echantillons.....	19
b- Critères d'inclusion.....	19
2- Conditions de l'étude.....	20
a- Conditionnement des animaux.....	20
b- Les protocoles anesthésiques.....	21
c- L'injection des produits anesthésiques.....	22
d- Suivi strict de la phase d'induction et de la phase de sommeil profond.....	25
e- La surveillance post-anesthésique.....	27
3- Mise en forme des résultats.....	28

II- RESULTATS

1- Groupe 1 ou KVM crâ.....	30
a- Les réflexes des membres.....	30
b- Les réflexes palpébral et cornéen.....	30
c- La fréquence cardiaque.....	32
d- Le suivi post-anesthésique.....	32
2- Groupe 2 ou KVM caud.....	33
a- Les réflexes des membres.....	33
b- Les réflexes palpébral et cornéen.....	33
c- La fréquence cardiaque.....	33
d- Le suivi post-anesthésique.....	35
3- Groupe 3 ou ZM.....	36
a- Les réflexes des membres.....	36
b- Les réflexes palpébral et cornéen.....	36
c- La fréquence cardiaque.....	38
d- Le suivi post-anesthésique.....	38
4- Groupe 4 ou P.....	39
a- Les réflexes des membres.....	39
b- Les réflexes palpébral et cornéen.....	39
c- La fréquence cardiaque.....	39
d- Le suivi post-anesthésique.....	41

5- Groupe 5 ou KM.....	42
a- Les réflexes des membres.....	42
b- Les réflexes palpébral et cornéen.....	42
c- La fréquence cardiaque.....	42
d- Le suivi post-anesthésique.....	42
6- Les paramètres quantitatifs et qualitatifs des protocoles anesthésiques.....	44
a- La durée d'anesthésie.....	44
b- Le temps d'apparition de l'anesthésie : la latence.....	45
c- La qualité de l'anesthésie : le nombre de « faux réveil ».....	45
d- Le temps de récupération post-anesthésique : la queue d'anesthésie.....	45
III- DISCUSSION	
1- Comparaison des différents protocoles.....	48
a- Sécurité de l'anesthésie.....	48
b- Durée de l'anesthésie.....	51
c- Profondeur d'anesthésie.....	52
d- Durée d'induction.....	52
e- Temps de récupération.....	52
f- Bilan.....	53
2- Influence de la voie d'administration.....	54
a- L'injection d'un volume important par voie intraveineuse peut-elle être à l'origine de lésions provoquant la mort ?.....	54
b- Le système porte rénal.....	54
c- Injection dans le sinus caudal, intraveineuse stricte ?.....	56
3- Pertinence des signes cliniques pour le suivi anesthésique des tortues de Floride.....	57
a- Retrait des membres.....	57
b- Réflexe palpébral.....	58
c- Réflexe cornéen.....	58
d- Anesthésie et fréquence cardiaque.....	58
CONCLUSION.....	61
BIBLIOGRAPHIE.....	65

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figures :

Figure 1 : Comparaison des courbes représentant le réflexe cornéen des tortues survivantes et des tortues mortes pour le protocole KVM crâ.....	30
Figure 2 : Graphique représentant l'évolution de la fréquence cardiaque des seules tortues survivantes pour le protocole KVM crâ.....	32
Figure 3 : Représentation graphique du réflexe cornéen de l'ensemble des animaux du groupe 3, y compris les animaux qui sont morts.....	36
Figure 4 : Vue dorsale du système porte rénal chez <i>Trachemys scripta elegans</i> (d'après Holz ^{15,17}).....	55
Figure 5 : Vue latérale du système porte rénal chez <i>Trachemys scripta elegans</i> (d'après Holz ¹⁷).....	55

Tableaux :

Tableau 1 : Critères de choix des animaux entrant dans l'étude.....	20
Tableau 2 : Les molécules des protocoles et leurs actions.....	21
Tableau 3 : Qualité des anesthésies proposées. (Abréviations utilisées : K pour kétamine, D pour diazepam, Mo pour Morphine, Mé pour médétomidine, Z pour zolazepam, T pour tilétamine et Propofol (15mg/kg) pour propofol).....	22
Tableau 4 : Récapitulatif de critères principaux des différents protocoles évalués chez la tortue de Floride (NS : différence non significative par rapport à KM ; * : significativement différent par rapport à KM avec $p < 0,05$).....	45
Tableau 5 : Durées moyennes d'anesthésie et écart-types correspondant (en gras, les écart-types supérieur à la moyenne).....	49

Photographies :

Photographie n°1 : Point d'injection intraveineuse crânial.....	23
Photographie n°2 : Point d'injection intraveineuse caudal (les contours de la queue sont surlignés de jaune).....	24
Photographie n°3 : Point d'injection sous-cutanée (les contours de la queue sont surlignés de jaune).....	24
Photographie n°4 : L'appareil doppler et sa sonde.....	26
Photographie n°5 : Sonde doppler en place.....	26

Graphiques :

Graphiques 1 à 9 : Résultats des surveillances anesthésique (1 à 5) et post-anesthésique (6 à 9) du groupe 1.....	31
Graphiques 10 à 18 : Résultats des surveillances anesthésique (10 à 14) et post-anesthésique (15 à 18) du groupe 2 sans les données correspondant aux animaux morts.....	34

<u>Graphiques 19 à 27</u> : Résultats des surveillances anesthésique (19 à 23) et post-anesthésique (24 à 27) du groupe 3 sans les données correspondant aux animaux morts.....	37
<u>Graphiques 28 à 36</u> : Résultats des surveillances anesthésique (28 à 32) et post-anesthésique (33 à 36) du groupe 4 sans les données correspondant aux animaux morts.....	40
<u>Graphiques 37 à 45</u> : Résultats des surveillances anesthésique (37 à 41) et post-anesthésique (42 à 45) du groupe 5.....	43

INTRODUCTION

Depuis quelques années les Nouveaux Animaux de Compagnie connaissent un succès grandissant. Parmi eux , les reptiles prennent une place importante.

Les propriétaires de ces animaux sont de plus en plus attentifs et demandent pour leurs compagnons les soins qui s'imposent. La Médecine des reptiles se développe et c'est ainsi que les praticiens vétérinaires sont amenés à réaliser des soins et des chirurgies sur des animaux à sang froid, au métabolisme très différent des Mammifères domestiques et donc dans des conditions très particulières. Avec les Chéloniens, une difficulté supplémentaire apparaît avec l'existence de la carapace qui empêche un certains nombre d'examens et qui rend plus difficile les chirurgies viscérales.

L'anesthésie des reptiles en est encore à ses balbutiements comparée aux connaissances acquises dans ce domaine pour les Mammifères et les Oiseaux. De plus, peu d'articles existent sur le sujet. Les informations existantes sont souvent anciennes et désuètes et rarement issues d'études comparatives bien menées.

L'anesthésie est encore une pratique trop souvent considérée comme dangereuse par les praticiens du fait de la grande variabilité des réponses aux différents anesthésiques. Elle est souvent compliquée par une longue induction et une période de récupération pouvant durer plusieurs jours^{2,3,25}. A cette variabilité liée aux espèces et aux individus, s'ajoute chez les Chéloniens la difficulté de contrôler notamment les paramètres respiratoire et cardiaque pendant toute l'anesthésie.

Une anesthésie de reptile est décrite par quatre paramètres, selon la plupart des auteurs^{3,19} :

- la période d'induction définie comme le temps entre l'injection et la perte du réflexe de retournement,
- la période d'anesthésie est le temps écoulé entre la perte et la récupération du réflexe de retournement,
- la période d'anesthésie de type chirurgical caractérisée par la perte des réflexes de retrait de la queue ou des membres ,
- le temps de récupération compris entre le retour du réflexe de retournement et le retour à l'état pré-anesthésique de l'animal.

La tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*) est une tortue couramment croisée dans la pratique vétérinaire des Nouveaux Animaux de Compagnie. Notre étude a porté sur cette espèce fréquemment rencontrée en médecine vétérinaire. La littérature vétérinaire reste

pauvre en ce qui concerne l'anesthésie de cette espèce de tortue aquatique d'eau douce. Une revue de la littérature montre que deux articles concernent cette espèce et deux des médicaments utilisés dans cette étude. Le premier article publié rapporte le résultat d'une comparaison de trois protocoles à base de kétamine¹⁹. Le deuxième travail disponible évalue les effets d'une anesthésie réalisée à la kétamine et à la médétomidine¹³. Quelques autres études existent pour des espèces différentes et des molécules peu variées^{5,23}.

L'étude présentée ici concerne la comparaison de différents protocoles anesthésiques qui incluent les molécules classiquement utilisées pour l'anesthésie des Chéloniens et qui sont fréquemment, voire toujours disponibles dans les cliniques vétérinaires. Le choix s'est porté ici sur la comparaison de médicaments et non de leur dose. Nous voulions ainsi mettre en évidence les qualités et les défauts de chacune des molécules afin de déterminer pour laquelle (ou lesquelles) il serait intéressant de chercher à définir plus précisément la (ou les) dose(s) la(es) plus pertinente(s). Les deux premiers groupes ont été anesthésiés avec l'association kétamine/diazepam/morphine, un troisième avec zolazepam/tiletamine/morphine, le quatrième avec kétamine/médétomidine et enfin le cinquième avec du propofol seul. Des études préliminaires ont permis d'orienter le choix des doses et des voies d'administration. C'est également au cours de ces études que nous avons déterminé les éléments à tester au cours de l'anesthésie générale : les réflexes de retrait des membres antérieurs et postérieurs, les réflexes palpébral et cornéen et la fréquence cardiaque.

I- MATERIEL ET METHODE

1- Matériel

a- Echantillon

Les 68 animaux utilisés pour cette étude sont des tortues de Floride (*Trachemys scripta elegans*) prélevées dans la nature. Elles proviennent des plans d'eau du parc zoologique de La Palmyre (Charentes Maritimes, France), notre partenaire dans cette étude. Elles sont capturées à l'aide d'un filet et placées dans des boîtes de transport. Sur le lieu de l'étude, elles sont gardées dans un grand bac plein d'eau, à température ambiante c'est-à-dire aux alentours de 20-22°C.

b- Critères d'inclusion

Lors de la capture, tous les animaux sont rapidement examinés cliniquement afin d'exclure ceux qui ne correspondraient pas aux critères d'inclusion établis. Pour cette étude, nous avons retenu des animaux adultes, d'un poids supérieur à 700 g. Les tortues de moins de 700 g ont été exclues de l'étude.

Il faut également que les sujets de l'étude soient en bonne santé. Dans la pratique il est relativement peu aisé de juger de l'état d'une tortue. Les examens biochimiques et hématologiques possibles sont limités et renseignent peu sur l'état de l'animal. Il est décidé ici de pratiquer un examen clinique succinct mais relativement évocateur. La forme et l'état de la carapace renseignent sur la croissance de l'animal. L'examen de l'intérieur de la bouche, réalisé grâce à un ouvre bouche en métal, permet de juger de l'état d'hydratation et de mettre en évidence l'existence d'inflammations. En palpant la région sous-mandibulaire, il est possible de mettre en évidence un mucus dans les conduits nasaux, signe d'une rhinite plus ou moins grave selon sa couleur (de translucide pour une légère rhinite à blanc laiteux pour une atteinte respiratoire de gravité nettement supérieure). Ces deux derniers examens (au niveau de la bouche et de la région sous-mandibulaire) n'ont pas pu être réalisés sur l'ensemble des animaux, certains étant particulièrement agressifs et dangereux.

L'état des yeux est aussi pris en compte. L'observation et la manipulation des membres donnent des éléments sur l'état de la peau, sur la musculature, sur la vigueur de l'animal. L'état d'embonpoint est jugé au niveau de la base des pattes et au niveau des reliefs osseux des membres. Toutes ces observations cliniques ont permis conformément au standard d'examen clinique des Chéloniens²⁵ d'inclure des individus apparemment sains. Les autres

sujets capturés ont été exclus de l'étude. Ces critères sont résumés dans le tableau 1.

Tableau 1 : Critères de choix des animaux entrant dans l'étude.

Critères d'inclusion	Critères d'exclusion
Poids > ou = à 700 g	Poids < à 700 g
Carapace lisse, sans déformation	Carapace déformée
Bouche saine	Bouche mettant en évidence des signes de déshydratation ou d'inflammation
Aucun mucus nasal	Mucus sortant des narines lors de la palpation de la région sous-mandibulaire
Yeux propres, paupières pas oedématisées	Yeux enfoncés, purulents, paupières gonflées
Membres vigoureux, peau saine	Membres présentant des plaies, une certaine mollesse
Bon état d'embonpoint	Animal maigre

2- Conditions de l'étude

a- Conditionnement des animaux

A leur arrivée à la clinique, les tortues sont regroupées dans un même bac en plastique. Conformément à leurs conditions de vie initiales, l'eau n'est pas chauffée, elle est laissée à température ambiante. Elles sont ensuite placées par deux ou trois selon la taille des individus dans des bacs en verre d'environ 0,6*0,35*0,2 m. Les animaux y restent la nuit précédant l'essai, chauffées à 25°C grâce à des câbles chauffants de 25W et des thermostats les contrôlant. Elles sont alors précisément pesées à l'aide d'une balance ménagère (limite de mesure : 5kg, à 10g près) et numérotées grâce à un morceau de Sparadrap® collé à la dossière. Chaque tortue est ainsi identifiée individuellement pour le reste de l'étude. Durant la nuit précédant l'essai, le séjour en bac thermostaté permet aux animaux d'atteindre progressivement une température interne de 25°C. Le lendemain matin, jour de l'étude, la température des animaux est portée pour tous à 32°C, température choisie pour réaliser les injections.

Le matin à 8h, la température de l'eau est donc augmentée pour atteindre 32°C. Pendant que les tortues se réchauffent, le suivi des animaux anesthésiés la veille est fait. La prise de température au niveau du cloaque permet de savoir quand elles ont atteint la température de 32°C. Chaque groupe comprend au moins six individus.

b- Les protocoles anesthésiques

Cinq protocoles ont été évalués dans cette étude. Ils ont été déterminés en accord avec les rares données disponibles dans ce domaine. Il s'agit de :

- kétamine (K) (Imalgène 1000®) 70 mg/kg IV crâniale, diazepam (D) (Valium®) 0,4 mg/kg IV crâniale, morphine (Mo), 1 mg/kg SC: ***groupe 1, noté KVM crâ*** ;
- kétamine 70 mg/kg IV caudale, diazepam (D) 0,4 mg/kg IV caudale, morphine (Mo) 1 mg/kg SC : ***groupe 2, noté KVM caud*** ;
- zolazepam (Z) – tiletamine (T) (Zoléttil 50®) 20 mg/kg IV crâniale, morphine 1 mg/kg SC : ***groupe 3, noté ZM*** ;
- propofol (P) (Rapinivet®) : 15 mg/kg IV crâniale : ***groupe 4, noté P*** ;
- médétomidine (Mé) (Domitor®) 0,3 mg/kg IV crâniale, kétamine 20 mg/kg IV crâniale : ***groupe 5, noté KM*** ;
- sérum physiologique (NaCl à 0,9%) : 1,5 mL IV crâniale par animal, ***groupe 6*** ou groupe placebo.

Dans cette étude il a donc été choisi d'évaluer cliniquement l'efficacité des protocoles proposés et non d'établir une relation dose/réponse. Les doses utilisées sont un compromis issu de la littérature vétérinaire^{2,3,8,10,11,20,21,22,24,25,26} et de notre expérience personnelle de l'anesthésie des Chéloniens.

