

Année 2008



Urgences chez les reptiles

THESE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL

le.....

par

Minh-Thi HUYNH

Né le 28 septembre 1982 à Paris (Seine)

JURY

Président : M.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRETEIL

Membres

Directeur : M. René CHERMETTE

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Assesseur : M. Renaud TISSIER

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur MIALOT Jean-Paul

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, PILET Charles, TOMA Bernard
Professeurs honoraires: MM. BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques, CLERC Bernard

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : Mme COMBRISSON Hélène, Professeur - Adjoint : Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences

<p>-UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur M. DEGUEURCE Christophe, Professeur* Mme ROBERT Céline, Maître de conférences M. CHATEAU Henri, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE , MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur</p> <p>-UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE M. BRUGERE Henri, Professeur Mme COMBRISSON Hélène, Professeur* M. TIRET Laurent, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur * M. TISSIER Renaud, Maître de conférences M. PERROT Sébastien, Maître de conférences</p> <p>-UNITE : BIOCHIMIE M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE D'HISTOLOGIE , ANATOMIE PATHOLOGIQUE M. CRESPEAU François, Professeur M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur * Mme BERNEX Florence, Maître de conférences Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE VIROLOGIE M. ELOIT Marc, Professeur * Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES M. MOUTHON Gilbert, Professeur</p> <p>-UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur Mlle ABITBOL Marie, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : ETHOLOGIE M. DEPUTTE Bertrand, Professeur</p> <p>-DISCIPLINE : ANGLAIS Mme CONAN Muriel, Ingénieur Professeur agrégé certifié</p>
---	--

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département : M. POLACK Bruno, Maître de conférences - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Maître de conférences

<p>- UNITE DE MEDECINE M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur* Mme CHETBOUL Valérie, Professeur M. BLOT Stéphane, Maître de conférences M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences Mme MAUREY Christelle, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE CLINIQUE EQUINE M. DENOIX Jean-Marie, Professeur M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences* Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Maître de conférences contractuel Melle PRADIER Sophie, Maître de conférences contractuel</p> <p>-UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Maître de conférences* (rattachée au DPASP) M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP) M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences Mlle CONSTANT Fabienne, Maître de conférences (rattachée au DPASP) Melle DEGUILLAUME Laure, Maître de conférences contractuel (rattachée au DPASP)</p>	<p>- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE M. FAYOLLE Pascal, Professeur * M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences M. MOISSONNIER Pierre, Professeur Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences Mme RAVARY Bérandère, Maître de conférences (rattachée au DPASP) M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel M. HIDALGO Antoine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE RADIOLOGIE Mme BEGON Dominique, Professeur* Mme STAMBOULI Fouzia, Maître de conférences contractuel</p> <p>- DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE Mlle CHAHORY Sabine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES M. CHERMETTE René, Professeur M. POLACK Bruno, Maître de conférences* M. GUILLOT Jacques, Professeur Mme MARIIGNAC Geneviève, Maître de conférences contractuel Mlle HALOS Lénéaig, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE NUTRITION-ALIMENTATION M. PARAGON Bernard, Professeur * M. GRANDJEAN Dominique, Professeur</p>
--	--

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences

<p>-UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES M. BENET Jean-Jacques, Professeur* Mme HADDAD/ HOANG-XUAN Nadia, Maître de conférences Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences</p> <p>-UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE M. BOLNOT François, Maître de conférences * M. CARLIER Vincent, Professeur Mme COLMIN Catherine, Maître de conférences M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : BIOSTATISTIQUES M. SANAA Moez, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE M. COURREAU Jean-François, Professeur M. BOSSE Philippe, Professeur Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences M. ARNE Pascal, Maître de conférences M. PONTER Andrew, Maître de conférences*</p> <p>- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences* Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur (rattachée au DSBP) M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences M. ADJOU Karim, Maître de conférences</p>
--	--

Mme CALAGUE, Professeur d'Education Physique

* Responsable de l'Unité

Mme GIRAUDET Aude Clinique équine, Ingénieur de recherche

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur de la Faculté de médecine de Créteil,

Qui m'a fait l'honneur de présider mon jury de thèse, hommage respectueux.

A Monsieur le Professeur Chermette

Qui m'a fait l'honneur de diriger mon travail de thèse, qu'il reçoive mes sincères remerciements pour sa patience, ses indications précieuses et ses conseils avisés.

A Monsieur le Docteur Tissier

Qui m'a fait l'honneur de faire partie de mon jury de thèse, qu'il reçoive toute ma gratitude pour sa grande contribution à mon travail, sa gentillesse et sa disponibilité.

A Monsieur le Docteur Bulliot

Qui m'a fait l'honneur de me guider dans mon travail de thèse, qu'il reçoive toute mon estime pour son apport inestimable, son parrainage amical et ses conseils judicieux.

Urgences chez les reptiles

NOM et Prénom : HUYNH Minh-Thi

Résumé :

Les reptiles en consultation sont souvent présentés dans des situations où leur survie est directement engagée, résultant soit d'un traumatisme aigu soit à la suite d'une maladie chronique. Les urgences chez reptiles sont ici définies en tant que situations où le pronostic vital est engagé à court terme. Ces situations critiques requièrent des soins spécifiques en relation avec la complexité de l'anatomie et de la physiologie des reptiles. Seuls seront abordés dans ce travail les reptiles les plus couramment rencontrés en consultation : les lézards, les serpents et les tortues, à l'exclusion des tortues marines et des crocodyliens. Dans un premier temps, les particularités anatomiques et physiologiques nécessaires au maintien des fonctions vitales sont développées en insistant sur les différences existant entre les reptiles et les mammifères. Par la suite la prise en charge initiale est décrite, comprenant l'examen d'admission, les soins de premier secours ainsi que la thérapeutique à initier. Les spécificités de chaque geste technique et les différents examens complémentaires sont précisés. L'aspect thérapeutique est développé également avec les données pharmacologiques les plus récentes ainsi que les procédures à mettre en œuvre. La fluidothérapie, l'antibiothérapie, l'anesthésie, l'analgésie et le support nutritionnel dans le contexte de l'urgence seront abordés. Enfin chaque affection spécifique fera l'objet d'une description détaillée, avec son étiologie, le diagnostic et le traitement adapté en fonction de chaque espèce.

Mots clés

Urgence – Soins intensifs- Fluidothérapie - Traumatisme – Anesthésie - Analgésie - NAC - Reptile

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Pr. CHERMETTE

Assesseur : Dr. TISSIER

Adresse de l'auteur :

13/14 Quai du Docteur Mass

94700 Maisons Alfort

Emergencies in Reptiles

SURNAME : HUYNH

Given name : Minh-Thi

Summary

Reptile species during consultations are frequently suffering from situations where their survival is immediately engaged, which can be a consequence of either an acute trauma or a chronic illness. Emergent situations in reptiles are hereby defined as life threatening situations where the prognosis is guarded in short term. These critical situations need intensive care related to the particular reptile anatomy and physiology. In this study, only the most common reptiles encountered in consultation are described: lizards, snakes and tortoise excluding sea turtle and crocodilians. First of all, anatomic and physiologic considerations needed to maintain vital function are developed, stressing on the difference between reptiles and mammals. Then, initial management is described including the admission physical examination, first aid as well as the therapeutics required. The specificity of each procedure and all the different complementary exams are precised. Therapeutic aspects are also described with the latest pharmacologic data as well as procedures needed. Fluid therapy, antibiotherapy, anesthesia, analgesia and nutritional support in an emergency context are described. Finally, each specific disease will be described thoroughly, with its etiology, diagnosis and the treatment required to each species.

Keywords

Emergency – Intensive care - Fluidotherapy - Trauma – Anesthesia- Analgesia – Exotic - Reptile

Jury :

President : Pr.

Director : Pr. CHERMETTE

Assessor : Dr. TISSIER

Author's address:

13/14 Quai du Docteur Mass

94700 Maisons Alfort

Sommaire

I. Partie I. Rappels physiologiques et anatomiques.....	16
I.A. Température.....	17
I.A.1. Définitions.....	17
I.A.2. Physiologie thermique.....	18
I.A.3. Thermorégulation.....	19
I.A.4. Fièvre comportementale.....	20
I.A.5. Influence de la température sur les fonctions physiologiques.....	20
I.A.6. Conséquences cliniques.....	22
I.B. Métabolisme.....	22
I.B.1. Métabolisme basal.....	22
I.B.2. Anaérobiose.....	23
I.B.3. Hypométabolisme.....	23
I.B.4. Conséquences cliniques.....	24
I.C. Système cardiaque.....	24
I.C.1. Anatomie.....	24
I.C.2. Chronologie de la révolution cardiaque.....	26
I.C.3. Shunt inter-ventriculaire.....	26
I.C.4. Fréquence cardiaque et régulation.....	28
I.C.5. Conséquences cliniques.....	30
I.D. Système respiratoire.....	30
I.D.1. Anatomie.....	30
I.D.2. Mécanique ventilatoire.....	33
I.D.3. Régulation de la respiration.....	35
I.D.4. Apnée.....	36
I.D.5. Transport des gaz par le sang.....	36
I.D.6. Conséquences cliniques.....	38
I.E. Réseau vasculaire.....	38
I.E.1. Réseau artériel.....	38
I.E.2. Système porte rénal.....	39
I.E.3. Veine ventrale abdominale.....	40
I.E.4. Plexus veineux vertébral.....	41
I.E.5. Conséquences cliniques.....	42
I.F. Osmorégulation.....	42
I.F.1. Répartition des fluides.....	42
I.F.2. Apport en eau.....	44
I.F.3. Pertes hydriques.....	45
I.F.4. Régulation des pertes hydriques.....	45

<u>I.G. Rappels physiologiques et anatomiques : Conclusion.....</u>	<u>49</u>
<u>II. Partie II. Prise en charge, examen clinique et évaluation clinique.....</u>	<u>50</u>
<u>II.A. Examen clinique et évaluation.....</u>	<u>51</u>
II.A.1. Accueil du propriétaire.....	51
II.A.2. Examen clinique d'admission.....	52
II.A.3. Examen clinique à distance.....	52
II.A.4. Examen clinique rapproché.....	52
<u>II.B. Commémoratif et anamnèse.....</u>	<u>54</u>
II.B.1. L'animal.....	54
II.B.2. Son environnement.....	55
II.B.3. Son alimentation :.....	55
<u>II.C. Examens Complémentaires.....</u>	<u>55</u>
II.C.1. Prise de sang.....	55
II.C.2. Imagerie.....	62
II.C.3. Analyses bactériologiques et fongiques.....	63
<u>II.D. Hospitalisation.....</u>	<u>63</u>
<u>II.E. Prise en charge : Conclusion.....</u>	<u>65</u>
<u>III. Partie III. Thérapeutique en urgence.....</u>	<u>67</u>
<u>III.A. Fluidothérapie.....</u>	<u>68</u>
III.A.1. Répartition des fluides dans un reptile.....	68
III.A.2. Pharmacologie des solutés.....	69
III.A.3. Choix des solutés.....	71
III.A.4. Administration.....	75
III.A.5. Surveillance de la fluidothérapie.....	83
<u>III.B. Analgésie et Anesthésie.....</u>	<u>84</u>
III.B.1. Analgésie.....	84
III.B.2. Anesthésie.....	85
<u>III.C. Thérapeutique médicamenteuse.....</u>	<u>88</u>
III.C.1. Voie d'administration.....	88
III.C.2. Utilisation des antibiotiques.....	90
III.C.3. Autres agents thérapeutiques.....	96
<u>III.D. Traitement et support nutritionnel.....</u>	<u>97</u>
III.D.1. Nécessité du support nutritionnel.....	97
III.D.2. Administration.....	97
III.D.3. Sonde de pharyngostomie.....	98
<u>III.E. Réanimation cardiovasculaire.....</u>	<u>100</u>
<u>III.F. Thérapeutique en urgence : Conclusion.....</u>	<u>102</u>

IV. Partie IV. Affections spécifiques.....	103
IV.A. Syndrome de choc.....	104
IV.A.1. Le choc hypovolémique.....	104
IV.A.2. Le choc cardiogénique.....	106
IV.A.3. Le choc distributif.....	108
IV.B. Urgences traumatologiques.....	110
IV.B.1. Gestion des plaies.....	110
IV.B.2. Gestion des brûlures.....	115
IV.B.3. Gestion des morsures.....	119
IV.B.4. Gestion des lésions ophtalmiques.....	120
IV.B.5. Gestion des fractures.....	121
IV.B.6. Noyade.....	132
IV.C. Urgences liées à la fonction de reproduction.....	133
IV.C.1. Gestion des dystocies.....	133
IV.D. Prolapsus cloacaux.....	140
IV.D.1. Etiologie.....	140
IV.D.2. Diagnostic.....	140
IV.D.3. Thérapeutique.....	141
IV.E. Urgences digestives.....	143
IV.E.1. Occlusion digestive.....	143
IV.E.2. Stomatites.....	145
IV.F. Urgences respiratoires.....	147
IV.F.1. Etiologie.....	147
IV.F.2. Evaluation.....	149
IV.F.3. Traitement.....	150
IV.G. Urgences neurologiques des reptiles.....	152
IV.G.1. Symptômes.....	152
IV.G.2. Etiologie.....	155
IV.G.3. Traitement.....	156
IV.H. Urgences métaboliques.....	156
IV.H.1. Etiologie.....	156
IV.H.2. Evaluation.....	157
IV.H.3. Diagnostic.....	157
IV.H.4. Traitement.....	158
IV.I. Affections spécifiques : conclusion.....	159
V. Références.....	172

Introduction générale

Depuis toujours, les reptiles, qui se sont adaptés à leur milieu de façon étonnante et performante, éveillent la curiosité de l'homme, certainement parce qu'ils renvoient à des peurs ancestrales ou parce qu'ils lui rappellent cette nature dont il s'éloigne. Les reptiles ne laissent jamais indifférents, suscitant tantôt le dégoût, tantôt la fascination. Ils constituent une source d'intérêt majeur pour de nombreux amateurs qui sont de plus en plus nombreux à franchir le pas de la terrariophilie. Les reptiles, encore marginaux dans la clientèle vétérinaire il y a une vingtaine d'années, sont amenés à prendre une place croissante dans la clientèle vétérinaire de demain.

Une discordance entre les exigences physiologiques des reptiles et le savoir-faire de leur propriétaire existe parfois en raison de la difficulté de se rapprocher des conditions de vie naturelles de ces animaux, ou par insuffisance de connaissance, ou encore par négligence. Les terrariums mal aménagés peuvent provoquer des brûlures et autres fractures, les tortues laissées en liberté dans le jardin peuvent être victimes des chiens ou des tondeuses à gazons. L'absence de substrat de ponte peut entraîner des rétentions d'œufs, etc. Par ailleurs, ces animaux ont très souvent une symptomatologie frustrante. Il est difficile de détecter une douleur ou ne serait-ce qu'un mal-être, tant ils paraissent indolents. Voilà pourquoi trop souvent, le reptile est amené en consultation vétérinaire dans un état de misère physiologique avancé.

Si les reptiles demeurent des animaux mal connus d'un point de vue médical, aux Etats-Unis tout d'abord, puis progressivement en Europe, les techniques se sont développées et la connaissance de la pathologie de ces animaux s'est améliorée. Désormais, les vétérinaires sont à même de proposer des solutions thérapeutiques adaptées.

Nous nous proposons d'étudier les situations d'urgence les plus communes chez les reptiles, leur prise en charge et leur gestion thérapeutique. L'expression « situations d'urgence chez les reptiles » peut paraître paradoxale tant le métabolisme de ces animaux est lent. Dans certaines situations, le pronostic vital de l'animal est engagé à court terme. Il existe donc bel et bien des situations d'urgence chez les reptiles et leur fréquence est nettement sous estimée au regard du nombre réel de cas nécessitant sans délai une prise en charge médicale adaptée.

Cette étude consiste en une revue bibliographique des données existantes les plus récentes et des différentes techniques décrites dans la littérature internationale. Elle est restreinte aux principaux reptiles présentés à la consultation vétérinaire, tant le nombre d'espèces importées pour la terrariophilie s'accroît. Les crocodiliens et les tortues marines ne seront pas présentés.

En préambule, les particularités physiologiques et anatomiques des reptiles sont rappelées en détaillant la biologie et la physiologie de chaque famille reptilienne. Dans une deuxième partie, la prise en charge médicale est présentée, à savoir l'évaluation clinique du patient et l'évaluation de l'urgence, de sa gravité ainsi que les conditions d'hospitalisation. Une troisième partie est consacrée à la thérapeutique où sont présentés les soins généraux de première urgence et les mesures à mettre en œuvre immédiatement. Pour terminer, les affections spécifiques pouvant mettre en péril la survie du patient sont exposées en précisant les traitements étiologiques les mieux adaptés, qu'ils soient médicaux ou chirurgicaux.

I.PARTIE I. RAPPELS PHYSIOLOGIQUES ET ANATOMIQUES

De par leur métabolisme, différent de celui des mammifères, les reptiles possèdent certaines particularités physiologiques. Ces particularités sont importantes à appréhender pour gérer l'urgence vitale, leur méconnaissance pouvant conduire à des choix thérapeutiques inadaptés.

Dans un premier temps, l'importance de la relation existant entre le milieu ambiant et le métabolisme du reptile sera soulignée. La température est le facteur crucial sur lequel se fonde tous les mécanismes de survie et de défense de l'organisme de ces animaux. A l'inverse, le défaut d'apport en oxygène, qui constitue une urgence absolue chez les mammifères, est une contrainte d'importance très relative chez les reptiles. Leur capacité anaérobie importante leur confère une tolérance accrue aux conditions d'hypoxie, et notamment d'hypoxie tissulaire.

Dans un deuxième temps, l'étude de l'anatomie circulatoire et de sa régulation permettra de mieux cerner les besoins thérapeutiques pour une prise en charge en soins intensifs et de juger de l'efficacité thérapeutique. La pompe cardiaque et les poumons sont responsables du maintien de la perfusion tissulaire et sont donc les organes sur lesquels portent les soins intensifs et les manœuvres de réanimation. La conformation de l'ensemble cœur-poumon est très différente d'une espèce à l'autre, ces disparités seront mises en évidence. De plus, une compréhension de la mécanique circulatoire et ventilatoire est indispensable pour cibler au mieux la thérapeutique. Par la suite, un descriptif détaillé du réseau vasculaire spécifique des reptiles sera présenté, permettant de comprendre le fonctionnement du flux sanguin et de pallier d'éventuels dysfonctionnements.

Enfin, dans un troisième temps, les mécanismes de l'homéostasie seront étudiés, sur le plan général puis cellulaire. La régulation hydrique se fait principalement par le rein qui est un organe peu évolué. La composition des secteurs intra-cellulaires et extracellulaires est différente de celles des mammifères, ce qui influe sur les choix thérapeutiques à adopter en urgence.

Par la suite, des rappels portant sur des éléments anatomiques précis (téguments, appareil reproducteur, appareil squelettique) seront abordés dans les chapitres correspondants, car ils ne participent pas à l'équilibre hydrique et circulatoire de l'organisme.

I.A.TEMPÉRATURE

I.A.1.Définitions

L'une des caractéristiques métaboliques majeure des reptiles est leur faculté de maintien de leur température corporelle grâce à une source de chaleur externe.

Différents termes sont utilisés pour qualifier cette capacité. Historiquement on a longtemps parlé d'animaux à « sang froid » contrairement aux oiseaux et mammifères qualifiés d'animaux à « sang chaud ». Ce terme est obsolète puisqu'il a été démontré que certains reptiles peuvent maintenir leur température corporelle à des températures comparables à celles des mammifères ; ils ne sont donc pas plus froids que n'importe quel mammifère.

L'appellation de « poïkotherme » a également été utilisée. Elle définit la capacité d'un organisme à supporter des variations de températures importantes, par opposition aux organismes homéothermes qui maintiennent une température constante. Cela est relativement inexact. La plupart des reptiles ne supportent pas de grandes variations de température et maintiennent de manière comportementale leur température corporelle. On distingue des reptiles dit « thermoconformistes » qui vivent dans un habitat dont la température extérieure varie

peu au cours de la journée, et dont la température corporelle reste proche du milieu extérieur. On distingue également des reptiles dit « thermorégulateurs », dont la zone optimale de température est très étroite (dit reptiles « sténothermiques ») et qui se maintiennent dans les mêmes gammes de température par leur activité incessante .

On s'accorde aujourd'hui à qualifier les reptiles d'animaux « ectothermes » en référence à la source de chaleur dominante des organismes . Les ectothermes acquièrent leur chaleur majoritairement par des sources extérieures, que ce soit par diffusion sur des surfaces chauffantes, ou par gradient solaire, plutôt que par la nourriture . Les homéothermes maintiennent plutôt leur température par une production interne, coûteuse en énergie. En conséquence, indépendamment du milieu, les homéothermes peuvent coloniser des habitats sans source de chaleur externe tels que les milieux froids. Mais cette dépense importante d'énergie leur confère une adaptation moindre dans les habitats pauvres en ressources (par exemple désertique) où les ectothermes sont plus adaptés. Par ce biais, les reptiles dépensent l'énergie économisée pour le maintien de leur température pour la recherche de nourriture. A titre comparatif, la quantité de nourriture quotidienne nécessaire à un oiseau insectivore permettrait à un lézard de maintenir son métabolisme pendant 35 jours .

La chaleur environnementale peut avoir deux origines, les sources dites « héliothermiques » notamment l'obtention d'un gradient de température par exposition directe au soleil, ou « thigmothermique », c'est-à-dire l'acquisition de chaleur par conduction avec des surfaces chaudes .

I.A.2. Physiologie thermique

La plupart des reptiles maintiennent leur température interne entre 27 et 35°C lorsqu'une source de chaleur externe est disponible. Malgré les aléas climatiques, la plupart des reptiles ont un cycle journalier de température régulier, avec une hausse à la levée du jour, une phase en plateau pendant la journée puis une baisse à mesure que l'énergie disponible se dissipe. Le plateau de température atteint au milieu de la journée résulte des changements comportementaux ou physiologiques actifs du reptile, dans un milieu comportant une source de chaleur suffisante. Ce plateau de température correspond à la température choisie par le reptile lorsqu'il est placé dans un milieu avec un gradient thermique artificiel. Cette température est appelée « température préférentielle corporelle » (T_p) ou plutôt « zone de température préférentielle corporelle » car il s'agit la plupart du temps d'une gamme de température .

Pour comprendre la relation entre température et performance, il est important de noter que la plupart des processus physiologiques sont dépendants de la température. Il existe une corrélation positive entre température et performance qui atteint un certain pic au-delà duquel l'augmentation de température conduit au contraire à une diminution de la performance. La corrélation n'est pas linéaire et l'on définit des points limites qui peuvent s'avérer fatals s'ils sont dépassés. Ces points sont appelés « température maximale critique » (CT_{max} pour Critical Temperature maximum) et « température minimale critique » (CT_{min} pour Critical Temperature minimum). Le pic de performance est atteint à la « température corporelle optimale » (T_o). Comme les performances sont étroitement corrélées à la température, la T_o est plutôt une température exacte qu'une gamme de température. Chaque fonction physiologique a une température optimale associée. Pour obtenir cette température optimale pour chaque fonction, il est possible d'appliquer un « coefficient de température biologique » (Q_{10}) à la T_o . Par exemple, un animal qui peut courir deux fois plus vite à 30°C qu'à 20°C a un coefficient Q_{10} de 2 soit une température optimale de course égale à $Q_{10} \times T_o$. La plupart des processus physiologiques ont un Q_{10} de 2. Les processus physiologiques qui sont sensibles à la température chez les reptiles sont le métabolisme basal, la

digestion, la croissance, la fonction cardiovasculaire, la régulation acido-basique, l'évaporation des pertes en eau, la reproduction, l'immunité, et les activités que sont la locomotion et la capture des proies.

De façon assez logique, la T_p est proche de la T_o , les animaux « choisissant » la température où ils sont le plus performants. Mais, il est à noter, qu'une régulation fine de la température corporelle est très coûteuse en énergie. C'est pourquoi plutôt qu'une température, c'est une zone de température qui est optimale. En effet, il sera parfois plus coûteux en énergie de rechercher la température optimale que de rester à une température proche de la T_o . Cette zone est appelée selon les auteurs Température Moyenne Préférentielle (TMP), Zone de Température Optimale d'activité Physiologique (POTZ pour Preferred Optimal Temperature Zone), ou Zone de Neutralité Thermique (ZNT) .

Il est assez logique également que la T_p varie selon les espèces et selon les individus d'une même espèce. Cependant, il faut noter également qu'une variation de T_p pour un même individu est possible. Elle est parfois fonction de la saison, mais le plus souvent du stade physiologique de l'animal. Comme développé précédemment, certaines fonctions ne requièrent pas la même dépense énergétique (la locomotion par rapport à la digestion par exemple). La T_p est alors ajustée pour être le plus en adéquation avec la performance demandée. Les activités les plus coûteuses, et où la T_p est la plus susceptible d'augmenter, sont la prise de nourriture, la reproduction et la réponse à l'infection.

I.A.3. Thermorégulation

La thermorégulation des reptiles est principalement fonction de deux paramètres : la source de chaleur et le comportement.

En sus de ces deux paramètres, certaines espèces de pythons sont capables d'augmenter leur température corporelle par frisson thermique afin d'assurer l'incubation de leur couvée. En dehors de cette exception, les reptiles ne peuvent pas augmenter leur température par des moyens physiologiques .

L'énergie environnementale peut avoir deux origines, l'héliothermie à savoir l'obtention d'un gradient de température par exposition directe au soleil, ou la thigmothermie à savoir l'acquisition de chaleur par conduction avec des surfaces chaudes .

La thermorégulation est contrôlée par les nucleus pré-optiques dans l'hypothalamus (voire l'œil pariétal chez certaines espèces). Cette zone est irriguée par les artères carotides internes. Chez les lézards, une influence de la glande pinéale est également possible . Comme toutes les parties du corps n'ont pas une température homogène, les neurones détectent la température centrale, et réagissent en fonction des écarts par rapport à cette température. Il existe deux températures limites (maximale et minimale) au-delà desquelles une correction comportementale intervient .

Ainsi les reptiles s'exposent plus ou moins aux sources de chaleurs ou recherchent des micro-sites thermiques . Des ajustements très fins des postures, de l'orientation, et de la forme du corps permettent un contrôle précis de la température corporelle . Certains lézards désertiques peuvent par exemple étendre leurs membres et se soulever du sol pour éviter les surfaces trop chaudes .

De façon physiologique, il existe également d'autres mécanismes de thermorégulation . Les variations de température internes sont liées à la fréquence cardiaque, elle-même médiée par des thermorécepteurs cutanés. La lutte contre le chaud est facilitée par un système de shunt cardiaque qui court-circuite la circulation générale au dépend de la circulation pulmonaire afin de faciliter les déperditions de chaleurs pulmonaires. A l'inverse, il est

possible de shunter la circulation pulmonaire pour conserver la chaleur. Une vasodilatation périphérique permet à l'animal de se réchauffer plus rapidement et, dans certaines espèces, une vasodilatation sélective de certaine partie du corps peut s'opérer (phénomène d'hétérothermie régionale). Enfin, la polypnée permet d'augmenter la perte de chaleur au niveau des surfaces d'échange pulmonaire. Les tortues peuvent avoir des difficultés à évacuer la chaleur du fait de leur carapace. Elles peuvent alors perdre la chaleur par évaporation, hypersalivation ou en urinant sur leurs jambes et leur plastron.

La couleur de la robe influence également l'absorption de la chaleur, les pigments sombres issus de l'agrégation des pigments de mélanine dans les mélanophores du téguments ont la faculté d'absorber les radiations solaires d'ondes courtes. Les lézards par exemple présentent une couleur foncée le matin pour absorber la chaleur et leur robe s'éclaircit à mesure que leur corps se réchauffe. Certains lézards désertiques possèdent également des écailles dorsales et ventrales avec des degrés d'absorption infrarouges différents pour absorber ou émettre la chaleur au cours de la journée.

Il est à noter que lorsque les animaux sont exposés à des toxines bactériennes ils ne peuvent pas élever leur température interne de façon métabolique et avoir de la fièvre comme les mammifères. En revanche, ils sont constamment à la recherche de chaleur. Ce phénomène est connu sous le nom de « fièvre comportementale ».

I.A.4.Fièvre comportementale

L'exposition à des endotoxines bactériennes conduit à l'apparition d'un comportement appelé fièvre comportementale. L'exposition aux bactéries entraîne un relargage par les macrophages de pyrogènes endogènes. Cette hormone agit directement au niveau de l'hypothalamus qui régule la température corporelle comme on l'a évoqué précédemment.

Une étude a démontré l'influence de la fièvre comportementale chez les lézards. Des iguanes désertiques (*Dipsosaurus dorsalis*) ont montré un comportement de fièvre comportementale quand ils étaient maintenus dans des cages de 30 à 50°C. Après injection d'une souche pathogène de *Aeromonas hydrophila*, des lézards se maintenant à une température proche des 38,5°C en conditions normales, ont migré vers des zones de température plus hautes dans les 4 heures suivant l'injection ce qui n'a pas été observé dans le groupe témoins. Les reptiles infectés expérimentalement se maintenaient à une température moyenne supérieure de 2°C par rapport au groupe témoin. Quand tous les lézards étaient maintenus à la même température, ils étaient incapables d'augmenter leur température corporelle.

I.A.5.Influence de la température sur les fonctions physiologiques

La température est prépondérante dans la réalisation des fonctions vitales des reptiles. Différentes études ont cherché à démontrer le rôle de la température.

a)Rôle cardiovasculaire

Dans une étude de Stinner, réalisé sur des boïdés (*Boa constrictor* sp), une élévation de 16 à 35°C a provoqué une augmentation de la fréquence cardiaque, une augmentation du volume d'éjection, une consommation d'oxygène neuf fois plus grande que la valeur de repos et une pression sanguine deux fois plus élevée.

L'influence de la température sera précisée dans les chapitres traitant de la fonction cardiaque et de la fonction vasculaire.

b)Rôle sur le métabolisme

La température est également un facteur déterminant dans le métabolisme des reptiles. Quand la température baisse, les besoins en oxygène et les besoins métaboliques des tissus baissent . Il a été montré que les iguanes qui ont subi un effort récupèrent leur fonction respiratoire normale plus vite à 20°C qu'à 40°C et ce, avec des coûts énergétiques moindres . De la même façon, les tortues de Floride (*Trachemys scripta*) ont des besoins métaboliques à 40°C, 270 fois plus élevés que des besoins au repos à 10°C .

L'influence sur le métabolisme sera précisée dans le chapitre traitant du métabolisme basal des reptiles.

c)Rôle dans l'immunité

De nombreuses expériences montrent la prépondérance de la température et son influence directe dans l'efficacité de la réponse immunitaire.

Chez certains geckos, la phagocytose des macrophages est plus active à 25°C, et leur activité est moindre lorsqu'on dépasse les 37°C ou en dessous des 15°C . Des lézards (*Eumeces schneideri*) maintenus à des températures basses développent des anticorps plus lentement qu'à haute température. Une autre étude sur un lézard (*Tiliqua rugosa*) a montré que la cinétique et l'ampleur de la réponse humorale dépendait de la température ambiante. La température jouerait un rôle dans l'activation des lymphocytes. En effet à des températures basses, des changements de la membrane cellulaire pour maintenir leur fluidité interviendraient et inactiveraient la maturation des cellules de l'immunité .

Une étude complémentaire à la première expérience sur la fièvre comportementale évoquée précédemment a été menée. Les iguanes infectés ont été répartis en quatre lots maintenus à quatre températures différentes s'échelonnant de 34 à 42°C. Après trois jours, 100% des iguanes maintenus à 34°C étaient mortes ; 25% étaient mortes à 42°C. Le groupe témoin non infecté maintenu à 42°C a eu un taux de mortalité de 4% . La différence de mortalité entre les individus maintenus à 34°C et à 42°C est significative et montre l'importance de la température ambiante sur l'immunité des reptiles. La différence de mortalité entre le groupe infecté et le groupe non infecté montre l'aspect virulent de la souche infectée. La mortalité relativement haute des iguanes sains a été attribuée à un effet secondaire délétère dû à la maintenance des iguanes à des températures élevées pendant de longues durées .

d)Rôle dans la digestion

La température influe directement sur les enzymes de la digestion en les activant. En dessous d'une certaine température, les reptiles ne digèrent pas . Par un mécanisme similaire à la fièvre comportementale, les serpents augmentent leur Tp par leur comportement après la prise de nourriture afin d'activer la digestion .

e)Rôle dans la cicatrisation

La cicatrisation est fonction de la température ambiante. Quand des serpents jarretières (*Thamnophis* sp) sont maintenus à 30°C, la migration des cellules épithéliales se fait au cours des 48 premières heures après une incision expérimentale . La même incision à 21°C et à 13°C ont une cicatrisation beaucoup plus lente. Les incisions mettent également plus de temps à cicatriser chez les serpents maintenus à 30°C en raison notamment de la tension sur les berges de la plaie générée par l'activité accrue des individus à des températures élevées. La

formation de la matrice de collagène ainsi que la formation de la cicatrice se fait plus rapidement à des températures élevées .

I.A.6.Conséquences cliniques

L'état physiologique d'un reptile est étroitement lié à la température. Il s'agit donc du premier paramètre à stabiliser chez un patient moribond, afin notamment de stimuler la circulation générale et l'immunité. Les moyens de thermorégulation d'un reptile en hospitalisation étant limités à la fois par l'espace mais aussi par l'impossibilité du patient débilité à se mouvoir, c'est au clinicien d'ajuster au mieux les besoins en température des patients. Un tableau récapitulatif de l'ensemble des TMP des reptiles couramment rencontrés est donné en annexe 1.

I.B.MÉTABOLISME

I.B.1.Métabolisme basal

Le métabolisme basal est l'ensemble des dépenses énergétiques au repos. Les reptiles ont un métabolisme bien plus lent que les mammifères (à taille égale), avec une moyenne de 1/5 à 1/7 du métabolisme basal à une température de 37°C. Le métabolisme est influencé par de nombreux facteurs. La taille est inversement corrélée au métabolisme, les petits reptiles ont un métabolisme plus élevé que les grands. La température augmente exponentiellement avec la température. Cela varie également selon l'espèce, les tuatara (*Sphenodon* sp) ont un métabolisme basal extrêmement bas alors que les varans ont un métabolisme de base bien plus élevé .

Le métabolisme dépend aussi du régime alimentaire et du comportement de prédation. Les reptiles passifs, chassant à l'affût tels que les pythons ou les boas ont un métabolisme très bas mais lors de la digestion (qui n'a lieu qu'une fois en plusieurs mois), il y a une hausse de 7 à 17 fois le métabolisme basal afin de digérer la proie. Les prédateurs actifs, comme le sont la plupart des lézards insectivores, ont un métabolisme basal très élevé et comme ils se nourrissent quotidiennement, ils emploient en permanence de l'énergie pour la digestion. Les herbivores acquièrent moins d'énergie des plantes et leur efficacité digestive n'est que de 30 à 85% contrairement aux carnivores qui ont de 70 à 95% d'efficacité. Cependant, leur dépense énergétique est bien moindre pour acquérir la nourriture .

Lors de la digestion chez les pythons moulus, on observe une augmentation de 40% du métabolisme basal, une augmentation de 40% de la taille du cœur et une augmentation parallèle de l'affinité en oxygène. Cet effet est rémanent jusqu'à quatorze jours .

Il a été démontré que la digestion et l'activité provoquent une augmentation similaire dans le métabolisme basal. Il a également été démontré que les reptiles abaissent leur métabolisme par des changements comportementaux pour diminuer la demande en oxygène pendant les phases d'hypoxie.

De nombreux mécanismes physiologiques chez les reptiles tendent vers une réduction du métabolisme aérobie en réponse à un stress hypoxique. Ce phénomène est appelé hypométabolisme. L'abaissement du métabolisme basal est une capacité particulière des reptiles . De plus d'autres mécanismes interagissent tel qu'un abaissement de la TMP choisie par le reptile à l'inverse d'une fièvre comportementale et une réduction des mécanismes ATP dépendant .

I.B.2.Anaérobiose

Bien que le métabolisme aérobie utilise l'énergie de façon plus efficace, les capacités aérobies des reptiles sont très limitées. Les reptiles les plus actifs, tels que les Varanidés sont connus pour maintenir un métabolisme aérobie élevé. Certaines tortues peuvent également maintenir un métabolisme aérobie pendant la plongée, notamment une espèce australienne est capable d'absorber 70% de ses besoins totaux en oxygène par la muqueuse cloacale .

Malgré ces exceptions, il est important de remarquer que les reptiles ont la particularité d'avoir des prédispositions pour utiliser très rapidement les voies anaérobies de la glycolyse plutôt que les voies aérobies lorsque la demande en énergie est plus importante ou lors d'effort intense.

Lors de phase d'activité hypoxique le facteur limitant est la présence d'une acidose métabolique liée notamment à la production d'acide lactique. La tolérance des reptiles à l'acide lactique, produit de dégradation du métabolisme anaérobie, est généralement très forte . Les lactates accumulés engendrent une acidose métabolique, qui déplace l'équilibre de l'affinité entre l'oxygène et l'hémoglobine. Il en résulte une diminution du transport en oxygène et donc un besoin d'autant plus impérieux de valoriser les voies anaérobies. Le taux de lactate sanguin normal est considéré de 4 à 20 mg/dl au repos, 30 à 80 mg/dl avec une activité modérée, et plus de 100 mg/dl avec une activité prolongée . La plupart des reptiles sont capables de courtes périodes d'activité intense, puis se fatiguent à mesure que leur taux de lactate s'élève. Les reptiles peuvent atteindre des taux de lactate très élevés avec de simples manipulations et l'élimination des lactates peut prendre des jours, voire des semaines, surtout si la température n'est pas adéquate.

Si les reptiles sont capables de supporter des taux de lactates très élevés, c'est grâce à des mécanismes tampons. De nombreuses espèces peuvent retarder l'effet Bohr, ce qui permet de tamponner l'acide lactique. Deux mécanismes concomitants existent chez la tortue. Il a été montré que certaines tortues terrestres (*Terrapene sp*), ont des réserves de lactate dans la carapace et le squelette sous forme de lactate de calcium qu'elles relarguent dans la circulation sanguine ce qui leur permet de survivre pendant les mois d'hibernation . En même temps l'acide lactique est séquestré dans les territoires peu vascularisés ce qui limite l'acidose métabolique et ce qui participe à la constitution de la carapace .

Enfin un mécanisme de vasoconstriction périphérique permet de maintenir la perfusion dans les territoires vitaux (cerveau et cœur) au dépend de la perfusion des viscères et des organes uro-génitaux .

I.B.3.Hypométabolisme

Certaines espèces de reptiles sont capables d'hypométabolisme marqué notamment lors des périodes d'hibernation voire d'estivation pour certaines espèces. Les adaptations inhérentes à ce mode de métabolisme seront développés dans la partie anatomie. Notons simplement que les capacités d'hypométabolisme sont à mettre en étroite relation avec le métabolisme anaérobie qui confère à ces reptiles une grande tolérance à l'anoxie. Par ailleurs l'hypothermie ou l'hyperthermie sous jacente provoque une inactivation temporaire de l'immunité ce qui en fait une période délicate pour les organismes. Remarquons enfin que tous les reptiles ne possèdent pas cette capacité, par conséquent on se gardera de généraliser ces mécanismes sur toutes les espèces.

I.B.4.Conséquences cliniques

Il est nécessaire de prendre en compte la lenteur du métabolisme basal des reptiles dans tous les protocoles thérapeutiques et de veiller à ne pas majorer les posologies en se basant sur des données existant chez les mammifères.

Les besoins nutritifs sont limités et ne seront abordés qu'après stabilisation du patient. Quand aux besoins en oxygène, ils sont également limités par rapport aux mammifères et ne font pas partie des soins à prodiguer en priorité chez les reptiles, leurs capacités anaérobies étant très importantes. L'hibernation et l'estivation constitueront des périodes délicates pour les espèces concernées malgré leur adaptation au milieu.

L'autre conséquence clinique vient du fait que des reptiles présentés avec une maladie d'évolution chronique, déshydratés, peuvent présenter une mauvaise perfusion tissulaire. Leur état de choc est majoré par un taux de lactate élevé qui contribue à leur maladie.

I.C.SYSTÈME CARDIAQUE

I.C.1.Anatomie

L'anatomie sera décrite d'après les références suivantes . Elle est représentée en figure 1.

La position du cœur varie selon les espèces. Chez la plupart des lézards, le cœur est compris dans la ceinture pelvienne. Les Varanidés sont une exception, leur cœur étant situé plus caudalement dans la cavité coelomique . Le cœur des serpents est situé à un tiers ou un quart de sa longueur, caudalement à la tête sauf dans certaines espèces aquatiques où le cœur est plus cranial. Le cœur des chéloniens est situé sur le plan médian à l'intersection des écailles humérales, pectorales, et abdominales.

L'organisation anatomique du cœur des reptiles diffère selon les taxons. On distingue classiquement deux types de structures, le cœur des reptiles crocodiliens et le cœur des reptiles non crocodiliens. Le cœur des lézards, des tortues et des serpents appartient à cette dernière catégorie. Il est constitué de deux chambres, avec deux atria et un ventricule. Certains auteurs considèrent que le sinus veineux, *sinus venosus*, constitue une autre cavité, et ils le classent de fait comme un cœur à quatre chambres . Par ailleurs, chez certains chéloniens, la crête ventriculaire, prémice d'une séparation complète du ventricule est bien développée et sépare presque le ventricule en deux chambres, se rapprochant ainsi du cœur avec deux ventricules distincts que l'on trouve chez les crocodiliens et les mammifères.

Le *sinus veinosus* est une structure musculaire de forme triangulaire à paroi fine située sur la face dorsale de l'atrium droit. Il reçoit le sang de quatre veines : la veine pré-cavale droite, la veine pré-cavale gauche, la veine post-cavale, et la veine hépatique gauche. Des tissus spécialisés sont présents dans le sinus veinosus et sont considérés comme un pacemaker dominant.

Ce *sinus venosus* est relié à l'atrium droit musculéux via la fente sino-atriale qui possède deux valves qui se chevauchent. L'atrium gauche est séparé de l'atrium droit et est moins musculéux, il reçoit le sang oxygéné des poumons via les veines pulmonaires droites et gauches. Par ailleurs, l'atrium droit des serpents peut être plus grand que le gauche . L'atrium communique avec le ventricule par l'entonnoir atrio-ventriculaire qui a des valves septales à sa base. Ces valves atrio-ventriculaires à valvule unique proviennent du bord cranial du canal inter-ventriculaire et sont alignés pour occlure partiellement le canal inter-ventriculaire pendant la contraction atriale.

Le seul ventricule des reptiles est composé d'un myocarde compact et spongieux. Il se divise en trois chambres : le *cavum pulmonale*, le *cavum venosum*, et le *cavum arteriosum*. Certains auteurs considèrent le *cavum venosum* comme une extension du *cavum arteriosum* et les regroupent sous le nom de *cavum dorsale*. D'un point de vue fonctionnel, le *cavum pulmonale* et le *cavum dorsale* sont respectivement comparables au ventricule droit et gauche des mammifères .

Le *cavum pulmonale* est la chambre la plus ventrale. Il s'étend cranialement à l'ostium de l'artère pulmonaire. Le *cavum venosum* et le *cavum arteriosum* sont situés dorsalement aux *cavum pulmonale* et reçoivent respectivement le sang de l'atrium droit et gauche. Le *cavum venosum* se trouve à l'extrémité craniale et ventrale des arcs aortiques droits et gauches.

Une crête musculaire issue de la paroi ventrale du ventricule, sépare le *cavum pulmonale* du *cavum arteriosum* et du *cavum venosum*. Ces deux derniers sont continus et sont connectés par un canal inter-ventriculaire. Les valves atrio-ventriculaires émergent au pôle cranial du canal inter-ventriculaire. Ils sont alignés de sorte qu'ils ferment partiellement le canal inter-ventriculaire. Leur fonction pendant la systole ventriculaire est d'éviter le reflux du sang des ventricules dans l'atrium.

Figure 1 : Anatomie cardiaque des reptiles d'après [53]

Right carotid arch : arc aortique droit

Left systemic arch : arc aortique gauche

Right systemic arch : arc systémique droit

Opening of pulmonary vein : ouverture de la veine pulmonaire

Brachiocephalic : tronc brachiocephalique

Left atrium : atrium gauche

Right atrium : atrium droit

Pulmonary artery : artère pulmonaire

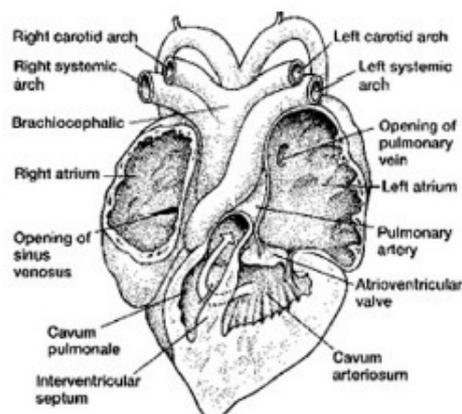
Opening of sinus venosus : ouverture du sinus venosus

Atrioventricular valve : valve atrioventriculaire

Cavum pulmonale

Cavum arteriosum

Interventricular septum : septum interventriculaire



I.C.2.Chronologie de la révolution cardiaque

Le trajet sanguin est illustré en Figure 2.

Le sang circule des veines pre-cavale, post-cavale et hépatique dans le *sinus venosus*.

Pendant la diastole atriale, le sang passe du *sinus venosus* dans l'atrium droit.

Pendant la systole atriale, le sang entre dans le *cavum venosum* du ventricule. Le sang non hématosé entrant dans la partie droite du ventricule ne se mélange pas avec le sang hématosé de la partie gauche. La valve atrio-ventriculaire droite occlut partiellement le canal inter-ventriculaire entre le *cavum arteriosum* et le *cavum venosum* permettant au sang de l'atrium droit de circuler dans le *cavum venosum* et le *cavum pulmonale*. Le *cava venosum* et le *cava pulmonale* sont séparés par une crête musculaire pendant la contraction ventriculaire mais sont continus pendant la diastole . En effet, le bord dorsolatéral est libre ce qui permet au sang de circuler librement entre le *cavum pulmonale* et le *cavum dorsale*. En parallèle le sang pulmonaire passe de l'atrium gauche au *cavum arteriosum*. Le mélange des sangs dans le ventricule est évité par le jeu de crêtes musculaires, et par la chronologie des contractions. L'action de la crête musculaire est particulièrement efficace dans les espèces actives telles que les varans ou les pythons .

La systole ventriculaire est initiée par la contraction du *cavum venosum*. Les contractions séquentielles du *cavum venosum* et du *cavum pulmonale* provoquent l'éjection du sang dans la circulation pulmonaire à basse pression.

Pendant le déroulement de cette systole, le *cavum arteriosum* démarre sa contraction. Il fait passer le sang dans le *cavum venosum* partiellement contracté puis dans la circulation systémique par les arcs aortiques gauche et droit. La contraction ventriculaire tend alors à apposer la crête musculaire contre la paroi ventriculaire ventrale, empêchant le sang de refluer du *cavum arteriosum* au *cavum pulmonale*.

I.C.3.Shunt inter-ventriculaire

La circulation pulmonaire peut être court-circuitée selon la résistance pulmonaire (voir figure 3). Pendant les phases respiratoires normales, la résistance vasculaire pulmonaire est faible ce qui permet au sang non oxygéné de passer facilement dans les artères pulmonaires des poumons alors que le sang oxygéné fait le trajet inverse. Ainsi, la respiration normale de la tortue de Floride favorise le passage du sang dans la circulation pulmonaire qui reçoit environ 60% du flux cardiaque, les 40% restant repartant dans la circulation générale . Mais chez les reptiles qui subissent des phases d'activité hypoxique (plongée ou serpents avalant une grosse proie), la crête musculaire et les valves atrio-ventriculaires peuvent dévier le flux sanguin de la circulation pulmonaire. Ce shunt droit-gauche diminue le débit dans les poumons. L'oxygène disponible est conservé dans la circulation et la pression sanguine ne baissera pas quand elle passera dans les capillaires pulmonaires.

Figure 2 : Anatomie cardiaque et trajet sanguin d'après [81]

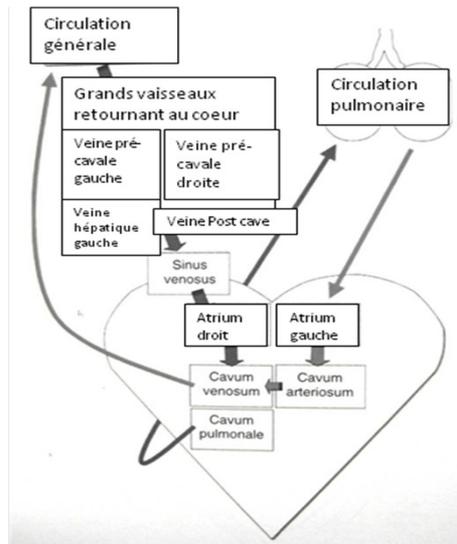


Figure 3 : Illustration fonctionnelle du shunt cardiaque chez les chéloniens et squamates d'après [38]

Rat : atrium droit

LAo : arc aortique gauche

LAat : atrium gauche

RAo : arc aortique droit

CP : cavum pulmonale

MR : septum musculaire

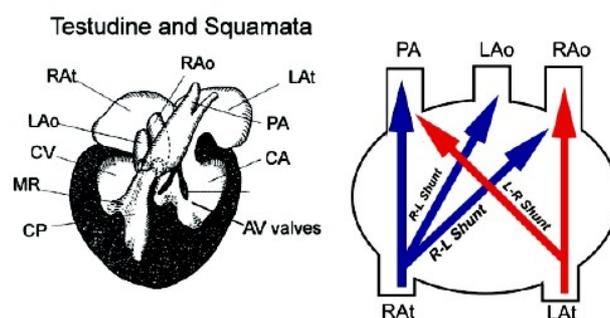
CA : cavum arteriosum

R-L : Shunt droit-gauche

CV : cavum venosum

L-R : Shunt gauche-droit

PA : artère pulmonaire



La régulation de ce système de shunt est contrôlée par la différence de pression entre la circulation pulmonaire et la circulation systémique. Normalement, les poumons offrent une résistance vasculaire faible et donc le sang passe dans les poumons. Cependant, en phase de stress hypoxique, il se produit une vasoconstriction des artères pulmonaires et la résistance pulmonaire augmente. Le sang s'écoule dans la circulation générale où la résistance est plus faible. Une autre hypothèse sur la régulation du shunt fait référence aux propriétés vasomotrices de la circulation pulmonaire et de la circulation générale qui sont régulées par des facteurs adrénériques et cholinériques. Une étude a cherché à évaluer l'influence du système adrénérique sur la résistance vasculaire et ses effets sur le shunt cardiaque droite-gauche. Il est démontré que les effets de la résistance vasculaire induite par l'apnée sont semblables à la résistance vasculaire induite par une stimulation adrénérique. Par conséquent les tortues en état de stress physiologique peuvent également déclencher un shunt droit-gauche. Le shunt droite-gauche est la clé de l'hypométabolisme.

La signification biologique de ce système est triple : (i) le shunt permet de stabiliser l'apport d'oxygène pendant les temps de pause respiratoire, (ii) le shunt droite gauche permet d'augmenter partiellement le débit sanguin dans la circulation systémique et de mieux répartir la chaleur, (iii) il redirige le sang des poumons vers la circulation systémique pendant les phases d'apnée.

I.C.4.Fréquence cardiaque et régulation

La fréquence cardiaque des reptiles est classiquement plus basse que celles des mammifères. Les fréquences s'échelonnent en général de 20bpm à 100 bpm. De nombreux facteurs influent sur la fréquence : les stimulations ortho et parasymatique, la taille, la température, le métabolisme basal, la fréquence respiratoire et les stimuli sensoriels. Certains facteurs plus fins tels que le stress gravitationnel, le stress positionnel ou l'équilibre hémodynamique influent également mais il est difficile d'en mesurer l'impact d'un point de vue clinique, et ne seront pas développés.

a)Système nerveux

L'innervation vagale du cœur module la chronotropie et l'inotropie cardiaque. Le système orthosympathique joue un rôle modéré en exerçant une excitation adrénérique. Enfin le système rénine angiotensine et le facteur natriurétique semble avoir un rôle chez les reptiles semblables au mammifère.

b)Taille

De manière générale, il existe une corrélation inverse entre la taille de l'animal et la fréquence cardiaque à une température TMP donnée.

c)Température

C'est le premier facteur influençant la fréquence cardiaque.

Le muscle cardiaque a une efficacité maximale à la TMP spécifique de chaque espèce. Des variations significatives de la fréquence cardiaques sont reliées à la température ambiante.

Par ailleurs, le système cardiovasculaire est prépondérant dans la thermorégulation des reptiles. La fréquence cardiaque tend à augmenter lorsque l'animal se réchauffe et à diminuer lorsqu'il se refroidit. Ce phénomène a été décrit expérimentalement chez l'agame barbu (*Pogona barbata*). Bien que le mécanisme ne soit pas exactement

documenté, les changements cardiovasculaires impliquant le système ortho et parasympathique interviennent avant les modifications de la température corporelle, ce qui tendrait à prouver l'importance de récepteurs thermiques cutanés. Lorsque la peau est chauffée, une vasodilatation cutanée se produit. La diffusion du sang dans les territoires périphériques tend à faire baisser la pression veineuse centrale. La résistance vasculaire périphérique baissant, un shunt cardiaque droite-gauche se met en place. La pression sanguine est néanmoins maintenue pour approvisionner les territoires vitaux tels que le cerveau et les organes majeurs grâce l'arc aortique gauche. Pendant ce temps, la réserve de sang périphérique réchauffée revient dans la circulation centrale et élève ainsi la température centrale. La baisse de fréquence cardiaque qui accompagne le refroidissement de la peau facilite la conservation de la chaleur corporelle. Le refroidissement de la peau provoque une vasoconstriction cutanée et une vasodilatation relative du réseau vasculaire musculaire. En parallèle, le débit cardiaque semble maintenu à des températures basses par une augmentation dans le volume d'éjection.

d)Métabolisme basal

La fréquence cardiaque associée à des températures élevées semble être étroitement liée au métabolisme. De manière générale, une hausse d'activité entraîne une augmentation de la fréquence cardiaque. Cette augmentation peut atteindre trois fois la fréquence basale. Et de manière générale, il existe une corrélation inverse entre la taille et la fréquence cardiaque à une température TMP donnée.

Chez les Varanidés, le gradient de pression ventriculaire et la pression sanguine systémique ont évolué vers une adaptation au mode de prédation et à un taux métabolique élevé. Le varan des savanes (*Varanus exanthematicus*) peut synchroniser sa respiration et ses battements cardiaques de façon à maximiser les échanges gazeux. Chez le python molure (*Python molurus bivittatus*) qui a pourtant un mode de prédation statique, la pression sanguine est proche de celle des mammifères et des varans. Il a été proposé que les différences de pression dans le ventricule et la pression sanguine systémique élevée était en relation avec une consommation accrue en oxygène pendant la digestion et de la capacité de thermogenèse par frisson lors de l'incubation des œufs.

e)Respiration

La fréquence cardiaque semble augmenter lorsque la respiration est active et diminuer pendant les périodes d'apnée. Cette élévation semble coïncider avec une résistance pulmonaire moindre et provoque une augmentation de la perfusion pulmonaire. Le débit sanguin pulmonaire augmente pendant la période d'activité respiratoire accrue pour optimiser les échanges gazeux.

Pendant la plongée, les modifications cardiovasculaires sont très importantes. Par rapport aux mammifères, les reptiles ont des capacités métaboliques différentes, car lorsque l'apport d'oxygène est insuffisant, ils utilisent un mécanisme de glycolyse anaérobie. La tolérance à l'anaérobiose est différente selon les espèces. Certains lézards survivent pendant 25 minutes alors que certaines tortues survivent plus de 33 heures. La différence majeure provient de la résistance différente du myocarde à l'hypoxie. Cette anoxie déclenche un mécanisme de bradycardie.

Une bradycardie est mise en évidence lors de la plupart des phases de plongée. Lors de l'initiation de la plongée, une vasoconstriction à médiation orthosympathique des territoires sanguins musculaires se produit lors des phases d'ischémie. Cette élévation des résistances périphériques tend à maintenir la pression sanguine dans les organes vitaux. Le shunt droite-gauche se produit quand l'approvisionnement en oxygène dans le parenchyme

pulmonaire diminue. A mesure que se prolonge la plongée, le shunt s'ouvre de plus en plus jusqu'à court-circuiter la circulation pulmonaire. Le débit cardiaque peut chuter jusqu'à une valeur approchant les 5% du débit initial. C'est un avantage considérable des reptiles qui minimisent par ce mécanisme le travail de la pompe cardiaque. La bradycardie induite par la plongée est annulée dès la première respiration, et certaines espèces montrent même une élévation de la fréquence cardiaque anticipée, avant de faire surface.

Théoriquement, une augmentation de la fréquence cardiaque doit permettre une augmentation du transport en oxygène. Les études sur l'oxymétrie de pouls montre qu'il n'y a pas de corrélation entre le volume d'éjection, l'extraction de l'oxygène, et la fréquence cardiaque lorsque les besoins en oxygène sont augmenté face à une dépense métabolique importante. De nombreux autres mécanismes pour délivrer l'oxygène semblent co-exister.

f) Stimulis externes

Une perturbation hémodynamique, y compris une altération de la balance de l'eau ou ionique et les modifications pharmacologiques peuvent affecter la fréquence cardiaque. Les reptiles qui subissent une hémorragie deviennent tachycardes afin de compenser leur hypovolémie. Pendant des phases d'hémorragies aiguës, les serpents sont également capables de maintenir leur hémodynamique en drainant le fluide interstitiel dans l'espace vasculaire.

Des changements physiologiques tels que l'apnée, peuvent être reproduit par l'utilisation d'agent dissociatif, ou d'alpha-2 agonistes ou de propofol.

Enfin un réflexe vagal peut être induit par pression des globes oculaires entraînant une bradycardie et une baisse de pression .

I.C.5. Conséquences cliniques

Le cœur des reptiles non crocodyliens, malgré une simplicité anatomique apparente avec un cloisonnement imparfait de l'unique ventricule, est pleinement efficace et évite le mélange des sangs. Par ailleurs, la communication entre les ventricules permet de shunter la circulation pulmonaire ce qui constitue un avantage indéniable pour l'apnée, mais un inconvénient notable en cas de pneumopathie ou d'anesthésie. De plus dans le cadre de la réanimation l'administration d'adrénaline qui est un puissant stimulus adrénérique aura tendance à accroître l'effet de shunt cardiaque et d'aggraver l'hypoperfusion pulmonaire. Il est nécessaire de tenir compte de cette particularité par rapport au cœur des mammifères. Enfin, les facteurs influant sur la fréquence cardiaque sont également primordiaux à comprendre dans un contexte général de réanimation.

I.D. SYSTÈME RESPIRATOIRE

I.D.1. Anatomie

L'anatomie sera décrite d'après les références suivantes : , et est illustrée sur la figure 4.

Une structure générale se dégage entre toutes les espèces de reptiles même si des variations importantes sont observées dans les différentes sous familles.

La position de la glotte est très variable selon les espèces. Elle reste fermée au repos, ne s'ouvrant que pour la respiration par l'intermédiaire des muscles dilatateurs de la glotte. Il n'existe pas de corde vocale.

L'épithélium respiratoire est doté d'une ciliature primitive favorisant peu l'expectoration des exsudats inflammatoires lors de pneumonie. Comparé à celui des mammifères, le poumon des reptiles est plutôt grand, mais en raison de son faible cloisonnement, il ne correspond qu'à 1% de la surface pulmonaire d'un mammifère de même taille. Chez les reptiles aquatiques, ce grand volume d'air dans le poumon aide à la flottaison et constitue une réserve d'air.

Les reptiles n'ont pas de diaphragme et la cavité pleuro-péritonéale est appelée cavité coelomique. Les espèces les plus évoluées ont un septum post-pulmonaire marquant la séparation entre le secteur pulmonaire et le secteur abdominal. Le parenchyme pulmonaire est simple et constitué d'un sac avec un réseau en nid d'abeille de faveoli ou ediculi, l'unité d'échange des reptiles, analogue aux alvéoles des mammifères. Du fait de leur absence de diaphragme, ils ne peuvent pas tousser et expectorer comme le ferait un mammifère.

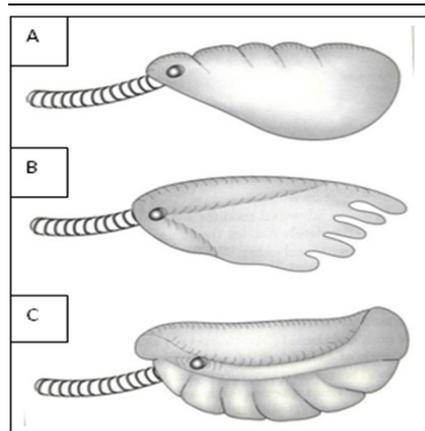
Les poumons des reptiles sont classés en trois types anatomiques. Le poumon le plus primitif à une cloison (poumon dit « unicameral ») est trouvé chez les serpents et certains lézards (*Lacerta viridis*). Le poumon « paucicameral » possède quelques cloisons mais ne dispose pas de bronches intra-pulmonaires. Les iguanes et les caméléons notamment en sont dotés. Le poumon le plus évolué est un poumon à plusieurs cloisons dit « multicameral » que l'on trouve chez les varans et les tortues. La plupart des reptiles possèdent également une musculature lisse dans les parois pulmonaires jouant un rôle dans l'expiration et l'inspiration.

a) Tractus respiratoire des lézards.

Chez les lézards, les choanes se trouvent en partie rostrale, de sorte que l'air passe dans la cavité buccale avant de parvenir au larynx. La glotte est de position variable, rostralement, à l'arrière de la langue. Elle a une position plutôt rostrale chez les espèces carnivores ou plutôt à la base de la langue chez les autres espèces.

La trachée des lézards, comme celle des serpents, possède des anneaux trachéaux incomplets ou complets suivant les espèces. Au contraire des tortues, la trachée bifurque non pas en région cervicale mais en région thoracique à la base du cœur. Les lézards possèdent des poumons pairs, souples, aisément insufflés par une inspiration glottique. Comme ils n'ont pas de diaphragme, les lézards respirent par relaxation et contraction des muscles intercostaux. Les trois types de poumons reptiliens peuvent être retrouvés chez les lézards.

Figure 4 : Anatomie des différents poumons reptiliens A) unicameral B) paucimeral C) multicameral d'après [84]



•Unicameral

C'est un poumon primitif occupant la partie craniale du pleuropéritoine. Il n'y a pas de division entre la cavité pleurale et la cavité péritonéale. Certains lézards (*Tiliqua* sp.) ont un diverticule caudal non respiratoire comparable à un sac aérien. Ce diverticule est peu vascularisé et peut être le site d'une infection. Le cœur se situe dans la ceinture pectorale.

•Paucimeral

Les espèces intermédiaires (iguanes, et caméléons) ont développé une membrane comme un septum post-pulmonaire qui est reliée au péricardium. Ces poumons ont un cloisonnement plus fin mais ne disposent pas de bronches intra-pulmonaires. Ils possèdent des dilatations caudales similaires à des sacs aériens. Chez certaines espèces telles que les caméléons, ils peuvent être insufflés de près de 40% pour impressionner les prédateurs.

•Multicameral

Chez certains Varanidés, un septum postpulmonaire sépare complètement les poumons dans la cavité pleurale de la cavité péritonéale. Les poumons ressemblent alors à des poumons primitifs de mammifères et occupent la partie craniale, dorsale et ventrale de la cavité. Avec leur expansion cranio-ventrale, le cœur est en position plus caudale. Leur structure interne est multi-cloisonnée et est constituée d'un vaste réseau de falveoli connectés à une bronche intra-pulmonaire. Un grand volume pulmonaire et un poumon très souple permet une fraction inspirée importante et une fréquence respiratoire très basse.

Une particularité est à noter chez les caméléons de l'Ancien Monde qui possèdent un poumon accessoire localisé en région cervicale ventrale, en avant de la ceinture scapulaire .

b)Tractus respiratoire des serpents

La glotte des serpents est située très rostralement de façon à permettre la respiration pendant la préhension de nourriture. La trachée est constituée d'anneaux incomplets et entre dans le poumon au niveau de la base du cœur. Certaines espèces ont un poumon trachéal qui est situé à la face dorsale de la trachée. Cette structure est supposée permettre les échanges gazeux quand le poumon est comprimé par les proies ingérées mais son rôle n'est pas tout à fait défini .

Les Vipéridés ont un unique poumon, les couleuvres un poumon droit fonctionnel et un poumon gauche vestigial . Les Boïdés ont deux poumons avec un poumon droit un peu plus long. Il s'étend du cœur jusqu'au rein.

Structurellement, le poumon cranial est simple et unicameral et est responsable des échanges gazeux. Le tiers caudal est non respiratoire et fonctionne comme un sac aérien. Les serpents aquatiques ont un sac aérien s'étendant caudalement au cloaque et aide à la flottaison. Chez certains serpents, la portion vasculaire des poumons s'étend dans la trachée dorsale ce qui crée une extension sacculaire et permet des échanges gazeux.

Le poumon le plus cranial (ou alvéolaire) est typiquement localisé entre 20% et 40% de la longueur museau-cloaque. La partie caudale membraneuse du poumon s'étend caudalement de façon variable selon les espèces, jusqu'au cloaque chez certaines d'entre elles.

c) Tractus respiratoire des tortues

Les tortues pratiquent une respiration à bouche fermée. De l'air entre via les narines externes dans la cavité nasale et passe dans le palais dur partiel dans le pharynx. La glotte des chéloniens est située à la base de la langue, dans une portion caudale de l'oropharynx. Les tortues ont une trachée très courte (sauf les espèces à long cou type *Chelodina* sp.) avec des anneaux complets qui bifurque directement derrière la glotte.

Les poumons sont spongieux et occupent un volume important dans la moitié dorsale de la cavité coelomique. Ils sont attachés dorsalement au perioste de la carapace et sont étroitement liés à la ceinture pelvienne et thoracique. Ils ne sont pas entourés d'une cavité pleurale, mais d'un septum post-pulmonaire appelé *septum horizontale*, qui constitue une structure semblable au diaphragme séparant partiellement les cavités thoraciques et abdominale. Il ne joue aucun rôle dans la respiration. Les chéloniens possèdent des poumons de type multicameral comme chez les varanidés, avec une bronche intra-pulmonaire unique qui s'irradie dans un réseau de bronchioles et de faveoli richement vascularisés. Cependant, contrairement aux varanidés, les poumons sont confinés à la moitié dorsale avec un cœur reposant cranialement dans la ceinture pelvienne.

D'autres surfaces d'échanges sont utilisées chez certaines espèces de tortues. Les tortues aquatiques dite à carapace molle (*Trionyx* sp) peuvent absorber l'oxygène à travers leur peau et leur carapace dans certaines conditions. La muqueuse buccopharyngée, à l'instar des amphibiens, est également utilisée. Chez certaines tortues aquatiques, la bourse cloacale est richement vascularisée, ce qui permet des échanges gazeux importants par diffusion avec l'eau. Des expériences ont montré la prévalence de la diffusion cutanée par rapport à la diffusion cloacale ou pharyngée chez la tortue peinte (*Chrysemis picta*).