Le choix de ces protocoles a été dicté par la diversité de leurs modes d'action (Tableau 2) et pour leur qualité anesthésique globale connue ou attendue (Tableau 3)^{27,28,29}.

Tableau 2 : Les molécules des protocoles et leurs actions.

Molécule	Mode d'action et/ou action
Kétamine	Dépression de l'intégration corticale et sous-corticale des informations sensorielles d'où une augmentation du tonus musculaire et de l'idéation, une catalepsie avec une narcose peu profonde et une amnésie marquée Agent dissociatif
Zolazepam-tilétamine	Même type d'action que la kétamine, ce mélange comprend en outre une benzodiazépine puissante
Propofol	Action hypnotique avec très peu d'effets analgésiques. La narcose induite est reconnue comme rapide et de courte durée ²⁸

Médétomidine	Alpha 2 agoniste. Il diminue la libération centrale et périphérique de noradrénaline par stimulation des récepteurs pré synaptiques. Ce médicament provoque une diminution du tonus sympathique central à l'origine d'une sédation, une analgésie et une myorelaxation
Morphine	Fixation sur des récepteurs opiacés du cerveau et de la moelle épinière, mimant ainsi l'action de molécules endogènes telles que les endorphines et les enképhalines Forte action analgésique et bonne sédation
Diazepam	Agoniste GABA et de la glycine (neuromédiateurs inhibiteurs centraux et spinaux). Les benzodiazépines sont des anxiolytiques myorelaxants Bon potentialisateur des dissociatifs

Tableau 3 : Qualité des anesthésies proposées.

(Abréviations utilisées : K pour kétamine, D pour diazepam, Mo pour morphine, Mé pour médétomidine, Z pour zolazepam, T pour tilétamine et P pour propofol).

Protocole	Degré d'inconscience	Baisse du tonus musculaire	Degré d'analgésie	Sécurité de l'anesthésie
K + D + Mo	K + Mo	D + Mo	Mo	K + D + Mo
K + Mé	K + Mé	Mé	Mé	K + Mé
Z + T + Mo	Z + T	Z + Mo	Mo	Z + T + Mo
P	P	P	P +/-	P

c- L'injection des produits anesthésiques

L'étude est réalisée en aveugle, c'est-à-dire que la personne préparant les seringues et réalisant les injections est différente de celle réalisant les observations cliniques.

Les seringues sont préparées pour les six individus. Des seringues d'un millilitre et des aiguilles (25 G, 0,5*16 mm) ont été utilisées. Lorsque les volumes excèdent le millilitre, des seringues de deux millilitres sont utilisées.

Les volumes calculés sont arrondis au plus petit volume mesurable c'est-à-dire au centième de millilitre pour une seringue d'un millilitre et au dixième de millilitre pour une de deux millilitres.

A l'injection, le chronomètre est déclenché. Toutes les données seront prises en

fonction de ce marqueur de temps propre à chaque individu. La région d'administration est nettoyée et désinfectée. L'anesthésique est injecté lentement. Pour l'injection IV crâniale, un tissu est placé de telle sorte que le manipulateur soit protégé des morsures éventuelles qui pourraient intervenir lors de l'injection. Les injections intraveineuses crâiales se font dans un sinus (dont nous n'avons pas trouvé la dénomination officielle mais que nous appellerons, par la suite, sinus crânial) situé à la jonction du cou et de la carapace (photo n°1). Les intraveineuses caudales se font dans le sinus de la veine coccygale dorsale (photo n°2). Pour la morphine, les injections sont effectuées par voie sous cutanée (photo n°3)



Photographie n°1 : Point d'injection intraveineuse crânial.



Photographie n°2 : Point d'injection intraveineuse caudal
(les contours de la queue sont surlignés en jaune).



Photographie n°3 : Point d'injection sous-cutanée
(les contours de la queue sont surlignés de jaune).

Après cette injection, les tortues sont replacées dans leur bac sec pour éviter la noyade au moment de la phase d'endormissement et pendant la durée de l'anesthésie. Elles sont maintenues à une température de 30°C par les câbles précédemment décrits.

d- Suivi strict de la phase d'induction et de la phase de sommeil profond

Lors de l'induction d'une tortue, l'ordre d'apparition des signes cliniques traduisant l'endormissement est sensé, selon les données de la littérature^{2,3,4,19,24}, être toujours le même:

- 1) les membres antérieurs deviennent flasques et la peau se désensibilise,
- 2) la tête se relâche à son tour,
- 3) les membres postérieurs perdent enfin leur mobilité.

Le réveil anesthésique se traduirait par la réapparition en sens inverse de la mobilité et de la tonicité, commençant par les membres postérieurs et se terminant par les membres antérieurs. Des essais préalables nous ayant montré que cet ordre n'est pas si systématique qu'on veut bien le laisser penser, les réflexes des deux paires de membres sont testés dès le début de l'essai. Les réflexes palpébral et cornéen sont également suivis, ceux-ci ayant été décrits comme très utiles dans la littérature^{2,3,4,20,21,22,24}. La réaction à une stimulation cutanée est testée au niveau de la pointe et des articulations des pattes à l'aide d'un clamp à dent de souris. Pour que la stimulation soit toujours la même, notre repère est le premier cran du clamp. Pendant toute la phase de sommeil, les mêmes tests sur les membres et les yeux sont réalisés toutes les cinq minutes jusqu'à ce que les différentes mesures deviennent impossibles.

La fréquence cardiaque, considérée comme un indicateur objectif de l'état d'endormissement de la tortue^{18,24}, est suivie durant toute la durée de l'anesthésie. La fréquence cardiaque est prise grâce à un appareil doppler (photo n°4). L'électrode est posée sur l'encolure de la tortue, la tête de l'animal étant étendue du côté droit et la patte gauche étant elle aussi étirée (photo n°5). Cette position permet de former une zone relativement lisse qui donne un accès tout à fait correct au cœur via la sonde doppler^{2,22}.



Photographie n°4 : l'appareil doppler et sa sonde.



Photographie n°5 : Sonde doppler en place.

Un gel, type gel échographique, est utilisé pour favoriser la transmission du signal doppler. La fréquence cardiaque est ainsi relevée une première fois, 10 min après l'injection puis toutes les 15 min.

La manipulation de l'animal vigile étant dangereuse tant pour le clinicien que pour le matériel, la première mesure n'est effectuée que 10 minutes après l'induction.

Pour la même raison, la fréquence cardiaque n'est pas mesurée pour le groupe placebo. A cette température (30°C), les tortues sont actives et donc beaucoup plus agressives.

La surveillance de l'anesthésie est donc réalisée grâce à différents paramètres qui sont d'abord la flaccidité des membres, puis les réflexes palpébral et cornéen, et enfin la fréquence cardiaque.

Le suivi est réalisé jusqu'à ce que les différents paramètres ne puissent plus être évalués. Un temps limite pour arrêter les observations est fixé à 6h post injection. Les animaux non réveillés à ce moment sont encore suivis pendant 2h à raison d'une observation toutes les demi-heures.

Une fois que les relevés sont terminés, les animaux sont replacés dans des bacs en eau chauffés à 25°C.

Enfin il est à noter qu'aucune réanimation n'a été mise en œuvre pour ne pas introduire de biais dans les résultats.

e- La surveillance post-anesthésique

Un contrôle est réalisé le soir même, soit 12h après l'injection puis toutes les 12h pendant cinq jours. Ces contrôles consistent en l'évaluation de l'état de flaccidité des membres et de la tête des animaux, et de leur activité dans les aqua-terrariums (agressivité envers le manipulateur, déplacements dans les bacs...). Ce dernier aspect est sujet à une certaine subjectivité malgré tout, tandis que la flaccidité des membres et de la tête est constatée en mettant l'animal à la verticale, d'abord tête en l'air, puis tête en bas.

3- Mise en forme des résultats

En ce qui concerne le traitement brut des données, pour chaque protocole et chaque « réflexe », il est calculé la moyenne et l'écart-type à un temps donné. Les résultats sont présentés sous forme graphique, avec en abscisse, le temps en minute ou en heure et en ordonnée, la « valeur » du réflexe (0 (=absent), 1 (=présent mais pas franc) ou 2 (=présent et net)), ou le degré de flaccidité (0 (=aucune flaccidité), 1 (=difficulté à garder les membres rétractés), 2 (= membres flasques)).

Le tableau 6 récapitule les valeurs du temps d'induction (appelé latence), des temps chirurgicaux et des temps de récupération pour chaque animal. Le temps d'induction est défini comme le temps passé entre l'injection et la disparition des réflexes des deux paires de membres. Le temps chirurgical est le temps durant lequel aucun réflexe n'est observé sur les deux paires de membres. Cette période est considérée comme révolue lorsque trois évaluations consécutives mettent en évidence la réapparition d'au moins un réflexe sur un ou plusieurs membres. Ne sont pas considérés comme réveil, les moments fugaces où l'animal bouge en réaction aux stimuli. Ce phénomène de « faux réveil » est connu chez les reptiles^{2,4,19}, des mouvements durant l'anesthésie sont acceptés par la plupart des auteurs, ils sont dénombrés dans le tableau 6. Le temps de récupération est limité par la fin du temps chirurgical et le moment où la tortue a retrouvé une activité normale.

L'analyse des résultats obtenus dans cette étude est essentiellement descriptive à partir des valeurs de moyennes et écart-type de chaque groupe.

Lorsque cela est possible, une analyse statistique paramétrique (test bilatéral) est réalisée en considérant comme significative une probabilité de différence $p < 0,05$. Les tests utilisés sont précisés avec la présentation des résultats.

II- RESULTATS

La présentation des résultats est faite par protocole dans un premier temps puis une comparaison des éléments les plus importants est réalisée. Pour chaque protocole, nous présentons les graphes représentant l'évolution des différents paramètres évalués avec les barres d'erreur qui correspondent à l'écart-type. Pour chaque graphe, le temps est en abscisse et en ordonnée la réponse à la stimulation ou le degré d'activité/flaccidité selon qu'il s'agisse des résultats obtenus pendant la phase d'anesthésie ou pendant la phase de surveillance post-anesthésique.

Pour la phase d'anesthésie sont décrits les critères suivants :

- réflexe des membres antérieurs (abréviation : Rma) ;
- réflexe des membres postérieurs (abréviation : Rmp) ;
- réflexe palpébral (abréviation : RP) ;
- réflexe cornéen (abréviation : RC) ;
- fréquence cardiaque (abréviation : FC).

Pour la phase de récupération post-anesthésique, sont décrits les critères qui suivent :

- flaccidité des membres antérieurs (abréviation : fa) ;
- flaccidité des membres postérieurs (abréviation : FP) ;
- flaccidité de la tête (abréviation : FT) ;
- activité de l'animal (abréviation : Act.).

L'importance des écarts-types rend difficile l'analyse statistique et souligne la faible reproductibilité des résultats (ou le très fort coefficient de variation).

1- Groupe 1 ou KVM crâ

Ce groupe comportait 12 animaux, dont 7 qui sont morts durant la phase d'anesthésie, soit 58,3% de mortalité.

Dans ce groupe, la variabilité des réponses aux différents tests est apparue comme la plus importante comparée aux autres protocoles anesthésiques évalués dans l'étude. Les résultats obtenus chez ces tortues apparaissent ainsi difficiles à interpréter, en grande partie à cause du fort pourcentage de mortalité associé à ce protocole.

a- Les réflexes des membres

Les réflexes évalués sur les membres antérieurs diminuent rapidement après l'induction anesthésique. Leur réapparition s'avère très progressive mais ils apparaissent réduits pendant toute la période anesthésique.

Sur les membres postérieurs, les réflexes disparaissent plus progressivement car ils déclinent pendant environ 50 min. Un début de récupération est observable 220 min post-injection.

b- Les réflexes palpébral et cornéen

Le réflexe palpébral disparaît très vite et reste absent tout au long de la surveillance. Cependant, il semble que les tortues reprenant conscience cessent de réagir au stimulus lorsqu'elles peuvent anticiper ou voir le geste du manipulateur. Ce critère clinique de réflexe palpébral ne semble donc fiable que pour suivre l'induction anesthésique.