I.D.2.Mécanique ventilatoire

Une caractéristique des reptiles est un cycle de respiration triphasique : expiration, inspiration et relaxation. L'inspiration et l'expiration sont des processus actifs suivi par une séquence non respiratoire. Parfois plusieurs cycles respiratoires s'enchaînent suivis d'une apnée de durée variable. Cette phase de relaxation peut être très longue chez les espèces aquatiques, chez lesquelles elle peut durer de 30 minutes à 33 heures. La concentration en oxygène dans les poumons est constamment fluctuante.

En dépit de leur absence de diaphragme, les reptiles aspirent l'air par un jeu de pression négative. La respiration est axée sur la pression coelomique négative produit par les muscles intercostaux, aidés par la musculature tronculaire et les muscles abdominaux. Chaque famille possède une mécanique ventilatoire bien particulière.

a)Ventilation des lézards

Les lézards utilisent les muscles intercostaux pour la respiration mais également pour la locomotion, de fait, ils cessent de respirer lorsqu'ils courent. C'est pourquoi leur activité est limitée à de courtes périodes. Certaines espèces possèdent également une musculature lisse dans les bronches pour aider à l'inspiration.

Les mouvements de la gorge observés parfois chez le lézard et la tortue ne sont pas une respiration mais un processus olfactif. Ces mouvements favorisent également le refroidissement du sang.

b)Ventilation des serpents

Le cycle respiratoire implique des mouvements actifs et passifs. L'expiration est contrôlée par les feuillets de muscles dorso-latéraux (muscles dorso-latéraux dorsaux et muscles abdominaux obliques internes) et ventro-latéraux (muscles abdominaux transverse et muscles abdominaux obliques). La relaxation des muscles expirateurs font de la première phase de l'inspiration une phase passive. L'élévation des côtes par contraction des muscles releveurs des côtes et rétracteurs des côtes abaisse la pression intra-pulmonaire et provoque une inspiration active. La phase finale du cycle respiratoire, l'expiration passive, résulte de la relaxation des muscles inspiratoires et du recul des poumons.

c)Ventilation des tortues

Les tortues génèrent une mécanique respiratoire par différents mécanismes. Ces différences varient selon les espèces et selon qu'elles soient terrestre ou aquatique. L'absence de diaphragme et l'implication des côtes, du sternum, et des vertèbres dans la constitution de la carapace, font qu'il n'y a pas de thorax extensible. Les chéloniens ont une forte musculature tronculaire, ouvrant et contractant les poumons avec une respiration active. Une des conséquences directes est que lorsque les tortues ont la tête rentrée dans carapace, la musculature pectorale ne peut pas être mobilisée, ce qui les force à retenir leur respiration. De la même manière la locomotion implique la musculature pectorale ce qui a amené les tortues à développer une respiration utilisant la musculature abdominale (muscles transverses et obliques) .

En général, l'inspiration et l'expiration sont des processus actifs. On peut remarquer que l'expiration est un processus passif chez les espèces aquatiques alors que chez les espèces terrestres, c'est l'inspiration qui est passive.

•Chez les espèces terrestres type *Testudo* sp.

A l'inspiration, sont mis en jeu les muscles serratus qui émergent à l'entrée de la carapace, pour s'insérer sur les coracoïdes et les muscles abdominaux obliques qui s'insèrent entre la membrane coelomique des membres postérieurs et le plastron. La contraction de ces muscles crée une pression négative et provoque une inspiration active. Les membres avant sortent de la carapace, tractant le septum ventralement et provoquant une expansion volumique des poumons aspirant l'air dans les bronches et la trachée.

A l'expiration, sont impliqués les muscles pectoraux qui s'étendent du plastron à l'humerus et les muscles abdominaux transverses qui s'insèrent entre l'arrière de la carapace et la partie caudale de la membrane coelomique. Quand ces deux muscles se contractent, les antérieurs pivotent et rentrent dans la carapace, tirant le septum horizontale en avant et ils mettent sous pression les viscères, provoquant l'expiration des gaz.

•Chez les espèces aquatiques

La respiration est facilitée par la pression hydrostatique de l'eau qui peut faire entrer ou sortir l'air des poumons. Les quatre groupes de muscles impliqués sont légèrement différents : l'inspiration est initiée par le testocoracoïde qui s'insère entre la carapace et la scapula médiale, et les muscles abdominaux obliques. L'expiration est réalisée par les muscles diaphragmatiques et les muscles abdominaux transverses qui compriment la cavité coelomique.

I.D.3.Régulation de la respiration

La fonction respiratoire des mammifères est régulée par la PCO₂ et le pH. Cependant, les reptiles sont très tolérants vis-à-vis de l'anoxie et des changements acido-basiques. Chez les reptiles c'est la température et la PO₂ qui sont les principaux médiateurs de la respiration . Cela est lié aux besoins en oxygène très faibles des reptiles comparés à ceux des mammifères. Cette différence reflète le métabolisme basal plus bas des reptiles.

La régulation de la respiration reste encore en partie inexplicée. Des récepteurs centraux et périphériques ont été supposés. Une interaction est supposée entre le système nerveux central, centre de la respiration et une voie afférente venant des barorécepteurs. Le dioxyde carbone et le pH semblent avoir une importance moindre dans la ventilation normale.

Il semblerait qu'en condition normale en oxygène, c'est l'oxygène qui est le principal médiateur de la respiration. Cela est difficile à mettre en évidence car bien qu'il y ait des variations entre espèces, les reptiles sont des espèces à respiration épisodiques, la concentration en oxygène est donc constamment fluctuante.

La température reste un facteur déterminant. Une étude a montré que le réchauffement de certaines tortues aquatiques provoque une hausse de la fréquence respiratoire en réponse à une hausse de la demande métabolique .

Les changements de la vascularisation pulmonaire jouent un rôle dans la respiration. En effet, les changements de la perfusion pulmonaire sont généralement synchrones avec les variations de la fréquence et du rythme respiratoires.

a)Influence de la température

Une hausse de température entraîne une augmentation de la demande en oxygène, augmentant le volume inspiré. Certains reptiles en condition hypoxique tendent à rechercher des températures basses afin de réduire leur demande en oxygène. La température ambiante a un effet variable sur la fréquence respiratoire, le volume courant, et la ventilation minute (le volume inspiré en une minute). Il a été démontré qu'une baisse de la température entraîne une augmentation du temps de pose respiratoire entre les cycles .

b)Les effets de la fraction inspirée de CO₂ et d'O₂

La réponse des reptiles au CO₂ inspiré est assez variable. Le dioxyde de carbone et l'hypercapnie provoque une augmentation du volume inspiré et un léger abaissement de la fréquence respiratoire .

L'inspiration de plus de 4% de CO₂ chez les serpents et les lézards produit une augmentation dans le volume courant et une diminution de la fréquence respiratoire et une baisse générale dans la ventilation minute. Chez les tortues la réponse au CO₂ augmente la fréquence respiratoire et le volume inspiré.

En respirant moins de 21% et plus de 10% en oxygène, il y a peu de modification de la ventilation.

En dessous de 10%, certaines espèces augmentent leur ventilation, alors que d'autres augmentent leur ventilation minute, et d'autres encore diminuent leur ventilation. Chez les espèces pour lesquelles la ventilation baisse ou reste inchangée, la consommation en oxygène diminue.

L'approvisionnement en 100% d'oxygène peut induire une dépression respiratoire, en diminuant les effets de l'oxygène, le stimulant le plus puissant de la respiration. Dans de nombreuses espèces, l'exposition à 100% d'oxygène abaisse significativement la ventilation ce qui suggère que la fraction inspirée en oxygène élevée peut déprimer la respiration. Cependant, ceci est à mettre en relation avec l'effet majeur des anesthésiques sur la respiration centrale et sur les muscles respiratoires.

Il est à noter que des iguanes maintenues sous isoflurane se réveillent plus vite avec une ventilation à l'air ambiant, qu'avec de l'oxygène à 100%. Cependant pour l'expérience précédente, aucune différence n'est notée entre les varans soumis à une ventilation à 100% d'oxygène par rapport à l'air ambiant, laissant présager des différences métaboliques importantes entre ces espèces. En effet les varans ont un métabolisme et une respiration très efficace et proche des mammifères.

I.D.4.Apnée

Les reptiles peuvent survivre à des périodes considérables de privation d'oxygène par leur capacité au métabolisme anaérobie lors de l'apnée. Cette tolérance à l'hypoxie semble dépendre du myocarde et de sa capacité à tamponner l'acide lactique. Par exemple les tortues qui ont une tendance naturelle à basculer en métabolisme anaérobie ont le taux de bicarbonates (HCO_3^-) le plus élevé de tous les vertébrés. Cela leur permet de tamponner l'acide lactique dégagé par l'anaérobiose.

De nombreuses expériences ont montré les capacités de survie des reptiles en milieu anoxique. Certaines relatent des temps de survie allant jusqu'à quatre mois pour des tortues aquatiques en anoxie totale. D'autres tortues aquatiques (*Chelydra* sp.) ont survécues jusqu'à 125 jours sans oxygène. Enfin, des observations montrent des temps d'apnée de 30 minutes chez des iguanes, jusqu'à 33 heures pour des tortues.

Comme les reptiles peuvent survivre pendant de longues périodes anaérobies, il est possible de réanimer des reptiles avec un arrêt cardiorespiratoire en les ventilant au moins une fois par minute avec de l'oxygène. Il faudra prendre garde à ne pas surventiler, car augmenter la PO_2 peut entraîner une dépression respiratoire. Les reptiles devraient être maintenus à leur TMP pour déclencher une respiration spontanée.

I.D.5.Transport des gaz par le sang

La capacité respiratoire du sang est assurée par la capacité de fixation de l'oxygène sur l'hémoglobine. Bien que l'hémoglobine des reptiles ne soit pas tout à fait connue, il est probable que sa structure soit très semblable à celle des autres vertébrés. Cependant des différences notables existent sur les capacités de libération de l'oxygène pour l'hémoglobine.

L'affinité du sang pour l'oxygène est dépendante de l'espèce, de l'âge, de la taille et de la température. Pour l'animal, l'oxygène disponible est fonction de l'hématocrite et du volume de sang. En effet, la capacité de transport d'oxygène par le sang est fonction du nombre d'hématies par unité de volume (soit l'hématocrite). Cette capacité de transport en oxygène des reptiles est respectivement de 5 à 11% chez les tortues, 8 à 12% chez les serpents, et 7 à 8% chez les lézards.

La courbe de dissociation de l'oxygène montre la relation entre les pressions d'oxygène et la saturation de l'hémoglobine. Les molécules d'hémoglobines sont responsables des capacités respiratoires et de la couleur du sang. Ces courbes montrent combien l'oxygène est affecté par la température, le pH, le CO₂, les métabolites issus de la glycolyse, les phosphates inorganiques et des ions tels que le Na⁺, le K⁺, Mg²⁺, Cl⁻, SO₄⁻.

Les stades de développement ont également un impact sur la capacité de saturation de l'oxygène car la courbe de dissociation change entre l'hémoglobine fœtale et l'hémoglobine adulte. Chez les reptiles, la courbe de dissociation est très variable. Elle est difficile à évaluer car de nombreux facteurs entrent en jeu. Il est important de rappeler que les différentes espèces de reptiles ont des formes d'hémoglobine distinctes. Cliniquement, il est difficile de détecter ces différences mais il est important de garder à l'esprit ces caractéristiques pour extrapoler d'une espèce à l'autre.

Plus l'affinité de l'hémoglobine à l'oxygène est haute moins l'hémoglobine délivre de l'oxygène. Les reptiles ont en général une affinité moindre pour l'oxygène que les mammifères. Cette adaptation permet à l'hémoglobine reptilienne de délivrer de l'oxygène même avec des taux d'oxygène très bas. Pendant l'exercice, ou le stress, les reptiles peuvent déclencher des mécanismes d'acidose métabolique par production d'acide lactique. Ces changements du pH sanguins réduisent l'affinité de l'hémoglobine par l'effet Bohr et permet un relargage plus facile de l'oxygène.

Chez les lézards, qui comptent parmi les espèces les plus actives, l'hémoglobine a une affinité faible. Néanmoins l'efficacité des échanges gazeux est limitée par les capacités circulatoires limitées chez les reptiles. Les affinités à l'oxygène les plus fortes sont observées chez les lézards les plus lents ou les chasseurs à l'affût. Chez l'iguane (*Iguana iguana*), il existe une relation positive entre l'affinité de l'oxygène et la taille, mesurée à la TMP de l'espèce. Cependant les différences comportementales des individus rendent peu fiables les résultats observés en raison d'un biais d'activité.

Chez les tortues, des différences notables existent entre les espèces aquatiques et les espèces terrestres. En général, les espèces aquatiques ont une affinité pour l'oxygène plus faible. Certaines tortues vivant dans des conditions d'hypoxie chronique ont des mécanismes tampons pour retarder l'effet Bohr.

Les serpents ont un schéma assez proche des tortues. Cependant on a noté que les serpents aquatiques avaient une affinité pour l'oxygène supérieure à celle des espèces terrestres. Ce fait, étonnant, est sans doute lié à une part plus importante de l'effet Bohr pendant les périodes d'apnée quand le taux de CO₂ augmente. L'affinité de l'oxygène tend à décroître avec l'âge, cependant la capacité de fixation l'oxygène augmente (le % d'oxygène saturé dans le sang).

Comme on peut le prévoir, la capacité à transporter de l'oxygène est à son maximum lorsque les reptiles sont à leur TMP. Chez les serpents qui sont des mangeurs intermittents, l'affinité de l'oxygène monte et descend radicalement en phase postprandiale.

Non seulement la consommation en oxygène augmente chez les espèces carnivores après un repas, mais la taille du cœur est également plus grande. Le métabolisme est augmenté de 40% après le repas, chez le Python molure (*Python molurus bivittatus*). Cette augmentation peut durer jusqu'à quatorze jours. Pour faire face à cette demande métabolique, le cœur montre une hypertrophie dans les 48 heures suivant l'ingestion du repas. Cette augmentation de 40% de la masse cardiaque est médiée par l'expression d'un gène dans les protéines des muscles contractiles. Le cœur revient à sa taille initiale après la digestion.

I.D.6.Conséquences cliniques

Il existe une grande diversité d'appareils respiratoires au sein de l'ordre des Reptiles. L'escalator muco-ciliaire imparfait et l'absence de diaphragme empêchent les mécanismes de la toux d'être pleinement fonctionnels. Comme tenu de leur impossibilité de tousser, il est possible de les intuber sans anesthésie . Par ailleurs il leur est très difficile d'évacuer des exsudats inflammatoires ou septiques notamment.

Ils sont caractérisés par une septation assez primitive des sacs pulmonaires avec des parties avasculaires parfois appelées « sacs aériens » et une absence de diaphragme. Ces dispositions anatomiques particulières ont deux conséquences principales. La ventilation est moins efficace chez les reptiles que chez les mammifères ce qui les rend peu adaptés à de long efforts. Par ailleurs, les sacs aériens sont des sites de prédilection pour les infections en raison de la vascularisation imparfaite, et des mécanismes d'expectoration sont peu efficaces.

La mécanique ventilatoire est dominée par des phénomènes actifs et est médiée principalement par la fraction de CO₂ inspirée. Par conséquent, une supplémentation en oxygène n'est ni nécessaire d'un point de vue physiologique ni souhaitable d'un point de vue fonctionnel car elle déprime la fonction respiratoire.Par ailleurs on notera que l'apnée anesthésique est ici moins dommageable que chez les mammifères puisque les reptiles peuvent survivre à de longues périodes d'hypoxie. Néanmoins, il sera toujours préférable d'induire une ventilation artificielle car la respiration spontanée peut être inhibée pendant de longue période.

I.E.RÉSEAU VASCULAIRE

L'anatomie sera décrite d'après les références suivantes .

Le réseau vasculaire des reptiles comportent de nombreuses spécificités. Le cœur à trois chambres et l'existence d'un shunt inter-ventriculaire font partie des caractéristiques notables de l'anatomie circulatoire et ont déjà été évoqués dans la partie consacrée à l'anatomie cardiaque. D'autres particularités sont à remarquer. Nous décrivons en premier lieu le réseau artériel. Puis nous exposerons deux réseaux veineux uniques caractéristiques des reptiles : le système porte rénal (SPR) et la veine ventrale abdominale (VVA).

Le système porte rénal et la veine ventrale abdominale sont les principaux réseaux de drainage de la moitié caudale des reptiles.

D'un point de vue fonctionnel, le système porte rénal et la veine abdominale ventrale sont des réseaux à basse pression. Ils jouent sans doute un rôle important dans la réabsorption des ions et de l'eau .

I.E.1.Réseau artériel

Trois vaisseaux artériels majeurs émergent du ventricule des reptiles à savoir l'artère pulmonaire majeure et les deux aortes. Les trois vaisseaux quittent le ventricule et effectuent une rotation à 180°. La crosse aortique droite émerge dorsalement et se divise en artère subclaviaire, artère carotide commune, et le tronc brachiocéphalique. Elle se continue caudalement pour fusionner avec l'aorte gauche pour former l'aorte abdominale. L'aorte gauche émerge ventrolatéralement et se dirige caudalement pour perfuser les viscères.

L'apport sanguin de la région du crane se fait par l'artère carotide commune qui bifurque en région cervicale. Elle se divise en carotide droite et gauche pour former les carotides internes et externes de chaque côté.

L'aorte abdominale se divise par la suite en artère hépatique, artère coeliaque, et l'artère mésentérique supérieure. Elle se divise caudalement en une artère rénale unique chez certaines espèces de serpents, à plus de 5 artérioles chez divers agamidés ou caméléons.

I.E.2.Système porte rénal

Les mammifères possèdent un système porte rénal embryologique mais celui-ci régresse au cours du développement fœtal. Les reptiles, comme les oiseaux ou les amphibiens et poissons, ont un système porte rénal (SPR) qui persiste chez l'individu adulte. Cette dénomination du SPR peut être assez hasardeuse puisqu'elle a été définie de différentes façons. La définition la plus large inclue la veine post-cave, abdominale ventrale, la veine porte rénale, les veines iliaques externes et leur drainage. De façon plus fine, elle est parfois limitée à la veine porte rénale du segment postérieur du corps jusqu'au rein .

Le sang du système porte rénal provient des capillaires des membres postérieurs, du cloaque, des parties distales du système reproducteur (avec les hémipénis) et de la queue. Il est acheminé vers les lits capillaires rénaux sans passer par le cœur.

L'anatomie rénale est représentée en figure 5. Le sang arrive dans les reins par l'aorte dorsale, via plusieurs artères qui se rejoignent en de nombreuses artérioles rénales dans chaque rein. Le sang provient également de la partie caudale du corps par la veine cave caudale qui se jette dans la veine porte rénale dite veine rénale afférente. Le sang de ces deux sources est filtré par les capillaires des tubules rénaux, sachant que le glomérule est perfusé par l'artère rénale et que les tubules sont perfusés par le SPR. Les veines quittent le lit capillaire des tubules rénaux et s'unissent pour former la veine rénale efférente qui se jette dans la veine post-cave. Cette veine passe dans le lobe droit du foie puis émerge pour rejoindre le *sinus venosus*. Des voies parallèles peuvent se mettre en place. Le sang peut être dévié de la veine rénale afférente vers la veine mésentérique ou se jeter dans les veines abdominales ventrales chez certaines tortues (ou chez certains serpents *Python* sp.).

Le SPR permet notamment une perfusion adéquate des tubules rénaux quand la perfusion des glomérules diminue pour conserver l'eau. Les veines portales rénales afférentes ne perfusent pas les glomérules directement mais approvisionnent les tubules proximaux et distaux. Comme chez les mammifères, les tubules sont également approvisionnés par les artérioles afférentes provenant des glomérules. Cette adaptation est liée aux faibles capacités de réabsorption de l'eau par le rein. Les reptiles n'ont pas d'anse de Henlé et de ce fait, ne peuvent pas concentrer leurs urines. Sous influence de l'arginine vasotocine, l'eau est conservée en diminuant le débit sanguin glomérulaire. Quand le débit de filtration diminue, le système porte est primordial pour approvisionner les tubules et éviter leur nécrose ischémique .

La plupart des médicaments, et les antibiotiques en particulier, ont une élimination rénale. Historiquement, certains auteurs ont recommandé de ne pas injecter de médicament dans la moitié caudale des reptiles. Deux effets sont à craindre notamment le fait que les médicaments passent d'abord dans le rein, les rendant non efficace dans la circulation générale, ou que des produits entrent dans le rein à de telle concentration qu'une toxicité rénale soit à envisager (aminoglycoside en particulier) .

Le fait qu'une injection dans le tiers caudal des reptiles ait des effets délétères sur l'efficacité du médicament n'a pas été décrit chez la tortue de floride, ou le python (*Python morelia spilota*). Les études sur le système porte rénal ont montré une légère différence dans la concentration plasmatique de médicaments qu'ils soient administrés dans les membres avant, ou les membres arrières . Dans une étude, il y a une différence entre deux

sites d'injections pour le cephazolin, un antibiotique à élimination tubulaire, mais pas la gentamicine qui est éliminée par filtration glomérulaire . On peut considérer que c'est une faible différence d'un point de vue clinique puisque la concentration plasmatique reste largement supérieure à la concentration minimale inhibitrice (CMI). Par ailleurs, l'histologie des reins après administration de cephazolin dans le tiers caudal n'a montré aucun signe de nécrose rénale . Les médicaments éliminés par sécrétion tubulaire peuvent être affecté par le SPR, néanmoins les différences de concentration plasmatique bien que réelle, semble négligeable. Les médicaments qui sont éliminés par filtration glomérulaire ne sont pas affectés, parce que le sang court-circuite cet élément anatomique .

En réalité cela est une simplification extrême car on dispose de peu de donnée comparative entre les espèces et car peu de médicaments ont été étudiés. Par ailleurs, le flux sanguin peut changer dans le SPR suivant de nombreux facteurs, la température et l'hydratation étant les deux facteurs principaux . Il est probable, que comme les oiseaux, les reptiles ont un système de valve qui en position fermée fait passer le sang dans les reins avant d'arriver au cœur. Cependant, sous le stress la valve s'ouvre pour court-circuiter le SPR . Un premier modèle de valve a été décrite chez la poule, et une structure similaire à été décrite sur les tortues de Floride (*Trachemys scripta*) . Le contrôle de la valve reste non élucidé chez les reptiles. Chez la poule, l'adrénaline ouvre la valve, ce qui dévie le sang dans la circulation générale alors que l'acétylcholine la ferme, ce qui fait passer le sang dans le rein. Une extrapolation de ces données peut être faite pour la régulation du système porte chez les reptiles.

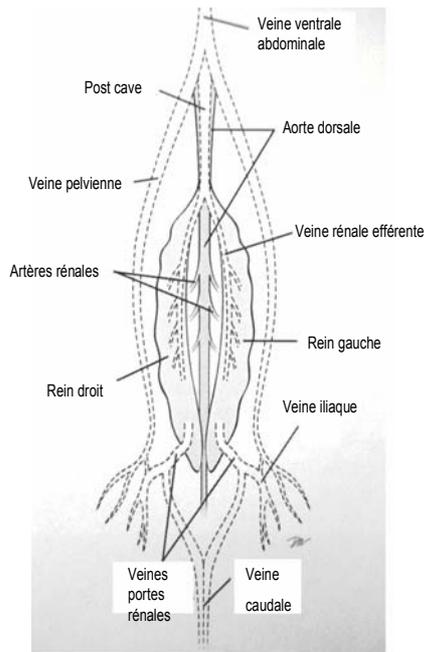
Au total, la cinétique pharmaceutique semble indépendante du site d'injection et, par conséquent, les traitements peuvent être administrés n'importe où . Cependant certains auteurs, malgré les travaux récents, préfèrent une administration dans la moitié craniale en raison de l'insuffisance de données disponibles sur les différents médicaments et les différentes espèces.

I.E.3.Veine ventrale abdominale

La VVA est impaire chez les lézards et les serpents et paire chez les tortues. Certains auteurs la considèrent comme faisant partie du système porte rénal. La veine ventrale abdominale draine la partie caudale du corps et entre dans le foie en rejoignant les veines hépatiques. La VVA s'étend le long de la musculature pelvienne dorsale et reçoit les veines pelviennes et hypogastriques. Chez les lézards, chez certains serpents et les tortues, le trajet des veines est adjacent aux muscles abdominaux ou au plastron selon la ligne médiale ventrale. Elles convergent ensuite dans la veine hépatique gauche. Chez les tortues, les veines abdominales paires sont connectées par une veine abdominale transverse.

Chez les tortues et les lézards, la veine abdominale reçoit les veines pectorales et les veines péricardiques. Chez les espèces quadrupèdes, cette jonction se fait à proximité des veines pectorales. Caudalement, une paire de veines vésiculaires entre dans la VVA en provenance de la vessie. La veine fémorale se jette dans la veine abdominale, usuellement caudalement aux veines pelviques. Une paire de veine lipoïdale en provenance de la graisse inguinale et des veines iliaques externes se joignent dans la veine abdominale près des veines cruales.

Figure 5 : Anatomie rénale d'après [41]



Pendant des années, les abord chirurgicaux ont évité la veine abdominale ventrale. Afin de mieux mesurer les conséquences pratiques, une compréhension globale de la topographie de la veine est nécessaire. La veine abdominale ventrale, est une confluence des veines bilatérales hypogastriques, des veines pelviennes bilatérales, et de la veine pubienne. Elle s'étend le long des muscles abdominaux. L'origine de la veine commence juste sous la paroi abdominale, cranialement au pubis. La distance par rapport au pubis diffère selon les espèces et la taille des patients, mais elle se situe environ au quart de la distance entre la ceinture pelvienne et l'ombilic. La veine suit la paroi abdominale jusqu'à l'ombilic pour faire une déviation dorsale de 90° vers la veine hépatique portale.

Entre le quart de la distance ombilic-pubis, cranialement à la ceinture pelvienne, et de l'ombilic jusqu'au sternum, il n'y a aucun vaisseau. Une incision dans l'un de ces deux sites permet d'éviter la VVA.

La VVA est située dans un mesovarum qui est une extension de la membrane cœlomique ventrale. Le mesovarum varie en taille de 1mm à 1cm dans certaines espèces. Alors que l'origine du mesovarum est la ligne médiane, il peut être déplacé en fonction de la réplétion de la cavité cœlomique et l'espace occupé par les organes abdominaux. Par conséquent, il est difficile de préconiser un site d'incision à droite ou à gauche de la ligne médiane.

Le sang afflue dans la VVA pour aller dans la veine hépatique et dans le cœur par l'atrium droit. Si la VVA est coupée, le sang est redirigé dans les veines pelviennes puis dans les veines rénales bilatérales et enfin dans la veine cave. La section de cette VVA n'a donc aucune conséquence d'un point de vue circulatoire .

I.E.4.Plexus veineux vertébral

Les serpents possèdent un plexus veineux vertébral. Il est constitué d'un réseau de veines spinales parcourant la colonne vertébrale de part et d'autre. Chez les serpents arboricoles, en dirigeant la tête verticalement on induit un collapsus jugulaire. Dans ce cas, le flux céphalique est dirigé dans le plexus. Le plexus qui est entouré

d'éléments osseux reste ouvert et permet un retour veineux qui est important pour la maintenance de la perfusion cérébrale.

I.E.5.Conséquences cliniques

Les reptiles ont un réseau vasculaire plus complexe que les mammifères ce qui a nourri de nombreuses études sur la pharmacocinétique. Le système porte rénal dont la signification biologique se trouverait dans l'économie d'eau, peut influencer sur la pharmacocinétique de certains médicaments. Il est établi que l'injection dans le premier tiers de l'animal est efficace. L'injection dans le tiers postérieur de l'animal semble également efficace en pratique même si la pharmacocinétique des substances à élimination tubulaire est légèrement affectée. Donc le site d'injection se fera préférentiellement dans le premier tiers mais peut également être effectuée dans le tiers caudal pour des substances à élimination glomérulaire. En effet les variations de concentration de ces mêmes substances semblent avoir peu d'incidence sur l'efficacité clinique. Par ailleurs, la veine abdominale ventrale et le plexus veineux vertébral sont des éléments anatomiques importants à prendre en compte dans le cadre d'une chirurgie ou d'un prélèvement sanguin. La composition du secteur vasculaire est différente de celle des mammifères ce qui aura des conséquences sur le choix de la fluidothérapie adaptée.

I.F.OSMORÉGULATION

L'osmorégulation est liée à l'équilibre entre les apports et les pertes en eau de l'organisme.

I.F.1.Répartition des fluides

Le pourcentage de fluide composant un reptile est plus important que pour un mammifère ou un oiseau. Chez les reptiles, environ 75% du poids est constitué d'eau, à l'exception des tortues qui voient leur poids majorer par la carapace. On estime à 66% du poids la part d'eau chez ces dernières.

La distribution de l'eau dans les différents compartiments biologiques est légèrement différente de celle observée chez les mammifères. L'eau se répartit de façon égale entre le compartiment intra-cellulaire et le compartiment extracellulaire. Dans le secteur extracellulaire, 70% de l'eau se trouve dans l'espace interstitiel et 30% dans l'espace intra-vasculaire.

Comme dans toutes les espèces, les mouvements d'eau sont régis par la loi de Starling et les principes de l'osmose.

Les membranes endothéliales et cellulaires sont perméables de façon sélective à différents solutés. Les membranes cellulaires sont imperméables à la plupart des ions et la différence de concentration produit ce que l'on appelle la force osmotique. A l'inverse, les forces de Starling agissent dans le sens de la rétention d'eau dans les vaisseaux. La pression osmotique est produite par les protéines sanguines qui maintiennent l'eau dans le secteur vasculaire.

Ce que l'on étudiera particulièrement, c'est la quantité de fluide rémanente dans le secteur vasculaire. On sait que les hypovolémies secondaires à des pertes intra-vasculaires provoquent un baroréflexe. Cette stimulation du système orthosympatique augmente la fréquence cardiaque, la contractilité cardiaque ainsi que la résistance

vasculaire . La quantité de fluide du secteur vasculaire détermine donc le maintien de la pression sanguine générale.

La quantité de fluides restant dans le secteur intra-vasculaire dépend de l'osmolarité de ce fluide comparée à l'osmolarité du secteur intra-vasculaire et du secteur interstitiel . Pour se représenter l'osmolarité du secteur vasculaire, on se base sur l'osmolarité plasmatique. En effet, le plasma représente 60 à 80% du volume sanguin. Il faut noter que l'osmolarité plasmatique des reptiles est plus faible que celle des mammifères . L'osmolarité dépend des groupes de reptiles : elle est plus basse chez les espèces d'eau douces et plus élevée chez les espèces désertiques .

L'osmolarité sanguine a été évaluée chez diverses espèces de tortues et est présentée en tableau 1 .

Tableau 1 : Osmolarité sanguine par espèce [63]

Espèce	Osmolarité sanguine (mosml/L)
<i>Testudo hermanni</i>	258-449
<i>Gopherus agassizii</i>	291-334
<i>Trionyx spiniferus</i>	280
<i>Trachemys scripta</i>	260

On note une légère différence avec l'osmolarité du sang des mammifères dont les normes se situent entre 280 et 310mOsm/l. L'osmolarité peut être approchée par la formule suivante :

$$\text{Osmolarité} = 2 [\text{Na}+\text{K}] + \text{Glucose} + \text{Urée} \text{ (toutes les valeurs étant en mmol/l)}$$

Selon une série de cas étudiée par MacArthur, les animaux souffrant d'une maladie chronique aient une osmolarité sanguine isotonique voire hypotonique. Même avec des animaux qui souffrent de stomatite et dont on attend un défaut d'abreuvement, il n'y a pas d'hyperosmolarité décrite.

La composition ionique de différentes espèces est donnée à titre indicatif dans le tableau 2, sachant que de nombreuses espèces n'ont pas encore été étudiées .

Tableau 2 : Concentration plasmatique des différents ions en mOsm/l dans trois différentes espèces de tortues

Na	K	Cl-	Osm
----	---	-----	-----

<i>Trachemys scripta</i>	113	4,2	80	260
<i>Testudo Graeca</i>	115	4,5	95	290
<i>Gopherus Agassizii</i>	122	5,3	86	291

Les ions Na⁺, Cl⁻, et HCO₃⁻ représentent 85% de l'osmolarité dans le plasma des reptiles , la natrémie ayant le pouvoir osmotique le plus grand . Si on étudie la natrémie de différentes espèces, le sodium plasmatique des reptiles est normalement compris entre 120 et 170meq/l . La plupart des serpents et des lézards ont une concentration en sodium de 142mmol/l à 165mmol/l à température ambiante et le pH sanguin varie de 7,3 à 7,5 . Les tortues terrestres ont souvent une natrémie plus basse (113mmol à 140mmol) et un pH plus élevé (7,4 à 8) .

I.F.2. Apport en eau

Tous les reptiles ont pour principal apport de fluide leur nourriture. Un serpent des régions désertiques (*Spalerosophis diadema*) est connu pour avoir survécu en captivité pendant cinq ans avec un régime de souris vivantes comme unique source d'eau .

Les reptiles sont capables de boire, à l'exception des reptiles marins . Les tortues et les serpents peuvent immerger partiellement leur mâchoires et aspirer de l'eau alors que la plupart des lézards lapent l'eau avec la langue .

Il est souvent observé que les reptiles des régions désertiques en captivité restent des heures dans leur baignoire d'eau et boivent énormément. Une tortue des régions désertiques a été observée en train de boire. Sa masse corporelle avait alors augmenté de plus de 40% . Bien que les reptiles en captivités acceptent l'eau stagnante dans des coupelles, la rosée est une source d'eau plus attractive pour de nombreux reptiles. Les caméléons par exemple ne boivent jamais d'eau stagnante mais toujours de l'eau sous forme de gouttelettes.