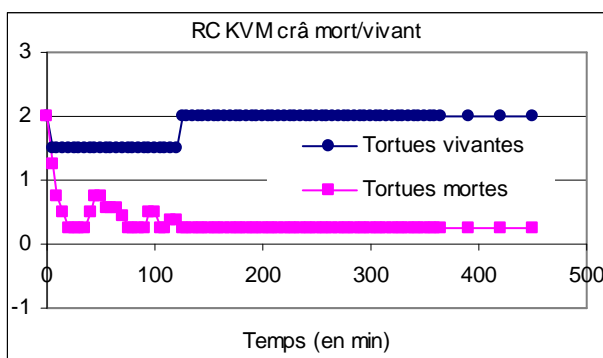
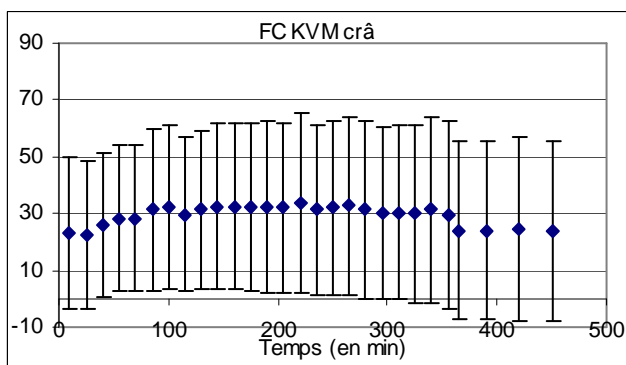
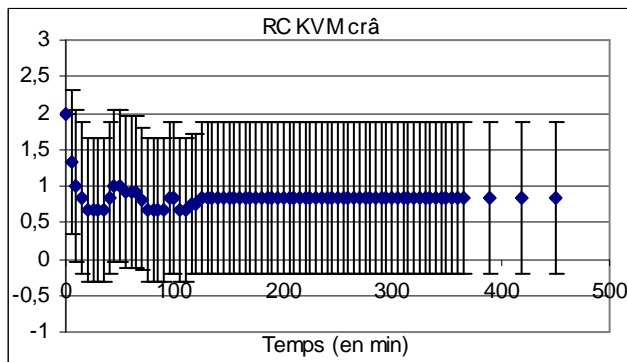
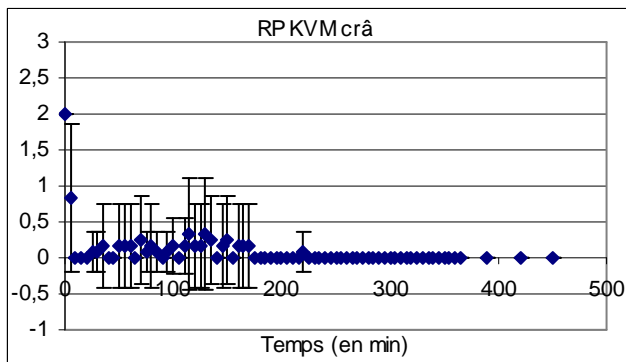
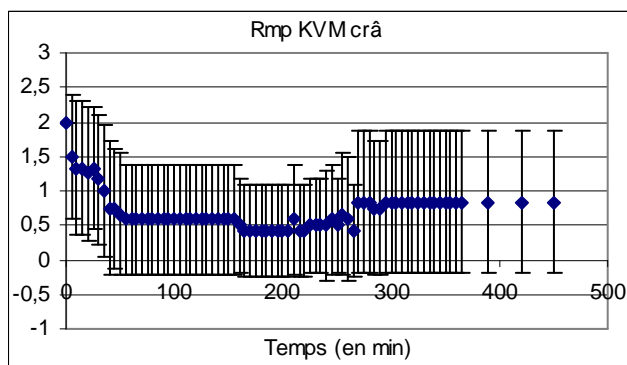
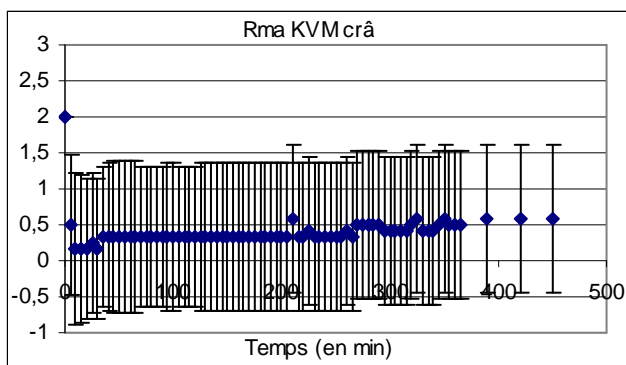
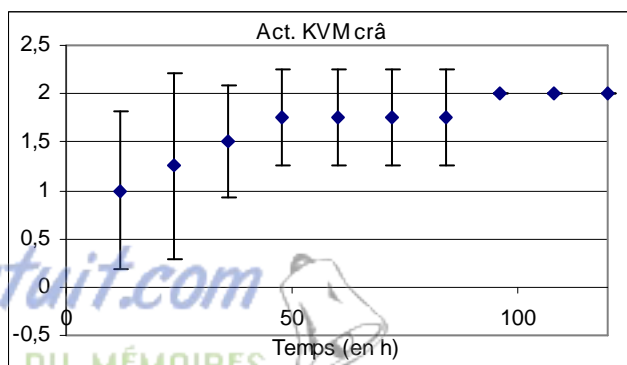
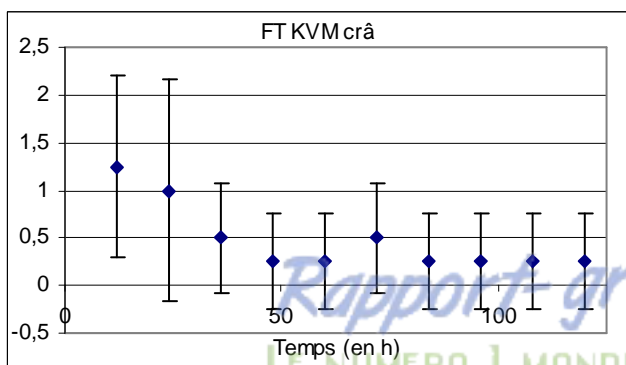
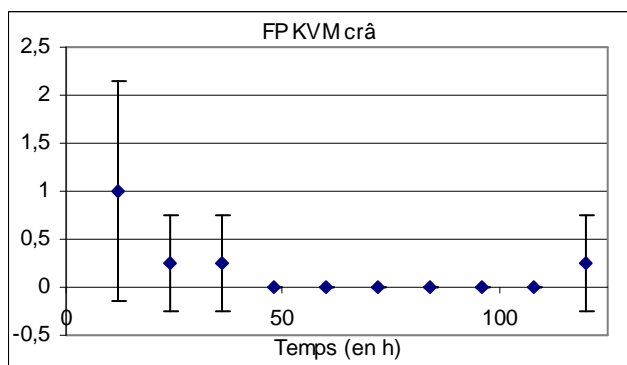
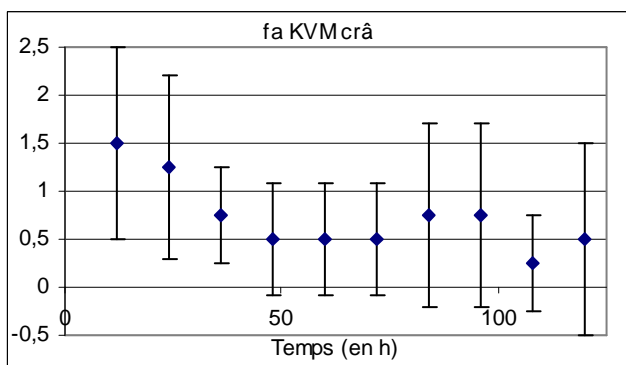


Figure 1 : Comparaison des courbes représentant le réflexe cornéen des tortues survivantes et des tortues mortes pour le protocole KVM crâ.

Le réflexe cornéen ne disparaît pas sur la représentation moyenne, mais si l'on réalise deux courbes, une pour les tortues survivantes et l'autre pour celles décédées, la différence est nette. Quand la première courbe s'infléchit légèrement lors des 120 premières minutes et remonte ensuite à la valeur maximale, la seconde courbe descend très vite vers 0, connaît des fluctuations pendant une période de 120 minutes et finit par se stabiliser à 0,5 (réflexe quasi nul).



Graphiques 1 à 9 : Résultats des signes cliniques de surveillance anesthésique (1 à 5) et post-anesthésique (6 à 9) du groupe 1.



c- La fréquence cardiaque

L'évolution de la fréquence cardiaque dans ce groupe n'est pas interprétable en raison de l'hétérogénéité des résultats (écarts-types importants).

Si l'on réalise la même courbe en ne prenant en compte que les animaux qui ont survécu, la fréquence cardiaque, après une légère diminution pendant 50-60 minutes, remonte pour se stabiliser autour de 70 battements par minute. Cette observation est à mettre en relation avec la durée d'anesthésie qui se situe aux alentours de 50 min.

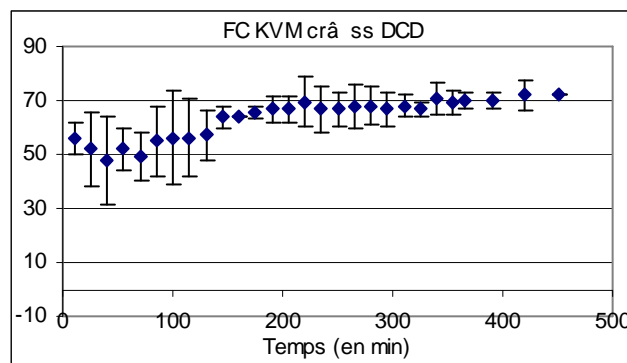


Figure 2 : Graphique représentant l'évolution de la fréquence cardiaque des seules tortues survivantes pour le protocole KVM crâ.

d- Le suivi post-anesthésique

En ce qui concerne la surveillance post-anesthésique, la flaccidité des postérieurs disparaît en premier, la tête et les membres antérieurs présentent en général encore une certaine flaccidité (plus forte pour les membres antérieurs que pour la tête) après 5 jours.

2- Groupe 2 ou KVM caud

Ce groupe comportait 10 animaux, dont 3 sont mortes. Parmi les tortues décédées, 1 est morte durant la phase d'anesthésie et 2 dans les 5 jours de suivi. Ce protocole anesthésique est associé à une mortalité de 30%.

Les autopsies réalisées post-mortem ont révélé des causes évidentes de décès non imputable à l'anesthésie. Ces animaux ont donc été exclus dans la suite des résultats.

a- Les réflexes des membres

Il apparaît assez nettement une diminution rapide puis une réapparition progressive de ces réflexes. Il faut pourtant apporter quelques nuances à cette première constatation.

Les membres antérieurs perdent en effet de leur réflexivité, mais la courbe ne descend qu'une seule fois en dessous de 1. Les réflexes sont donc en partie conservés. De plus, l'interprétation est rendue hasardeuse à cause de la largeur des écarts-types dans cette zone où les réflexes sont les plus faibles. La réflexivité maximale n'est pas retrouvée au bout de 8h.

Pour les membres postérieurs, la courbe ne descend pas beaucoup plus sous la valeur de 1, les écarts-types sont moins grands que pour les membres antérieurs mais restent importants et la réapparition du réflexe est moins linéaire. La réflexivité est maximale au bout de 280 min.

Notons enfin que la courbe atteint des valeurs minimales plus rapidement pour les réflexes testés sur les postérieurs (15 min) que sur les antérieurs (50 min).

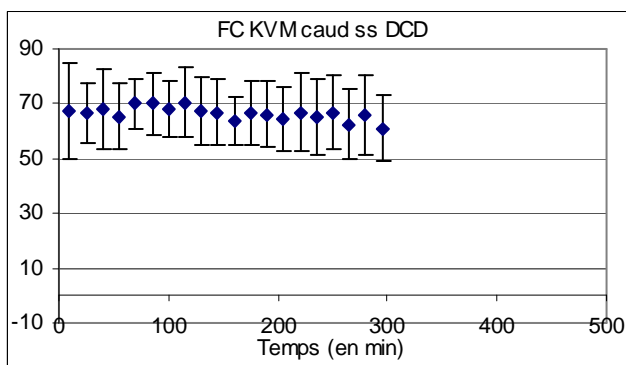
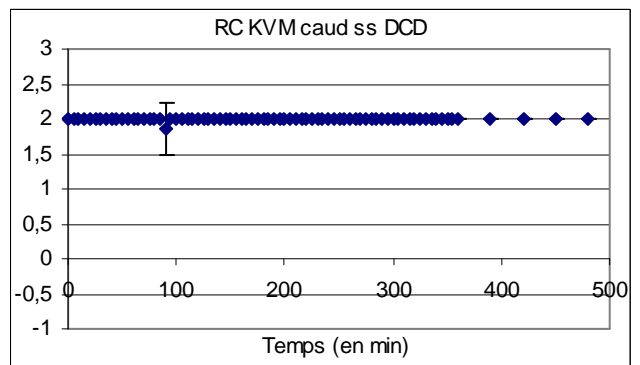
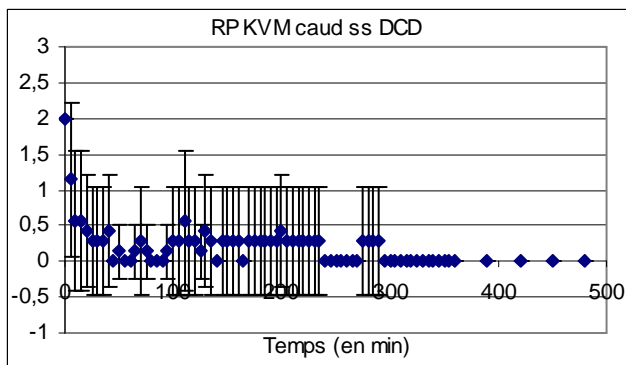
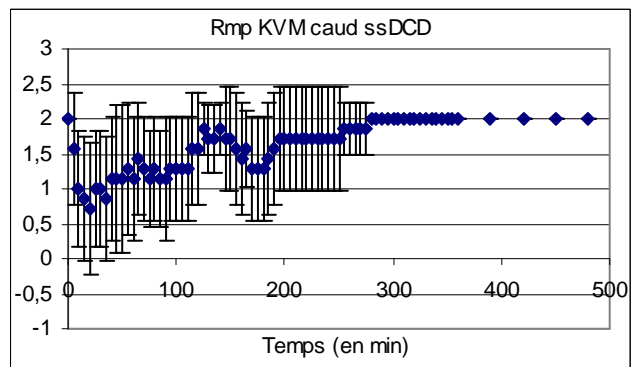
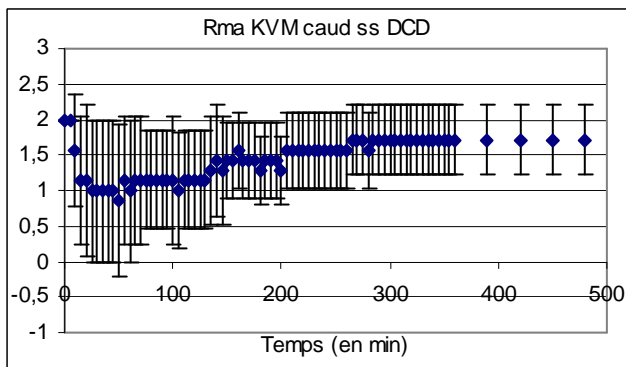
b- Les réflexes palpébral et cornéen

Le réflexe palpébral disparaît en 45 min, sa courbe connaît des fluctuations de faible amplitude et ne remonte jamais à son maximal.

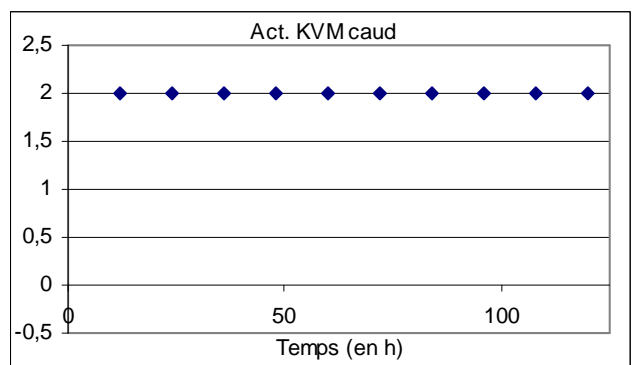
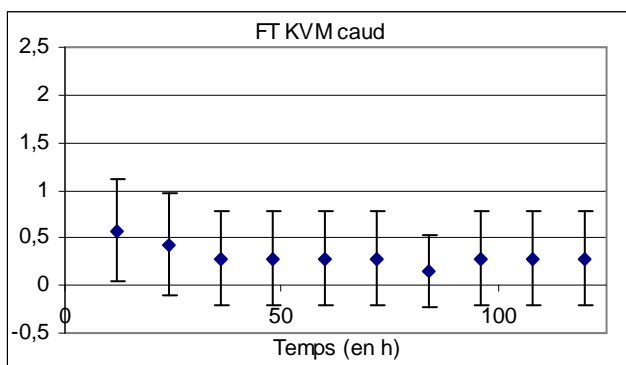
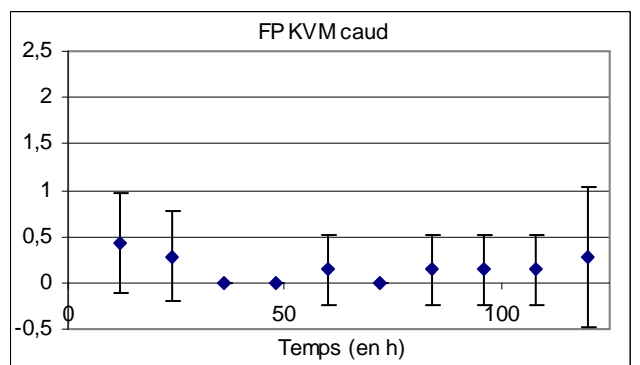
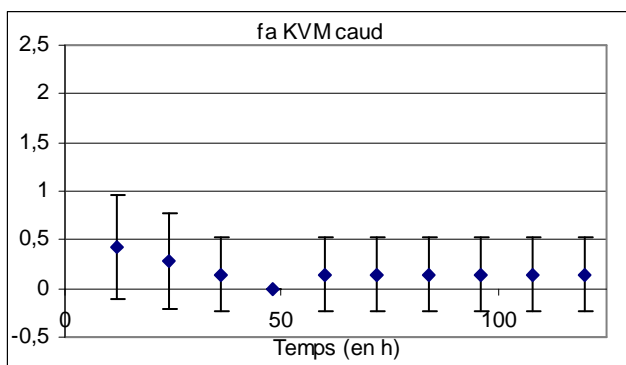
Le réflexe cornéen est conservé tout au long de la phase de surveillance de l'anesthésie.

c- La fréquence cardiaque

Elle reste assez stable entre 60 et 70 battements par minute. On peut noter une tendance à la diminution pour les anesthésies les plus longues.



Graphiques 10 à 18 : Résultats des signes cliniques de surveillance anesthésique (10 à 14) et post-anesthésique (15 à 18) du groupe 2 sans les données correspondant aux animaux morts.



d- Le suivi post-anesthésique

L'activité des animaux est maximale dès le début de la phase post-opératoire.

En revanche, le suivi des membres et de la tête montre que cette activité n'est pas synonyme d'une récupération totale.

La flaccidité des antérieurs, élevée encore 12h post-injection anesthésique, diminue lentement et disparaît chez la majorité (sauf une tortue) en fin de période de surveillance anesthésique.

Les membres postérieurs retrouvent en 36h leur mobilité d'origine. Si les graphes font réapparaître une franche flaccidité à 84h post-injection, une seule tortue en est responsable, les six autres gardant une mobilité normale.

Pour la tête, les graphes montrent une récupération incomplète. Une analyse fine des résultats montre que 5 tortues reviennent progressivement à la normale, alors que 2 individus de ce groupe présentent une flaccidité excessive à la fin de la période d'observation.

L'activité globale des animaux est retrouvée. Cependant, il est important de noter que 4 des 7 animaux n'ont pas récupéré leur vivacité initiale (les membres et/ou la tête ont conservé une flaccidité) et nécessitent donc des conditions de vie adaptées (par exemple, aqua-terrarium avec un fond d'eau et une grille) pendant une certaine période après l'anesthésie.

3- Groupe 3 ou ZM

Ce groupe comportait 12 tortues, dont 3 qui sont mortes, 2 durant la phase d'anesthésie et 1 dans les 5 jours de suivi, soit 25% de mortalité.

La présentation des résultats ne tient pas compte des animaux morts.

a- Les réflexes des membres

La diminution des réflexes aux membres antérieurs est assez rapide, le niveau le plus bas étant atteint 30 min après l'injection. La courbe reste 130 min sous la valeur de 1 ce qui atteste l'existence d'une bonne réduction des réflexes. La récupération incomplète des réflexes se fait ensuite progressivement jusqu'à la fin de la surveillance.

Pour les membres postérieurs, la diminution des réflexes intervient rapidement (le minima est atteint en 10 min) mais son intensité reste faible. La valeur de ce réflexe est maintenue au dessus de 1 pendant toute la durée de la surveillance. Les membres postérieurs gardent une certaine mobilité pendant l'anesthésie. La récupération totale se fait régulièrement ensuite.

b- Les réflexes palpébral et cornéen

La diminution du réflexe palpébral s'étale sur une période de 45 min et comme pour les protocoles 1 et 2, il ne revient pas à sa valeur initiale en fin d'anesthésie.

Le réflexe cornéen ne disparaît jamais. Il convient de préciser que le graphe incluant les animaux décédés est très différent. Non seulement les écarts-types sont importants, mais en plus la courbe ne fait que décroître, ce qui modifie l'interprétation des résultats.

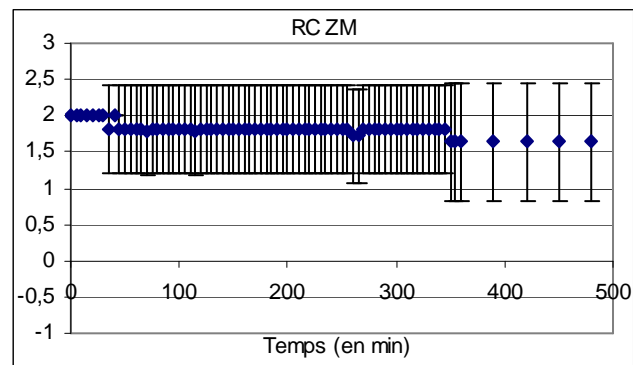
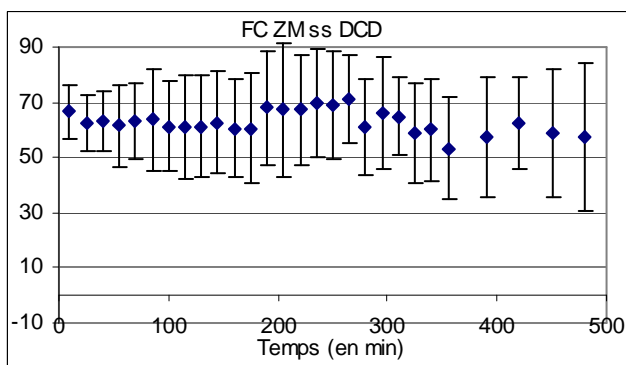
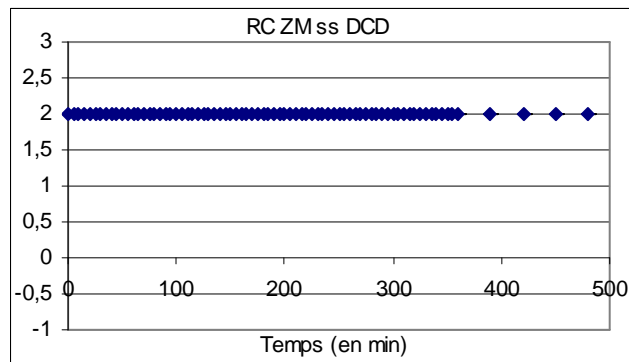
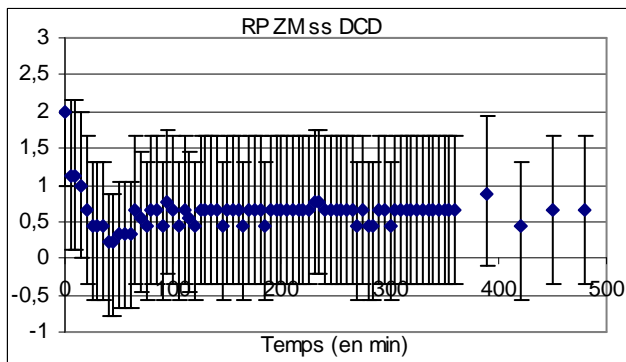
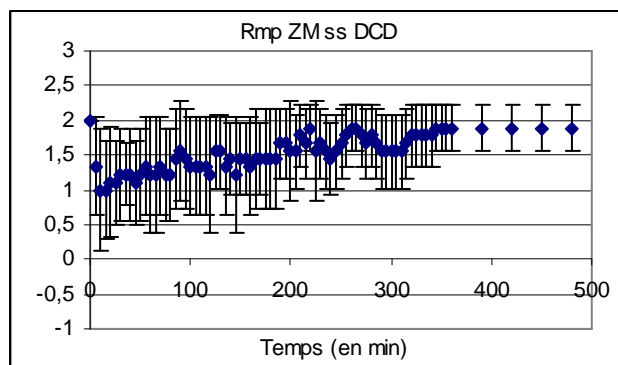
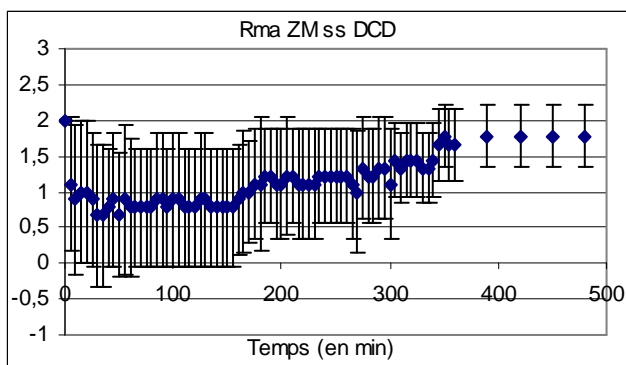
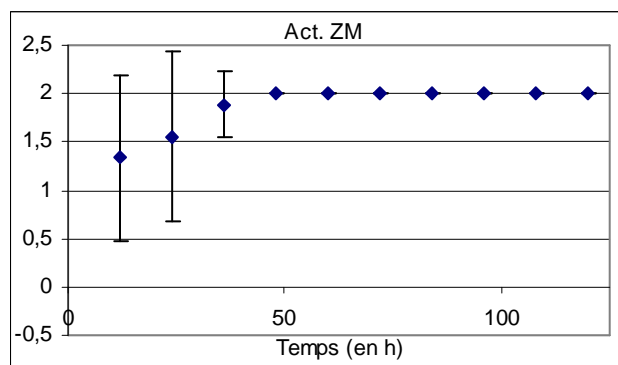
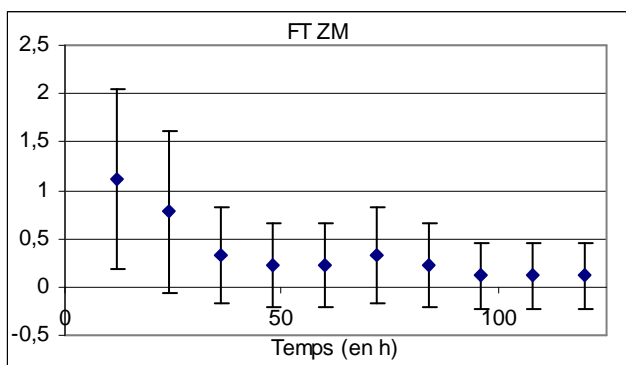
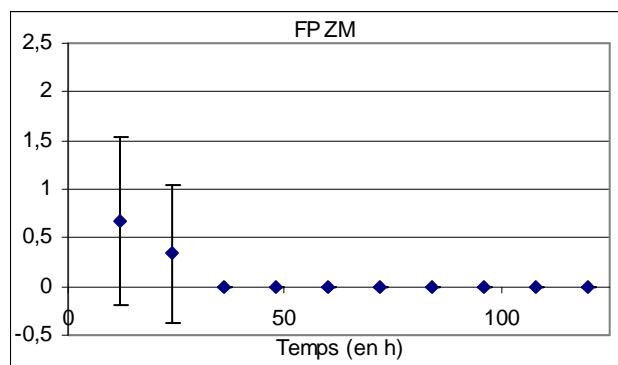
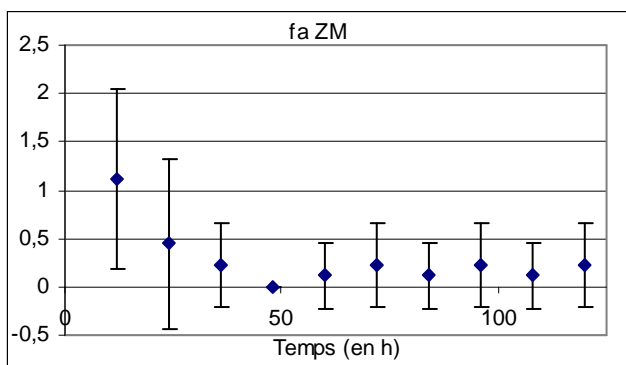


Figure 3 : Représentation graphique du réflexe cornéen de l'ensemble des animaux du groupe 3, y compris les animaux qui sont morts.



Graphiques 19 à 27 : Résultats des signes cliniques de surveillance anesthésique (19 à 23) et post-anesthésique (24 à 27) du groupe 3 sans les données correspondant aux animaux morts.



c- La fréquence cardiaque

Dans un premier temps, la fréquence cardiaque diminue légèrement puis remonte à 71 battements par minute 265 min après l'injection et se stabilise à une valeur de 53 battements par minute.

d- Le suivi post-anesthésique

La flaccidité des membres antérieurs diminue jusqu'à disparaître 48h après l'injection. La réapparition d'une flaccidité n'est due qu'à 2 animaux sur les 9 suivis.

La flaccidité des membres postérieurs, déjà faible 12h après l'injection, disparaît complètement au bout de 36h.

En ce qui concerne la tête, la courbe décroît puis se stabilise entre 0 et 0,5. Sur les 3 dernières observations, cette persistance de flaccidité n'est due qu'à un seul individu.

L'activité est normale à partir de 48h post-injection.

4- Groupe 4 ou P

Ce groupe comportait 11 animaux, dont 1 qui est mort pendant la phase d'anesthésie, soit 9% de mortalité dans ce protocole anesthésique.

a- Les réflexes des membres

Très rapidement après l'injection les membres ne présentent plus de réflexe. Les membres postérieurs récupèrent leur mobilité plus vite et plus complètement que les membres antérieurs. Cependant une forte hétérogénéité des réponses obtenues est observée et limite l'interprétation clinique de ces résultats.

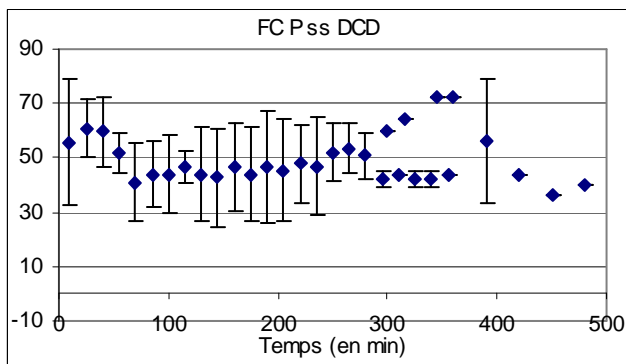
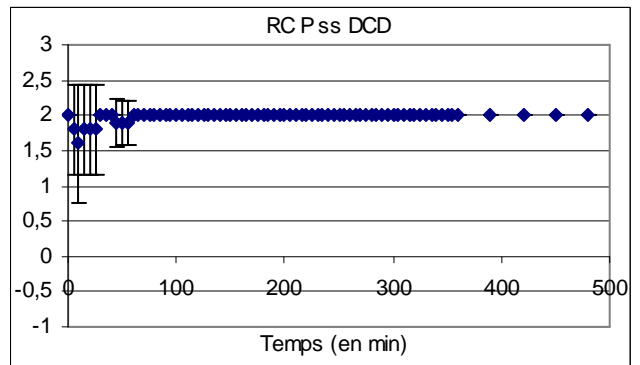
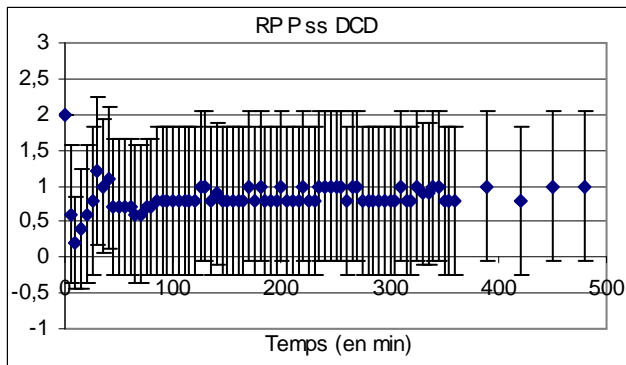
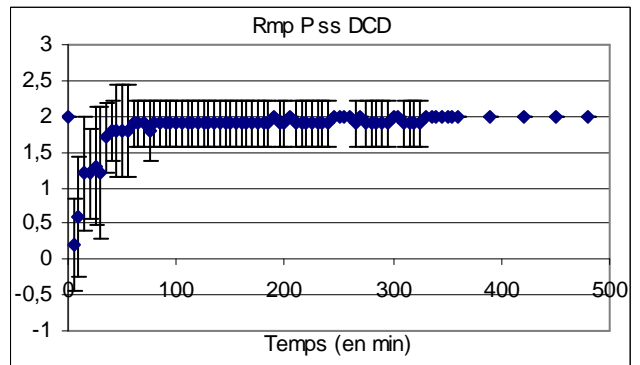
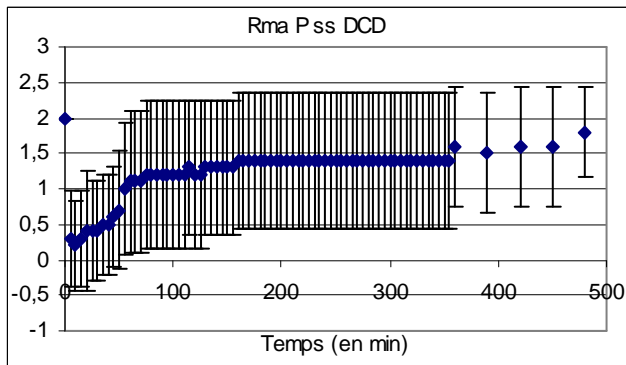
b- Les réflexes palpébral et cornéen

La perte du réflexe palpébral est très rapide, dès 10 min après l'injection, et son début de récupération l'est tout autant. Cependant, comme évoqué précédemment dans les autres groupes, ce réflexe reste bas en fin de période anesthésique.