Il est peu probable que les reptiles puissent absorber de l'eau par voie cutanée en quantité importante, contrairement aux amphibiens. La peau des reptiles paraît imperméable au sodium et perméable de façon variable à l'eau. Donc, à l'exception des espèces aquatiques, l'apport d'eau par le tégument est minoritaire. Quelques exceptions sont observées dans des conditions naturelles : un lézard désertique (*Phrynosoma platyrhinos*) s'hydrate grâce à l'eau qui se condense sur sa peau à partir de la brume et des tortues *Kinixys* sp. utilisent leur carapace comme d'une gouttière après de longue période de déshydratation .

Par ailleurs, l'eau issue du métabolisme fournit un apport majeur pour les espèces désertiques . Il y a aussi une absorption très légère par la condensation de l'air ambiant dans les voies nasales .

I.F.3.Pertes hydriques

La disponibilité en eau et l'humidité ambiante sont primordiales pour les reptiles en captivité. En raison de leur taille relativement petite, les reptiles peuvent souffrir d'une déshydratation rapide en l'absence de conditions adéquates. Dans les conditions naturelles, la plupart des reptiles s'enfouissent pour bénéficier d'un microclimat différent de l'environnement macroscopique. On suppose que les reptiles devraient tous être maintenus à des degrés d'humidité supérieurs à 70% .

Les reptiles perdent l'eau par évaporation cutanée et par les membranes respiratoires, les urines et les selles. Les pertes par évaporation peuvent constituer plus de la moitié des pertes en eau et sont très significatives dans les espèces aux téguments perméables. Les pertes oculaires peuvent également constituer une fraction importante de l'évaporation issue de la surface corporelle. Les pertes cutanées sont fonction de la kératinisation de la peau et de la taille des écailles. Cela est plus courant pour les espèces désertiques pour lesquelles l'hygrométrie ambiante est basse et la température très élevée. Cependant, l'évaporation par respiration est moins importante chez les reptiles que chez les mammifères .

La masse totale des reptiles est constituée de 70% d'eau ce qui est comparable aux mammifères. La natrémie et la kaliémie sont également comparables bien que des variations entre espèces existent. Le rein des reptiles élimine l'eau en excès, le sel et les déchets métaboliques. L'absence d'anses de Henlé empêche les reptiles de concentrer leurs urines au-delà de la concentration osmotique du sang. Cela pourrait entraîner des pertes en eau drastiques. Néanmoins, des mécanismes de réabsorption existent.

I.F.4.Régulation des pertes hydriques

Le rein des reptiles est au cœur des mécanismes de régulation des pertes hydriques. Il a évolué pour optimiser la conservation de l'eau grâce à un nombre relativement faible de néphrons, à un débit de filtration lent, à l'acide urique en tant que produit de dégradation final et à la capacité d'arrêter le débit de filtration glomérulaire lors de déshydratation importante.

a)Anatomie urogénitale

L'anatomie sera décrite d'après les références suivantes .

Les reins sont les organes responsables de la régulation hydrique. Ils sont localisés dans le cœlome caudal. Ils sont de type *metanephros*. Seuls les tortues et les lézards ont une vessie reliée au cloaque par un urètre très court.

Le tractus urinaire des reptiles est constitué d'une paire de reins, chacun connecté au cloaque par un uretère. Selon les espèces, une vessie peut être présente et communiquer avec le cloaque. Contrairement aux mammifères, il n'y a pas d'orifice distinct entre les voies urinaires et les voies digestives. Toutes les voies aboutissent au cloaque. Il est divisé en trois parties. Le *coprodeum* est la partie la plus craniale et reçoit les produits de dégradation du rectum. La partie médiale reçoit les voies urinaires et les voies génitales et est appelé l'*urodeum*. Dans certaines espèces, les voies urinaires et génitales fusionnent avant d'entrer dans le cloaque.

Les reins des reptiles n'ont pas de pyramide ni de bassinnet et ne sont pas divisé en médulla et en cortex. Ils contiennent quelques milliers de néphrons (à titre de comparaison le rein des mammifères compte environ un million de néphrons). Ils font entre 2 et 8 mm (à titre de comparaison les néphrons d'oiseaux mesurent environ

18mm et les néphrons humains 30 à 38mm). Chaque néphron est orienté à angle droit par rapport à l'axe du rein et entre dans le conduit collecteur perpendiculairement. Structurellement, le glomérule des reptiles est peu développé avec un nombre de capillaire faible comparé aux oiseaux. Le néphron des reptiles est un glomérule, long, fin, connecté à un tubule proximal circonvolutionné.

Aucune anse de Henlé n'est présente. Tous les segments, à l'exception du tubule distal sont constitués de cellules cuboïdales ciliées. Le tubule distal n'a pas de ciliature.

Le tubule distal est suivi d'un segment sexuel. Ce sont des cellules productrices de mucus.

Après la partie sexuelle, le néphron se jette dans le canal collecteur. Ces cellules sont similaires à celles du segment reproducteur mais le mucus est présent uniquement à l'extrémité des cellules. Le canal collecteur est orienté perpendiculairement à l'axe du rein. Ils proviennent de la surface dorsolatérale de chaque lobule, entouré par la bordure latérale du lobule et passe ventralement dans l'uretère qui se situe sur la surface ventro-médiale du rein.

L'approvisionnement sanguin se fait par une artériole afférente qui forme le capillaire glomérulaire qui est entouré par la capsule de Bowman. Le sang ressort par une artériole efférente qui achemine le sang vers les cellules tubulaires. Le sang veineux du SPR se mélange aux niveaux de ces artéριοles au début des tubules proximaux.

b)Excrétion azotée

Le métabolisme des protéines et des acides aminés produit des déchets azotés devant être excrétés. La production et l'excrétion d'ammoniaque est la méthode la plus simple. Cependant, l'ammoniaque diffuse facilement à travers les membranes et est toxique pour le système nerveux central. De plus, il demande une quantité importante d'eau pour son excrétion. De ce fait, sa production est limitée aux espèces aquatiques (tortues marines, serpents marins et crocodiliens).

Pour les mammifères, le produit final du métabolisme azoté est l'urée. La substance est moins soluble que l'ammoniaque mais elle est 40 000 fois plus soluble que l'acide urique. Comme elle doit également être excrétée avec de l'eau, leur production est limitée aux tortues aquatiques. Elles produisent 45 à 95% de leur produit de dégradation en urée. Comme les reptiles n'ont pas d'anse de Henlé, ils ne peuvent pas produire une urine hypertonique. Pour conserver l'eau, la plupart des espèces excrètent préférentiellement de l'acide urique.

Les reptiles aquatiques excrètent de l'ammoniaque et de l'urée et relativement peu d'acide urique car les pertes en eau ne sont pas une contrainte environnementale pour eux. Cependant, les espèces terrestres ont besoin de conserver l'eau, elles excrètent donc de l'acide urique en solution dans la vessie, qui précipite dans le cloaque. Ces urates sont des sels de potassium ou de sodium suivant le régime alimentaire (herbivores ou carnivores respectivement).

L'avantage de l'acide urique est d'être excrétable sous forme insoluble avec un minimum de perte en eau. L'inconvénient, est que l'acide urique est excrété par les tubules rénaux, processus qui n'est pas régulé par la déshydratation. Si la concentration en acide urique est trop élevée dans le flux sanguin, notamment chez des sujets déshydratés ou insuffisants rénaux, cela peut conduire à l'apparition de *tophi* goutteux. Cela se produit lorsque l'acide urique insoluble s'accumule et précipite en cristaux d'urates (*tophi*) qui se déposent dans les articulations ou les organes viscéraux. Cela peut se produire également lorsque les reptiles herbivores sont nourris avec des protéines animales. Plus de 60% de la fonction rénale doit être affectée pour que la concentration d'acide urique augmente dans le plasma, ce qui en fait un paramètre sanguin peu sensible.

Dans le sang, l'acide urique est présent majoritairement sous forme de monosodium urate. Au lieu de se dissoudre comme l'urée, l'acide urique précipite avec des protéines ou avec du sodium ou du potassium. Un régime herbivore a tendance à produire des urates de potassium alors que les carnivores produisent des urates de sodium. Cette suspension contient des cristaux d'environ 65% d'acide urique. Le rein produit des substances mucoïdes qui aide à la formation de ces cristaux et les empêche de boucher les canaux collecteurs. Ces protéines ne sont pas perdues puisque lorsque les cristaux entre dans l'urodeum, un anti-péristaltisme les conduit dans le rectum. Là, les protéines sont réabsorbées et l'acide urique est précipité formant une pate semi-solide.

L'acide urique est sécrété activement par le tubule proximal. Ce processus nécessite du potassium, mais n'est pas affecté par l'hyponatrémie. La sécrétion d'urate augmente si le pH sanguin augmente mais ne décroît pas si le pH sanguin baisse.

c)Vasoconstriction rénale

Seulement 30 à 50% de l'eau filtrée est absorbée dans les tubules proximaux, comparé aux 60 à 80% des mammifères. Le reste est réabsorbé par les tubules distaux, le colon, le cloaque et la vessie dans certaines espèces chez qui elle est présente. Les ions hydrogènes sont sécrétés dans la vessie qui acidifie les urines et produit une précipitation de l'acide urique. Le sodium, l'eau et les bicarbonates sont ensuite réabsorbés. L'eau est conservée avec la production d'acide urique et avec une baisse du débit de filtration. Les reptiles ont un taux de filtration glomérulaire bas par leur pression sanguine basse 20mmHg, comparativement aux oiseaux qui ont une pression de l'ordre de 120mmHg en diastole . Le débit de filtration est ensuite abaissé par une hormone en période de déshydratation : l'arginine vasotocine qui est relarguée par la glande pituitaire postérieure. Il se produit une vasoconstriction de l'artériole afférente. Le glomérule se ferme, le tubule s'affaisse et les transports à travers l'épithélium cessent. Le débit de filtration glomérulaire baisse avec la déshydratation et l'hypernatrémie, et augmente avec l'hypermolémie. Chez les tortues aquatiques, l'anurie totale se produit pour une osmolarité plasmatique supérieure à 20mOsm. Pour une tortue désertique (*Gopherus agassizii*), cela ne se produit pas avant 100mOsm . La prolactine est une autre hormone qui augmente le débit de filtration glomérulaire .

L'arrêt de perfusion du glomérule signe une non perfusion du tubule ce qui induit le risque d'une nécrose ischémique. Pour éviter cette ischémie, le SPR continue à perfuser les tubules. Par conséquent, on peut supposer que plus de sang est shunté vers le rein lors des périodes de privation d'eau.

d)Glande à sel

Les reptiles n'ont pas de glandes sudoripares pour permettre l'évacuation des sels par la peau. Cependant, de nombreux reptiles ont des glandes qui excrètent activement le potassium et le sodium : les glandes à sel. Elles se trouvent en général près des yeux ou près du nez. A l'exception des tortues, la plupart des reptiles herbivores qui ont des glandes à sel excrètent plus de potassium que de sodium.

e)Conséquences cliniques

Un ensemble d'adaptations permet aux reptiles de réguler leurs pertes hydriques. Néanmoins, l'uricotélie, la vasoconstriction rénale et les glandes à sels constituent des moyens primitifs de lutte contre la déshydratation du fait de leur incapacité à concentrer leurs urines. Cela prédispose les reptiles à une déshydratation précoce en l'absence d'apport d'eau, en raison de conditions zootechniques inappropriées ou par une absence de prise spontanée chez les animaux débilisés. Par ailleurs les sécrétions des glandes à sel qui constituent des dépôts blanchâtres au niveau des narines des iguanes par exemple, ne doivent pas être confondues avec un jetage nasal purulent.

I.G.RAPPELS PHYSIOLOGIQUES ET ANATOMIQUES : CONCLUSION

De nombreuses spécificités physiologiques sont à prendre en compte afin d'appréhender la prise en charge en urgence. L'influence de la température est omniprésente dans toutes les fonctions biologiques des reptiles et une importance toute particulière doit être accordée à ce paramètre lors de l'hospitalisation et de toute manœuvre thérapeutique. Le métabolisme très lent impose des rythmes d'administration des médicaments plus lents que chez les mammifères. Par ailleurs, la tolérance à l'hypoxie rend l'apport d'oxygène moins prépondérant, et on comprendra que la ventilation assistée soit plus efficace avec de l'air ambiant qu'avec de l'oxygène pur.

Le système cardiovasculaire présente de nombreuses caractéristiques (systèmes de shunt) qui sont des mécanismes d'adaptation rendant les reptiles très résistants aux situations de choc couramment rencontrées chez les mammifères en urgence. En revanche, cela complexifie les interventions chirurgicales et les manœuvres de réanimation.

L'osmorégulation est assez primitive et la balance hydrique est très précaire chez les reptiles. La déshydratation peut être très rapide et l'état de choc qui en résulte peut rester asymptomatique. L'évaluation du statut hydrique lors de la consultation d'urgence sera donc un point clé de la prise en charge des reptiles. La correction qui s'imposera sera d'autant plus efficace que ce paramètre sera finement apprécié.

II.PARTIE II. PRISE EN CHARGE, EXAMEN
CLINIQUE ET ÉVALUATION CLINIQUE

Après avoir rappelé les particularités physiologiques et anatomiques des reptiles, nous développerons les aspects nécessaires à la prise en charge des reptiles lors de la consultation d'urgence.

En premier lieu, seront développés les aspects cliniques et le triage des cas relevant d'une urgence véritable. L'examen clinique en condition d'urgence est différent de l'examen clinique en consultation car il est nécessaire de repérer d'emblée certains paramètres vitaux afin d'évaluer la gravité de la situation.

Une fois le caractère d'urgence apprécié, nous développerons les éléments cliniques d'importance en vue d'une thérapie et de soins hospitaliers intensifs. En effet, l'ensemble de la prise en charge s'attachera prioritairement à corriger les anomalies relevées lors de la première évaluation de l'état du patient.

Les conclusions de l'examen clinique étant frustrées chez les reptiles, le recours à des examens complémentaires est souvent nécessaires pour évaluer avec précision le statut des reptiles. Les analyses sanguines constituent une première approche et les modalités des prélèvements sanguins seront explicitées ainsi que l'interprétation à avoir des résultats. L'apport de l'imagerie médicale est déterminant pour compléter les éléments cliniques et hématologiques dans certaines affections que ce soit dans un but diagnostique ou pour dresser un bilan lésionnel. Ne seront développés que les aspects radiographiques, les autres examens d'imagerie étant peu disponibles en urgence (scanner, IRM) ou différables dans le temps (échographie, endoscopie).

Enfin l'hospitalisation des reptiles sera abordée. Quelques éléments zootechniques seront exposés afin de concilier à la fois un espace répondant aux normes sanitaires hospitalières et un espace respectant les besoins thermiques couplés aux conditions nécessaires au bien-être des patients.

II.A.EXAMEN CLINIQUE ET ÉVALUATION

II.A.1.Accueil du propriétaire

Le plus souvent, la consultation commencera par un appel téléphonique afin d'avoir les premiers conseils. Un triage à ce moment doit être réalisé afin d'évaluer le degré d'urgence. Les urgences les plus absolues sont les urgences traumatiques (accident de la voie publique ou brûlure), les prolapsus internes et les urgences respiratoires. Le propriétaire doit être guidé afin d'admettre le patient dans les meilleures conditions.

Lors d'accident et de délabrement (fracture ou plaie), il est important de recommander un nettoyage rapide de la plaie ainsi que l'excès de tout les débris présent dans la plaie. Par la suite, la plaie doit être protégée par un pansement (compresse, tissu) propre et humide. Toutes hémorragies constatées doit être ralenties par compression du site de saignement à l'aide d'une compresse.

Si des prolapsus sont suspectés, il faut conseiller aux propriétaires d'irriguer les tissus prolapsés puis de les protéger de la dessiccation par un tissu humide. On déconseille aux propriétaires de réduire seul le prolapsus car il est important d'un point de vue diagnostic de reconnaître la nature du tissu prolapsé, et car ils ne sont pas à même d'évaluer la viabilité des tissus exposés.

L'animal est alors amené en consultation le plus rapidement possible, dans une boîte rigide si possible isotherme. Une source de chaleur est également appréciable pour le patient pendant la durée du transport (bouillotte, bouteille d'eau remplie d'eau chaude).

II.A.2.Examen clinique d'admission

Lors de l'admission du reptile en urgence un examen clinique complet doit être effectué rapidement. Une démarche de type ABC (Airway, Breathing, Circulation), s'attachant à vérifier l'intégrité des voies respiratoires développée en médecine d'urgence des carnivores est reproductible chez les reptiles néanmoins, comme cela a été évoqué précédemment, l'hypoxie est un problème moins crucial chez les reptiles que chez les mammifères .

La première information à déterminer est de savoir si l'animal est vivant . En effet, il est très difficile de savoir si un reptile en choc est vivant ou non. Les reptiles maintenus à des températures froides ne bougent pas et il est difficile d'évaluer leur fréquence respiratoire et cardiaque en raison de leur lenteur. L'auscultation étant difficile, une sonde doppler peut être utilisée afin de repérer les battements cardiaques. Néanmoins, un reptile mort peut avoir une activité cardiaque autonome .

Dans les cas critiques le vétérinaire doit faire une évaluation rapide. La cavité buccale, le cœlome et le cloaque doivent être inspectés. Certaines affections peuvent nécessiter un traitement immédiat sans évaluation préalable tel que les saignements actifs, les détresses respiratoires, un état général débilité , les fractures de carapaces ou les prolapsus cloacaux. Certaines manœuvres consistant à mettre la tête du reptile en partie déclive permettent aux exsudats pulmonaires d'être expulsés ce qui améliore sensiblement son état respiratoire .

II.A.3.Examen clinique à distance

L'examen clinique doit d'abord être réalisé à distance. Le reptile est laissé en liberté ce qui permet d'évaluer sa mobilité et sa vigilance. Un examen du tégument mettra en évidence les fragments de mues non délivrés, les masses cutanées et certains parasites. Une hyperhémie cutanée peut être associée à une septicémie ou à une toxémie. Les paupières doivent être ouvertes et non distendues et les yeux doivent être clairs et le regard vif. En raison du stress induit par la consultation, la fréquence respiratoire est souvent élevée ce qui ne permet pas d'évaluer une éventuelle affection respiratoire. Cependant, une respiration bouche ouverte est révélatrice d'une défaillance respiratoire. Un état neurologique dépressif, stuporeux ou comateux est évocateur d'une déshydratation sévère associée à une hypernatrémie .

Certains lézards peuvent montrer des fasciculations musculaires ou des tremblements associés à une hypocalcémie. A l'inverse, une faiblesse musculaire importante peut être liée à une hypokaliémie .

II.A.4.Examen clinique rapproché

Une bonne connaissance des espèces et de leur anatomie normale est nécessaire .

L'examen palpatoire est réalisé avec douceur. Une manipulation douce permet d'évaluer le tonus musculaire, la proprioception et la mobilité. La proprioception peut être évaluée en plaçant le serpent ou le lézard en décubitus dorsal et en observant sa capacité à se redresser. Les serpents et lézards sains sont en règle générale très actifs. Les serpents ont une force de constriction très forte. Un serpent enroulé sur le bras doit être capable de surélever sa tête.

Le port de tête, la posture, le tonus cloacal, la proprioception, le panniculaire, le retrait, les yeux et les réflexes peuvent être utilisés pour évaluer la fonction neurologique.

La palpation abdominale peut mettre en évidence les réserves de graisse, l'estomac, le foie, les ovaires les œufs, les reins ou les matières fécales. Chez les tortues, on se limitera à une palpation de la fosse pré-fémorale. En basculant l'animal on peut ramener les organes abdominaux vers les doigts du manipulateur.

La palpation des membres permet de révéler les extrémités manquantes ou déformées, les articulations douloureuses et elle permet d'apprécier les masses musculaires.

Le gonflement autour des os longs ou de la mandibule peut être lié à une ostéofibrose nutritionnelle. De la même manière, on mettra en évidence des fractures (traumatiques ou secondaires à une ostéofibrose) et on appréciera la texture osseuse (dureté de la carapace pour les tortues).

La bouche est ouverte avec une spatule atraumatique afin de mettre en évidence les muqueuses. Des muqueuses pâles sont observées lors d'anémies sévères. Les ictères sont rares mais peuvent survenir avec une biliverdinémie consécutive à une affection hépatique terminale. Les muqueuses hyperhémiques indiquent un état de choc septique ou toxinique tout comme la présence de pétéchie cutanée. Par ailleurs, l'examen de la cavité buccale permet de mettre en évidence des œdèmes de muqueuses, un ptyalisme, des hémorragies, de la nécrose, des exsudats. Des dépôts d'acides uriques peuvent indiquer la présence d'une goutte viscérale. Le pharynx et la glotte doivent être examinés pour exclure une hémorragie, un corps étranger et observer la présence d'écoulements. L'observation de la glotte peut permettre de distinguer le jetage d'origine respiratoire et les régurgitations digestives.

Une technique intéressante d'examen clinique indirect consiste en un examen sous transillumination. Les petits lézards sont éclairés par une source de lumière forte, idéalement lumière froide au xénon, ce qui permet de distinguer les organes par transparence. Sur des reptiles de plus grandes tailles (serpents), on peut la réaliser en plaçant la source de lumière contre l'animal, ou en lubrifiant la source lumineuse et en l'insérant dans l'œsophage ou le cloaque.

a)Auscultation

L'auscultation est difficile et doit être réalisée dans une salle silencieuse. Afin d'éviter les artéfacts sonores lié au frottement des écailles sur la membrane du stéthoscope, une compresse peut être intercalée. Sinon, une sonde doppler sera utilisée comme mentionné précédemment.

b)Statut hydrique

Une évaluation de l'état d'hydratation doit être effectuée. L'examen clinique est toujours important pour apprécier la déshydratation mais elle est difficile à évaluer par le pli de peau en raison d'un manque d'élasticité physiologique. Un aspect plissé est parfois observé. Cela ne doit pas être confondu avec l'aspect que prend la peau avant une mue. L'évaluation de la persistance du pli de peau communément pratiquée en médecine des carnivores domestiques n'est donc pas toujours pathognomonique d'une déshydratation chez les reptiles. Certains auteurs la recommandent toutefois en tenant compte des limites précitées. Des globes oculaires enfoncés, une sécheresse lacrymale ou une cavité buccale sèche avec des muqueuses collantes attestent plus sûrement d'une déshydratation. Il est à noter qu'un reptile cachectique présente des paramètres cliniques similaires et ces critères perdent donc de leur signification. L'examen clinique étant une manière empirique d'évaluer la déshydratation, la meilleure manière de l'objectiver est de faire une prise de sang. Il faut noter à ce sujet que la vessie des tortues peut leur servir de volant hydrique ce qui minore largement les déséquilibres sanguins éventuels. L'évaluation correcte ne peut se faire que lorsque la vessie est vidée.

c)Température

Une évaluation de la température d'admission doit être intentée et ce de façon aussi précise que possible. Les thermomètres conventionnels ne sont pas efficaces dans les zones de température corporelle des reptiles mais des thermomètres ambiants peuvent tout à fait être utilisés . La température pouvant affecter significativement le comportement des reptiles, l'examen clinique doit être réalisé à la température préférentielle Tp. Cependant, en pratique, il est difficile et non souhaitable de réchauffer rapidement un reptile au moment de la consultation .

La mesure de la température cloacale n'a pas de valeur intrinsèque. Néanmoins, la température cloacale peut indiquer la température à laquelle les animaux sont maintenus en captivité, si les conditions de transport jusqu'à la salle de consultation ont été correcte (boite isolée thermiquement) .

d)Etat corporel

Par la suite, une évaluation de l'état corporel est effectuée. La mesure du poids au gramme près apporte des informations précieuses, elle permet de comparer la masse de l'animal examiné par rapport au poids moyen de l'espèce et elle permettra par la suite d'adapter les posologies des médicaments pour éviter les surdosages. Le poids constitue également un bon moyen d'évaluer l'efficacité d'une fluidothérapie.

Certaines espèces (*Eublepharus macularius*) stockent la plupart de leur réserve à la base de la queue et la taille de celle-ci permet d'évaluer de façon efficace l'état corporel. La graisse est plutôt répartie dans l'ensemble du corps des serpents mais, sur les sujets débilités, on peut voir apparaître un pli cutané et des processus vertébraux saillants. Pour les tortues, il est difficile d'évaluer leur état corporel extérieurement. Des tables existent afin d'évaluer ce facteur en fonction de la longueur de la carapace et du poids de l'animal .

II.B.COMMÉMORATIF ET ANAMNÈSE

Le recueil des commémoratifs après stabilisation de l'animal et une première évaluation en urgence est primordial pour le diagnostic. On peut décomposer l'interrogatoire de la manière suivante :

II.B.1.L'animal

Identification de l'espèce ? Est-ce que c'est une espèce courante ? Quel est son sexe ?

Quel est la provenance de l'animal (élevage ou sauvage) ?

Y'a-t-il d'autres reptiles ou d'autres animaux ?

Y'a-t-il des antécédents médicaux sur l'individu ?

Sur l'ensemble des individus ?

A quand remonte son dernier repas ? sa dernière mue ? ses dernières selles ?

Quel traitement a été précédemment entrepris ? A-t-il déjà été vermifugé ?

II.B.2.Son environnement

Dimensions ?

Quel type de lumière et à quel rythme ?

Quelle est la température dans le terrarium ? Quel type de matériel est installé ? Quel est le gradient ? Quel est la durée du chauffage ?

Quel type de substrat au sol ? Quelle est la fréquence de son renouvellement ?

Quelle est l'hygrométrie du terrarium ? Quelle est la source d'humidité ?

D'où vient le terrarium ?

Une photo de l'endroit où est hébergé l'animal est souvent d'une grande aide.

II.B.3.Son alimentation :

Quel est son régime ?

D'où viennent les aliments ?

Sont ils vivants, fraîchement tués, ou congelés puis réchauffés ?

De quel type d'alimentation ont bénéficié les proies ?

Quel est le rythme d'administration, en quelle quantité et combien y a-t-il de refus ?

Si l'examen clinique permet de conduire une première évaluation de l'état du patient, il est assez peu informatif chez les reptiles et des examens complémentaires sont indispensables pour caractériser le réel statut médical de l'animal.

II.C.EXAMENS COMPLÉMENTAIRES

Différents examens peuvent être mis en œuvre après l'admission. Une prise de sang permet une évaluation correcte de la déshydratation de l'animal et peut permettre la mise en évidence de désordres électrolytiques (fréquents lors d'état de choc). Par la suite, des examens paracliniques tels qu'un frottis sanguin ou l'examen des selles et des urates peuvent être riches d'informations. Des examens d'imagerie compléteront le bilan lésionnel réalisé en urgence.

II.C.1.Prise de sang

La qualité de la prise de sang est importante car elle conditionne l'exactitude des résultats. Les ponctions veineuses sont généralement faites en aveugle. Une préparation aseptique du site est nécessaire, l'infection et l'abcédation étant des complications possibles.

Le choix du site de ponction doit être effectué en fonction de la taille de l'animal et de l'espèce considérée.

Le volume sanguin représente 7 à 11% du poids vif (70 à 110ml/kg). Le secteur plasmatique représente de 60 à 80% du volume sanguin correspondant à 4 à 8% du poids du corps . Une quantité de 10% du volume sanguin total peut être prélevé en toute sécurité sans effet de spoliation. (soit 1mL pour 100g). Ce pourcentage est surévalué chez les chéloniens compte-tenu du poids de la carapace. Chez les tortues, le volume sanguin n'excède pas 5 à 6% du poids vif total. Le volume de sang prélevé ne doit pas excéder 0,5% du poids du corps.

Les valeurs sanguines varient en fonction de l'environnement, la nutrition, l'âge, la race, l'hibernation et la maladie. Compte-tenu de ces possibles variations, les résultats doivent être interprétés avec précaution et il convient de mesurer les différences entre deux valeurs.

a) Sites de ponction sanguine

Certains sites sont obsolètes. La littérature mentionne notamment la coupe d'une griffe afin de faire perler du sang. Cette technique présente de nombreux inconvénients : contaminations fécales, élévations des enzymes hépatiques, hémogramme modifié ou électrolytes modifiés rendant non représentatifs de tels échantillons sanguins.

Les différents sites de ponction repris par la suite sont exposés dans de nombreuses données bibliographiques .

•Lézards

Le site le plus facile d'accès est la veine caudale ventrale. L'aiguille est positionnée sur la face ventrale de la queue entre 20 et 80% de la longueur de la queue et avancée de 45 à 90° en direction cranio-dorsale. Si une vertèbre coccygienne est rencontrée, l'aiguille est retirée et redirigée. Une alternative utilisable pour les espèces les plus grandes ou les espèces plus comprimées ventro-dorsalement est un abord latéral de la veine. L'aiguille est avancée de 45 à 90° dans une direction craniale, en visant la partie ventrale du processus latéral de la vertèbre coccygienne. La contamination lymphatique semble plus courante. Il faut également veiller à ne pas léser les hémipénis chez les lézards mâles .

Les lézards possèdent une veine abdominale ventrale qui se situe juste au-dessus de la ligne blanche. La veine est trouvée cranialement à l'ombilic dans la partie craniale du cœlome. L'aiguille est positionnée sur la ligne ventrale et avancée dans une direction cranio-dorsale. Des complications sont possibles, et notamment une perforation des anses digestives ou de la vessie. Par ailleurs, la compression est difficile ce qui rend les hémorragies post ponction problématiques. La veine jugulaire est un site possible, spécialement chez iguanidés les plus grands ou les varans. La veine jugulaire est latérale et profonde, elle est rarement visible même à l'aide d'une compression. Pour la plupart des espèces, la membrane tympanique est un repère anatomique intéressant. Le lézard est maintenu en décubitus latéral, et l'aiguille est dirigée caudalement au tympan.

La cardiocentèse n'est pas aussi sûre chez les lézards car le cœur ne peut pas être stabilisé. Elle est donc à proscrire chez tous les lézards .

D'autres sites potentiels pourraient être utilisés comme le plexus axillaire et le sinus orbitaire mais la qualité du prélèvement n'est pas reproductible.

•Serpents

Les deux sites de ponction les plus communs sont la veine caudale ventrale (partie ventrale de la queue) et le cœur.

La veine caudale est abordée caudalement au cloaque entre 25 et 50% de la longueur de la queue. Il est préférable d'éviter les hémipénis des mâles (qui peuvent s'étendre jusqu'à 14 à 16 écailles caudalement au cloaque) ou les glandes à musc des femelles (six écailles). L'aiguille est angulée de 45 à 60° et positionnée sur la ligne médiane ventrale. L'aiguille est avancée en direction cranio-dorsale avec une légère dépression. Si l'aiguille touche un corps vertébral, elle doit être retirée et dirigée plus cranialement ou plus caudalement. Cet accès est plus facile chez les grands serpents. Une contamination lymphatique est possible.

Pour une cardiocentèse, avec un serpent de préférence sédaté, le cœur est localisé approximativement de 22 à 33% de la longueur nez-cloaque. Le cœur est palpé et immobilisé. L'aiguille est avancée à 45° dans une direction cranio-dorsale dans l'apex du ventricule. Le sang monte dans la seringue à chaque battement. Une compression manuelle devrait être réalisée 30 à 60 secondes suite à cette technique. Cette technique semble non dangereuse et indépendante de toute contamination lymphatique. Elle a été expérimentée avec des serpents de toutes tailles (des nouveau-nés de 10 g à des boas de 150 kg). Cependant une contention adaptée et une sédation sont nécessaires pour éviter des traumatismes cardiaques.

Les veines palatines ptérygoïdes sont facilement visualisées sur la face dorsale de la cavité buccale. Les veines palatines et notamment la veine palatine droite (deux fois plus grosse que la gauche) peuvent être ponctionnées mais la veine se collabte rapidement. Les difficultés d'accès de cette voie associées à un faible volume de sang récolté et aux risques de stomatites, rendent difficile l'utilisation pratique de ce site.

•Tortues

Les vaisseaux les plus couramment utilisés sont la veine jugulaire, coccygienne, brachiale, et subcarapaciale. Différents vaisseaux coccygien peuvent être ponctionnés, ventralement, latéralement ou dorsalement. L'artère et la veine caudales dorsales ont un trajet sous-cutané superficiel. La queue est tendue légèrement vers le bas par le manipulateur. Chez tous les chéloniens, les vertèbres coccygiennes sont dépourvues d'apophyses épineuses. La prise de sang est pratiquée au tiers de la longueur totale de la queue. L'aiguille est enfoncée jusqu'au corps de vertèbre puis légèrement retirée. L'aiguille est placée entre 45 et 90° aussi cranialement que possible dans la ligne médiane dorsale de la queue. L'aiguille est avancée en direction cranio-ventrale avec une légère dépression. Si l'aiguille rencontre une vertèbre, elle est légèrement retirée puis redirigée cranialement ou caudalement. La position exacte, la taille, et même l'existence de cette artère varient selon les espèces.

Comme chez les sauriens, il existe chez les tortues une veine ventrale coccygienne, en arrière du cloaque, sur le plan médian. Cette veine est ponctionnable.

Les veines jugulaires droites et gauches sont préférées en raison du risque réduit de contamination lymphatique. L'anatomie régionale varie en fonction des espèces cependant le vaisseau est en général localisé latéralement et peut être visible avec une compression.

La veine jugulaire droite est plus développée que la gauche chez tous les reptiles. Le côté droit doit donc être préférentiellement choisi. Le trajet est imaginé au niveau du tiers ventral de la hauteur du cou en arrière de la membrane tympanique. Le vaisseau est ponctionné tangentiellement au cou, aiguille introduite cranio-caudalement au tympan.

Le site subcarapacial est possible et est formé par la communication entre le vaisseau intercostal le plus cranial émergeant des veines azygos et de l'anastomose cervicale caudale de la jugulaire droite et gauche. Ce sinus peut être atteint avec un reptile, tête tendue ou tête rentrée. Selon les espèces et la conformation de la carapace, l'aiguille est penchée jusqu'à 60° et placée en position médiane caudalement à l'insertion de la peau sur la partie

ventrale de la bordure de la dossière. L'aiguille est avancée en direction caudo-dorsale avec une pression négative. La contamination par la lymphe est rare selon certains auteurs , fréquente selon d'autres .