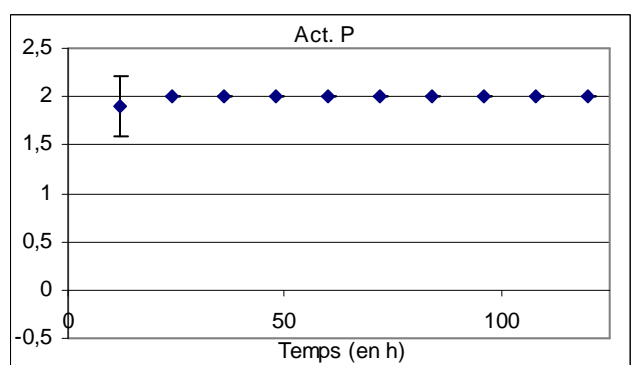
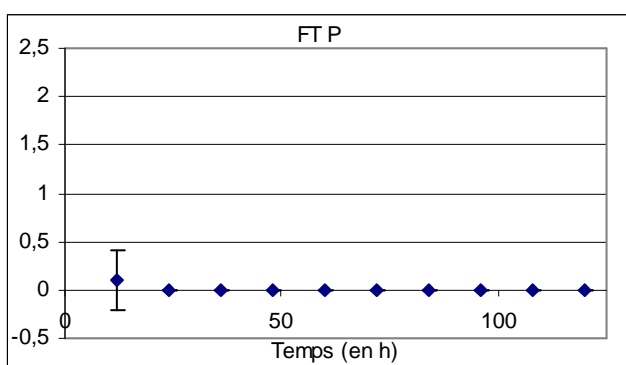
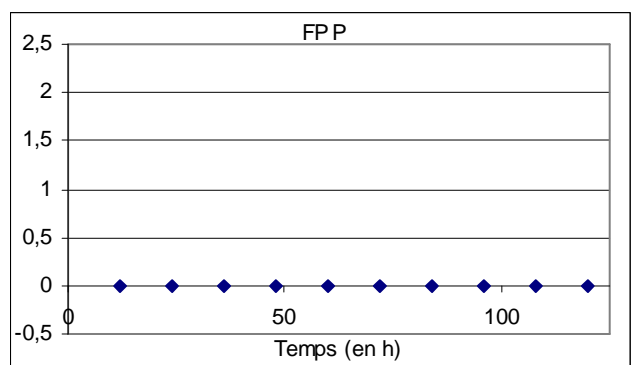
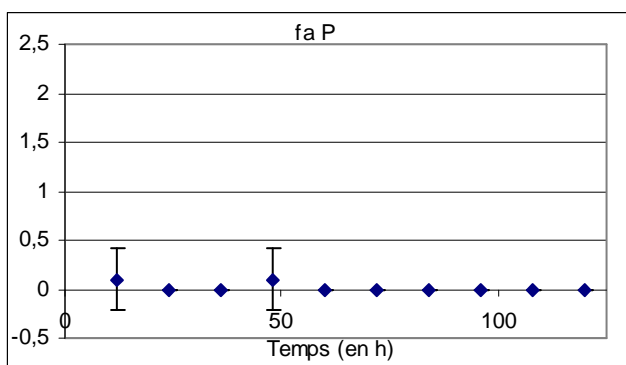
Le réflexe cornéen diminue légèrement en intensité. Cette observation est due à 2 individus du groupe dont le réflexe disparaît rapidement.

c- La fréquence cardiaque

Après une très légère augmentation, elle diminue sur 60 min, reste autour de 45-46 battements par minute pendant 180 min puis se stabilise à une valeur supérieure à 50 battements par minute. Etant donné que le relevé de la fréquence cardiaque est impossible sur des animaux assez actifs, le nombre d'animaux suivis dans ce protocole diminue rapidement. La fin du tracé ne concerne que 2 individus dont la réduction de vigilance permet de réaliser la mesure doppler.



Graphiques 28 à 36 : Résultats des signes cliniques de surveillance anesthésique (28 à 32) et post-anesthésique (33 à 36) du groupe 4 sans les données correspondant aux animaux morts.



d- Le suivi post-anesthésique

Tous les écarts observés par rapport à la normale sont dus au même individu. Globalement, quel que soit le critère pris en compte, la récupération est totale dès 12H après l'injection.

Une anesthésie au propofol assure à l'animal une récupération post-anesthésique rapide.

5- Groupe 5 ou KM

a- Les réflexes des membres

La perte des réflexes au niveau des membres antérieurs est totale et rapide. Le début de la récupération intervient très rapidement. La réapparition de ce réflexe est initialement rapide, puis progressive et plafonne vers une valeur de 1,7-1,8. Cependant les écarts-types sont importants et l'interprétation clinique s'en trouve plus difficile.

Pour les membres postérieurs, le réflexe de retrait diminue peu (la courbe ne descend pas sous la valeur de 1,3), il est normal dès 315 min après l'injection.

b- Les réflexes palpébral et cornéen

L'intensité du réflexe palpébral diminue très vite. Il est quasiment nul après 15 min. Son retour à la normale débute rapidement (valeur de 1,6 45 min après), puis devient progressif pour atteindre la valeur de 2 en fin de période de surveillance. C'est le seul protocole pour lequel nous avons pu observer une réapparition complète du réflexe palpébral.

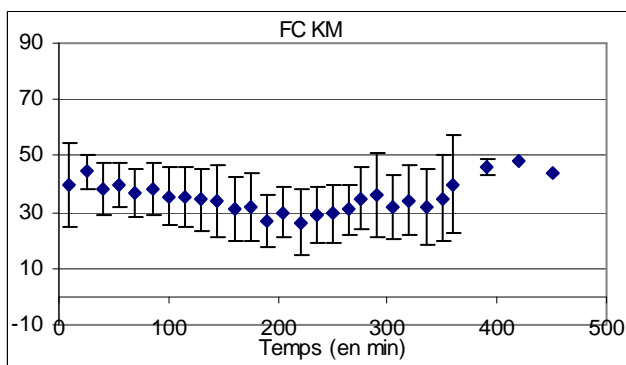
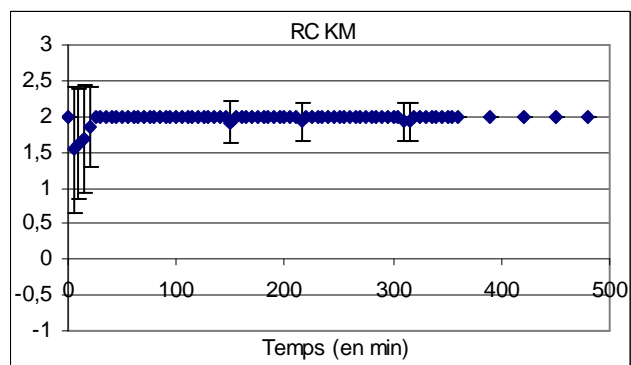
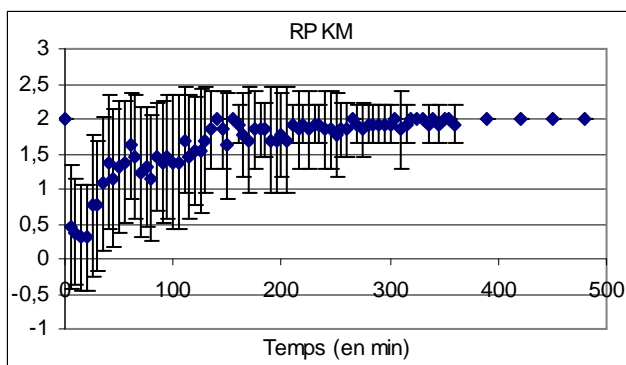
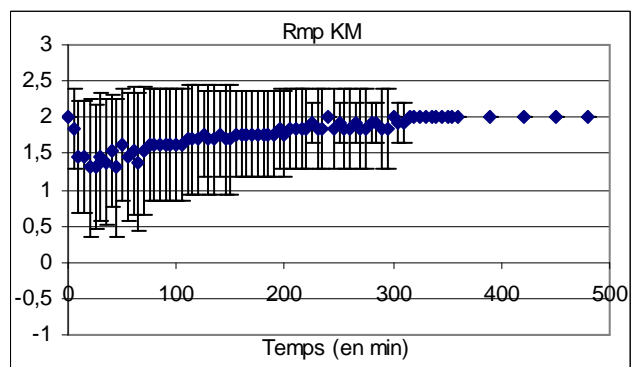
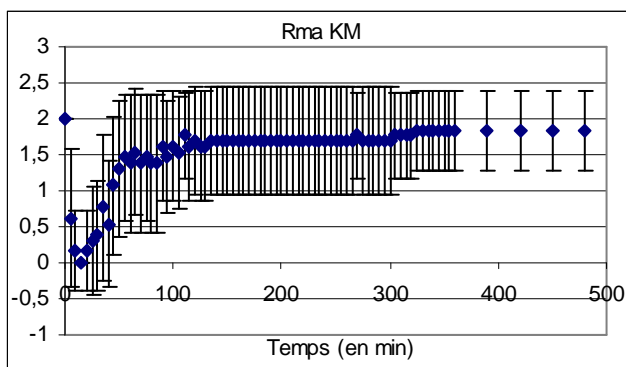
Le réflexe cornéen, diminue peu. Une récupération rapide dans les 25 premières min post-injection est observée. Il est ensuite présent, les faibles variations observables sont dues à 1 animal sur les 13 du groupe.

c- La fréquence cardiaque

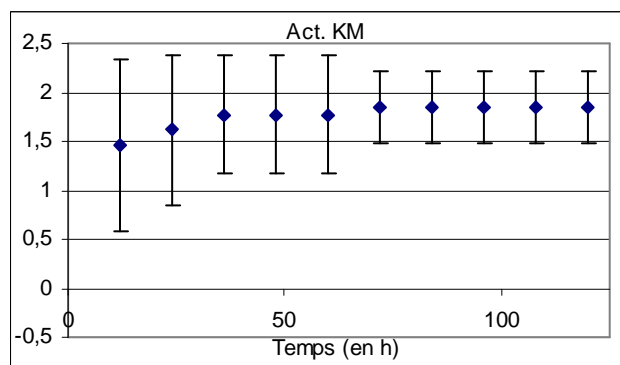
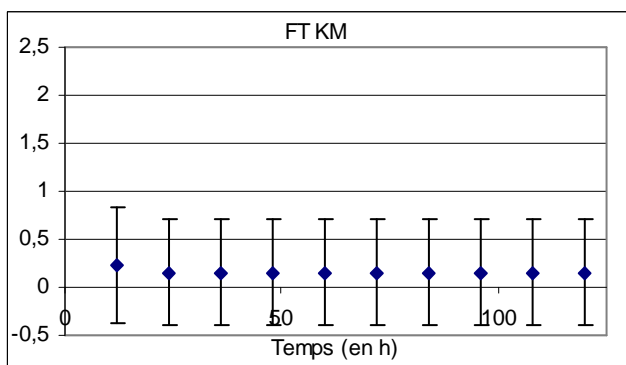
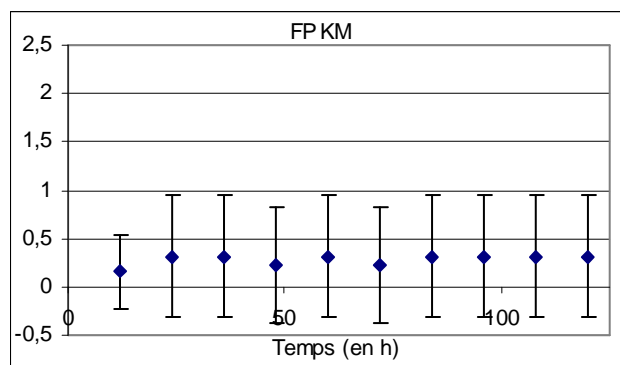
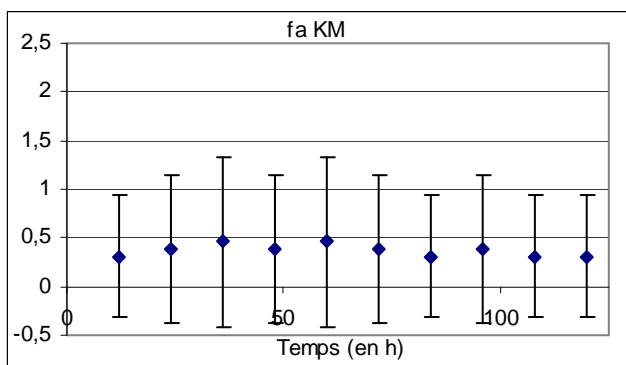
Après une légère diminution de la fréquence cardiaque en début d'anesthésie, la courbe décroît lentement pour atteindre la valeur de 26 battements par minute après 220 min.

d- Le suivi post-anesthésique

Parmi les animaux anesthésiés, 10 se sont parfaitement remis et 3 ont présenté des difficultés à récupérer. Les graphiques montrent que les membres et la tête gardent une certaine flaccidité durant les 5 jours de suivi post-anesthésique.



Graphiques 37 à 45 : Résultats des signes cliniques de surveillance anesthésique (37 à 41) et post-anesthésique (42 à 45) du groupe 5.



6- Les paramètres quantitatifs et qualitatifs des protocoles anesthésiques

Tableau 4 : Récapitulatif des critères principaux des différents protocoles évalués chez la tortue de Floride
(NS : différence non significative par rapport à KM ; * : significativement différent par rapport à KM avec $p < 0,05$).

Protocole	Durée AG (en min)	Latence (en min)	Nombre de « faux réveil »	Queue AG (en h)	Effectifs (décédés exclus)	Mortalité (%)
KVM crâ	50,0 ± 85,1 NS	16,3 ± 9,6 NS	0,3 ± 0,4 *	84,0 ± 32,9 NS	5	58,3
KVM caud	13,6 ± 19,9 NS	30,0 ± 14,1 NS	0,0 ± 0,0 *	62,4 ± 47,6 NS	7	30
KM	28,5 ± 77,8	17,5 ± 9,0	3,0 ± 3,5	46,3 ± 46,9	13	0
ZM	13,3 ± 32,6 NS	11,7 ± 2,4 *	0,7 ± 0,9 *	56,0 ± 36,4 NS	9	25
P	10,5 ± 7,6 NS	7,2 ± 6,3 *	0,0 ± 0,0 *	9,4 ± 18,2 *	10	9

Pour la réalisation de ce tableau, l'analyse statistique utilisée a été un test d'Aspinwelch bilatéral pour séries non appariées. Le recours à ce test est justifié par la principale difficulté de l'analyse des résultats : l'importante variabilité des valeurs et la primauté de l'homogénéité des variances sur la normalité des valeurs.

Le groupe KM a été choisi comme protocole de référence car ce protocole est l'un des plus fréquemment utilisés chez les tortues. En outre, la combinaison kétamine-médétomidine est à l'origine de la plus faible mortalité dans notre étude.

L'absence de significativité doit être interprétée de façon nuancée en soulignant le nombre d'individus réduit par rapport à la variabilité importante des valeurs qui limite la puissance des tests statistiques.

a- La durée d'anesthésie

Les protocoles KVM crâ et caud, P et ZM ne sont pas significativement différents du protocole de référence KM.

Il apparaît pourtant nettement à la lumière des observations cliniques des différences entre les protocoles. Le propofol engendre une anesthésie très courte. Le protocole KVM caud

induit une anesthésie plus longue. Le protocole KVM crâ induit plus une sédation qu'une véritable anesthésie et ses effets sont à long terme. Avec le protocole KM, les animaux n'ont également subi qu'une sédation dont les effets sont moins prolongés.

b- Le temps d'apparition de l'anesthésie : la latence

Les statistiques montrent que les latences des protocoles ZM et P sont significativement différentes de celle de KM. La diminution des réflexes apparaît rapidement dans ces deux groupes.

Dans les autres groupes, il n'existe pas de différence significative par rapport à KM. Les premiers signes d'endormissement sont pourtant très rapidement visibles pour le protocole KVM crâ.

c- La qualité de l'anesthésie : le nombre de « faux réveil »

Le protocole KM est celui dont le nombre de « faux réveil » est le plus important. La médétomidine a une action inhibitrice du tonus musculaire mais n'est pas aussi efficace dans son effet que le diazepam ou le zolazepam, deux benzodiazépines, connues pour leur action myorelaxante centrale. Dans les groupes ZM et KVM crâ, le nombre de réveils est faible mais perturbe la phase d'endormissement. Dans les groupes KVM caud et P, nous n'avons pas observé de « faux réveil ».

d- Le temps de récupération post-anesthésique : la queue d'anesthésie

Bien que l'analyse statistique ne permette pas de mettre en évidence des différences significatives pour KVM crâ, KVM caud et ZM, il apparaît au vu des données brutes que ces trois protocoles induisent une récupération plus longue que KM. Le protocole P permet très clairement aux animaux une récupération optimale dans les plus brefs délais. Le protocole KM se rapproche de ce dernier. Il ressort des observations que la récupération après une anesthésie avec la kétamine et la médétomidine est plus rapide et plus complète.

III- DISCUSSION

Cette étude réalisée afin de parfaire nos connaissances en matière d'anesthésiologie des tortues essaye de mettre au point un ou des protocoles anesthésiques fiables pour les Chéloniens.

En effet, si les données anesthésiques ou cliniques sont rares chez les reptiles par rapport à celles connues pour les Mammifères, elles apparaissent plus parcellaires encore chez les tortues et notamment aquatiques. C'est assez récemment que quelques études approfondies de quelques protocoles anesthésiques ont été publiées.

Cette étude expérimentale compare chez la tortue de Floride cinq protocoles anesthésiques. La sélection des protocoles évalués a été réalisée en accord avec la littérature spécialisée^{2,3,8,10,11,20,21,22,24,25,26}. Ainsi, il apparaît que la kétamine et les agents dissociatifs sont très utilisés lors de l'anesthésie des Chéloniens. Cependant, s'il existe quelques données concernant les tortues terrestres, les données restent parcellaires pour les tortues aquatiques et en particuliers pour la tortue de Floride. Ces études regroupent en effet un nombre limité de protocoles anesthésiques et concernent différentes espèces.

Certains travaux^{8,11,14,20,22,25} proposent l'utilisation du propofol comme agent anesthésique chez les tortues ou reptiles. Les données pharmacocinétiques obtenues chez les animaux homéothermes^{6,27,28,29} font de ce médicament, de plus en plus utilisé en anesthésie vétérinaire, un agent d'induction apparemment sûr. Il apparaît pour la plupart des auteurs que le propofol est également un agent de choix pour l'induction anesthésique chez les tortues.

Cependant, les données modernes de l'anesthésiologie vétérinaire soulignent qu'une anesthésie générale ne se limite pas à la seule obtention d'une contention chimique de l'animal. Un protocole anesthésique doit, outre un état de narcose et de myorésolution compatible avec un geste chirurgical, comprendre une valence analgésique. Selon ces critères, nous avons combiné les différents agents anesthésiques phencyclidiques (kétamine et tilétamine) et phénolique (propofol) avec les principaux médicaments recommandés pour assurer une analgésie peropératoire, un alpha2-agoniste : la médétomidine et un opioïde : le chlorhydrate de morphine.

Les doses choisies correspondent à celles classiquement trouvées dans la littérature^{2,3,8,10,11,20,21,22,24,25,26}. En ce qui concerne la voie d'administration, le choix de la voie intraveineuse est justifiée par deux éléments. Lors d'une injection intramusculaire, l'absorption des produits est plus variable que lors d'une injection intraveineuse. La voie veineuse permet ainsi d'obtenir des résultats reproductibles. De plus, dans certain cas, les

doses intramusculaire et intraveineuse sont identiques.

Les principaux résultats cliniques obtenus au cours de ces cinq protocoles présentent une large variabilité qui souligne la faible reproductibilité des observations réalisées. La largeur des écarts-types rend difficile la réalisation, dans le respect des conditions mathématiques, d'une analyse statistique descriptive. Cette variabilité des résultats est sans doute imputable à la poïkilothermie des tortues. La poïkilothermie est à l'origine de variations importantes du métabolisme des xénobiotiques. Il est reconnu que la température du milieu influe sur le temps de récupération des animaux après une anesthésie^{2,3,20}. Dans notre étude, il apparaît que le seul maintien d'une température ambiante constante (à 32°C) ne suffit pas à compenser cette variabilité métabolique. Ainsi, l'absence de significativité doit être interprétée de façon nuancée en soulignant que le nombre d'individus inclus dans cette étude ne permet pas de compenser la variabilité importante des valeurs. La puissance des tests statistiques reste donc limitée et si une différence n'apparaît pas significative il conviendra de ne pas forcément la considérer comme absente. Pour cette raison, nous avons mis l'accent sur une interprétation clinique de nos observations.

1- Comparaison des différents protocoles

Parmi les objectifs de ce travail, il avait été défini de réaliser une comparaison des cinq associations afin de faciliter le choix que doit réaliser un clinicien désireux de réaliser dans de bonnes conditions une anesthésie chez la tortue de Floride. Les résultats obtenus varient largement en fonction des combinaisons utilisées. Aussi, une comparaison détaillée des protocoles anesthésiques est-elle indispensable afin d'orienter le choix du clinicien. Nous envisagerons successivement la sécurité de l'anesthésie, puis sa qualité en vue d'une chirurgie, c'est-à-dire sa durée et sa profondeur et enfin ses aspects pratiques que sont les durées d'induction et de récupération.

a- Sécurité de l'anesthésie

Lorsqu'un praticien réalise une anesthésie générale, il doit toujours garder à l'esprit le risque qu'un tel acte fait courir au patient. La notion de sécurité anesthésique apparaît donc essentielle. Il faut avant toute anesthésie vérifier l'état de santé du patient afin de déceler les troubles susceptibles de créer des complications pouvant entraîner la mort de l'animal pendant l'anesthésie. Seul un examen clinique préanesthésique rigoureux permet le dépistage d'états pathologiques inconnus. L'examen d'inclusion a été réalisé selon les critères définis par Schumacher J.²⁵ et notre expérience personnelle.

Au cours de l'inclusion des tortues, nous avons écarté les animaux dont l'examen clinique a permis de révéler une affection pré-existante. Ainsi, cette approche expérimentale a été réalisée sur des animaux apparemment sains. Il apparaît cependant, que chez les tortues de Floride, ce seul examen clinique préanesthésique semble insuffisant pour détecter une affection initiale. Ainsi, l'autopsie des animaux décédés au cours de l'anesthésie a permis de mettre en évidence que certains décès étaient imputables à une affection initialement non détectée. Des abcès sur le tube digestif provoqués par la présence de deux hameçons, une tumeur pulmonaire très envahissante, des hépatites sévères ou encore des hématomes digestifs sont autant de découvertes qui nous permettent de penser que le décès des animaux n'est pas directement provoqué par l'anesthésie.

Le premier résultat clinique de cette étude souligne les limites de l'examen clinique préconisé²⁵. Il vient confirmer les recommandations de certains auteurs^{14,25} qui conseillent d'effectuer des examens paracliniques complets avant toute anesthésie de reptile. Radiographies, bilan biochimique, bilan hématologique et coproscopie s'avèrent recommandables pour réaliser un bilan préanesthésique précis. Les auteurs insistent aussi sur la nécessité d'une fluidothérapie et d'une antibiothérapie préventives. Ainsi, un clinicien désireux de réaliser une anesthésie générale chez une tortue de Floride devra tenir compte de ces observations pour obtenir le consentement éclairé du propriétaire de l'animal. L'anesthésie générale n'est jamais sans risque.

Parmi, les critères de choix d'un protocole anesthésique, la mortalité imputable à l'anesthésie constitue un critère pivot. Nos résultats montrent que la mortalité per et post anesthésique permet de différencier des protocoles associés à une mortalité élevée, moyenne ou faible. Ainsi, une combinaison de kétamine (70 mg/kg) et de diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale et de morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée ou l'association de Zolétil® (20 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale et de morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée sont respectivement à l'origine d'une mortalité chez 58,3% et 25% des animaux. Les autopsies de ces animaux n'ont révélé aucune lésion majeure à l'exception peut-être d'une tortue qui présentait un foie légèrement friable.

Dans cette mortalité élevée, le point commun des protocoles est l'utilisation d'un agent dissociatif et de chlorhydrate de morphine. S'il est possible de s'interroger sur l'imputabilité des agents dissociatifs dans cette mortalité, nous montrons dans notre étude que la kétamine associée à la médétomidine constitue un protocole dont la mortalité immédiate ou retardée est nulle. Cependant, les doses de kétamine utilisées s'avèrent différentes et une part de ces mortalités peut être en partie liée à une dose excessive même si certains

auteurs^{2,3,8,20,21,25} la recommandent. Deux publications^{3,11} font mention d'une dose de kétamine à ne pas dépasser sous peine d'une augmentation de la mortalité. Les seuils évoqués sont respectivement de 110 mg/kg si aucune ventilation assistée n'est mise en place et de 132 mg/kg en dose cumulée. Ces valeurs sont largement plus importantes que celles que nous avons choisies pour notre étude.

Une deuxième hypothèse permettant d'expliquer cette mortalité pourrait résider dans l'utilisation de chlorhydrate de morphine. Cependant, notre expérience clinique de même que diverses études^{8,26} préconisent son utilisation à cette dose sans rapporter de mortalité associée.

Une troisième hypothèse est l'utilisation d'une benzodiazepine comme le diazepam. Des dépressions cardio-respiratoires lors d'injections intraveineuses trop rapides ou lors de surdosages ont été décrites avec le diazepam. Ces effets sont liés au solvant (propylène glycol) qui lui est associé dans les préparations injectables. Nos résultats mettent en évidence une baisse de la fréquence cardiaque en début d'anesthésie pour le groupe 1 (kétamine et diazepam par voie intraveineuse crâniale associés à de la morphine par voie sous-cutanée) mais pas pour le groupe 2 (kétamine et diazepam en intraveineuse caudale associés à de la morphine par voie sous-cutanée).

Enfin la voie d'injection peut être une piste à explorer afin de comprendre les taux de mortalité si différents entre les groupes 1 et 2. En effet, seul le site d'injection diffère entre ces deux protocoles. Cette dernière hypothèse est développée plus loin dans l'étude (voir « 2- L'influence de la voie d'administration »).

La combinaison de kétamine (70 mg/kg) et de diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse caudale associés à de la morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée est à l'origine d'une mortalité élevée de 30% des animaux. Les autopsies ont révélé que 2 des 3 tortues mortes présentaient des lésions sévères non imputables à l'anesthésie et pouvant expliquer leur décès.

Le protocole à base de propofol (15 mg/kg) est à l'origine d'un seul mort, soit 9% de mortalité. L'autopsie réalisée a montré l'existence d'une tumeur pulmonaire très envahissante susceptible d'aggraver une hypoventilation d'origine médicamenteuse.

Enfin, l'association de la kétamine (20 mg/kg) et de la médétomidine (0,3 mg/kg) n'est à l'origine d'aucun décès. Mais ce protocole n'induit pas une bonne sédation, aucun animal de ce groupe n'a dormi selon les critères définis pour cette étude.

En ce qui concerne la mortalité associée au protocole anesthésique, notre étude permet donc de souligner qu'un protocole utilisant la combinaison de kétamine (70 mg/kg) et de diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse caudale associés à de la morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée ou le propofol (15 mg/kg) minimise le risque anesthésique tout en offrant une sédation correcte.

Cependant parmi les critères de choix d'un protocole anesthésique, il importe que les qualités cliniques durée et profondeur anesthésiques soient adaptées aux besoins chirurgicaux. En effet, il apparaît cohérent que la durée et l'intensité de l'inconscience soient en adéquation avec l'agression chirurgicale.

b- Durée de l'anesthésie

Une des originalités de ce travail est l'évaluation de la durée et de l'intensité de l'inconscience associée aux combinaisons anesthésiques. En effet, il existe peu de travaux menés chez la tortue qui tentent de déterminer la durée anesthésique. Une des raisons réside dans l'hétérogénéité des observations qui est notamment liée à la poikilothermie de ces animaux. Ainsi, dans nos conditions expérimentales, il est possible de distinguer trois catégories de protocoles en terme de durée. La combinaison de la kétamine (70 mg/kg) et du diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale associés à de la morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée s'avère en moyenne plus durable que l'association de la kétamine (20 mg/kg) et de la médétomidine (0,3 mg/kg), elle-même plus durable que la combinaison de la kétamine (70 mg/kg) et du diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse caudale associés à de la morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée, l'association de Zolétil® (20 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale et de morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée ou le propofol (15 mg/kg). Il apparaît cependant que ce découpage des protocoles est un peu arbitraire en raison de la très grande variabilité des résultats obtenus. Cette variabilité s'avère d'autant plus importante que la durée moyenne de l'anesthésie est élevée. Cette observation souligne que la variabilité des résultats peut en partie être expliquée par des différences de métabolisme qui ne sont pas complètement justifiées par l'état de poikilothermie. Certaines hypothèses peuvent être établies. Ainsi, la différence de durée d'action entre la voie d'administration crâniale et caudale peut être supportée par une différence métabolique (voir « 2- L'influence de la voie d'administration »).

Nos résultats soulignent que le propofol est le seul agent anesthésique associé à une certaine reproductibilité de la durée anesthésique. Le métabolisme de ce dérivé phénolique reste mal connu chez les Mammifères et demeure inconnu chez les Chéloniens. Le temps imparti au chirurgien est assez réduit, diminuant ainsi les possibilités de gestes chirurgicaux.

Ces durées ne permettent donc que des actes rapides.

c- Profondeur d'anesthésie

La profondeur d'anesthésie est notamment caractérisée par la disparition des réflexes des membres. Il apparaît à la lueur de nos résultats que le protocole kétamine, diazepam par voie intraveineuse caudale et morphine par voie sous-cutanée induit une anesthésie moins profonde que celle obtenue avec le propofol. La combinaison kétamine, diazepam par voie intraveineuse crâniale et morphine ainsi que les protocoles Zolétil®-morphine et kétamine-médétomidine sont associés en pratique à des interruptions de la narcose et de la myorésolution durant les temps opératoires.