La cardiocentèse peut être réalisée par plusieurs moyens. Chez les tortues à carapace molle (*Trionyx* sp.), les juvéniles et les individus présentant une ostéofibrose avancée, une aiguille peut être insérée à travers le plastron. La position exacte varie selon les espèces mais elle est en règle générale localisée dorsalement au plastron, en région médiane, à l'intersection des écailles pectorales et abdominales. Chez les individus à plastron dur, une ostéotomie temporaire peut permettre un accès veineux. Une autre manière de procéder est de ponctionner le cœur par les tissus mou. La tortue est placée en décubitus latéral et sur son côté droit, un point est situé à mi chemin entre le plastron et la carapace verticalement et entre la base du cou et l'épaule. L'aiguille est insérée au niveau de ce point et est dirigée vers la jonction des écailles humérale et pectorale.

Chez les tortues aquatiques, le sinus post occipital peut également être atteint caudalement au crâne . Le cou doit être tiré vers l'avant et fléchi en rétroflexion vers le bas. L'aiguille est introduite perpendiculairement au sinus, latéralement à la ligne médiane dorsale.

La veine brachiale et la veine fémorale peuvent être ponctionnées sans difficulté sauf chez les tortues les plus puissantes qui ne supportent pas une extension des membres. La veine brachiale se trouve en position dorsale ou ventrale par rapport au tendon du muscle triceps brachial entre l'épaule et le coude. La veine fémorale longe le fémur. Elle peut être ponctionnée lorsque la tortue est maintenue sur le dos.

D'autres sites ont été évoqués mais sont peu usités tels que les plexus brachiaux ou fémoraux, voire le sinus orbitaire (ces sites sont entourés de vaisseaux lymphatiques favorisant la contamination). L'ensemble des sites de ponction sont récapitulés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Récapitulatif des différents sites de ponction en fonction des espèces

Lézard	Serpent	Tortue
Veine caudale ventrale Veine abdominale ventrale Veine jugulaire Cardiocentèse	Veine caudale ventrale Cardiocentèse Veine palatine	Veine subcarapaciale Veine coccygienne latérale Veine caudale ventrale Veine jugulaire Cardiocentèse Veine brachiale Veine fémorale

b)Analyses sanguines

Une évaluation de l'hématocrite, des protéines plasmatiques et de la glycémie doivent être réalisées a minima lors de la présentation aux urgences . Une évaluation biochimique comprenant le calcium, phosphore et l'acide urique est souvent utile . L'hématocrite et les protéines totales sont utiles pour évaluer le statut hydrique des patients.Le sérum des reptiles est toujours jaune et ne doit pas être confondu avec un plasma ictérique . D'autres paramètres sont également utiles tels que l'analyse du ionogramme.

Les différents paramètres biochimiques et hématologiques des différentes espèces de reptiles rencontrés sont récapitulés en annexe 2.

•Hématocrite

Les valeurs d'hématocrite des tortues sont en règle générale plus basses que celles des lézards ou des serpents. Les intervalles de valeur sont compris entre 18 à 40% d'hématocrite. Un hématocrite supérieur à 50% est évocateur d'une déshydratation ou d'une polycythémie (rare). Un hématocrite inférieur à 20% est fortement évocateur d'une anémie.

L'étiologie des anémies ne diffère pas des causes classiques des mammifères ou des oiseaux. Les anémies peuvent être classées en anémie hémorragique liées aux pertes sanguines, les anémies hémolytiques (destruction des globules rouges) ou les anémies d'origine centrale (production des érythrocytes diminuées). Les anémies hémorragiques sont liées le plus souvent à des hémorragies traumatiques, des parasites hématophages, des ulcérations digestives ou des coagulopathies. Les anémies hémolytiques sont constatées en cas de septicémie, de parasitisme ou de toxémies. Enfin les anémies par déplétions sont habituellement liées à des anémies inflammatoires secondaires à la présence d'agents infectieux. Les autres causes possibles incluent des affections rénales, hépatiques ou néoplasiques .

•Protéines totales

La concentration plasmatique normale chez les reptiles est de 30 à 70g/l. Les femelles reptiles montrent une augmentation des protéines plasmatiques pendant la folliculogénèse. Cette augmentation est corrélée à l'augmentation de globulines (vitellogénine) nécessaire pour former les œufs. La méthode de biuret est la plus fiable pour déterminer le taux de protéine plasmatique. La méthode par réfractométrie reste également une méthode de choix dans un contexte d'urgence.

Une hyperprotéïnémie de plus de 70g/l est indicative d'une déshydratation marquée, ou de la présence de globuline secondaire à une inflammation chronique. Les globulines alpha, beta et gamma peuvent être augmenté lors de processus infectieux.

Une hypoprotéïnémie est indiquée par des valeurs plasmatiques inférieures à 30g/l et est associée à une malnutrition chronique. Cependant d'autres causes sont possibles, telles qu'une hémorragie aiguës, des entéropathies associées ou non à des parasites digestifs, des insuffisances rénales ou des insuffisances hépatiques sévères.

•Acide urique

L'acide urique est le produit final de dégradation des protéines chez les reptiles. L'uricémie est sujette à de nombreuses variations. Les reptiles carnivores ont de manière générale une uricémie supérieure au herbivore, et leurs taux s'élève le jour suivant le repas avec une augmentation de près du double de la valeur de base. Les animaux sains, l'uricémie est susceptible d'être la plus élevée en période post hibernale, et la plus basse en été .

C'est un marqueur controversé de l'état d'hydratation. Des études ont montré que la déshydratation n'interfère pas avec l'excrétion d'acide urique . Une deshydratation modérée (jusqu' à 100mOsm/l de concentration sanguine) ne conduit pas à une diminution du débit de filtration chez les tortues désertiques (*Gopherus agassizii*) . Cependant, il est rapporté également que le néphron secrète trois fois plus d'urate lorsqu'il est normalement perfusé . Certains auteurs mentionnent donc une hyperuricémie lorsqu'un déshydratation sévère est présente .

L'hyperuricémie est indiquée lorsque des valeurs de plus de 15mg/dl sont constatées et est associée à des affections rénales, des septicémies sévères, une néphrocalcinose, ou secondaire à l'administration d'un produit néphrotoxique. L'hyperuricémie reflète une perte de plus de 2/3 de la masse rénale fonctionnelle et elle peut être associée à la goutte ou à l'ingestion récente d'un régime riche en protéine. Il a été mentionné que lorsque le taux d'acide urique dépassait 15mg/dl, des dépôts d'urates pouvaient se cristalliser spontanément. Les conditions qui conduisent à la goutte (secondaire) sont l'anorexie prolongée, les affections rénales, une déshydratation sévère et prolongée, et des régimes riches en purines (herbivores nourri avec des protéines carnées). Cependant lors de la cristallisation, le taux d'acide urique circulant rediminue, ce qui explique certains cas présentés avec une uricémie normale malgré des dépôts d'urates importants.

•Glucose

La valeur normale de la glycémie pour un reptile oscille entre 0,6 et 1 g/l mais elle est sujette à de nombreuses variations liées à des facteurs externes. Par exemple, une augmentation de la température déclenche une hypoglycémie chez la tortue. Notamment l'activité de l'insuline et du glucagon est affectée par la température également.

Les causes courantes d'hypoglycémie sont des anorexies, des insuffisances hépatiques sévères et une septicémie. Les signes cliniques associés sont principalement des tremblements, la perte des réflexes posturaux, et une mydriase aréflexive.

L'hyperglycémie est souvent liée à une administration iatrogène de glucose. Des cas de diabètes sont décrits.

•Calcium

Le métabolisme du calcium et la quantité de calcium ionisé dans le sang est médiée par la parathormone, la calcitonine et la vitamine D3 activée. La fonction première de la parathormone est de maintenir le calcium sanguin lors des hypocalcémies en favorisant la résorption osseuse, la réabsorption rénale et la réabsorption intestinale. Le rôle de la calcitonine n'est pas élucidé chez les reptiles mais elle semble influencer de façon opposée à la parathormone. La vitamine D3 activée stimule l'absorption intestinale du calcium. L'activation est réalisée lors de l'exposition aux UV.

Les femelles gravides montrent des similitudes physiologiques par rapport aux oiseaux en ponte. Pendant le développement des œufs, les femelles ont une hypercalcémie physiologique suite à la stimulation par les œstrogènes. L'augmentation du calcium plasmatique total est liée à l'augmentation de calcium lié à la protéine pendant le développement folliculaire avant l'ovulation. Cette augmentation peut être de deux à quatre fois la norme.

La calcémie plasmatique de la plupart des reptiles se situe entre 8 et 11mg/dl. Avec tous les paramètres qui influent sur la mesure du calcium dans le plasma des reptiles, la mesure du calcium ionisé est la plus fiable. Dans une étude, le calcium ionisé mesuré chez l'iguane vert (*Iguana iguana*) est de 1,47mmol/l. Le calcium ionisé témoigne du calcium circulant et physiologiquement actif de l'organisme.

L'hypocalcémie chez les reptiles est présente lorsque les concentrations de calcium plasmatique sont en dessous de 8mg/dl. L'hypocalcémie peut être due à des carences en vitamine D ou du calcium, un régime trop riche en phosphore, un état d'alcalose, une hypoalbuminémie, ou un hypoparathyroïdisme. Les hyperparathyroïdismes secondaires sont courants chez les reptiles herbivores tels que les iguanes. L'hypocalcémie se manifeste par des

fractures pathologiques ou une ostéodystrophie métabolique chez les jeunes individus. Chez les adultes, elle se manifeste par des tremblements musculaires, des parésies et des crises convulsives.

L'hypercalcémie est présente lorsque le calcium plasmatique est au-delà de 20mg/dl. Cela est corrélé à un excès de vitamine D3 (alimentaire ou parentéral) ou un excès de calcium (parentéral). D'autres causes moins fréquentes sont citées : hyperparathyroïdisme primaire, pseudohyperparathyroïdisme, maladie ostéolytique.

Une espèce de serpent (*Drymarchon* sp.) a une hypercalcémie physiologique avec une valeur de calcémie de 159g/gl.

•Phosphore

La phosphorémie plasmatique normale est de 1 à 5mg/dl. L'hypophosphatémie résulte d'une anorexie prolongée, ou d'une carence en phosphore.

L'hyperphosphorémie est diagnostiquée lorsque la valeur est au-delà de 5mg/dl. Les causes incluent un apport de phosphore alimentaire excessif, une hypervitaminose D3, et une néphropathie. Des cas d'hyperphosphorémie rares sont constatés avec des traumatismes tissulaires et des maladies ostéolytiques. Par ailleurs une hyperphosphorémie artéfactuelle est relevée lorsque le sérum n'est pas immédiatement séparé du caillot sanguin, le phosphore des hématies étant alors relargué dans le sérum.

•Sodium

La natrémie normale se situe entre 120 et 170meq/l. Les taux plasmatiques chez les tortues est de l'ordre de 120 à 150 meq/l. Les lézards sont de 140 à 170 meq/l et les serpents de 130 à 170 meq/l.

Si la natrémie est inférieure à 130meq/l, une correction doit être apportée. Les hyponatrémies peuvent être dues à une rétention d'eau, de l'œdème ou une rupture de la vessie. Elles peuvent résulter des pertes ioniques résultant de troubles gastro-intestinaux, de pertes rénales, et des anomalies des glandes à sel. Des hyponatrémies iatrogènes peuvent être constatées lors de perfusion intensive.

L'hypernatrémie est le cas le plus fréquemment rencontré lorsqu'on remarque une déshydratation, des troubles gastro-entériques, voire des apports en eau insuffisants, ou des apports de sel alimentaire trop importants. La fluidothérapie est indiquée si la natrémie est supérieure à 170meq/l. L'hypernatrémie provoque une hyperosmolarité et une transvasation des fluides de l'espace intercellulaire dans l'espace intravasculaire ayant pour conséquence une déshydratation tissulaire.

•Potassium

Le potassium est de 2 à 6meq/l (tortues), 3 à 5meq/l (lézards) et 3 à 6 meq/l (serpents). Des pertes importantes digestives provoquent des hypokaliémies. Les concentrations inférieures à 2,5meq/l requièrent une thérapie. Elles sont le plus souvent consécutives à des pertes digestives (troubles gastro-intestinaux), à des fluidothérapies inadaptées (non complétées en potassium) ou à un défaut d'apports nutritifs. Les hypokaliémies sont associées à des alcaloses sévères.

Les causes d'hyperkaliémie chez les reptiles incluent les insuffisances rénales, des traumatismes des voies urinaires, des traumatismes tissulaires, une acidose ou une administration de fluides supplémentés au-delà des besoins en potassium. Enfin certaines hyperkaliémies associées à des hyperphosphatémies sont indicateurs d'une lyse érythrocytaire (provoquée par la méthode de prélèvement).

•Acidose métabolique

Les causes les plus fréquentes sont l'insuffisance rénale, les hypovolémies et la diarrhée.

•Alcalose métabolique

C'est une situation métabolique rare, le plus souvent associée à une hypokaliémie.

c)Frottis sanguin et numération formule

Un frottis sanguin devrait être réalisé pour permettre une première évaluation de la morphologie des cellules. Une estimation de la numération formule peut être faite en comptant les cellules blanches sur 10 champs au grossissement 40, puis en multipliant la moyenne des différentes lignées par 2 000. Si suffisamment de sang est obtenu, une numération et une évaluation biochimique devraient être réalisées . Les mesures par des analyseurs automatiques sont inexactes chez les reptiles du fait des hématies qui sont nucléés.

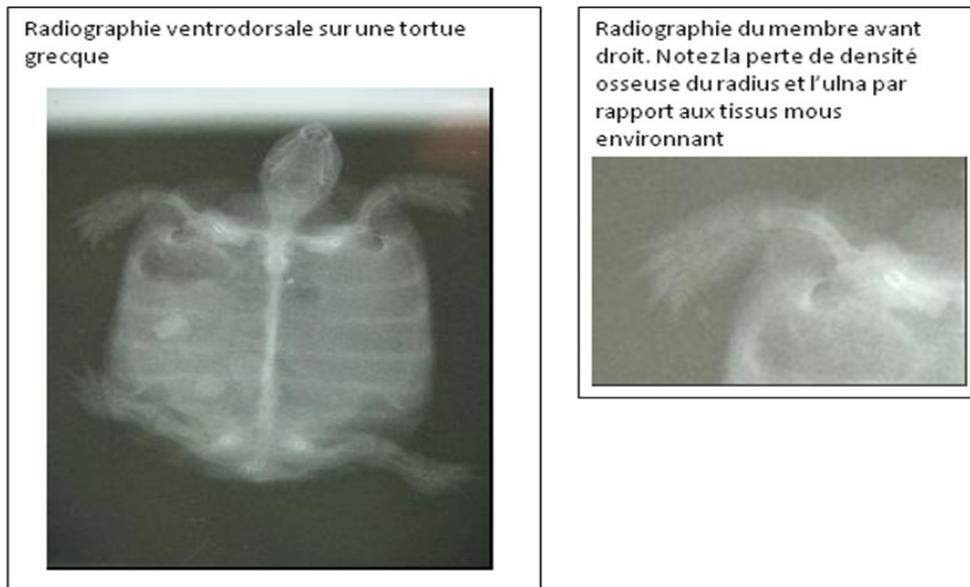
d)Urine

L'urine des reptiles est isosthénurique mais peut néanmoins fournir de précieuses informations. Les urines rénales passent à travers l'urodeum du cloaque puis le colon et, si elle est présente, la vessie. L'urine de la vessie est alors rarement stérile. Les modifications postrénales surviennent dans le cloaque, le colon ou la vessie. L'analyse des urines et l'évaluation microscopique (érythrocytes, leucocytes, cellules, protéines ou parasite) peuvent aider au diagnostic.

II.C.2.Imagerie

L'imagerie médicale peut s'avérer très utile mais doit être reportée jusqu'à stabilisation du patient. Les reptiles nécessitent très rarement une intervention chirurgicale immédiate. Si des radiographies de tortues doivent être réalisées, un faisceau horizontal peut être utile pour évaluer l'aspect des reins. Les radiographies permettent d'évaluer la densité osseuse, les corps étrangers, des lésions obstructives, une hépatomégalie, une néphromégalie, des urolithiases, des pneumonies, et d'autres processus tels que les ostéomyélites, la goutte articulaire, les calcifications ectopiques, les stases pré ou post ovulatoire, les masses coelomiques, et les épanchements coelomiques. L'évaluation de la densité osseuse et de lésion d'ostéofibrose est illustrée en figure 6. Si des radiographies sans préparation n'aboutissent pas à un diagnostic, une radiographie avec produit de contraste peut être effectuée. Cependant, un transit baryté peut prendre plusieurs heures, voire plusieurs jours. Il est alors important de maintenir l'animal à sa ZTOP pour que le transit intestinal soit optimal. Comme le sulfate de baryum a une probabilité élevée de se dessécher dans le tractus intestinal et de provoquer une impaction, du iohexol est préférable. L'échographie peut également se révéler riche d'informations (cytoponction hépatique, coeliocentèse de fluides, évaluation de la fonction gastro-intestinale, évaluation du tractus génital, etc.) .

Figure 6 : Diagnostic d'ostéofibrose (perte de densité osseuse) sur une tortue grecque



II.C.3. Analyses bactériologiques et fongiques

Des analyses bactériologiques ainsi que des analyses fongiques de toute plaie peuvent être réalisées pour isoler les germes présent, déterminer leur sensibilité et instaurer une antibiothérapie . Des colorations rapides sur lame des prélèvements et des colorations de Gram pourront éclairer le choix d'antibiothérapie à mettre en œuvre en première intention.

II.D.HOSPITALISATION

L'hospitalisation des reptiles doit tenir compte des besoins en température de chaque espèce. Par conséquent, il est important de se renseigner sur la Tp de chaque espèce hébergée et tenir compte des variations journalières et physiologiques de celle-ci.

En pratique, une salle d'hospitalisation réglée avec une température fixe même proche de la Tp n'est pas forcément adaptée. En effet si la température réglée dépasse la Tp, la dépense énergétique sera trop importante et pourra conduire à une déshydratation potentielle et, à l'inverse, si elle est trop basse, elle ne correspondra pas aux besoins du patient. Par ailleurs, les animaux étant confinés dans des espaces réduits, si la température de la pièce est uniforme, elle conduit à un stress important. Les animaux ne peuvent pas assumer leur thermorégulation comportementale et ils s'épuisent en recherchant la TMP qui n'existe pas dans la pièce. C'est pourquoi il est important de mettre en place un gradient de température dans le terrarium d'hospitalisation de façon à ce que l'animal puisse régler lui-même sa température.

L'autre point clé est le besoin relativement peu important en température la nuit. Maintenir une température élevée la nuit conduit à une surconsommation énergétique et n'est de fait pas recommandée.

Une gamme de température comprise entre 24 et 29°C satisfait la plupart des reptiles. Les espèces tropicales préfèrent en général des températures plus hautes (5°C au dessus) . Certaines espèces de lézards diurnes préfèrent un environnement très chaud de 35 à 40 °C. La température de l'eau des tortues devrait être comprise entre 24 et 28°C . Les iguanes verts sont une exception car ils préfèrent des points chauds culminants à 37°C .

En pratique, certains auteurs préconisent de chauffer une salle pour les reptiles avec un spot individuel additionnel dans chaque cage pour pallier à l'uniformité thermique. La chaleur peut être apportée par une lampe et/ou par un dispositif chauffant au sol . Deux thermomètres sont nécessaires pour mesurer la température du point chaud et du point froid.

Lors de l'admission, le reptile doit être placé dans un terrarium à température ambiante. Puis le réchauffement se fera progressivement de façon à atteindre la TMP en quatre à six heures . Un réchauffement rapide n'est pas souhaitable et des effets secondaires sont à craindre si cette règle n'est pas respectée .

Une exception à ces recommandations existe toutefois si l'animal est trop débilité pour se déplacer. Les reptiles ne maintiennent leur température interne que par leur comportement et par rayonnement de la source de chaleur. Il est important de veiller à ce que les reptiles débilités puissent s'éloigner des sources de chaleur sous peine d'être en hyperthermie. Il est alors nécessaire d'essayer d'évaluer leur Tp et d'ajuster au mieux la température des installations.

Le reptile débilité ou inactif doit être impérativement placé sous une source de chaleur et doit être surveiller attentivement de façon à détecter tout signe d'hyper ou d'hypothermie. La température critique maximale est de 38°C sauf pour les espèces désertiques. L'hyperthermie se manifeste par une respiration gueule ouverte et par une tachypnée.

Par ailleurs, la plupart des espèces évoluent dans une hygrométrie avoisinant les 50 à 70%, cependant, si la ventilation n'est pas adéquate, cette atmosphère est propice à la surpopulation bactérienne et fongique.

Une source UV à spectre large devrait être fournie bien qu'en règle générale les durées d'hospitalisation ne permettent pas d'influencer de manière importante le métabolisme phosphocalcique

II.E.PRISE EN CHARGE : CONCLUSION

Il est difficile d'appréhender avec précision l'état physiologique d'un reptile par la clinique seule. Il est relativement aisé par le recueil des commémoratifs et par l'observation du comportement de l'animale salle de consultation de faire la distinction entre un reptile sain et un reptile malade. Néanmoins, lorsque le reptile moribond, il est très difficile d'évaluer avec précision la gravité de son état.

Les examens complémentaires prennent toute leur importance et leur réalisation doit tenir compte des particularités anatomiques présentées en première partie. Ils permettent d'apprécier certaines situations urgentes telles que la déshydratation, l'hypoglycémie et l'azotémie qui devront être corrigés en première intention afin de stabiliser l'état de l'animal. Les modalités de correction seront développées dans la troisième partie de ce travail.

L'hospitalisation enfin est tout à fait primordiale puisqu'elle va permettre à l'animal d'entrer dans une phase thérapeutique et d'initier la guérison. Elle est le premier pas vers la thérapeutique car c'est dans ce cadre que l'on pourra réajuster la température corporelle par la température extérieure. Le patient est placé dans des conditions métaboliques et immunitaires optimales. Par la suite, elles potentialisent l'effet de la thérapeutique médicamenteuse et nutritionnelle développée ultérieurement.

III. PARTIE III. THÉRAPEUTIQUE EN URGENCE

En conditions d'urgence, les premières mesures thérapeutiques doivent être prises rapidement.

Sur les animaux en état de choc, la première d'entre elle sera la mise en place d'une fluidothérapie qui permettra de rétablir la volémie et de pallier immédiatement à une défaillance du secteur vasculaire. Par ailleurs, le choix du soluté permettra de corriger les anomalies biochimiques détectées lors de l'évaluation initiale. Les différentes caractéristiques des solutés seront développées avant d'exposer les critères du choix de fluidothérapie à adopter. Une fois le choix de fluidothérapie fixé, la voie d'administration et le rythme d'administration seront décrits. Les modalités des différentes voies d'administration seront développées en accordant une importance particulière à la voie intra-veineuse et intra-osseuse qui constituent les voies de choix pour la fluidothérapie.

Une partie sera consacrée à la gestion de l'analgésie et de l'anesthésie en urgence. La prise en charge de la douleur est importante, non seulement d'un point de vue éthique, mais également d'un point de vue thérapeutique. Négliger cet aspect difficile à mettre en évidence chez les reptiles, entame le pronostic et le clinicien doit donc systématiquement le considérer. L'anesthésie fait également partie de la thérapeutique, tant au niveau de certaines procédures non réalisables sur un animal vigile que pour des chirurgies en urgence. Bien que les procédures anesthésiques doivent être envisagées avec discernement, elles sont nécessaires dans certaines situations évoquées ultérieurement.

Une autre partie sera consacrée aux antibiotiques avec un descriptif des différentes molécules utilisables ce qui permettra de faire un choix en fonction des différentes situations rencontrées. Certaines problématiques liées à l'absence de données pharmacologiques fiables seront également évoquées.

Par ailleurs, la nécessité d'un support nutritionnel sera développé, non pas comme un traitement en urgence, mais comme un adjuvant dans une démarche de soins intensifs.

Enfin une dernière partie évoquera la possibilité de faire une réanimation cardiovasculaire sur les reptiles. Bien que peu de données soient disponibles, c'est la manœuvre d'urgence par excellence, et ses modalités seront développées.

III.A.FLUIDOTHÉRAPIE

En cas d'hypovolémie, l'objectif de la fluidothérapie est de restaurer une perfusion suffisante des organes. Il est également nécessaire de corriger les déshydratations, les déséquilibres acido-basiques, et les perturbations électrolytiques.

III.A.1.Répartition des fluides dans un reptile

A l'état normal, les reptiles ont un pourcentage en eau supérieur aux mammifères (63 à 74%). Un pourcentage de fluide intra-cellulaire plus élevé est également constaté (46 à 58%) alors que les compartiments interstitiels, le volume plasmatique et le compartiment extracellulaire sont moins pourvus en eau que chez les mammifères.

III.A.2.Pharmacologie des solutés

a)Les cristalloïdes

•Isotonique

Les fluides isotoniques ont la même osmolarité que les cellules et conduisent donc à l'expansion de l'espace extracellulaire. Est défini comme fluide isotonique, un fluide dont l'osmolarité est égale à celle du sang . L'osmolarité plasmatique des reptiles est plus faible que celle des mammifères, les solutions isotoniques conventionnelle pour les mammifères (NaCl 0,9%) sont donc légèrement hypertonique pour les reptiles.

En thérapeutique, on peut considérer deux types de solutés isotoniques : les fluides isotoniques d'entretien et les solutés de remplissage.

Les fluides isotoniques d'entretien contiennent moitié moins de sodium que le plasma des reptiles et sont utilisés pour remplacer les pertes quotidiennes pour un animal déshydraté mais néanmoins normovolémique. Ils sont en général constitués de Ringer lactate pour moitié et de glucose à 2,5%.

On distingue également les solutés dits de remplissage qui ont une concentration en sodium comparable à celle du plasma des reptiles (par exemple le NaCl 0,9% ou le Ringer Lactate). Du fait de cette concentration, les fluides de remplissage sont les plus indiqués pour les déshydratations interstitielles et intra-vasculaires. Lorsque les cristalloïdes isotoniques sont administrés par voie intra-veineuse, 70% du volume administré passe dans le compartiment interstitiel dans l'heure qui suit l'administration.

•Hypotonique

Dans certains cas de figure (rares), l'usage un fluide hypotonique est à considérer (du Glucose 5% par exemple). En effet, le glucose est rapidement métabolisé et le fluide devient rapidement hypotonique. Un fluide hypotonique a tendance à augmenter le volume des érythrocytes . Il est idéal pour remplacer les déshydratations intra-cellulaires ou pour diluer des médicaments. En revanche, il ne doit pas être utilisé pour les déshydratations intra-vasculaires ou interstitielles car il a un pouvoir d'expansion vasculaire quasiment nul .

•Hypertonique

Un fluide hypertonique a tendance à diminuer le volume des érythrocytes.

Les fluides hypertoniques tels que le NaCl 7% et 23% ont un pouvoir osmotique plus puissant du fait de leur osmolarité supérieure aux contenus intra-cellulaires. Après une administration intra-veineuse, l'eau se déplace du compartiment intra-cellulaire et interstitiel vers le secteur intra-vasculaire.

Chez les reptiles, l'usage de fluides hypertoniques est insuffisamment documenté. L'usage de soluté sodique hypertonique est contre-indiqué chez les animaux déshydratés, hypernatrémiques, hyperchlorémiques ou dans d'autres cas précis (hémorragie active et symptômes neurologiques).

b)Les colloïdes

Les colloïdes sont des solutions isotoniques et contiennent de grosses molécules qui contribuent à leur forte pression osmotique. Le sang, le plasma, les concentrés d'albumines contiennent des protéines. L'usage d'hydroxyéthylamidon et des dextrans ont été étudiés chez les reptiles.

•Les colloïdes synthétiques

Ils contiennent des molécules de grand poids moléculaires qui augmentent la pression oncotiques au-delà de ce que l'on peut attendre avec une transfusion de sang. Ils produisent une pression osmotique importante et leur charge ionique négative attire l'eau ainsi que le sodium. Les colloïdes synthétiques produisent un effet d'expansion important dans le compartiment intra-vasculaire pour un volume moins important qu'un colloïde (à effet égal). Comme ils n'ont qu'une action sur le secteur intra-vasculaire, les colloïdes sont administrés par voie intra-veineuse ou intra-osseuse uniquement en association avec des cristalloïdes. La dose de cristalloïde est réduite ainsi de 40 à 60%. Cependant, les colloïdes synthétiques ne contiennent pas de protéines ou d'hémoglobine.

L'hydroéthylamidon (HEA) et les dextrans sont les colloïdes les plus utilisés pour le remplissage vasculaire lors d'état de choc et les deux possèdent des propriétés différentes. Les HEA ont une plus longue durée d'action et en conséquence ils ont un effet plus rémanent. Cette caractéristique est exploitable dans le cas d'affections augmentant la perméabilité des capillaires (affection cérébrale, pulmonaire ou insuffisance cardiaque par exemple).

Le dextran 40 a une plus grande concentration en molécule de faible poids moléculaire que le dextran 70 et le HEA, et a donc un pouvoir osmotique initial plus grand. Cependant, il est éliminé plus rapidement que le dextran 70. L'élimination de colloïdes synthétiques se fait par plusieurs processus. Les molécules les plus petites sont filtrées par les glomérules et éliminées par les urines. Les molécules les plus grosses sont éliminées par la bile, accumulées dans les tissus, ou déstructurées en particules plus petites par les macrophages.

Un effet néfaste est constaté lorsque les administrations de colloïdes sont trop importantes. Quand ils sont administrés à plus de 40mg/kg/j des hémorragies peuvent se produire chez les mammifères. Cela peut être lié à une augmentation du flux microcirculatoire et de la pression artérielle. Aucune observation similaire n'a été rapportée chez les reptiles.

Certains colloïdes, notamment l'oxyglobine présentent également l'avantage d'apporter de l'oxygène aux tissus. Une étude sur l'administration intracardiaque d'oxyglobine à raison de 20ml/h sur une tortue désertique (*Gopherus agassizi*), n'a pas montré d'effet secondaire notable en dehors d'une décoloration non pathologique des muqueuses .

•Transfusion de sang.

Des données concernant la transfusion sanguine chez les reptiles sont rapportées de façon anecdotique . Les transfusions de sang sont certainement possibles et ne présentent pas de difficulté technique. La plupart des transfusions rapportées, ont été réalisées à partir de sang total (pas plus de 1% du poids du donneur), à partir d'un congénère sain. Une publication rapporte de ne pas utiliser les microfiltres de perfusion sanguines utilisé pour les transfusions de mammifères car les erythrocytes reptiliens ne passeraient pas . Il faut prendre également un maximum de précaution quant aux conditions d'asepsie. Une première transfusion a peu de risque de

déclencher des complications immunologiques mais un test d'agglutination doit être réalisé chez les patients présentant un historique de transfusions multiples .

La collecte du sang se fait sur un anticoagulant (l'héparine). L'héparine ne contient pas de conservateurs donc le sang doit être utilisé dans les deux jours suivants sa collecte. De plus, comme la viabilité des globules rouges diminue au cours du temps, le sang doit être collecté en vue d'une transfusion immédiate (avant une chirurgie par exemple). Le donneur doit être dans un état sanitaire excellent. Pour la plupart des reptiles, le volume sanguin total est de 5 à 8% du poids et 10% du volume sanguin peut être prélevé.

La réalisation de transfusion sanguine chez les reptiles apparaît sans danger, bien que des groupes sanguins aient été décrits chez les reptiles. Une réaction allergique peut se déclencher peu après l'administration de fluide, une hypotension, des œdèmes et une hémolyse intra et extra-vasculaires peuvent alors apparaître. Le cas échéant, l'interruption de la transfusion et l'administration d'une dose de corticoïdes à dose immunosuppressive est indiquée. Des réactions aiguës sont possibles, tels que des tremblements, des vomissements, un collapsus cardiovasculaire mais ont été rarement décrites chez les reptiles. De multiples facteurs autres qu'immunologiques peuvent provoquer de telles réactions aiguës, un conditionnement inadéquat du sang, une administration trop rapide ou une contamination de l'échantillon. De ce fait, des techniques d'asepsie stricte doivent être respectées .

III.A.3.Choix des solutés

Les transferts de fluides chez les reptiles sont similaires à ceux décrits chez les mammifères. La quantité de fluides restant dans le secteur intra-vasculaire dépend de l'osmolarité du fluide comparée à celles du secteur intra-vasculaire et du secteur interstitiel. La concentration en sodium est la composante majeure de l'osmolarité du fluide .

Il faut noter que l'osmolarité plasmatique des reptiles est plus faible que celle des mammifères et, de ce fait, les solutions isotoniques commerciales (NaCl 0,9%) sont légèrement hypertoniques pour les reptiles. Négliger ce facteur pourrait engendrer une déshydratation intra-cellulaire. Le tableau 3 présente différentes caractéristiques des solutés de perfusion comparées aux ionogrammes de deux espèces de tortue. Il souligne cette légère hypertonie des solutés courants de perfusion.

Par ailleurs certaines espèces supportent la déshydratation en augmentant leur osmolarité plasmatique . Cette notion reste actuellement discutée car ce fait est basé sur une proportion de fluide intracellulaire chez les reptiles plus importante que chez les mammifères. Or la méthode de calcul de la quantité intracellulaire était faite par soustraction entre les fluides extracellulaires et le poids total, en négligeant l'eau accumulée dans la vessie. Il y aurait pu avoir une surestimation de la quantité de fluide intracellulaire . Le fait également que la plupart des patients admis soient dans des situations de déshydratation hypertonique porte également à discussion car les valeurs physiologiques montrent des valeurs hypotoniques .