Elément important du confort chirurgical, la profondeur anesthésique est donc différente d'un protocole à l'autre. Souvent abordés dans la littérature, il apparaît que les protocoles Zolétil®-morphine et kétamine-médétomidine sont plus à l'origine d'une contention chimique que d'une anesthésie générale stricto sensu.

Notre étude montre que seuls les protocoles kétamine-diazepam par voie intraveineuse caudale et morphine par voie sous-cutanée et propofol sont à l'origine d'une anesthésie susceptible de permettre dans de bonnes conditions la réalisation d'un geste chirurgical délabrant.

d- Durée d'induction

L'anesthésie produite par le propofol est plus rapide à apparaître que toutes les autres. Cette rapidité d'action est une caractéristique bien connue et très exploitée en médecine humaine comme en médecine vétérinaire. Le propofol est en effet un agent de choix pour l'induction anesthésique.

e- Temps de récupération

Le réveil anesthésique constitue l'une des phases à risque majorée de l'anesthésie. S'il n'est pas rare d'observer des réveils de plusieurs jours chez les reptiles aucune étude n'évalue avec précision l'influence d'un protocole anesthésique sur la durée du réveil chez la tortue. Cette phase étant d'une importance capitale, il est essentiel de tenir compte de ce facteur dans l'évaluation d'un protocole. Une surveillance post-anesthésique mal effectuée peut être à l'origine de problèmes importants chez le patient tels que l'hypothermie, des troubles cardiaques voire même le décès. Nos résultats montrent la supériorité du propofol comme

agent inducteur à l'origine d'une récupération rapide de l'état de conscience de l'animal. Pour le protocole kétamine et diazepam par voie intraveineuse caudale et morphine par voie sous-cutanée et le protocole kétamine et médétomidine par voie intraveineuse crâniale le temps de récupération moyen est un peu supérieur à deux jours, ce qui implique forcément de la part du praticien la possession de terrariums susceptibles d'accueillir pendant tout ce temps les animaux convalescents.

Il est probable que ces différences de vitesse de récupération s'expliquent par des différences de vitesse de métabolisation et d'élimination des xénobiotiques. Le propofol, à la différence de la kétamine, est connu en tout cas chez les Mammifères comme ayant un métabolisme et une inactivation rapide. Notre étude menée chez la tortue de Floride est, même s'il n'existe pas de données pharmacocinétiques pour ces médicaments chez les Chéloniens, en accord avec ces données obtenues chez des animaux homéothermes.

f- Bilan

Cette comparaison a permis de mettre en évidence les propriétés globales des protocoles testés.

Ainsi, le propofol s'avère sûr, rapide d'action et procurant une anesthésie suffisamment profonde pour réaliser un acte chirurgical. Cette anesthésie générale est cependant de très courte durée et reste déficiente en composante analgésique. Il est donc possible de conseiller ce protocole pour des actes thérapeutiques rapides, et non douloureux. L'absence totale de mouvements durant l'anesthésie permet aussi d'envisager dans ce cadre la pratique d'actes qui requièrent de la précision (pose d'une sonde oesophagienne ou d'un cathéter).

Le protocole kétamine-diazepam par voie intraveineuse caudale et morphine par voie sous-cutanée se révèle être assez complet en terme de qualité. En effet, l'anesthésie obtenue s'avère sûre, rapide d'apparition, et associe myorésolution, narcose et analgésie. Elle apparaît un peu plus durable que celle induite par le propofol mais reste insuffisante pour un acte chirurgical long.

Les protocoles combinant kétamine, diazepam par voie intraveineuse crâniale et morphine ou Zolétil® et morphine s'avèrent associés à une mortalité élevée incompatible avec une utilisation en pratique vétérinaire. Enfin, la combinaison kétamine-médétomidine apparaît insuffisamment anesthésique aux doses utilisées dans cette étude. Cependant, les caractéristiques pharmacologiques de la médétomidine légitiment une démarche expérimentale qui tenterait de préciser notamment la dose de kétamine.

2- Influence de la voie d'administration

Comme le montrent nos résultats, il apparaît que les différences observées entre les protocoles anesthésiques testés pourraient être en partie expliquées par la voie d'administration. En effet, les protocoles 1 et 2 ne diffèrent techniquement que par la voie d'administration du mélange kétamine/diazepam. Cliniquement, l'anesthésie obtenue s'avère cependant très différente en terme de mortalité, de durée, de vitesse de récupération et même de qualité de narcose.

Pour le premier groupe, l'injection est réalisée dans un sinus veineux situé juste au niveau de la réunion de la colonne vertébrale et la dossière. Dans le second groupe, l'induction est obtenue par l'administration des médicaments dans le sinus veineux situé au niveau de la queue. Il est donc vraisemblable que les conditions d'administration modifient le résultat anesthésique. Plusieurs explications sont possibles.

a- L'injection d'un volume important par voie intraveineuse peut-elle être à l'origine de lésions provoquant la mort ?

La proximité du sinus crânial avec le cerveau peut faire envisager la possibilité de dommages irréversibles causés par un volume trop important arrivant dans des structures vasculaires de petite taille tandis qu'aucun organe aussi fragile et aussi proche n'est en aval du sinus caudal.

Mais cette hypothèse est contredite par les résultats obtenus avec les individus du groupe placebo et ceux du groupe propofol (15mg/kg). Dans ces deux cas, les volumes injectés sont supérieurs à ceux injectés dans les protocoles associant kétamine/diazepam/morphine et aucune mortalité excessive n'est notée.

b- Le système porte rénal

La plupart des poissons, tous les amphibiens, reptiles et oiseaux possèdent un système porte rénal. Sa présence a longtemps fait croire qu'un produit injecté dans la partie postérieure de l'animal passait directement dans les reins^{2,3} et était en partie excrété avant d'avoir atteint la circulation générale. Cependant, ce système circulatoire original, a fait depuis, l'objet d'études plus approfondies aussi bien d'un point de vue anatomique que du point de vue de ses conséquences réelles sur l'effet des xénobiotiques injectés. Des travaux récents décrivent qu'en réalité un faible pourcentage du retour veineux provenant des membres postérieurs passe directement dans les reins¹⁴. Il existe en effet une valve qui gouverne les flux sanguins *

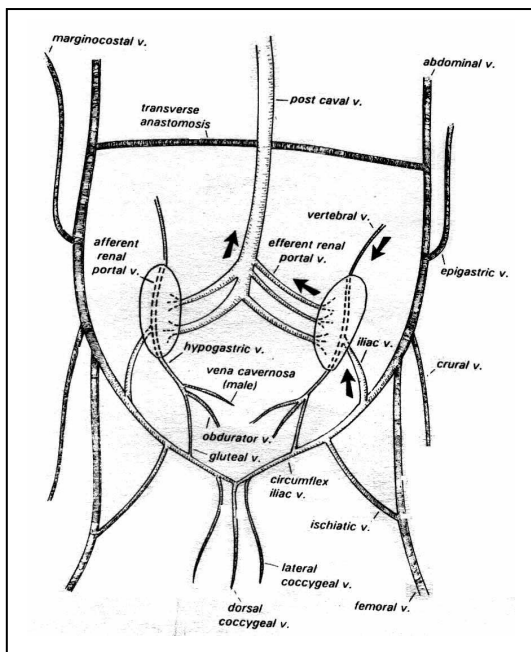


Figure 4 : Vue dorsale du système porte rénal chez *Trachemys scripta elegans* (d'après Holz^{15,17})

dans et autour des reins^{16,17}. Elle se situe au niveau de la jonction des veines fémorale et abdominale. Cette valvule apparaît comme un dispositif de contrôle du flux sanguin orientant le devenir du sang provenant de la partie postérieure du corps. Ainsi lors d'une injection au niveau d'une patte postérieure, le flux passe directement de la veine fémorale à la veine abdominale et se dirige donc principalement vers le foie. Une faible proportion du flux peut toutefois passer dans la veine ischiatique et arriver dans le rein via la veine circonflexe iliaque.

Lorsque la valve est ouverte, le sang passe de la veine coccygale dorsale aux veines circonflexes iliaques puis, par gravité, rejoint la veine abdominale qui irrigue le foie.

Lorsque la valve est fermée, le flux provenant des reins de rejoindre la veine abdominale, mais la valve empêche

son passage. La pression augmente et engendre un reflux à l'origine d'un passage dans les veines iliaques et donc dans les reins.

Les mécanismes contrôlant l'ouverture et la fermeture de cette valve restent encore inconnus. Une étude réalisée avec des marqueurs radio opaques¹⁵ a révélé que différentes situations existent. Ainsi, le flux provenant de la veine coccygale dorsale peut éviter complètement ou partiellement les reins.

Ces données expérimentales permettent d'orienter la réflexion sur le

devenir des produits anesthésiques injectés par la veine coccygale dorsale. Elles ne peuvent cependant pas répondre de façon certaine à la question de savoir quelle proportion du volume injecté se retrouve dans la circulation sanguine. Il apparaît donc difficile d'établir une simple relation dose-réponse.

Dans tous les cas, le sang ayant pénétré dans les reins par le système porte rénal ne perfuse que les tubules rénaux et non les glomérules. Cependant, cette observation ne peut constituer une explication simple des différences d'effets anesthésiques observés car la voie

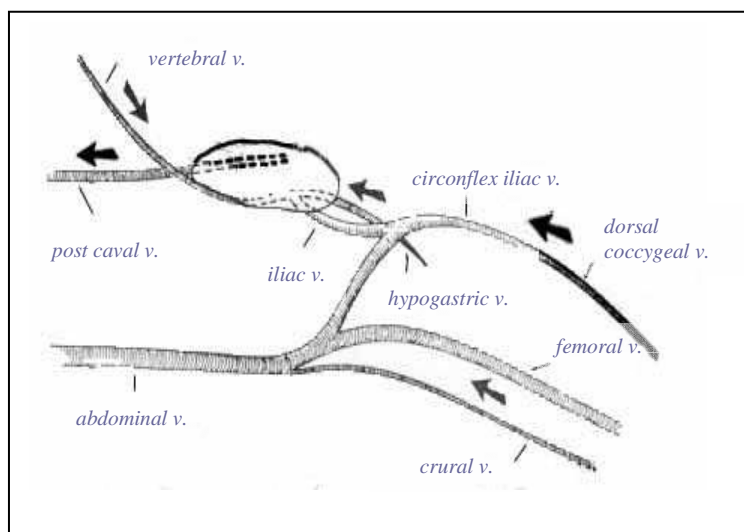


Figure 5 : Vue latérale du système porte rénal chez *Trachemys scripta elegans* (d'après Holz¹⁷)

métabolique et la voie d'élimination de la plupart des produits anesthésiques utilisés chez les Chéloniens restent inconnues.

L'influence du système porte rénal sur la pharmacocinétique de la gentamicine confirme l'idée de sa faible répercussion sur le devenir des médicaments dans l'organisme des Chéloniens. Certaines études^{1,16} suggèrent en effet que le site d'injection (en partie antérieure ou en partie postérieure du corps de l'animal) n'a pas d'influence sur l'effet de l'antibiotique. Il n'existe pas de différence significative entre les concentrations plasmatiques de gentamicine en fonction du site d'injection. Mais un antibiotique n'est pas dose-dépendant de la même façon qu'un anesthésique, il ne permet donc pas d'extrapoler directement ces observations aux anesthésiques.

Les informations disponibles sur le système porte rénal ne sont pas encore suffisamment précises pour pouvoir esquisser une réponse à la question qui reste posée de l'influence de ce système sur les anesthésiques injectés par voie intraveineuse caudale.

c- Injection dans le sinus caudal, intraveineuse stricte ?

Il est admis qu'un médicament injecté par voie intramusculaire ou par voie sous-cutanée doit être localement résorbé avant de pénétrer dans la circulation sanguine, réduisant ainsi la quantité efficace de ce médicament. Ces effets sont très réduits lors d'une injection intraveineuse.

Notre expérience personnelle a montré que le sinus crânial est facile anatomiquement à localiser. Il permet aisément le prélèvement de volumes sanguins importants. En pratique, on a toujours la certitude d'être dans le sinus pendant toute la durée de l'injection. Le sinus caudal est relativement facile à localiser mais sa taille est réduite. Cette voie d'administration apparaît plus délicate car il est difficile d'être sûr de ne pas modifier la localisation de l'aiguille durant l'injection.

Il ressort de tout cela que lorsqu'on réalise une injection dans le sinus crânial, tout le contenu de la seringue est injecté dans la circulation sanguine tandis que lorsqu'on réalise une injection caudale, une certaine proportion du(es) produit(s) injecté(s) peut passer, selon toute vraisemblance, en sous-cutanée ou intramusculaire. La cinétique d'action des xénobiotiques ainsi injectés est par conséquent modifiée et cela peut, en partie, expliquer les différences d'effets notés pour les groupe 1 et 2.

3- Pertinence des signes cliniques pour le suivi anesthésique des tortues de Floride

L'une des difficultés majeures rencontrées lors d'une anesthésie de tortue concerne la surveillance anesthésique de l'animal. Les moyens instrumentaux d'utilisation simple et rapide dont nous disposons chez les Mammifères sont souvent mal adaptés à la physiologie de la tortue. Ainsi, le stéthoscope ou un moniteur respiratoire sont inutilisables.

La surveillance anesthésique clinique s'avère donc particulièrement essentielle. Les signes cliniques classiquement décrits^{2,3,4,14,20,21,24} sont les réflexes de retrait des membres, les réflexes palpébral et cornéen, le réflexe de retrait de la tête, le réflexe cloacal et le réflexe de retournement. Les réflexes cornéen et cloacal ne doivent pas disparaître même en phase profonde d'anesthésie. En ce qui concerne les membres et la tête, la relaxation se fait de la partie antérieure à la partie postérieure du corps, la récupération se fait dans l'autre sens. Le réflexe de retournement semble plus intéressant pour les serpents, les crocodiliens et les iguanes que chez les tortues.

Notre étude permet de souligner les limites de l'utilisation des signes cliniques pour l'évaluation de la profondeur anesthésique.

a- Retrait des membres

Lors de l'utilisation des dissociatifs tels que la kétamine et la tilétamine, la réponse des membres à la stimulation s'est révélée être par moment anarchique. En particulier avec la tilétamine, ce phénomène décrit par ailleurs dans la littérature^{4,19} a pris dans certains cas des proportions importantes : la stimulation d'un membre antérieur « provoquait » le retrait du membre postérieur contro-latéral, ou bien les mouvements n'intervenaient que juste après les stimulations des membres. Il est difficile dans ces conditions de conclure vraiment qu'il s'agit d'un réflexe ou d'une réaction à la douleur.

Le défaut de reproductibilité de ce signe, de même que l'influence directe de la nature du protocole sur la pertinence de ce seul signe soulignent que le réflexe de retrait des membres constitue un critère clinique d'une utilité pratique assez médiocre pour renseigner sur l'état anesthésique d'une tortue de Floride. Cela reste cependant un critère correct pour savoir si une chirurgie est possible puisque l'absence totale du retrait des membres est toujours observable. Différents auteurs^{2,3,4,19,24} rapportent un ordre de disparition des réflexes des membres. Parallèlement, notre étude montre que contrairement à ce qui est classiquement admis, cette disparition séquentielle des réflexes n'est que théorique. Ainsi, nous avons observé à plusieurs reprises une disparition des réflexes des membres postérieurs avant celle des membres antérieurs.

b- Réflexe palpébral

Conformément à ce qui est connu chez les carnivores domestiques, ce réflexe qui disparaît avec l'approfondissement de l'anesthésie constitue un signe fiable, curieusement y compris avec un protocole incluant un agent dissociatif.

Ce critère s'est révélé précieux pendant la phase profonde d'anesthésie, il caractérise de façon fiable l'enfoncement de l'animal dans la phase d'anesthésie chirurgicale. Cependant ce réflexe s'avère beaucoup moins sensible pour détecter un allègement de l'état d'anesthésie.

Son absence est un critère assez fiable de bonne profondeur d'anesthésie.

c- Réflexe cornéen

Conformément aux données de la littérature^{2,3,4,21,22}, le réflexe cornéen ne doit pas disparaître chez les animaux anesthésiés. Ce signe anesthésique constitue un indice d'intoxication anesthésique. Notre étude confirme que la disparition du réflexe cornéen précède toujours la mort de l'animal. Cependant, nos observations indiquent qu'une disparition fugace (de l'ordre de quelques minutes) ne traduit pas une intoxication anesthésique même si elle survient juste après l'injection. Il apparaît donc que la disparition du réflexe cornéen est un signe clinique sensible mais peu précis.

Au cours de notre étude, nous avons réalisé diverses observations non décrites dans la littérature consacrée aux tortues. Nous avons ainsi pu constater que l'intensité de l'enfoncement des globes oculaires dans les orbites et leur tendance à s'opacifier légèrement constituaient un critère apparemment pertinent pour repérer une intoxication anesthésique. Nous avons pu constater la survenue rapide du décès lorsque les yeux s'enfoncent profondément dans les orbites. Bien que ce signe n'ait à ce jour jamais été décrit comme précédant un arrêt cardiaque, la tonicité des tissus placés derrière les yeux pourrait être un reflet de l'état hémodynamique de l'animal.

d- Anesthésie et fréquence cardiaque

Le suivi de la fonction cardiaque chez les Chéloniens pose le problème de l'accessibilité de l'organe par les méthodes classiquement utilisées. Elle ne peut se faire quasiment que grâce à un électrocardiographe ou à un dispositif doppler. L'auscultation directe est rendue difficile par le fait que les sons produits sont de très faible amplitude⁷ et, chez les Chéloniens, par la présence d'une carapace.

L'interprétation d'une fréquence cardiaque chez des animaux poïkilothermes est rendue délicate par sa dépendance à la température ambiante. En outre, divers auteurs soulignent l'existence d'une assez grande variabilité individuelle. Selon Holz P. et Holz R.M.¹⁸, la fréquence cardiaque d'un animal vigile est de 34 battements par minute, et de 25 battements par minute chez un animal anesthésié à une température de 22-23°C. D'autres auteurs²² indiquent que la fréquence cardiaque normale d'une tortue de Floride est de 25-29 battements par minute à 20°C, de 34-61 battements par minute à 30°C et de 70 battements par minute à 35°C. Ainsi, dans nos conditions expérimentales, la fréquence cardiaque normale doit, à 32°C, se situer autour de 50-70 battements par minute.

Pour cette étude, nous avons donc eu recours à un appareil doppler, considéré comme une méthode de référence pour mesurer la fréquence cardiaque chez les tortues. Classiquement, il est admis que la fréquence cardiaque est liée à la profondeur de l'anesthésie générale. D'un point de vue général, cette relation fréquence cardiaque- profondeur anesthésique n'est pas directe chez les tortues. Ainsi, il constitue un signe tardif d'endormissement tel que le montre l'évolution de la fréquence cardiaque après une induction avec le propofol par exemple. La médétomidine semble en revanche avoir le même effet bradycardisant (les valeurs mesurées sont largement plus basses que pour tous les autres protocoles) qui est connu chez les Mammifères. Nos résultats montrent donc que l'évolution de la fréquence cardiaque est conditionnée par la nature du protocole anesthésique utilisé. Il apparaît délicat d'interpréter ces observations au plan physiologique ou pharmacologique. Rares sont les données indiquant la nature du contrôle neurohumoral de la fréquence cardiaque chez les tortues. Les observations réalisées à la suite de l'injection de médétomidine semblent indiquer l'intervention du système nerveux orthosympathique. La tendance à la tachycardie induite après l'injection de propofol pourrait suggérer, si les tortues disposent d'un arc baroréflexe comparable à celui des Mammifères, la mise en place d'une compensation à une vasodilatation.

Nous avons pu assister aussi à des arrêts cardiaques réversibles pouvant durer jusqu'à deux heures. Une reprise spontanée de l'activité cardiaque a dans tous les cas été observée. Cependant, ces poses cardiaques même réversibles semblent constituer un élément pronostic pertinent car tous les animaux ayant présenté de tels épisodes sont décédés dans les heures ou les jours qui ont suivi.

Le suivi de la fréquence cardiaque n'apparaît pas très pertinente pour le suivi anesthésique même s'il révèle les propriétés de certains produits.

CONCLUSION

Nous avons effectué sur 68 tortues de Floride (*Trachemys scripta elegans*) réparties en groupe de 10 à 13 individus différentes anesthésies dans des conditions standardisées. Cinq protocoles ont ainsi été testés.

Nos résultats montrent que deux protocoles sont à proscrire en raison de la mortalité induite. L'association kétamine (70 mg/kg), diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale et morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée, est à l'origine de près de 58,3% de mortalité imputable à l'anesthésie.

De même l'association zolazepam-tiletamine (Zolétil® 50 mg/mL) 20 mg/kg par voie intraveineuse crâniale et morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée, est responsable d'une mortalité de 25% chez des animaux confirmés comme sains à l'autopsie.

Un protocole s'est montré cliniquement inefficace, c'est l'association kétamine (20 mg/kg) et médétomidine (0,3 mg/kg) par voie intraveineuse crâniale. Les doses sont trop faibles pour induire une anesthésie correcte. Cependant, cette association, dont tous les avantages cliniques (analgésie, myorésolution, pseudo narcose) sont bien connus chez les Mammifères, mériterait d'être réévalué en augmentant les doses testées.

L'association kétamine (70 mg/kg) et diazepam (0,4 mg/kg) par voie intraveineuse caudale et morphine (1 mg/kg) par voie sous-cutanée produit une anesthésie relativement sûre, d'apparition rapide, avec une bonne analgésie. Elle est cependant de courte durée. Cette association anesthésique est donc à réserver à la réalisation d'actes chirurgicaux rapides.

L'anesthésie au propofol s'avère sûre et rapide. Au vu de nos résultats, elle peut être recommandée pour des actes rapides et requérant une certaine précision car aucun mouvement ne vient perturber la période anesthésique. De futures études expérimentales, pourraient envisager une optimisation de ses qualités, notamment en terme de durée, en testant, par exemple, la pertinence clinique d'une perfusion continue de propofol.

Les données anesthésiologiques issues d'études expérimentales bien menées chez les Chéloniens restent rares. Ce travail souligne la difficulté de réaliser une anesthésie reproductible présentant les qualités essentielles de narcose, myorelaxation et analgésie chez ces animaux. Cependant, il apparaît essentiel de poursuivre l'amélioration des connaissances

en matière anesthésique chez les tortues, et plus largement chez les reptiles, qui représentent un nombre croissant de consultations médicales et chirurgicales pour la profession vétérinaire.

BIBLIOGRAPHIE

1. 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.

2. BENETT, R.A.
Anesthesia.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia, WB Saunders Company, 1996, 241-247.

3. BENNET, R.A.
A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles.
J. Zoo Wildl. Med., 1991, **22**(3), 282-303.

4. BENETT, R.A.
Current techniques in reptile anesthesia and surgery.
Proceedings of the association of reptilian and amphibian veterinarians and american association of zoo veterinarians, Pittsburgh, 1994, 36-44.

5. 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.

6. BRANSON, K.R., GROOS, M.E.
Propofol in veterinary medicine.
J.A.V.M.A., 1994, **204**(12), 1888-1890.

7. CALDERWOOD, H.W.
Anaesthesia for reptiles.
J.A.V.M.A., 1971, **159**(11), 1618-1625.

8. CARPENTER, J.W., MASHIMA, T.Y., RUPPER, D.J.
Exotic animal formulary.
Philadelphia, WB Saunders Company, 2001, 58-69.

9. CAVIGNAUX, R.
Tortue de Floride
Le Point Vétérinaire, numéro spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 1999, **30**, 195-196.

10. CHITTICK, E.J., STAMPER, M.A., BEASLEY, J.F., LEWBART, G.A., HORNE, W.A.
Medetomidine, ketamine, and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtles: 13 cases (1996-2000).
J.A.V.M.A., 2002, **221**(7), 1019-1025.

11. FIRMIN, Y.
L'anesthésie des reptiles: des particularités d'espèces.
Le Point Vétérinaire, 2001, **221**, 40-43.
12. FLORIDA ATLANTIC UNIVERSITY (cited 15/06/03). Site du Charles E. Smidt
College of Science, [on line]. Available from World Wide Web: <<http://www.science.fau.edu>>
13. GREER, L.L., JENNE, K.J., DIGGS, H.E.
Medetomidine-ketamine anesthesia in red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*).
Résumé d'article.
Contemp. Top. Lab. Anim. Sci., 2001, **40(3)**, 9-11.
14. HEARD, D.J.
Reptile anesthesia.
Veterinary clinics of north America: exotic animal practice, 2001, **4(1)**, 83-117.
15. HOLZ, P.H.
The Reptilian Renal-Portal System: Influence on Therapy.
In: FOWLER, M.E., MURRAY, E., MILLER, R.E.
Zoo and wild animal medicine: Current therapy 4th edition.
Philadelphia: WB Saunders Company, 1999, 249-252.
16. HOLZ, P., BARKER, I.K., BURGER, J.P., CRAWSHAW, G.J., COLON, P.D.
The effect of the renal portal system on pharmacokinetics parameters in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*).
J. Zoo. Wildl. Med., 1997, **28(4)**, 386-393.
17. HOLZ, 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.
18. HOLZ, P., HOLZ, R.M.
Electrocardiography in anaesthetised red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*)
Research in Veterinary Science, 1995, **58**, 67-69.
19. 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.
20. 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.
21. MALLEY, D.
Reptile anaesthesia and the practising veterinarian.
In practice, 1997, **19**, 351-368.

22. MOON, P.F., HERNANDEZ-DIVERS, S.M. Reptiles: Aquatic Turtles (Chelonians) [online]. International Veterinary Information Service, Ithaca NY, 2001. Last updated: 15/03/01. [cited 27/06/03]. Available from World Wide Web: <http://www.ivis.org/special_books/Heard/moon/chapter_frm.asp>.
23. 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.
24. PAGE, C.D.
Current reptilian anesthesia procedures.
In: FOWLER, M.E.
Zoo and wild animal medicine, Current therapy 3.
Philadelphia: WB Saunders Company, 1993, 140-143.
25. SCHUMACHER, J.
Reptiles and amphibians.
In: THURMON, J.C., TRANQUILLI, W.J., BENSON, G.J.
Veterinary anesthesia.
Baltimore : WILLIAMS and WILKINS, 1996, 670-685.
26. STEIN, G.
Reptile and amphibian formulary.
In: MADER, D.R.
Reptile medicine and surgery.
Philadelphia, WB Saunders Company, 1996, 465-472.
27. THIEBAULT, J.J.
Les agents de la préanesthésie chez les carnivores domestiques.
Le Point Vétérinaire, numéro spécial « Anesthésie des carnivores domestiques », 1993, **25**, 27-33.
28. THIEBAULT, J.J.
Les anesthésiques injectables chez les carnivores domestiques.
Le Point Vétérinaire, numéro spécial « Anesthésie des carnivores domestiques », 1993, **25**, 35-41.
29. THURMON, J.C., TRANQUILLI, W.J., BENSON, G.J.
Preanesthetics and anesthetics adjuncts.
In: THURMON, J.C., TRANQUILLI, W.J., BENSON, G.J.
Lumb and Jones' veterinary anesthesia
Baltimore: William and Wilkins, 1996, 186-200.

NOM : SILVESTRE

PRENOM : SARAH

TITRE : Etude comparée de divers protocoles anesthésiques chez la tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*).

RESUME :

L'objectif de cette étude était de comparer des protocoles anesthésiques en vue d'une chirurgie et de les caractériser pour les utiliser au mieux de leurs possibilités. Soixante huit tortues de Floride (*Trachemys scripta elegans*) apparemment en bonne santé ont été anesthésiées par l'une de ces associations: 1) chlorure de sodium (1,5mL IV crâniale), 2) kétamine (70 mg/kg IV crâniale), diazepam (0,4 mg/kg IV crâniale), morphine (1 mg/kg SC), 3) kétamine (70 mg/kg IV caudale), diazepam (0,4mg/kg IV caudale), morphine (1mg/kg SC), 4) zolazepam-tiletamine (20mg/kg IV crâniale), morphine (1mg/kg SC), 5) kétamine (20mg/kg IV crâniale), médétomidine (0,3mg/kg IV crâniale), et 6) propofol (15mg/kg IV crâniale). L'évaluation de la qualité des anesthésies a été faite par la mesure des paramètres fréquence cardiaque tous les quarts d'heure, réflexes palpébral et cornéen, et retrait des membres à un stimulus douloureux toutes les cinq minutes pendant six ou huit heures selon l'état de réveil de l'animal au bout de six heures. Deux protocoles se sont révélés dangereux avec des taux de mortalité très importants, ce sont les protocoles 2 et 4. Ils sont fortement déconseillés. Un protocole s'est montré inefficace, les doses utilisées semblant trop faibles pour obtenir une anesthésie de type chirurgical, c'est le protocole à base de kétamine et de médétomidine. Les deux derniers protocoles, 3 et 6, très proches dans leurs caractéristiques, permettent un acte chirurgical court avec une bonne sécurité.

MOTS-CLEFS : REPTILE, TORTUE, ANESTHESIE, NAC

TITLE : Comparative study of different anaesthetic protocols in red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*).

ABSTRACT:

The aim of this study was to compare and to characterize anaesthetic regimes for surgery in order to use them as well as possible. Sixty eight Florida turtles (*Trachemys scripta elegans*) apparently in good health were anaesthetized by one of these associations: 1) sodium chloride (1,5mL IV cranial), 2) ketamine (70 mg/kg IV cranial), diazepam (0,4 mg/kg IV cranial), morphine (1 mg/kg SC), 3) ketamine (70 mg/kg IV caudal), diazepam (0,4mg/kg IV caudal), morphine (1mg/kg SC), 4) zolazepam-tiletamine (20mg/kg IV cranial), morphine (1mg/kg SC), 5) ketamine (20mg/kg IV cranial), medetomidine (0,3mg/kg IV cranial), and 6) propofol (15mg/kg IV cranial). The evaluation of the quality of the anaesthesia was made by the measurement of the heart rate parameters every fifteen minutes, palpebral and corneal reflexes, and withdrawal of the members in reaction to a painful stimulus every five minutes during six or eight hours according to the state of awokeness of the animal at the end of the first six hours. Two regimes, 2 and 4 appeared dangerous with very significant death rates. They are strongly disadvised. One regime appeared to be ineffective, amounts used were too weak to obtain an anaesthesia of the surgical type, it is the regime containing ketamine and medetomidine. The last two regimes, 3 and 6, very close with respect to their characteristics, allow a short surgical treatment with a good safety.

KEY WORDS: REPTILE, TURTLE, ANAESTHESIA, NAC