Malgré les limites énoncées, l'utilisation de solutés hypotoniques reste sûre et efficace pour de nombreux auteurs.

a)Utilisation des Colloïdes

Un premier choix doit être fait entre l'utilisation de colloïdes ou de cristalloïdes. Les colloïdes sont généralement utilisés pour leur pouvoir d'expansion volumique, ils sont employés en priorité en cas de déficits intra-vasculaires. Ils sont également utilisés lorsque des déficits en protéines sont constatés. Enfin certains colloïdes

possèdent des propriétés que ne possèdent pas les cristalloïdes, tel que des propriétés d'oxygénation (sang frais, oxyglobine) ou de coagulation (sang frais) .

Quand le volume circulant est rapidement corrigé et que le secteur interstitiel peut supporter la charge volumique administrée, les cristalloïdes isotoniques constituent également un moyen efficace de restaurer la perfusion après une perte intra-vasculaire. Cependant, l'administration de grand volume de cristalloïde peut réduire la pression osmotique intra-vasculaire ou accroître un déséquilibre hydrostatique préexistant et provoquer un mouvement de fluides dans le secteur interstitiel. L'augmentation de la pression interstitielle peut endommager les vaisseaux lymphatiques et empêcher un drainage du tissu interstitiel. Les dommages causés par une administration de fluides trop importante augmentent lorsqu'une anémie sévère existe, lorsque les capillaires présentent une perméabilité accrue ou lorsque la tolérance aux fluides est altérée (atteintes pulmonaires, neurologiques, cardiaques). L'ajout de colloïdes dans ces situations est recommandé .

L'indication d'une transfusion est posée lorsqu'il est nécessaire d'augmenter le nombre de globules rouge et donc d'augmenter la capacité de transport de l'oxygène par le sang. La clinique doit aiguiller cette indication et être corroborée par des signes tels que la tachycardie, la tachypnée, l'hypoxie tissulaire. A l'exception des cas de traumatismes, les reptiles sont présentés pour des affections chroniques. Les anémies aiguës sont donc des indications absolues alors que les anémies chroniques sont des indications plus relatives . Une perte de plus de équivalente à 20% du volume sanguin total pose l'indication d'une transfusion .

b)Utilisation des Cristalloïdes

Les cristalloïdes sont les solutés de choix en fluidothérapie utilisés soit en complément des colloïdes, soit seuls. Le choix du soluté doit se faire avec précaution.

Le NaCl isotonique et le Ringer lactate peuvent être administrés en toute sécurité. Ils sont largement utilisés car ils provoquent une expansion du secteur vasculaire sans modifier les transferts d'eau entre les compartiments intra et extra-cellulaire . Certaines références suggèrent l'utilisation d'une solution à base de 2,5% de glucose avec du chlorure de sodium à 0,9% avec une part de Ringer lactate afin de faciliter l'assimilation intra-cellulaire ou du glucose 2,5% avec du Ringer lactate. C'est le mélange de JARCHOW présenté dans le tableau 3. On remarque que sa formulation lui confère des caractéristiques plus en adéquation avec le ionogramme plasmatique des reptiles. D'autres font état de NaCl 0,18% et de glucose à 4% .

L'administration prolongée de Ringer lactate peut provoquer des hypokaliémies à moins qu'on ne le supplémente en chlorure de potassium .

Dans la plupart des situations où une baisse du volume intra-vasculaire est observée et notamment liée à un défaut d'abreuvement, des vomissements, de la diarrhée, ou des pertes accrues en eau, les cristalloïdes font partie intégrante du plan de fluidothérapie. Le cristalloïde doit être isotonique, avoir une teneur en sodium comparable à celle du plasma et posséder un pouvoir tampon lorsqu'une acidose est présente.

La plupart des serpents et des lézards ont une concentration en sodium de 142mmol/l à 165mmol/l à température ambiante et un pH sanguin variant de 7,3 à 7,5, le fluide isotonique de remplacement peut être du Plasmalyte ND (Baxter), du Normosol ND (Hospira), ou du Ringer Lactate (Baxter). Les deux premiers ont une concentration de 140 mmol/l, contiennent du magnésium et du potassium mais pas de calcium. Les substances tampons (acétate et gluconate) sont métabolisées en bicarbonate. Ces solutions contenant une substance tampon, elles sont supposées mieux corriger une acidose légère qu'un soluté dénué de tampon type NaCl 0,9% avec un pH de 5,4.

Comme les tortues terrestres ont souvent une natrémie plus basse (113mmol à 140mmol) et un pH plus élevé (7,4 à 8), le Ringer lactate peut être considéré comme un fluide plus approprié. Le Ringer lactate a une concentration de 130 mmol/l, contient du potassium et du calcium et ne contient pas de magnésium. Son tampon, le lactate est converti par le foie en bicarbonate. Comme les tortues ont un pH sanguin plus élevé, une solution tampon peut jouer un rôle important pour éviter des réductions dramatiques de pH.

Une controverse sur l'administration de Ringer lactate porte sur l'exacerbation de l'hyperlactacidémie. Les reptiles utilisent les voies anaérobies pour produire de l'ATP pendant leur pic d'activité et peuvent tolérer une hausse importante du taux de lactate. Par le même mécanisme, les lactates augmentent en situation d'hypoperfusion des tissus.

Les lactates présents dans le Ringer n'affectent pas la teneur en lactate plasmatique sauf en présence d'une insuffisance hépatique terminale ou d'un foie chroniquement hypoperfusé.

L'hyperlactacidémie peut survenir lors d'un hypermétabolisme des cellules notamment lorsque les cellules musculaires sont stimulées par l'adrénaline ou par des processus tumoraux. Par conséquent, l'élévation du taux de lactate plasmatique peut être multifactorielle et ne doit pas être attribuée à la perfusion de Ringer seule. A titre d'exemple, une acidose lactique peut être provoquée par le stress de la manipulation lors du prélèvement sanguin, et sa disparition n'est effective qu'après plusieurs jours. Cependant, les autres solutés de perfusion (Normosol ND Hospira, Plasmalyte ND Baxter) peuvent être utilisés si on craint une telle complication avec le Ringer lactate.

Comme le NaCl 0,9% ne contient aucun autre ion, il constitue le cristalloïde de choix pour la fluidothérapie de choc, notamment en cas d'hyperkaliémie (insuffisance rénale aiguë), hypercalcémie, alcalose métabolique hypochloremique. D'autres électrolytes peuvent être ajoutés à la perfusion. Afin de ne pas risquer d'aggraver une éventuelle hyperkaliémie, la concentration de potassium supplémentée ne doit pas aller au-delà de 0,5mEq/Kg/h.

Le NaCl à 0,9% peut être utilisé comme alternative avec une supplémentation en KCl de 4 à 10meq/l mais cette solution tend à être acidifiante contrairement aux solutions tampons précédemment citées qui contiennent un ou plusieurs précurseurs du bicarbonate (acétate, gluconate, bicarbonate).

Tableau 4 : Composition des différents solutés de perfusion disponible dans le commerce et normes électrolytiques de deux espèces de tortue (*Testudo graeca* et *Trachemys scripta*)

	NaCl 0,9%	NaCl 0,45%	Ringer Lactate (Baxter)	Normosol (Hospira)	NaCL 0,45%+Glucose 2,5%+RL	Testudo graeca	Trachemys scripta
Na (meq/l)	154	77	130	140	103	115	113

Cl (meq/l)	154	77	109	98	93	95	80
K (meq/l)	0	0	4	5	2	4,5	4,2
Ca (meq/l)	0	0	3	0	1,5		
Mg (meq/l)	0	0	0	3			
pH	7,38	5,7	6,7	7,4	6,2		
Tampon (meq/l)	Aucun	Aucun	Lactate 28	Gluconate23	Lactate	x	X
Osmolarité (mOsm/l)	308	154	310			290	260

c) Choix en fonction de la nature de la déshydratation

• Déshydratation intra-vasculaire

Chez les mammifères, la déshydratation intra-vasculaire conduit à une hypovolémie et induit une réponse médiée par les barorécepteurs qui provoquent une stimulation sympathique augmentant la fréquence cardiaque, la contractilité du myocarde et une augmentation de la résistance intra-vasculaire. La même réponse est attendue chez les reptiles mais du fait de leur ectothermie, leur capacité à sécréter une quantité adéquate de cathécholamine en réponse à l'hypovolémie nécessite un environnement chaud.

En complément de l'examen clinique, des paramètres cliniques tels que l'hématocrite et la protéinémie peuvent être utiles pour l'évaluation de modification intra-vasculaire suraiguë ou chronique. Les valeurs de l'hématocrite sont plus basses chez les reptiles que chez les mammifères (20 à 40%) et les protéines totales sont de 40 à 60mg/l. Lorsqu'il y a une déshydratation sans perte sanguine (défaut d'abreuvement ou pertes accrues), l'hématocrite et la protéinémie ont tendance à augmenter. La déshydratation provenant d'une hémorragie active se manifeste par un hématocrite normal à diminué et un taux de protéine diminué.

Les cristalloïdes seuls peuvent être efficaces pour rétablir la perfusion des tissus, cependant le volume de fluide utile administré peut être diminué lorsque des colloïdes sont utilisés. Comme mentionné précédemment, les fluides administrés à un reptile doivent toujours être réchauffés avant administration.

• Déshydratation interstitielle.

Une fois que la perfusion et que la température ont été restaurées, les paramètres d'hydratation peuvent être réévalués. Les paramètres cliniques utilisés pour évaluer la déshydratation interstitielle chez les mammifères sont habituellement la couleur des muqueuses, leur hydratation, la position du globe oculaire et l'élasticité de la peau. Malheureusement, l'élasticité de la peau est peu révélatrice chez les reptiles. Lorsque la déshydratation est estimée à au moins 8%, un déficit du volume intra-vasculaire est attendu par fuite osmotique.

La plupart des reptiles ont une grande tolérance à la déshydratation, aux hypernatrémies et aux milieux hyperosmolaires. Le mécanisme de la soif est très développé chez les lézards et l'augmentation de l'osmolarité plasmatique les fait boire de façon importante et leur fait excréter du sodium par les glandes à sels. Mais comme les processus de réabsorption sont limités lors de pertes aiguës en eau, l'administration de fluide peut être nécessaire chez les animaux débilités. L'utilisation d'un fluide isotonique avec un taux sodique comparable au plasma produit un gradient osmotique moindre qu'un cristalloïde de maintenance. Comme dans les autres cas de figure, la réhydratation intra-veineuse ou intra-osseuse sont plus efficace que les autres voies. Quand une rémission rapide est attendue et que le patient est correctement réhydraté, les fluides peuvent être administrés en intra-cœlomique ou en sous-cutanée.

•Déshydratation intracellulaire.

L'hydratation intracellulaire est évaluée par la valeur de la natrémie après perfusion et lorsque l'hydratation du tissu interstitiel est restaurée. Une augmentation de la natrémie correspond à une perte d'eau intracellulaire et donc une fuite osmotique du milieu interstitiel et intra-vasculaire. La perfusion et l'hydratation doivent être restaurées. Cependant, une turgescence des cellules peut être provoquée par l'administration trop rapide d'eau.

Lorsque la natrémie est supérieure à 160 meq/l, avec présence de signes de troubles de la vigilance, le remplacement des pertes en eau par voie intra-veineuse ou intra-cœlomique est indiqué. Le déficit en eau libre est calculé et remplacé sur 12 à 24 heures. Lorsqu'il y a une déshydratation chronique, ce déficit doit être comblé en 24 à 48h.

On peut estimer le déficit en eau de la manière suivante :

$$\text{Déficit en eau} = (0,75 \times \text{poids vifs} \times 1 - \text{Natrémie mesurée}/150)$$

Simultanément, des fluides de remplacement et de maintenance sont administrés pour remplacer les pertes. La concentration en sodium est réévaluée toutes les 4 à 6 heures. Il a été évoqué que des solutés hypotoniques devaient être administrés. La justification se trouve dans le fait que des solutions isotoniques ne changeront pas l'osmolarité du fluide extracellulaire.

III.A.4.Administration

La fluidothérapie est la partie la plus importante du traitement des reptiles déshydratés ou des reptiles en insuffisance rénale. Il faut alors viser une restauration rapide du volume plasmatique et des fluides intracellulaires. Peu de données sont établies sur le rythme d'administration. Si on cherche à compenser les besoins d'entretien d'un reptile, cela doit prendre en compte les pertes en eau journalière. Or celles-ci sont dépendantes du mode de vie de l'animal qu'il soit terrestre ou semi-aquatique les pertes en eau pouvant être 400 fois plus importante en milieu aquatique.

Bien que les reptiles puissent tolérer des états de déshydratation extrêmes, la quantité totale de fluide à administrer ne doit pas excéder 4% du poids (ce qui correspond au volume total de plasma). Certains auteurs évoquent 2 à 5% du poids. Cependant, il s'agit de la marge la plus haute, et afin de ne pas provoquer une surcharge volémique, il est plus prudent d'administrer un volume de 2 à 3% du poids (20 à 30ml/kg) par 24h soit environ 1ml/kg/h. Il a été suggéré un rythme d'entretien de 5 à 10 ml/kg/jour lorsque la déshydratation est corrigée.

Pour les colloïdes, en estimant un volume approximatif de 40ml/kg de plasma total chez un reptile, on estime à 20ml/kg le volume de colloïde pouvant être administré . Les colloïdes ne devraient être administrés que par voie intra-veineuse ou intra-osseuse.

Pour les transfusions, il est recommandé de ne pas dépasser 20ml/kg/h chez un reptile en état de choc . Il est conseillé d'administrer 10 à 15ml/kg toutes les 24 heures à un rythme de 5 à 10ml/kg/h. Pour empêcher l'hémolyse, le sang doit être administré dans un cathéter de gros diamètre ou un cathéter intra-osseux . Le sang doit être administré à température de 25 à 30°C.

Les reptiles peuvent maintenir une stabilité hémodynamique en dépit d'une perte volumique importante car il existe un transfert rapide de fluide entre l'espace interstitiel vers l'espace vasculaire. Certains serpents supportent une perte de 4% de leur poids soit un déficit de 32% de leur volume sanguin sans déplétion de leur secteur vasculaire. De façon assez notable, 50 à 60% du déficit est réparti entre l'interstitium et la circulation générale lors d'hémorragie. La plupart des transferts de fluide compensent les hypovolémies mais ne parviennent pas nécessairement à réguler la pression sanguine.

Des bolus de cristalloïdes (5 à 10ml/kg) ainsi que des bolus de colloïdes (3 à 5ml/kg) peuvent être administrés par voie intra-veineuse. Les fluides injectés devraient être également chauffés à température égale à la moitié de la TMP avant d'être administré afin d'avoir une efficacité sur la pompe cardiaque . Les fluides peuvent être maintenus au chaud dans un incubateur ou chauffés dans un four à micro-onde. Les tubulures peuvent également être mises en contact avec des dispositifs chauffants ou dans de l'eau tiède.

Si le patient est déshydraté de façon chronique, il est capital de maintenir une fluidothérapie progressive sur de longues périodes de temps pour éviter une dilution trop rapide des protéines plasmatiques et des électrolytes. Le cas échéant, les pertes de fluides seront majorées par la filtration rénale .

L'accès à des voies intra-osseuse ou intra-veineuse en utilisant des cristalloïdes ou des colloïdes est important pour le traitement des hypovolémies chez les reptiles. Par conséquent à chaque fois que cela sera possible une voie veineuse ou une voie osseuse devrait être privilégiée.

De nombreuses voies sont utilisables et une combinaison de différentes techniques est souvent usitée.

a)Orale

La voie orale est la voie la plus simple techniquement pour assurer une fluidothérapie. C'est une voie simple et efficace en cas de déshydratation modérée. Elle est présentée en figure 7 sur un gecko léopard (*Eublepharius macularius*). Le gavage par une sonde est réalisable chez les tortues faibles mais plus compliqué à mettre en œuvre chez les patients les plus rétifs . Les manipulations peuvent également être très stressantes pour les animaux. Il est alors possible de placer un tube de pharyngostomie. Cependant, il existe toujours un risque que le reptile puisse régurgiter ce fluide. Cette solution est également moins efficace si le reptile n'est pas chauffé de façon adéquate . Cette voie est contre indiquée en cas de stases digestives courantes chez les animaux débilisés, convulsifs ou présentant un traumatisme de la face . Cependant, l'administration orale contribue, dans une certaine mesure, à l'activation de la mobilité gastro-intestinale .

Le volume administré par jour est limité par la capacité de l'estomac (soit 2% à 3% du poids du corps chez les tortues ou 2% chez les squamates) . La tolérance des tortues peut être de 4% du poids du corps administré en eau chez les tortues sévèrement déshydratées et ce rythme peut être maintenu jusqu'à normalisation du statut

hydrique. Tout fluide doit toujours être réchauffé avant administration . L'ensemble des voies d'administration sera récapitulée dans le tableau 5.

b)Bains

Une réhydratation percloacale peut être initiée par des bains. Notamment chez les tortues déshydratées qui absorbent l'eau par le cloaque et par la boisson si on les baigne pendant 8 à 12 heures. La profondeur de l'eau ne doit pas excéder la hauteur du buste de l'animal. Si l'animal n'est pas sévèrement déshydraté, les bains constituent une première approche . Chez de nombreuses espèces de tortues (les espèces uricotéliques), la vessie joue un rôle d'absorption majeur et les fluides sont rapidement acheminés dans la circulation générale. Une technique de dialyse en injectant et en réabsorbant des fluides provenant du cloaque a été décrite .

c)Sous-cutanée

L'administration par voie sous-cutanée est plus difficile chez les reptiles en raison du manque d'élasticité de la peau. Les injections intra-cœlomiques (correspondant à des injections intrapéritonéales chez les mammifères) constituent une meilleure alternative à la réhydratation cutanée. Cela doit se faire avec de nombreuses précautions non seulement pour éviter une injection dans un organe, mais aussi parce que de nombreuses espèces de lézards et de serpents possèdent des sacs aériens communiquant avec les poumons et que l'injection de fluide dans les voies aériennes représenterait un risque majeur de complication .

De petits volumes peuvent être administrés par cette voie en évitant les zones où la peau est fine et la cavité coelomique . Le reptile doit être placé à sa TMP sous peine d'avoir une irrigation insuffisante des tissus sous cutanés et donc une absorption des fluides inexistantes .

Des injections de hyaluronidase ont été évoquées pour augmenter l'absorption sous-cutanée de fluides chez les reptiles. L'acide hyaluronique qui est une substance présente dans le milieu interstitiel est lysé par les hyaluronidases. Chez l'homme, les hyaluronidases sont indiquées pour faciliter l'administration de fluides et leur absorption dans l'espace sous-cutané et réduire notamment la douleur lors d'administration chronique. Cependant, aucune différence significative par rapport à la rémanence du fluide entre les différents sites ou en fonction de la douleur n'a été démontrée. De la même façon, aucune étude n'a été conduite chez les reptiles .

•Lézards

Les injections sont plus facilement réalisées dans la partie caudo-latérale du corps. Une autre voie utilisable pour l'administration de petits volumes de fluides chez les lézards est dorsalement ou caudalement au fémur ou latéralement à la base de la queue . Il faut absolument éviter les poumons et les sacs aériens car il est facile de glisser sur les côtes et de pénétrer les poumons .

•Serpents

De petits volumes peuvent être administrés dans des sites multiples dans la musculature épiaxiale, entre les vertèbres et le longissimus latéral, ou dans le groove ventral et latéral au longissimus. Des fluides sous-cutanés devraient distendre la peau linéairement cranialement et caudalement au site d'injection. Des injections accidentelles à travers la paroi et entre les côtes ventrales aux muscles épaxiaux sont fréquentes. Pour cette raison, il faut éviter l'aire de projection des poumons caudalement au cœur ou à environ 20 à 40% de la distance entre le nez et le cloaque. L'aiguille est orientée parallèlement à la peau et la peau est légèrement soulevée .

•Tortues

Il y a peu de surface cutanée accessible chez les tortues et la voie sous-cutanée est donc très limitée. La peau qui recouvre la partie caudale des avant-bras peut être acceptable ainsi que la peau recouvrant les muscles abdominaux cranialement aux postérieurs .

d)Intra-cœlomique

C'est une voie d'administration moins stressante que la voie orale bien que plus invasive. Comme les reptiles n'ont pas de diaphragme, l'administration intra-cœlomique peut comprimer les poumons. La quantité recommandée est de 20 à 25ml/kg toutes les 24 à 48 heures . D'autres recommandations font état de d'une quantité journalière de fluide administrable égale 3% du poids de l'animal .

•Lézards

Comme chez les mammifères, l'administration de fluide intracoelomique obéit à certaines règles. Il doit être fait dans des règles d'asepsie stricte. La technique ne comporte pas de particularité. L'administration se fait dans tous les cas dans le coelome caudal . Un repère pour l'insertion de l'aiguille peut être figuré à l'intersection d'une ligne imaginaire entre la dernière côte et la pointe du fémur et une autre ligne tracée dorsoventralement. Une aspiration préliminaire avant toute injection permet de vérifier la non perforation d'organes abdominaux .

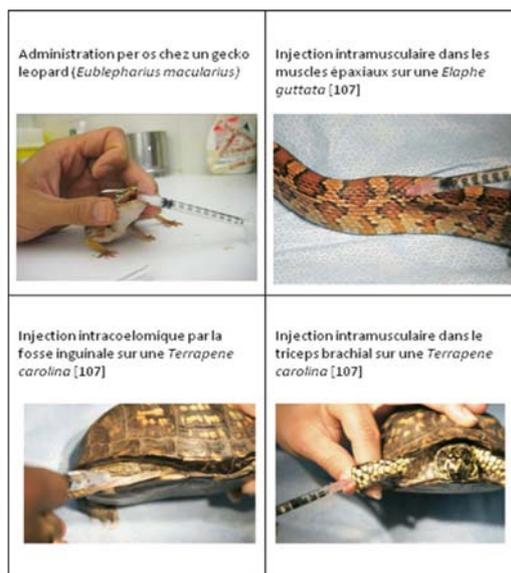
•Serpents

Les sacs aériens s'étendent largement caudalement sur la droite et dans certaines espèces sur la gauche. Néanmoins, de larges volumes de fluides peuvent être administrés ventralement ou ventro-latéralement dans le cadran caudal gauche ou cranialement au cloaque. Les espèces aquatiques pures ont des sacs aériens qui s'étendent jusqu'au cloaque et ne devraient pas recevoir d'injections par voie coelomique .

•Tortues

Chez certains individus totalement rétractés dans leur carapace et difficiles à faire sortir, l'administration des fluides est plus facile par voie sous-cutanée ou intra cœlomique. Les fluides peuvent comprimer les poumons à l'intérieur de l'espace cœlomique qui est rigide et les poumons peuvent être accidentellement perforés surtout si l'aiguille est insérée antéro-médialement dans la moitié dorsale de la fosse inguinale, ou une vessie distendue peut être perforée. Pour une administration en toute sécurité, la voie la plus sûre une injection caudale dans la fosse inguinale ventrale illustrée dans la figure 7. La tortue peut être suspendue la tête en bas par les pattes arrières. Une aiguille est placée dorsalement au plastron et cranialement au postérieur. Une aspiration permet de vérifier l'absence d'air, de sang, d'ingestat ou d'urine. Si l'aiguille est orientée trop dorsalement, une injection dans les poumons peut se produire, il faut alors arrêter la manipulation. De la même manière, la tortue peut être placé sur le côté afin que les organes abdominaux soient déplacés en partie déclive, et piquer dans l'espace ainsi libéré.

Figure 7 : Différentes voies d'administration dans différentes espèces de reptile d'après [106]



e) Epicoelomique

Chez les tortues, l'espace épicoelomique est l'espace théorique existant entre le plastron et la musculature pectorale. Une aiguille de 1 à 1,5 inch est placée ventralement à la jonction scapulo-humérale, parallèlement et dorsalement au plastron, caudalement vers le membre opposé .

Le fluide est injecté cranialement et ventralement au cœur dans un espace entouré de la musculature pectorale, le pleuropéritoine et le plastron. Le fluide est absorbé rapidement et il est possible que cette zone soit connectée au péricarde ce qui en favorise le drainage. Il est possible d'administrer une quantité de fluide égale 1 à 2% du poids de l'animal réparti en plusieurs injections.

f) Intra-veineuse

Les techniques de mise en place d'un cathéter sont spécifiques et requièrent souvent une scarification préalable .

Un seul vaisseau périphérique est visible chez les reptiles, il s'agit de la veine dorsale buccale. En raison de sa localisation, ça n'est pas un endroit approprié pour placer un cathéter sauf éventuellement sur les animaux moribonds .

Tous les autres cathéters nécessitent un micro-abord chirurgical. Le site doit être préparé de façon aseptique .

La taille du cathéter est déterminée par la taille de la veine. La fixation peut s'effectuer avec de la glue chirurgicale ou un monofilament. Une lame de 11 ou une aiguille de 18G peuvent être utilisées pour l'incision. Un clamp fin, un mandrin, et une paire de mini-forceps facilitent la manipulation. La plupart du temps, les risques de l'anesthésie doivent être évalués et une anesthésie locale doit être préférée à une anesthésie générale.

Un shunt peut se produire sur les animaux en état de choc ou en hypothermie ce qui dévie le flux sanguins des territoires périphériques. A chaque fois que cela est possible, le patient doit être réchauffé .

•Lézards

Comme chez les chéloniens, une légère incision sous anesthésie permet une meilleure visualisation de la veine. Une incision transverse de la partie craniale de l'antébrachium médialement, perpendiculaire au radius pour exposer la veine céphalique . La veine est très superficielle et facilement touchée lors de l'incision .

Chez les iguanes et les autres lézards, la veine ventrale coccygienne est le site de choix pour la cathétérisation . Elle peut être ponctionnée soit en avançant l'aiguille par une approche ventrale ou latéralement juste derrière le corps vertébral. Le flux sanguin peut être amélioré si l'animal est tenu verticalement.

La veine jugulaire a été également utilisée pour la mise en place de cathéter .

La veine abdominale ventrale est accessible et se situe juste sous la peau dans le plan médian .

Le cathéter est inséré, suturé sur le site puis fixé .

•Serpents

Les serpents sont des animaux difficiles à cathétériser. L'animal est placé en décubitus dorsal et la localisation du cœur est identifiée par le choc précordial. Il faut ensuite compter jusqu'à dix écailles cranialement. Une incision est pratiquée à la jonction entre les écailles ventrales et les écailles latérales. L'incision se fait sur deux ou trois écailles. Lorsque la veine jugulaire est mise en évidence après dissection moussée, le cathéter est introduit vers le cœur. Le cathéter peut être fixé sur la suture cutanée .

La voie intra-cardiaque est également réalisable. Le patient est placé en décubitus dorsal pour repérer les battements cardiaques. Quand le cœur est identifié, la zone est préparée de façon aseptique. Un cathéter standard est inséré entre les écailles ventrales et dirigé vers le ventricule. Quand le sang remonte dans le cathéter, le mandrin est enlevé et le cathéter est enfoncé autant que possible. Comme le ventricule est normalement très fin et que la pression sanguine et la fréquence cardiaque sont très basses, le risque de tamponnade ou d'arythmie ne constitue généralement pas un problème .

•Tortues

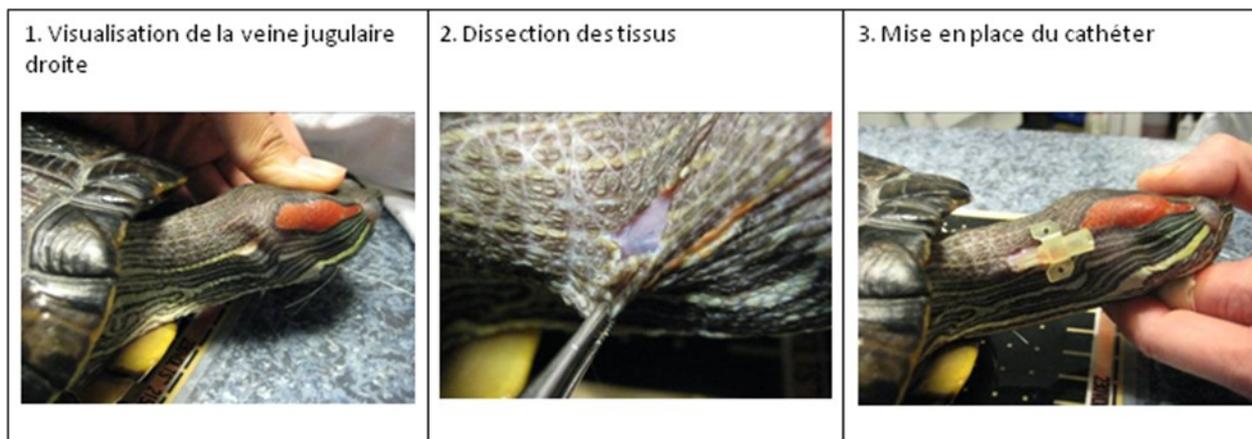
Un cathéter de taille appropriée peut être utilisé dans la veine jugulaire sur les tortues anesthésiées après une scarification préalable . Le cathéter est collé puis suturé à la peau .

Le meilleur site reste la veine jugulaire droite qui est usuellement plus grande que la gauche .

La veine est trouvée grâce à une extension délicate du cou du patient. Une fois la membrane tympanique repérée, une ligne imaginaire est tracée caudalement. La veine jugulaire suit ce chemin. Une légère dissection de la zone met en évidence la veine jugulaire. Le cathéter doit être plus long que la moitié de la longueur du cou de la tortue . La procédure est présentée en figure 8.

Usuellement, la rétraction du cou n'entrave pas le flux de la perfusion .

Figure 8 : Mise en place d'un cathéter sur la jugulaire droite sur une tortue de Floride (*Trachemys scripta*)



g) Intra-osseux

Chez des animaux trop déshydratés et hypoperfusés, une voie intra-osseuse peut être envisagée . Elle présente l'avantage d'être réalisable chez tous les lézards et toutes les tortues . La diffusion de fluide est très similaire à une administration intra-veineuse . Néanmoins, certains auteurs relatent que les perfusions passent difficilement par cette voie, celle-ci ayant tendance à se boucher facilement.

Un cathéter intra-osseux ne doit pas être maintenu plus de 72 heures. Le site doit être préparé de façon chirurgicale. Des aiguilles spinales doivent être utilisés (20G, 22G,25G). Des aiguilles pour injection de diamètre équivalent peuvent être utilisées mais elles peuvent se boucher lors de l'insertion. L'aspiration de la moelle osseuse ou une radiographie sont utiles pour vérifier le placement comme le montre la figure 9.

Une fois le cathéter en place, une crème antibiotique peut être appliquée sur le point d'entrée. Le cathéter est sécurisé avec un fin bandage non compressif. Le cathéter peut être suturé .

Les complications possibles sont les ostéomyélites et le débit très limité notamment dans les petites espèces . Il faut également prendre un maximum de précaution chez les reptiles atteints d'ostéofibrose car le risque de fracture iatrogène est important .

•Lézards

Le cathéter intra-osseux peut être placé dans la cavité médullaire tibiale chez les lézards comme le montre la figure 9. Avec la jambe en extension, la crête tibiale est préparée de façon aseptique. Puis une aiguille pour cathéter intra-osseux, ou une aiguille pour ponction de LCR, est insérée dans le sens antérograde du plateau tibial jusqu'en zone medio-diaphysaire. Le cathéter ne doit pas aller au delà de cette zone. L'espace est très limité chez les reptiles, de ce fait il n'est pas possible d'injecter de large bolus de fluides. Il est préférable d'utiliser des pompes à perfusion. Des complications sont possibles, le risque d'ostéomyélite notamment est important rendant parfois l'usage du membre impossible. C'est pourquoi il est important d'évaluer les risques d'avant d'opter pour cette technique. Par ailleurs, l'insertion est douloureuse, une infiltration locale d'anesthésique peut pallier cet inconvénient .

Une cathétérisation du fémur ou de l'humérus est également possible . Pour les espèces les plus petites, une aiguille peut être utilisée (20G ou 22G). Chez les espèces les plus grandes, une aiguille pour ponction de moëlle ou un cathéter intra-osseux devront être utilisés . Un cathéter intraosseux en place est présenté en figure 9.

•Tortues

Chez les tortues, il est possible de cathétériser l'espace entre le plastron et la carapace bien que ce soit techniquement difficile. Il existe un risque important d'effraction dans la cavité coelomique et cet espace peut être quasi inexistant chez certaines espèces . Le repérage de ce site sur le cadavre d'un individu d'une même espèce est préconisé . Les écailles marginales entre la carapace et le plastron sont identifiées. Cela est usuellement réalisé sur la face postérieure en avant de la fosse du fémur mais peut également être réalisé en face antérieure. On repère le point d'insertion entre le 4eme et le 5eme écaille pleurale et à 3mm au dessus de la marge dorsale des écailles pleurales . En utilisant une ponceuse, on enlève la couche de kératine pour exposer l'os dermal sous jacent. La plupart du temps, l'os dermal ne nécessite pas de forage pour l'introduction de l'aiguille. Certains auteurs préconisent toutefois l'utilisation d'une perceuse orthopédique . Une aiguille spinale de 22 G avec un guide est introduite dans le trou et canalisée dans l'os dermal grâce à un mouvement rotatif. Il faudra prendre des précautions pour ne pas agrandir le trou plus que nécessaire. Une fois que la cavité médullaire est percée et que l'on rencontre un manque de résistance, l'aiguille est retirée. Avec le stylet en place, l'aiguille est coupée pour atteindre une taille appropriée. Le stylet permet à l'aiguille de ne pas s'écraser sur elle-même. L'aiguille est réintroduite avec son guide en position intra-osseuse. Le guide est ensuite retiré et une injection test est réalisée. Le site autour de l'aiguille est étanchéifié par de la résine epoxy pour fixer le cathéter . Dans les jours suivant l'insertion, la tortue peut montrer une certaine gêne vis-à-vis du cathéter, manifestée par des mouvements marqués de la patte adjacente .

Les avis des auteurs diffèrent au sujet de l'utilisation de cathéters intra-osseux chez les tortues. Les os longs des tortues peuvent être utilisés mais comme les corticales sont minces et que les tortues ont tendance a rétracter leurs membres dans la carapace, cela ne constitue pas la technique de choix . Le fémur, le tibia ou la jonction entre le plastron et la carapace sont les sites possibles. La mise en place du cathéter peut se faire sur animal vigile, sédaté ou anesthésié.

Tableau 5 : Récapitulatif des voies d'administration possible et des sites d'administration dans chaque espèce

Lézards	Serpent	Tortue
PO	PO	PO
Bain	Bain	Bain
Sous cutané	Sous cutané	Sous cutané
Intracoelomique	Intracoelomique	Intracoelomique
<i>Partie caudolatérale</i>	<i>Cadran caudal gauche</i>	<i>Fosse inguinale</i>
Intraveineux	Intraveineux	Intraveineux
<i>Veine céphalique</i> <i>Veine ventrale coccygienne</i> <i>Veine jugulaire</i> <i>Veine abdominale ventrale</i>	<i>Veine jugulaire</i> <i>Cardiaque</i>	<i>Veine jugulaire</i>
Intraosseux		Intraosseux
<i>Fémur</i> <i>Tibia</i> <i>Humerus</i>		<i>Pont</i> <i>Tibia</i>

Figure 9 : Cathéter intraosseux en place dans le tibia d'un agame barbu (*Pogona vitticeps*), vue externe et vue radiographique



III.A.5. Surveillance de la fluidothérapie

Il existe plusieurs moyens de surveiller l'efficacité de la fluidothérapie. Les hypoperfusions sont évaluées en utilisant la pression sanguine et la fréquence cardiaque. Le poids est également un bon indicateur pour mesurer l'efficacité de la thérapie. Enfin, la restauration et la normalité des paramètres cliniques et hématologiques sont également des signes probants.

• Mesure du poids

C'est un indicateur fiable pour juger de l'efficacité de la fluidothérapie. Cependant, on connaît rarement le poids de l'animal avant que la maladie débute, ce qui diminue la pertinence de l'examen. Par ailleurs c'est un paramètre qui peut varier sensiblement à cause d'autres facteurs (amaigrissement principalement).

• Mesure de la fréquence cardiaque

La mesure de la fréquence cardiaque permet dans une certaine mesure d'apprécier l'efficacité de la thérapie. D'après un principe allométrique, la fréquence cardiaque a été évaluée chez les reptiles, pour une température égale à la TMP à $FC = 33,4 \times \text{Poids}^{(-0,25)}$. Le calcul de cette base permet de définir une éventuelle augmentation de la fréquence cardiaque ou une diminution.

Cependant, la fréquence cardiaque est notablement influencée par la température. La température optimale pour les reptiles est souvent comprise entre 30 et 35°C. Le corollaire de l'influence de la température est que l'hypovolémie peut être mal jugée si l'on se réfère uniquement à la fréquence cardiaque.

• Mesure de la pression artérielle

Le suivi de la pression artérielle chez les reptiles est un moyen efficace d'évaluer l'effet de la fluidothérapie. La mesure invasive directe de la pression est réalisée au niveau de la carotide et de l'artère fémorale. Elle se montre très exacte dans le cadre d'expérience sur les baroréflexes alors qu'une mesure non invasive indirecte de la pression montre des valeurs plutôt fluctuantes. Malheureusement, la mesure indirecte à l'aide d'un brassard et d'une sonde Doppler reste la méthode la plus abordable pour le clinicien. Il convient alors d'être critique sur les valeurs mesurées et de se fier à la modification de ces valeurs, plutôt qu'à la valeur absolue.

Chez les chéloniens, le brassard est fixé sur la partie proximale du membre antérieur et le capteur détecte le flux sanguin de l'artère brachiale située en face palmaire du radius et de l'ulna. Le brassard est insufflé jusqu'à disparition du signal doppler indiquant la pression sanguine systolique, puis il est dégonflé jusqu'à obtention du premier signal doppler, le manomètre indiquant alors la pression sanguine diastolique. L'artère caudale peut également être utilisée chez les chéloniens, bien que son usage soit réservé à des tortues d'une certaine taille. Chez les lézards, la pression peut être obtenue en utilisant le membre antérieur comme décrit chez la tortue. Chez les serpents, le brassard est placé distalement au cloaque et le capteur détecte le flux de l'artère caudale de la queue. Les valeurs normales de pression artérielle systémique indirectes s'échelonnent entre 40 et 90 mmHg. Cependant, la mesure directe de pression faite sur des iguanes à 28°C a montré une fréquence cardiaque de 48 +/- 2 battement par minute et une pression artérielle moyenne de 51 +/- 2 mmHg.

•Signes d'hyperhydratation

L'hyperhydratation est un risque surtout présent lorsque des voies non orales sont utilisées pour la réhydratation. Il est difficile d'évaluer une hyperhydratation dans la mesure où les signes sont peu spécifiques. Les animaux présentant un œdème cérébral suite à la perfusion paraissent abattus, anorexiques et hypo-réactifs. Un œdème pulmonaire peut apparaître et rester asymptomatique puisque les reptiles ne peuvent pas tousser. Une éventuelle tachypnée peut être remarquée voire une dyspnée gueule ouverte dans les cas les plus sévères. Enfin de l'ascite et des œdèmes périphériques peuvent être observés .

III.B.ANALGÉSIE ET ANESTHÉSIE

III.B.1. Analgesie

L'analgesie ne doit jamais être ignorée même si les reptiles semblent être insensibles aux stimuli douloureux . Il existe pourtant des données sur la sensibilité cutanée, ce qui justifie notamment l'emploi d'un analgésique avant chaque incision . L'analgesie est souvent sous-estimée dans la gestion du reptile en situation critique. La pharmacocinétique, la sécurité d'emploi et l'efficacité des analgésiques ont été peu étudiées chez les reptiles.

a)Analgésiques utilisables

L'ensemble des posologies médicamenteuses est rappelé en annexe 3.

Morphine : 0,05mg à 4mg/kg IM, SC toutes les 12 heures. Un dosage de 1,5 à 6,5mg/kg est décrit chez des tortues de Florides et des dosages de 1 à 1,5mg/kg IM ont donné d'excellents résultats.

Butorphanol : 0,2 à 2mg/kg SC, IM, IV toutes les 12 à 24h. Des doses de 1,5mg/kg jusqu'à 8mg/kg IM sont décrites chez les iguanes verts. Des doses de 28mg/kg SC ne semblent avoir aucun effet chez les tortues de florides.

Buprenorphine : 0,02 à 0,2mg/kg IM toutes les 12 à 24 heures. La buprenorphine ne semble pas avoir d'effet chez l'iguane jusqu'à 0,1mg/kg.

Meperidine : 1 à 4 mg/kg IC, IM toutes les 12 à 24h. (non utilisable chez les serpents)

Carprofène : 1 à 4mg/kg PO,SC, IM, IV toutes les 24h.

Meloxicam: 0,1 à 0,2mg/kg IM ou IV toutes les 24 à 48h.

b)Morphiniques

Certains opioïdes semblent inefficaces chez les reptiles. Bien que des opioïdes endogènes et des récepteurs ont été décrits, il existe peu de données sur la perception de la douleur et son traitement. L'administration d'opioïdes n'a pas été associée à des changements significatifs du comportement ou des paramètres physiques (fréquence cardiaque, fréquence respiratoire). Cependant, on rapporte une dépression respiratoire lorsqu'on utilise de la morphine à 1,5mg/kg chez la tortue .

Les opioïdes ayant un effet sur la vigilance, il est difficile d'évaluer l'analgésie des reptiles qui ont reçu des opoïdes. Le butorphanol a montré qu'il n'avait aucun effet sur les iguanes, tendant à prouver que c'est un mauvais analgésique. Par ailleurs, il a été démontré que le butorphanol est un analgésique moins efficace que les morphiniques ou les AINS chez les mammifères. La morphine et la meperidine ont été étudiées chez le crocodile. La morphine réduit le réflexe de retrait à partir de 0,05mg/kg avec un effet maximal à 0,3mg/kg. A 0,1mg/kg, les effets durent environ deux heures. La mépéridine semble efficace à 2mg/kg. En l'absence de données, une combinaison d'AINS et d'anesthésiques locaux est envisageable. La Buprenorphine (0,03mg/kg) a une longue durée d'action et relativement peu d'effets secondaires .

c)Anesthésiques locaux

Les anesthésiques locaux (lidocaïne et bupivacaïne) permettent d'interrompre le faisceau nerveux sans dépression respiratoire. Pour des opérations concernant les extrémités, un bloc local peut être envisagé. Une infiltration avec 2% de lidocaïne ou 1% de procaine a été utilisé avec succès, ou mepivacaïne 2% . En l'absence de données chez les reptiles, les doses toxiques usuelles ne devraient pas être dépassées (Bupivacaïne <2mg/kg ; Lidocaïne<2mg/kg) . Une combinaison de lidocaïne et de bupivacaïne par infiltration du site chirurgical peut réduire ou annuler la dose d'anesthésique requise. Une anesthésie dose-dépendante « épidurale » a été décrite chez une tortue avec de la lidocaïne avec 4 à 8mg/kg pour une période anesthésique de 45 à 85 minutes et 60 à 206 minutes.

d)Anti-inflammatoires non stéroïdiens

Les AINS agissent en modulant la nociception périphérique et centrale. Leur action n'est pas documentée chez les reptiles car il existe une grande variabilité dans la durée, la potentialisation et les effets secondaires escomptés . Toutes les précautions requises pour un carnivore sont valables, soit une utilisation contre-indiquée sur des animaux hypoperfusés, déshydratés ou présentant des affections rénales ou digestives . Concernant la pharmacocinétique des AINS, aucune étude n'a été menée sur les reptiles, cependant certaines données indiquent une concentration plasmatique efficace de meloxicam pendant 36 à 48 heures à raison de 0,2mg/kg . Le carprofène, le ketoprofène, la flunixin meglumine sont des anti-inflammatoires qui ont été utilisés également chez les reptiles .

III.B.2.Anesthésie

Avant toute anesthésie, le patient doit être stabilisé car toutes les procédures anesthésiques induisent une dépression cardiovasculaire . Certains reptiles en cas de choc peuvent nécessiter une anesthésie, néanmoins l'examen clinique doit guider l'indication de la procédure . Une contention efficace associée à une analgésie

appropriée est souvent suffisante pour effectuer toutes les procédures, particulièrement lorsque le patient est dans un état critique. Les lézards peuvent être calmés par pression sur les yeux (réflexe vagal) .

a)Prémédication

La prémédication réduit le stress et facilite l'intubation. Du midazolam (0,3 à 2mg/kg) peut être injecté par voie intra-musculaire et est la molécule la plus sûre sur un plan cardiovasculaire. Des opioïdes peuvent également être utilisés.

b)Anesthésie gazeuse

Si une anesthésie est requise pour un patient en état critique, une anesthésie au masque par de l'isoflurane ou du sevoflurane est recommandée chez les serpents ou les lézards . Lorsque le patient souffre de détresse respiratoire, une induction au masque est contre-indiquée et une intubation rapide est nécessaire . La plupart des reptiles peuvent être intubés à l'aide d'une contention énergique et d'une barre pour écarter les mâchoires. La glotte est facilement visualisable. Pour les reptiles ayant une glotte trop petite pour les sondes trachéales standards, des cathéters peuvent être utilisés mais il est important d'éviter la formation de bouchon muqueux. Les tortues ont une trachée avec des anneaux trachéaux complets comme les oiseaux. Certains serpents (python molure) ont une trachée avec des anneaux trachéaux complets dans la trachée proximale. Dans toutes ces espèces, l'usage de sonde avec ballonnet est contre-indiqué. Les anesthésiques volatiles sont plus couramment utilisés pour l'entretien et parfois pour l'induction. Bien que les reptiles puissent se réveiller plus vite à la suite d'une anesthésie gazeuses qu'à la suite d'une anesthésie fixe, il est important de se rappeler que les anesthésiques volatiles sont de puissants déprimeurs cardiorespiratoires et ne produisent pas une bonne analgésie.

c)Anesthésique par voie injectable

Du propofol par voie intraveineuse est communément utilisé pour l'induction (2 à 10mg/kg).

L'utilisation d'anesthésique par voie injectable est souvent nécessaire pour les tortues et les crocodiles. L'anesthésie locale peut être une option envisageable pour des procédures mineures (pose de cathéter, sonde d'oesophagostome) . Le plus pratique reste une combinaison d'anesthésiques avec une posologie faible de dissociatif pour sédation puis une anesthésie locale (lidocaïne), un entretien au gaz ou une injection intraveineuse de propofol .

De la kétamine peut être utilisée mais des cas de dépression respiratoire ont été décrits et il faut éviter son emploi chez les patients dont la fonction rénale n'est pas optimale, la kétamine étant excrétée par cette voie . L'emploi des agents dissociatifs (kétamine) et des alpha2 agonistes devrait être évité chez les reptiles en situation critique .

d)Protocole anesthésique

Certains protocoles anesthésiques sont résumés. Ce sont les protocoles les moins déprimeurs d'un point de vue cardiovasculaire. Ils sont donc indiqués dans un contexte d'urgence.

•Lézards

Prémédication : butorphanol (1 à 4mg/kg) ou morphine (1,5mg/kg)

Induction : IV ou Intra-Osseux propofol jusqu'à effet (5 à 10mg/kg) ou isoflurane 5% (induction longue en cas d'apnée volontaire)

Maintenance : isoflurane (2 à 3%)

•Serpents

Prémédication : butorphanol (1 à 4mg/kg) IM ou morphine (1,5mg/kg)

Induction : isoflurane 5% ou sevoflurane 8%, IV Propofol (3 à 8mg/kg)

Maintenance : isoflurane (2 à 3%)

•Tortues

Prémédication : butorphanol (1 à 2mg/kg) IM buprenorphine (0,1-1mg/kg) IM butorphanol (0,4mg/kg), morphine (1,5mg/kg) + midazolam (2mg/kg)

Induction : IV ou Intra-Osseux propofol à effet (2 à 12mg/kg)

Maintenance : isoflurane (2 à 3%)

e)Surveillance

La surveillance anesthésique est assurée par l'examen régulier des réflexes et le monitoring présent sur le patient. Différents réflexes sont utilisables :

- Le réflexe de retournement : l'animal est placé en décubitus dorsal. Si il ne se replace pas, une narcose est présente.
- Le réflexe palpébral : le canthus interne de l'œil est touché ce qui doit provoquer la fermeture des paupières. Si ce n'est pas le cas la narcose est considérée comme avancée
- Le réflexe cornéen : la surface de la cornée est touchée ce qui doit conduire à la fermeture des paupière. Si ce n'est pas le cas, la narcose est profonde.

Il est à noter que certains reptiles (les serpents notamment) possèdent une écaille précornéenne qui empêche l'évaluation correcte du réflexe palpébral et cornéen. Enfin un stimulus douloureux peut également être simulé (pincement d'un doigt) pour évaluer la profondeur de l'anesthésie. Dans un contexte d'urgence, on recherchera une anesthésie légère pour permettre la manipulation et quelques procédures peu invasives (pose de cathéter veineux).

La sonde doppler et l'électrocardiogramme évoqué précédemment ainsi que le suivi de la pression sanguine sont des moyens efficaces de surveiller l'anesthésie du patient. L'oxymètre de pouls et le capnographe semblent par contre avoir un intérêt limité chez les reptiles.

f)Réveil

Le réveil nécessite des soins particuliers. La reprise de la respiration spontanée peut prendre du temps et une ventilation continue à pression positive est nécessaire. Idéalement, la ventilation doit se faire avec de l'air ambiant

et non de l'oxygène pur. La sonde endotrachéale ne doit pas être enlevée tant que le réflexe de déglutition n'est pas présent.

III.C.THÉRAPEUTIQUE MÉDICAMENTEUSE

III.C.1.Voie d'administration

a)Orale

En situation d'urgence, lorsque cela sera possible une voie d'administration parentérale sera toujours préférée. Néanmoins, l'administration orale présente certains avantages et notamment une grande simplicité d'usage. Par exemple, certains médicaments sont irritants ou peuvent provoquer des nécroses tissulaires et par conséquent ne doivent pas être injectés par voie intra-musculaire. Par voie orale, l'absorption et la cinétique des médicaments sont affectés par les affections du tractus gastro intestinal et sa motilité .

Il faut garder à l'esprit que le temps de transit est très variable suivant les reptiles et est fonction de la température. De plus, la présence d'un aliment dans les voies digestives altère l'absorption du médicament, ce qui pousse certains auteurs à administrer les médicaments à jeun . A titre d'exemple, il a été retrouvé des comprimés, quatre semaines après ingestion, dans l'estomac d'une tortue .

Pour les reptiles qui sont difficiles à soigner par voie orale, la technique de choix reste un mélange à la nourriture. Certains mélanges peuvent être préparés pour répondre aux besoins nutritionnels du patient et être combinés à des médicaments. Avec cette technique, restreindre la quantité de nourriture à disposition est important car cela permet de vérifier que la totalité de la quantité de médicament a été ingérée.

Les reptiles ont relativement peu de sens du goût. Néanmoins ils peuvent rejeter un médicament à cause de son goût. Des médicaments parfumés aux fruits conviennent bien pour la plupart des reptiles herbivores.

Les tortues sont les reptiles les plus difficiles à traiter par voie orale. Lorsque la tortue rétracte sa tête dans la carapace, de grandes précautions doivent être prises pour mettre la tête en extension afin d'éviter un traumatisme spinal. Un spéculum souple ou un papier plastifié peut être utilisé pour ouvrir doucement la gueule d'une tortue. Des manipulations agressives peuvent provoquer des fractures.

Une sonde souple ou une sonde métallique rigide munie d'un embout rond peuvent être utilisés pour délivrer les médicaments dans l'estomac. Le sondage est préférable chez ces animaux car la simple contention augmente les risques de régurgitation. La sonde de gavage doit être mesurée avant insertion. L'estomac des tortues est situé approximativement à la moitié du corps à gauche du plan médian. Lors du gavage, la glotte doit être évitée. Le passage dans l'estomac est facilité par la lubrification du tube. Les chéloniens qui nécessitent des traitements oraux fréquents peuvent bénéficier de la pose d'une sonde de pharyngostomie.

Pour les serpents, une sonde de gavage ou une seringue peuvent être utilisées. Une spatule souple est utilisée pour ouvrir la bouche. Il est possible de l'insérer de façon aveugle dans la bouche d'une serpent à l'aide d'une sonde de gavage de gros diamètre (de façon à éviter l'entrée accidentelle dans la glotte). L'estomac des serpents est situé au milieu du corps et en raison de la difficulté d'atteindre cette partie, les médicaments sont délivrés en

général au niveau de l'œsophage. Après administration, il faut maintenir la tête et le cou du patient à la verticale et, avec l'aide de la gravité, les médicaments sont délicatement acheminés à l'estomac par massage.

On peut procéder de la même manière avec les lézards. Chez certaines espèces, l'ouverture de la gueule peut être effectuée en exerçant une pression entre l'index et le pouce sur la commissure. Certaines espèces ont une fermeture totale des mâchoires. Chez ces espèces, il est impossible d'ouvrir la gueule sans provoquer de fracture. Une astuce permet de pallier cette difficulté : lorsqu'on applique les médicaments sur la pointe du museau, les lézards peuvent laper le dépôt avec leur langue.

b)Sous-cutanée

La diffusion des médicaments par voie sous cutanée est très mauvaise et cette voie doit être proscrite. Chez les petits lézards possédant peu de muscles, des injections sous-cutanées sont possibles latéralement aux omoplates. Elles sont proscrites chez les caméléons qui semblent déclencher une irritation et une pigmentation sur le site d'injection . Un syndrome de Claude Bernard Horner a été observé de façon inhabituelle à la suite d'une injection sous cutanée en région cervicale .

c)Intra-musculaire

C'est une voie pratique pour la plupart des reptiles car elle bénéficie d'une accessibilité excellente et permet une bonne diffusion. Cependant, pour des cas de septicémie, une voie IV sera préférée.

Les injections intra-musculaires sont souvent utilisées à mauvais escient, notamment pour les produits dont les solvants sont irritants ou lorsque le reptile possède peu de masse musculaire. Certains composés tels que l'enrofloxacin ont une AMM chez les carnivores pour une injection unique intra-musculaire puis un relais per os .

Les injections intra-musculaires doivent être évitées chez les petites espèces telles que les geckos et les caméléons. Des injections musculaires multiples peuvent affecter la mobilité des animaux, provoquer des parésies ou des abcès stériles .

D'une manière générale, la voie la plus communément utilisée est la voie intra-musculaire. Pour des raisons historiques, les postérieurs et la queue ont longtemps été évités à cause du système porte-rénal qui court-circuiterait la circulation générale vers le rein. Cependant, des études ont montré que les conséquences cliniques sont relativement mineures. Le système porte rénale est sous dépendance nerveuse autonome sympathique. Avec une stimulation sympathique, le flux sanguin de la queue et des membres rejoint la veine cave et la valve reste fermée au niveau des vaisseaux iliaques. Avec une stimulation cholinergique, la valve est ouverte et le sang des segments postérieurs est dévié directement vers la circulation rénale. La plupart des reptiles hospitalisés le sont dans des conditions de stress et de choc stimulant la voie sympathique. On peut donc faire l'hypothèse que le flux sanguin rejoint majoritairement la circulation générale .

Les muscles épaxiaux de part et d'autre des processus épineux sont des sites d'injection chez les serpents. Les injections sont effectuées dans le tiers cranial du serpent en arrière du crâne, là où la musculature épaxiale est la plus épaisse. Ce site est illustré en figure 7.

Chez les lézards, les muscles des antérieurs (triceps et biceps), les postérieurs et la queue peuvent être utilisés. La musculature épaxiale constitue également un bon site.

Chez les plus grands lézards, les muscles de l'antébrachium sont suffisamment épais pour des injections. Elles sont réalisées dans le pectoral ascendant, le biceps brachial, le triceps, les muscles subscapulaires latéralement à l'antérieur proximal.

Chez les tortues, les injections se font au niveau du deltoïde ou du triceps. La partie craniale des avant-bras doit être évitée pour ne pas endommager le nerf radial . La technique est illustrée en figure 7.

d)Intra-veineuse ou intra-osseuse

C'est la voie de choix en urgence bien qu'elle ne soit pas toujours disponible. La déshydratation et l'hypothermie affectent l'absorption des médicaments administrés par toutes les voies autres qu'intra-veineuse. Les voies intra-veineuses et intra-osseuses ont été décrites précédemment.

e)Topiques

L'utilisation de topiques sera abordée dans le chapitre portant sur les plaies

III.C.2.Utilisation des antibiotiques

L'utilisation des antibiotiques est très répandue en urgence mais ne doit pas être systématique . Par ailleurs peu de données pharmacocinétiques existent. Diverses techniques d'extrapolation existent.

La pharmacocinétique est étroitement liée à la physiologie et au métabolisme du patient, elle-même corrélée à la température. Malgré cette constatation, et bien que le métabolisme hépatique et rénal des reptiles est largement moins élevé que celui des mammifères, certains praticiens se réfère régulièrement aux posologies indiquées pour les mammifères . L'ensemble des posologies médicamenteuses connue est rappelé en annexe 3.

La distribution des molécules est affectée par les conditions physiologiques. En effet les variations du taux de protéine plasmatique peuvent affecter la liaison entre les molécules et les protéines. L'altération du pH sanguin affecte également l'ionisation du médicament. La mesure du pH artériel est difficile en routine mais de manière générale on peut indiquer que le pH sanguin diminue avec des températures corporelles plus hautes. Or, par exemple certains antibiotiques tels les aminoglycosides manifestent une néphrotoxicité accrue avec un pH plus bas . En conséquence, la plupart des médicaments ne seront actifs qu'en optimisant les conditions de température.

a)Choix d'antibiothérapie

Plusieurs facteurs doivent être envisagés dans le choix de l'antibiothérapie. Une sensibilité des bactéries, un antibiogramme, la distribution de l'antibiotique, les effets secondaires, les mécanismes d'élimination, la fréquence et la facilité d'administration. A noter que certains auteurs considèrent que des affections bactériennes opportunistes (*Pseudomonas*, *Serratia*, *Klebsiella*, etc...) peuvent se résoudre sans antibiotique par stabilisation médicale (hydratation et température) [32].

Dans la plupart des cas, un germe identifié est sensible à plusieurs antibiotiques. Lorsque le cas se présente, un antibiotique avec un spectre spécifique et un spectre aussi étroit que possible doit être choisi avec une bonne distribution dans le territoire atteint. Malheureusement peu de donnée sont disponibles chez les reptiles.

Les voies d'excrétions doivent être prises en compte. Les antibiotiques éliminés par le foie doivent être évités chez les patients souffrant d'hépatite et d'affection hépatique chronique. Comme les aminoglycosides sont éliminés par le rein, ils ne doivent pas être administrés à des patients dont le débit de filtration est amoindri.

Si un examen bactériologique et un antibiogramme ne peuvent pas être réalisés, le vétérinaire doit choisir un antibiotique en fonction des germes fréquemment isolés dans la situation qu'il rencontre. Le choix doit se porter sur un antibiotique efficace sur les bactéries gram négatifs et contre les bactéries atypiques (*Mycoplasma*, *Chlamydoxyla* et *Mycobacterium*).

Cependant des germes gram positifs peuvent être isolés. Dans ces cas de figure, un examen cytologique doit être réalisé a minima afin de déterminer la flore bactérienne dominante (gram+ vs gram-)

La plupart des pénicillines, les céphalosporines les plus anciennes et les macrolides ont peu d'action sur les bactéries gram négatifs.

Dans l'antibiothérapie des reptiles, il faut garder à l'esprit que les salmonelles sont considérées comme faisant partie de la flore naturelle des reptiles alors qu'elles sont rarement impliquées dans les affections des reptiles. L'utilisation d'antibiotique chez les reptiles porteurs devrait être proscrite pour des raisons de santé publique, le risque de développer des résistances chez les salmonelles étant important. Néanmoins il est difficile d'appliquer ces règles en pratique.

b)Classes d'antibiotiques

Seuls seront développés les classes d'antibiotiques les plus couramment utilisés en situation d'urgence. En contexte d'urgence on préconise l'utilisation d'antibiotique bactéricide, c'est pourquoi l'exposé ne concernera que les classes possédant cette propriété. Ne seront abordés que les classes d'antibiotiques les plus couramment utilisées chez les reptiles. A noter qu'on dispose de peu de donnée pharmacologique chez les reptiles, et chaque fois que cela sera possible il faudra se référer aux études de la pharmacocinétique d'une molécule pour une espèce donnée.

•Quinolones

Les quinolones sont le groupe le plus couramment utilisé chez les reptiles. Ce sont des antibiotiques bactéricides qui agissent par altération de l'action de l'ADN bactérien gyrase. Cette enzyme est impliquée dans l'enroulage, le découpage, et le déroulage de l'hélice d'ADN bactérien. L'action des quinolones conduit à la mort rapide des bactéries.

On compte trois générations de quinolones. On distingue les quinolones de première génération (acide nalidixique), de deuxième génération (fluméquine) ou de troisième génération (marbofloxacin, enrofloxacin, ciprofloxacine). Les fluoroquinolones ou quinolones de troisième génération sont les plus usitées chez les reptiles du fait de leur spectre. Elles ont une excellente activité contre les germes gram positifs et gram négatifs incluant certaines bactéries intracellulaire. Par contre ils ont une activité faible contre les anaérobies.

Les quinolones ne se lient pas aux protéines plasmatiques ce qui permet à la molécule de traverser les membranes. Les quinolones sont distribués facilement dans le corps, les reins, le foie, la bile, la prostate, l'utérus. L'élimination est principalement faite par voie hépatique.

Les fluoroquinolones ont une activité bactéricide importante avec une CMI relativement basse. L'enrofloxacin est la molécule antibiotique qui a été le plus étudiée chez les reptiles du fait de son spectre intéressant les bactérie

gram négatif et de sa disponibilité en médecine vétérinaire. L'enrofloxacin a été évaluée pour éliminer les salmonelles chez les iguanes. L'enrofloxacin a été administrée à 10mg/kg/jour per os pendant 10 jours et a permis d'éliminer les salmonelles dans la plupart des sujets. Ces études pour produire des individus indemnes de salmonelles. Il est intéressant de noter que portage des salmonelles a été supprimé jusqu'à 70 jours. De nombreuses autres études établissent des données pharmacocinétiques dans diverses espèces (varans, iguanes, tortues) . Les résultats de ces différentes études sont présentés ci-dessous et doivent être considérés dans les différents protocoles thérapeutiques :

- Varan (*Varanus exanthematicus*) : 10mg/kg IM toutes les 48 hou 5 mg/kg PO toutes les 24 heures
- Iguane (*Iguana iguana*) : 5mg/kg IM ou PO toutes les 24h.
- Python (*Python reticulatus*) : 10mg/kg IM pour la première dose puis 5 mg/kg pour les doses suivantes toutes les 48h
- Tortue terrestre (*Gopherus agassizii*) : 5mg/kg IM toutes les 24h
- Tortue de floride (*Trachemys scripta*) : 5mg/kg IM ou 10mg/kg PO

Les effets secondaires des quinolones sont associés en premier lieu à une immaturité du cartilage, des désordres urinaires, digestifs et nerveux. Aucun effet secondaire des quinolones chez les reptiles n'a été rapportée autre que des abcès stériles après des injections intra-musculaires.

L'utilisation des quinolones doit être modéré par leur capacité à sélectionner des souches résistantes. La sélection des résistances se fait par des mutations chromosomales, par la création de modification de la gyrase, ou l'altération de la perméabilité membranaire. Cependant aucun plasmide de résistance n'a été démontré. Les quinolones représentent la molécule de choix par leur spectre et leur diffusion, par les données disponibles chez les reptiles et par le fait que des produits vétérinaires sont disponibles dans cette famille.

•Céphalosporines

Les céphalosporines sont des antibiotiques bactéricides et agissent en inhibant la synthèse des mucopeptides dans la paroi bactérienne.

Quatre classes de céphalosporines sont disponibles mais en général seules les 3 premières sont usitées. On distingue des céphalosporines de 1ère génération (cefadroxil, cephalaxine, cephradine), de 2ème génération (cefactor, cefuroxime) et de 3ème génération (cefixime, ceftazidime). Les céphalosporines de première génération ont un spectre assez étroit, contre les bactéries gram positif, aéro et anaérobies. Les céphalosporines de deuxième génération sont plus actives contre les grams négatifs. Les céphalosporines de troisième génération ont un spectre large contre les germes gram positifs et négatifs.

Les céphalosporines ont une excellente distribution dans tous les tissus chez les mammifères. Cette propriété est précieuse dans les cas d'ostéomyélite par exemple. Elles sont métabolisées par le foie et éliminée par le rein. Peu d'effet secondaire sont relatés par rapport à cette classe de médicament et aucun chez les reptiles.

La première molécule a avoir été évaluée chez les reptiles est le ceftazidime (3eme génération). Elle a une activité contre les germes gram négatif excellente et également un bon spectre contre *pseudomonas aeruginosa*. Cependant cette molécule n'est pas disponible en France pour l'utilisation en médecine vétérinaire. Les autres

céphalosporines étant peu actives contre les bactéries gram négatif, elles présentent un intérêt limité chez les reptiles.

•Métronidazole

C'est l'antibiotique bactéricide le plus utilisé pour gérer les infections à protozoaires et anaérobies. Il agit notamment en inhibant la synthèse des acides nucléiques.

Le métronidazole est métabolisé par le foie et éliminé par les urines et les feces. La toxicité du métronidazole est principalement neurologique, hépatique et digestives.

Le métronidazole a été utilisé pour traiter des entérites parasitaires, des septicémies, ou l'anorexie avec des doses aléatoires de 20 à 250mg/kg. Les cultures anaérobies ne sont pas couramment utilisées car les prélèvements, le transport, et la culture n'est pas aisé. Or les bactéries anaérobies composent une grande majorité de la flore des reptiles. Les sites les plus couramment représentés sont le tractus respiratoires, la cavité coelomique, et la peau. Ainsi on relève plus d'une vingtaine de bactéries anaérobies isolées sur des reptiles sains : *Bacteroides*, *Fusobacterium*, *Peptostreptococcus*, *Clostridium*. L'utilisation du métronidazole dans ces conditions permet de gérer une surinfection bactérienne, mais chacun devra se rappeler que la surinfection est une conséquence d'une maladie sous jacente et non une maladie primaire.

Les doses antibiotiques recommandées sont de 20 à 50mg/kg et des doses plus élevée sont recommandées pour les affections parasitaires. L'action orexigène est préconisée avec des doses très élevées. Néanmoins les doses restent empiriques et non validée par l'expérience.

Trois cas d'intoxication avec des doses fortes de métronidazole (>200mg/kg) sont relatés sur des serpents rois (*Lampropeltis* sp). Le traitement de soutien et l'arrêt de la médication a permis une rémission des symptômes. Certains serpents semblent ne pas tolérer le métronidazole (*Drymarchon coraes*, *Lampro zonata*, *L. pyromelena*) à des doses supérieures à 100 mg/kg.

L'utilisation répandue du métronidazole en prophylaxie ou comme antiprotozoaire peut mener à des résistances dans les souches d'anaérobies. C'est un antibiotique disponible qu'en médecine humaine néanmoins, n'ayant pas de spécialité active spécifiquement contre les anaérobies en médecine vétérinaire, il reste largement utilisé.

•Aminoglycosides

Les aminoglycosides sont bactéricides qui agissent au niveau du ribosome bactérien dont ils perturbent les synthèses protéiques. On distingue de nouveau 3 générations d'aminosides. Les premières générations (framycétine, néomycine), deuxième génération (gentamycine) et troisième génération (amikacine).

Les aminoglycosides sont des poly-cations qui sont peu lié aux protéines et sont peu absorbé par voie digestive. Ils traversent peu les membranes biologiques et ont une faible diffusion. La répartition est limitée aux territoires extracellulaires (liquide synovial, péritonéaux, pleuraux) et ils se concentrent préférentiellement au niveau du rein.

Les aminoglycosides sont considérés comme les antibiotiques de choix sur les infections à gram négatifs du fait de leur excellent spectre contre ce type de bactérie. La gentamicine est plus néphrotoxique que l'amikacine. Quand ce sera possible, l'amikacine sera donc préférée. les aminoglycosides ont été un des premiers antibiotiques à avoir été utilisé chez les reptiles. Ils peuvent être utilisés en association avec des penicillines pour traiter des infections à gram positif. La CIM nécessaire dépend du médicament utilisé (gentamicine 3 à 5 microg/ml, amikacine 5 à 10 microg/ml) et de la bactérie.

Les effets secondaires couramment rencontrés sont l'ototoxicité et la néphrotoxicité chez les mammifères. La toxicité rénale a été rapportée chez les serpents à 5mg/kg pendant 14 jours. Afin d'éviter cet effet, le calcium, le phosphore, l'acide urique, le potassium et les protéines doivent être mesurés avant administration.

La toxicité rénale des aminosides, rend leur utilisation en 1ère intention difficile sur un animal débilité dont le statut hydrique est précaire et dont la fonction rénale est compromise. L'utilisation d'aminoglycoside de 3ème génération (amikacine) pourrait s'avérer bénéfique néanmoins, ils ne sont pas disponibles pour la médecine vétérinaire en France.

•Les sulfamides potentialisés

Les sulfamides potentialisés de tel que la combinaison sulfadiméthoxine triméthoprim sont des associations ayant de larges spectres qui sont usuellement utilisés pour traiter les pathogènes bactériens et les protozoaires. Les sulfamides sont généralement bactériostatiques mais la potentialisation avec le triméthoprim crée une valence bactéricide. Les deux substances sont éliminées par le foie, et par le rein.

Des doses de 20 à 30mg/kg toutes les 24 à 48h sont recommandées chez les reptiles.

Les effets secondaires possibles sont associés à une cristallisation potentielle dans les urines. Ces composés sont généralement présentés sous forme de suspension orale bien que des formes parentérales soient disponibles.

c)Autres

De nombreuses autres classes d'antibiotiques ont été utilisées chez les reptiles mais ne seront pas développées ici car ils ne rentrent pas dans le cadre d'une antibiothérapie de première intention dans un contexte compromettant la survie du patient. Les tétracyclines, les macrolides, le chloramphénicol ont notamment été validés chez les reptiles.

d)Posologie

Plusieurs méthodes existent pour évaluer les posologies chez les reptiles. Certaines études pharmacologiques ont été menées dans certaines espèces et les posologies issues de ces expériences devraient être appliquées. Pour les autres espèces et pour les médicaments non testés, une extrapolation à partir des données disponibles doit être faite. La méthode la plus simple est d'appliquer au reptile les posologies connues chez les carnivores. Bien que répandue, cette pratique reste très empirique et ne devrait pas être utilisée sous peine de faire des surdosages importants. Une autre méthode est utilisée notamment lors de l'utilisation pour la première fois d'un médicament sur une espèce donnée. Il s'agit de la méthode allométrique qui tient compte non seulement du poids mais aussi du métabolisme basal.

e)Méthode allométrique

Le concept d'échelle métabolique est basé sur le fait de calculer les posologies en fonction non pas du poids seul mais aussi en tenant compte du métabolisme énergétique. Les animaux sont classés en 5 catégories métaboliques dont une est représentée par les reptiles.

La première évaluation formulée était la suivante : aW^b .

a est la constante d'échelle, W le poids en kg et b le coefficient d'échelle.

Le coefficient b est considéré à 0,75 pour des taux physiologiques et à -0,25 pour des phases spécifiques (gestation, digestion). Cette équation générale est restée valide bien que de nombreuses données expérimentales ont montré par la suite que les équations différaient sensiblement de cette équation initiale.

Le principe des échelles allométriques est de se baser sur la taille corporelle. L'exemple historique repose sur le fait qu'un gramme de musaraigne a un métabolisme 100 fois plus élevé qu'un gramme de baleine. Des recherches similaires ont été effectuées chez les reptiles. Il a été montré qu'il y a une activité moléculaire bien plus basse des pompes à sodium chez les ectothermes. Les tissus des ectothermes et des endothermes possèdent le même nombre de transport Na/K. Certains auteurs ont montré que l'agame barbu (*Pogona vitticeps*) utilisait 3 à 6 fois moins d'énergie qu'un cerveau de mammifères. Certaines valeurs ont donc été extrapolées chez les reptiles.

W représente le poids en kg et L la longueur en centimètre.

$13W^{0,8}$ = énergie minimale requise pour un lézard dans son milieu naturel.

$6,5W^{0,75}$ = énergie minimale requise pour un serpent

$6W^{0,75}$ = énergie minimale requise pour des tortues.

$14,6W^{0,23}$ = durée de vie en captivité des reptiles

$W = 0,0003L^{2,75}$ = poids en relation avec la carapace chez la tortue grecque (*Testudo graeca*)

$0,0012W^{0,61}$ = croissance des reptiles

$4,8W^{0,95}$ = surface nécessaire pour les lézards.

Les échelles allométriques peuvent être utiles pour calculer les doses pour une espèce de reptile qui n'a pas été étudié. Il faut garder à l'esprit que ces modèles mathématiques sont très imprécis puisque les formules diffèrent d'une espèce à l'autre, ou sur un même individu maintenu à des températures différentes. Les échelles allométriques semblent fiables notamment pour extrapoler des doses d'un petit animal à un grand animal surtout au sein du même taxon.

BEM : Besoin Énergétique Minimal = $K \times W^{0,75}$

Avec $K = 10$ chez les reptiles.

Avec cette formule le besoin énergétique minimal peut être évalué à partir des animaux étudiés et du patient.

Dose connue de l'animal/BEM connu de l'animal = Dose du patient/BEM du patient.

Pour évaluer la fréquence d'administration on doit faire appel à d'autres valeurs :

BEMS : Besoin Énergétique Minimal Spécifique = $K \times W^{-0,25}$ = BEM / poids

Fréquence pour un animal connu/BEMS de l'animal connu = Fréquence d'administration pour le patient/ BEMS du patient.

En suivant ces calculs, la dose est évaluée et la fréquence également.

Le choix de l'animal connu doit se faire en fonction de l'espèce plutôt qu'en fonction d'animaux de poids similaires. Néanmoins, même en prenant des espèces différentes, on obtient des doses adaptées.

Les échelles allométriques peuvent être utilisées lors de l'utilisation d'une drogue pour la première fois. Le rocuronium, un curarisant réversible a été testé chez l'humain et chez les tortues. Les doses humaines sont de 0,6 à 1,2mg/kg. Les doses calculées par échelles allométriques sont de 0,13mg/kg à 0,27mg/kg. La dose déterminée expérimentalement était de 0,25 à 0,5mg/kg. L'échelle allométrique bien qu'éloignée de la valeur réelle est plus proche que la valeur humaine figurée précédemment. Cela souligne donc la limite de la méthode allométrique. Il faut noter que cette règle ne tient pas compte des différences observées au sein de l'ordre des reptiles notamment au niveau de leur métabolisme hépatique. Il est difficile d'extrapoler ces données car ces règles ne sont pas nécessairement approuvées chez des animaux ectothermiques. De plus certains antibiotiques ne semblent pas dégradés chez les reptiles mais sont excrétés tel quel dans les urines, un processus qui est fonction de la température.

En conséquence elle ne doit pas être utilisée comme seul outil de décision sur les doses mais doit aider le clinicien à choisir.

Des méthodes similaires, tels que la mesure de la surface corporelle ne sont pas fiables à 100% et représentent une alternative.

De plus en plus de données sont exprimées, et l'enrofloxacin par exemple ne répond pas à ces échelles. Il est donc important de privilégier les doses étudiées expérimentalement.

III.C.3. Autres agents thérapeutiques

D'autres agents thérapeutiques peuvent être utilisés lors de la prise en charge des reptiles. Nous détaillerons deux agents susceptibles d'être utilisés en première intention. Les autres agents thérapeutiques seront abordés dans les chapitres spécifiques les concernant.

a) Calcithérapie

Les hypocalcémies sont fréquemment retrouvées chez les reptiles en situation d'urgence et leur diagnostic est développé dans le chapitre des analyses sanguines. Les manifestations cliniques sont multiples : fractures pathologiques, convulsions ou anorexie et ileus paralytique.

Si des épisodes de tétanies sont présents, du calcium 10% peut être administré à raison de 100mg/kg par voie intramusculaire ou intracoelomique toutes les 6 heures. Lorsqu'une voie intraveineuse ou intraosseuse est présente, l'administration se fait lentement jusqu'à l'arrêt des tremblements. Le relais thérapeutique se fait ensuite par des administrations orales à raison de 1ml/kg de gluconate de calcium toutes les 12 heures.

La calcithérapie injectable est douloureuse et peut être délétère pour les reins à de fortes doses. Lorsqu'une hyperphosphatémie concomitante est présente, une précipitation du calcium et des minéralisations ectopiques sont attendues. Ce risque est mesuré par l'index de solubilité du calcium qui correspond au produit de la calcémie par la phosphatémie. Lorsque le produit de la multiplication des deux valeurs est supérieur à 5500 unités, le risque est considéré comme élevé, une minéralisation du cortex rénal étant possible avec une atteinte fonctionnelle.

Une administration de vitamine D3 à la posologie de 100 à 200 UI/kg IM une fois par semaine pendant deux semaines peut favoriser l'assimilation de calcium alimentaire par le tractus intestinal .

b)Allopurinol

L'allopurinol est un agent anti-hyperuricémique utilisé dans le traitement de l'hyper-uricémie présente lors de déshydratation sévère ou d'insuffisance rénale. Une étude chez l'iguane vert (*Iguana iguana*) a montré que des doses de 25mg/kg toutes les 24h diminuent les valeurs mesurée d'acide urique de 41 à 45% chez les lézards hyperuricémiques . Des posologies de 20mg/kg per os sont également rapportées .

III.D.TRAITEMENT ET SUPPORT NUTRITIONNEL

III.D.1.Nécessité du support nutritionnel

Le soutien nutritionnel doit suivre la réhydratation une fois l'animal stabilisé. Cependant, il est rarement mis en œuvre dans un contexte de soins intensifs mais plutôt dans le cadre d'une hospitalisation prolongée. Souvent les commémoratifs orientent vers une anorexie prolongée. Des glycémies de 10 à 20mg/dl sont souvent constatées. Il est courant d'essayer de fournir une nutrition assistée mais il est important de noter que des contre-indications importantes sont parfois présentes : état de catabolisme ou médication néphrotoxique . En effet, l'apport d'un aliment entraîne la production de déchets azotés. Le premier déchet produit par les reptiles est l'acide urique. Donc apporter une source de protéine à un animal dont l'uricémie est déjà élevée du fait d'une fonction rénale non optimale ou d'une déshydratation avancée, peut conduire à l'apparition de tophi gouteux .

Néanmoins, les reptiles sous-nourris ont une fonction immunitaire compromise. En effet, ils subissent des pertes protéiques importantes sans avoir d'apport nutritionnel approprié. Ils sont donc incapables de produire une réponse immunitaire adaptée ou de produire des anticorps. Par ce biais, une lymphopénie peut être exacerbée par le manque de réserves corporelles et le stress. Une hypoprotéinémie importante empêche également la production d'anticorps. C'est pourquoi le support nutritionnel doit être mis en œuvre bien qu'il ne soit pas indiqué dans les actes prioritaires de la prise en charge l'urgence .

III.D.2.Administration

La nutrition entérale peut être effectuée par gavage à la seringue, sondage oro-gastrique, des sondes de pharyngostomie ou de gastrotomie . Le traitement dépend des besoins du patient qui doivent être calculés avec précaution. Les patients cachectiques ne doivent recevoir que 10 à 20% de leurs besoins pendant les premiers jours, puis la ration est augmentée progressivement de façon à éviter les syndromes de renutrition ou la surcharge du tractus gastro-intestinal . Les solutés de réalimentation sont divers mais doivent respecter les régimes alimentaires habituels. Les reptiles herbivores et omnivores doivent avoir un liquide de réalimentation pour herbivore à base de foin haché (Critical care herbivorous ND Oxbow) ou à défaut des légumes mixés. Les reptiles à dominantes carnivores peuvent se satisfaire des supports nutritionnels classiques utilisés chez les carnivores domestiques.

Le gavage forcé peut être utilisé à court terme chez la plupart des reptiles. C'est une solution simple et non invasive. L'utilisation d'un speculum ou d'un écarteur est recommandé pour éviter les morsures de l'animal sur la

sonde . Les tubes d'oesophagostomie peuvent être placés chez les animaux qui sont difficiles à gaver ou si une supplémentation à long terme est requise.

III.D.3.Sonde de pharyngostomie

La mise en place d'une sonde d'oesophagostomie ou de pharyngostomie est réalisée sous anesthésie locale ou générale et le tube doit être mesuré et placé de façon à ce que l'extrémité soit dans l'estomac.

Un anesthésique local peut suffire pour la pose de la sonde sur des animaux moribonds, néanmoins, une anesthésie générale est requise dans la plupart des cas . Une combinaison de kétamine (2,5 à 10mg/kg) et de medetomidine (0,75 à 0,15mg/kg) peut être utilisée ou de la kétamine seule. Une sonde nasogastrique classique pour carnivores peut être utilisée .

Technique :

L'ensemble de la procédure est illustrée en figure 10.

La longueur du tube est mesurée avant insertion, de la surface latérale du cou jusqu'à la moitié du corps. La sortie du tube peut être placée à gauche ou à droite du cou. Les tortues ont une paire d'artères carotides et de jugulaires qui sont localisées à la surface du cou. Un clamp courbe est introduit dans la cavité buccale jusqu'au pharynx et est appliqué contre la paroi de l'oesophage de façon à faire saillie. Cela met la peau sous tension et dévie les vaisseaux dorsalement ou ventralement. Une incision est réalisée de façon aussi caudale que possible afin de limiter le risque que la tortue enlève sa sonde. Le passage du clamp est forcé à travers la peau et la sonde est saisie en écartant les mors. La sonde est tirée à travers la peau jusqu'au repère précédemment fixé. Puis la sonde est réintroduite dans les voies digestives jusqu'à l'estomac. Par la suite, la sonde est fixée à la peau par un laçage chinois et l'extrémité distale est fixée sur la dossière à l'aide de colle ou suturée à la peau. La sonde est laissée en place au moins une à deux semaines après la reprise de l'alimentation pour pallier d'éventuelle rechute.

Il est parfois recommandé de faire un bandage sur les pattes avant pour empêcher l'animal d'arracher sa sonde. Néanmoins la fixation de la sonde sur la peau nuccale sous la dossière est une alternative plus pratique et plus confortable pour le patient.

Le retrait se fait sans difficulté en libérant la sonde de ses points de fixation. La plaie n'est pas suturée et des antibiotiques sont prescrits si l'animal n'en bénéficie pas encore.

Figure 10 : Mise en place de la sonde d'oesophagostomie étape par étape sur une tortue aquatique (*Trachemys* sp.)



La sonde est saisie à l'aide du clamp



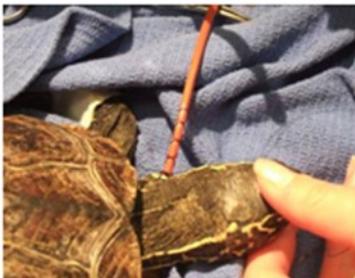
La sonde est passée dans la cavité buccale



L'extrémité distale de la sonde est réintroduite dans l'oesophage



L'extrémité proximale est fixée à l'aide d'un laçage chinois



Fixation de la sonde sur la dossière



Sonde d'oesophagostomie fixée par un laçage chinois sur une tortue de Floride



III.E.RÉANIMATION CARDIOVASCULAIRE

Lors de l'examen clinique initial d'un animal en état de choc, une évaluation rapide de l'état cardiovasculaire, respiratoire, et une évaluation de la vigilance doit être conduite et d'éventuels signes de traumatisme doivent être recherchés. Une procédure de type ABC (Airway, Breathing, Circulation) doit être initiée. Lorsque aucun mouvement respiratoire n'est décelé, des manœuvres de réanimation peuvent être engagées. Pour les chéloniens, chez lesquels les mouvements respiratoires sont difficiles à évaluer, une sonde Doppler doit être utilisée pour déterminer la présence ou non d'un battement cardiaque.

Les arrêts cardiorespiratoires résultant d'une affection chronique ont peu de chance de répondre favorablement au traitement mais ceux faisant suite à une anesthésie ou à une détresse respiratoire peuvent être réanimés. Selon certains auteurs, la présence d'une odeur nauséabonde, des yeux ayant une surface desséchée ou un tonus de la mâchoire augmenté constituent des facteurs pronostics négatifs même en présence de battements cardiaques détectés.

En cas d'intubation endotrachéale, la glotte se trouve à la base de la langue en partie rostrale de la cavité orale. La tête est étirée et tout matériel obstruant les voies aériennes doit être retiré. La plupart des reptiles sont facilement intubés et 100% d'oxygène peuvent être insufflés en utilisant un Ambubag ou un ventilateur associé à une sortie d'oxygène. Une ventilation par pression positive est démarrée à raison de 4 à 6 pressions par minute avec une pression maximale de 8cmH₂O. Toutefois lorsque cela sera possible, de l'air ambiant sera préféré à de l'oxygène pur.

Pour l'examen cardiaque, le cœur est difficilement auscultable à l'aide d'un stéthoscope : un doppler est souvent plus efficace. L'électrocardiogramme (ECG) peut permettre de détecter une activité électrique mais ne devrait pas être interprétée sur un reptile qui n'est pas placée dans sa TMP car les ondes peuvent être largement modifiées. Il est à noter que les reptiles morts peuvent continuer à présenter une activité cardiaque électrique plusieurs heures après la mort neuronale sans aucun espoir de reprise de respiration spontanée. Par ailleurs, les manipulations peuvent aussi induire des artefacts. Les pinces crocodiles utilisées avec les ECG traditionnels peuvent être attachés à des aiguilles hypodermiques et placées sous la peau. Le cœur des serpents est situé dans le tiers supérieur du corps et les électrodes peuvent être placées cranialement et caudalement au cœur. Chez les lézards et les tortues, les électrodes peuvent être attachées aux membres antérieurs et aux membres postérieurs comme chez les carnivores. Le cœur est situé dans la ceinture pelvienne chez les lézards et dans la carapace chez les tortues. Aucun massage ne peut être entrepris. Certaines techniques de réanimation chez les tortues tel que la compression du plastron ou la stimulation électrique des muscles pectoraux ont été décrites mais se sont montrées inefficaces.

Si aucun battement cardiaque n'est détecté, de l'adrénaline (0,5ml/kg) est administrée par voie endo-trachéale. La dose doit être doublée (1ml/kg) et diluée avec du NaCl stérile à 1ml/100g. L'administration de doxapram peut être envisagée dans certains cas de détresse respiratoire ou d'arrêt respiratoire et bien que les effets n'aient pas été étudiés, une réponse rapide et efficace a été rapportée. Les reptiles ont classiquement une fréquence cardiaque basse (10 à 100 battements par minute), cependant, dans les cas de bradycardie vraie, de l'atropine ou du glycopyrolate peut être administrée. Une valeur inférieure à 20 bpm constitue une bonne indication. Si une hypovolémie est suspectée en raison d'une déshydratation sévère ou d'une hémorragie, une voie veineuse ou intra-osseuse doit être mise en place et les fluides doivent être administrés. L'efficacité de la réanimation peut être évaluée en utilisant un Doppler placé à la base du cœur ou sur un membre périphérique pour détecter un pouls artériel. Le Doppler peut également être placé sur une artère distale pour évaluer la qualité du pouls ou la pression sanguine. La mesure du taux de lactate et la mesure du pH peuvent être utiles pour évaluer le statut circulatoire.

On doit se rappeler que les reptiles ont une capacité anaérobie importante et donc que le cerveau et les tissus peuvent résister plusieurs heures à l'hypoxie. Même en l'absence de battement cardiaque, les reptiles peuvent être réchauffés et perfusés par voie intra-veineuse. Plusieurs cas de reptiles récupérant après plusieurs heures de réanimation sont rapportés. Des études expérimentales ont prouvé que le cœur des tortues peut tolérer une ischémie complète de longue durée, être reperfusé et ne montrer aucune nécrose. Le cerveau des tortues a également une capacité importante à supporter l'anoxie. La tolérance à l'anoxie est importante grâce aux stocks de glycogène, aux capacités anti-oxydantes et aux protéines de choc thermique. Il y a un maintien à long terme à des niveaux bas d'ATP. Les protéines de choc à la chaleur ont une fonction protectrice importante contre l'ischémie et l'anoxie dans le cerveau des mammifères : cependant les tortues ont un taux très élevé de protéine. Il y a une régulation rapide des processus neuronaux lorsque l'oxygène redevient disponible.

III.F.THÉRAPEUTIQUE EN URGENCE : CONCLUSION

La thérapeutique des reptiles est encore balbutiante. De nombreuses données pharmacologiques doivent encore être obtenues avant de pouvoir optimiser l'utilisation des médicaments selon l'espèce et la situation, notamment en urgence. Il est notable que les médicaments administrés en urgence doivent être actifs le plus rapidement possible, donc lorsque cela sera possible la voie intra-veineuse ou intra-osseuse doit être privilégiée. Néanmoins, l'accès veineux pouvant être complexe voire impossible si on désire éviter une anesthésie risquée, une administration parentérale par voie intramusculaire ou intra-coelomique doit être prodiguée.

Les techniques d'administration utilisées chez les reptiles sont extrêmement spécifiques. Comme on l'a vu elle dépende essentiellement de la conformation anatomique de ces animaux, très différents au sein d'un même taxon.

Les médicaments disponibles sur le marché et utilisables chez les reptiles le sont tous hors AMM. Il est parfois difficile d'extrapoler certaines doses, voire de trouver une formulation adéquate du fait du poids très faible des patients. Les produits disponibles en France sont également limités et le recours à des spécialités humaines doit être minimisé contrairement à ce qui est pratiqué outre-atlantique. Enfin d'autres données pharmacologiques devront être étudiées à l'avenir en fonction de chaque espèce pour garantir une certaine sécurité d'emploi.

IV. PARTIE IV. AFFECTIONS SPÉCIFIQUES

Les urgences chez les reptiles relèvent de diverses affections spécifiques. La plupart des maladies sont installées dans la chronicité et la résistance des reptiles font de la consultation en urgence, une consultation banale. Le métabolisme très lent des reptiles leur permet de survivre pendant de longues périodes à des affections auxquels les carnivores domestiques ne survivraient vraisemblablement pas. Cela relativise tout le concept de l'urgence chez les reptiles.

Dans un premier temps, nous tenterons de définir le syndrome de choc chez les reptiles par comparaison avec les éléments connus chez les mammifères. Ensuite nous aborderons des situations cliniques bien précises.

Les urgences absolues sont les traumatismes qui peuvent engendrer des lésions externes et/ou internes plus ou moins étendues. Les prolapsus des organes internes sont également des urgences absolues car l'intégrité des tissus peut être irrémédiablement endommagée.

Une autre catégorie d'urgence concerne les situations impliquant des tissus mous abdominaux: les dystocies et les urgences digestives. Elles sont d'autant plus insidieuses que la clinique générale est assez frustrée. Néanmoins, les reconnaître en urgence est impératif pour une bonne gestion médicale ou chirurgicale.

Les urgences respiratoires sont assez particulières chez les reptiles car elles ne sont pas aussi vitales que des affections analogues chez les mammifères. Elles doivent cependant être traitées de façons intensives.

Enfin certaines affections chroniques peuvent se traduire par des symptômes d'apparition suraiguë et motiver une consultation d'urgence. Les urgences neurologiques font partie de cette catégorie où prédominent les affections chroniques (carence, maladie métabolique) mais dont les manifestations spectaculaires telles que les convulsions ou les anomalies posturales. Enfin les urgences métaboliques sont rares mais l'insuffisance rénale peut avoir une présentation aigüe (choc hypovolémique) et peut donc être à ce titre considéré comme une urgence.

IV.A.SYNDROME DE CHOC

Les reptiles peuvent être amenés en état de choc en urgence. Ce diagnostic est particulièrement difficile à faire pour le clinicien car les éléments cliniques sont très frustrés. Il est difficile également d'évaluer l'urgence du choc chez les reptiles car de nombreux mécanismes compensateurs existent, dissociant la notion du choc à la notion d'urgence absolue. Peu de données existent quand à l'existence du choc chez les reptiles. Néanmoins, en se basant sur la pathogénie de l'état de choc chez les mammifères, nous nous attacherons à mettre en évidence les similitudes et les différences de l'état de choc chez les reptiles.

L'état de choc est défini par l'incapacité de l'organisme à assurer les fonctions circulatoires, à approvisionner les cellules en oxygène et nutriments, et à assurer le drainage des produits de dégradation de l'organisme .

Classiquement, trois catégories de choc sont distinguées : le choc hypovolémique, le choc cardiogénique et le choc distributif . Sur un même animal, des états de choc de différents types peuvent co-exister.

IV.A.1.Le choc hypovolémique

a)Étiologie

Le choc hypovolémique est lié à des pertes hémorragiques, des pertes de fluides (gastrointestinaux ou rénaux) ou indirectement des pertes de substance telle qu'on peut les rencontrer dans les brûlures.

b)Clinique

Chez les mammifères, les signes cliniques du choc incluent de la tachycardie ou bradycardie, des muqueuses pâles associées à un allongement du temps de recoloration capillaire. La perfusion périphérique est limitée et une hypotension est souvent détectée. Les spécificités des reptiles sont spécifiés ultérieurement.

c)Pathogénie

La physiopathogénie du choc hypovolémique est bien décrite chez l'homme. Dans les stades précoces, appelé stades compensés, une réduction du volume sanguin résulte en une diminution du retour veineux au cœur et une diminution de la pré-charge. Avec cette diminution de la pré-charge, le débit cardiaque diminue aboutissant à une hypotension et une hypoperfusion. Les barorécepteurs de la crosse aortique et des carotides détectent l'hypotension et provoquent une stimulation du système nerveux sympathique. Il y a alors un relargage de catécholamine. Ces catécholamines augmentent le débit cardiaque, la contractilité des vaisseaux, rehausse la pression artérielle et le retour veineux. Une tachycardie est donc présente, associée à des muqueuses hyperhémiques et un pouls frappé.

Une phase de décompensation précoce intervient par la suite, avec la stimulation continue du système nerveux sympathique. Cela provoque une réduction du flux sanguin de la peau, vers les muscles, les viscères, et les reins pour dévier le sang vers le cerveau et le cœur. L'hypoxie s'accroît ce qui s'accompagne de la déplétion des stocks d'ATP et de glucose. Des libérations de cytokines provoquent des phénomènes de vasoconstriction puis de vasodilatation, une agrégation plaquettaire. L'effet majeur de la vasodilatation résultante est la stagnation du sang dans les lits capillaires, une acidose lactique majeure et finalement une coagulation intra-vasculaire disséminée.

A ce niveau tous les organes sont affectés. L'hypotension et l'acidose diminuent la contractilité. Les reins relarguent la rénine qui via le système rénine-angiotensine contribue à une augmentation de la vasoconstriction mais également une diminution de la perfusion. Les signes cliniques de décompensation incluent une température rectale basse, un pouls faible, des muqueuses pâles, un temps de recoloration capillaire allongé, des extrémités froides, une tachycardie et un état de vigilance diminué par une encéphalopathie hypoxique.

Le stade terminal décompensé du choc implique une dépression des centres respiratoires, et une dépression du système nerveux sympathique qui conduisent à une bradycardie et un état d'hypotension. L'arrêt cardiopulmonaire s'ensuit peu après.

d)Particularité des reptiles

Il ne fait aucun doute que les reptiles peuvent souffrir d'hypovolémie dans de nombreuses situations pathologiques (troubles gastrointestinaux, insuffisance rénale, défaut d'abreuvement, hémorragie active). On peut considérer que le reptile est alors en état de choc. Cependant on retrouve très peu de description clinique de l'état de choc chez les reptiles. Les descriptions se recoupent en général avec l'évaluation de l'état d'hydratation décrite précédemment. Cela est lié aux deux particularités physiologiques décrites précédemment à savoir la dépendance à la température et la tolérance à l'hypoxie.

Lorsque le reptile est en hypothermie ou en situation d'anoxie, des mécanismes similaires à la phase de décompensation entrent en jeu.

Le flux sanguin est redirigé des viscères vers le cerveau et le cœur.

Un shunt droit-gauche cardiaque intervient court-circuitant la circulation pulmonaire.

Une diminution du débit de filtration glomérulaire intervient compensée par la perfusion en continue des tubules rénaux par le SPR.

Or ces effets sont les mêmes lors d'une stimulation adrénergique en état de choc hypovolémique, et l'animal est alors en situation dite de choc décompensé précoce. L'exceptionnelle tolérance des reptiles leur permet de maintenir cette situation dans le temps, phénomène que les mammifères ne peuvent pas reproduire.

Le fait de réchauffer des reptiles en situation de choc hypovolémique n'influe vraisemblablement pas par rapport à la stimulation adrénergique liée à l'hypovolémie détectée par les barorécepteurs des crosses aortiques et carotidiennes. Des éléments expérimentaux nous rapportent que la stimulation adrénergique liée à un stress (en l'occurrence l'anoxie) est forte à 21°C mais réduite à 5°C. Le fait de réchauffer un reptile seulement, ne peut pas lever la situation de choc hypovolémique. A contrario, l'effet d'une basse température réduit la stimulation adrénergique mais maintient l'animal en état d'hypométabolisme dont les mécanismes sont en tout point similaires aux mécanismes compensateurs du choc. L'hypothermie est donc une mesure conservatrice et bénéfique dans une certaine mesure.

Les applications cliniques de ces observations montrent que les reptiles doivent bénéficier d'un plan de fluidothérapie adapté avant d'être réchauffés. Cette constatation est reprise par certains auteurs. Réchauffer un reptile déshydraté sans supplémenter sa volémie maintient l'état de choc par stimulation sympathique. Réhydrater un animal sans le réchauffer maintient l'état de choc par hypothermie.

Il faut modérer également ces constatations expérimentales qui sont observées sur des tortues qui possèdent ces particularités physiologiques. Les reptiles les plus actifs tel que les varans (*Varanus* sp.) ont un métabolisme différent, plus proche des mammifères. La pathologie du choc serait donc plus proche chez ces espèces.

Des études complémentaires seraient nécessaires pour déterminer le rôle de la température dans la régulation de la volémie face à une variation quantitative de volume circulant. Des données physiologiques sur chaque espèce seraient également informatives.

e) Traitement chez les reptiles

Le traitement du choc hypovolémique passe par une fluidothérapie intensive telle qu'elle est indiquée dans le chapitre portant sur la fluidothérapie.

IV.A.2. Le choc cardiogénique

a) Etiologie

Le choc cardiogénique est lié à des défauts de la pompe cardiaque. Cela inclut les insuffisances cardiaques, les tamponades péricardiques et les arythmies.

b) Pathogénie

La physiopathologie du choc cardiogénique est proche du choc hypovolémique mais dans ce cas précis, la précharge n'est pas affectée mais c'est la capacité d'éjection du cœur qui est en cause. Les mêmes mécanismes compensatoires se déclenchent mais un œdème pulmonaire se développe augmentant l'hypoxie.

c) Particularité des reptiles

Ce phénomène est peu décrit chez les reptiles pour de multiples raisons. La cardiologie des reptiles est une discipline récente et embryonnaire, ces affections sont donc largement sous diagnostiquées. De plus le cœur reptilien bat à une fréquence très faible avec des réseaux vasculaires à basse pression. La probabilité d'une arythmie est donc relativement faible par rapport à un mammifère et ses conséquences moins délétères .

Les maladies cardiaques sont rares chez les reptiles. Il est important de savoir si la maladie cardiaque est primitive ou secondaire à une autre affection systémique, la deuxième situation étant de loin la plus fréquente.

La clinique reste peu spécifique et rarement pathognomonique. Des gonflements sur l'aire de projection cardiaque, des oedèmes périphériques et pleuraux, de l'ascite, une cyanose, des ecchymoses . Une faiblesse généralisée, une intolérance à l'effort, l'anorexie, la perte de poids, des changements dans les couleurs et une mort subite sont rapportés .

Les affections cardiaques primaires peuvent être liées à des défauts congénitaux de la valve atrio-ventriculaire, une sténose des vaisseaux ou des masses dans la lumière vasculaire. Il a été relaté un cas sur un boa constrictor (*Boa constrictor* sp.) présenté pour un gonflement autour du cœur. L'échographie cardiaque a montré un défaut de fermeture des valves atrio-ventriculaires.

Des lésions d'endocardites associées à une insuffisance cardiaque congestive ont été décrit chez un python molure (*Python molurus* sp.). A l'échographie, on a montré une dilatation de l'atrium droit et un amincissement des parois du ventricule avec une surface irrégulière de l'endocarde. Une masse large et irrégulière a été observée au niveau de la valve atrio-ventriculaire droite et obstruait le passage du sang. L'autopsie a confirmé la lésion d'endocardite.

Les anévrismes aortiques associés à des états de choc et une mort subite a été décrit sur un python molure. L'animal a été présenté pour un arrêt respiratoire brutal après constriction d'une proie. A l'examen microscopique, un anévrisme a été diagnostiqué. De multiples trombi étaient présent dans le muscle cardiaque.

Dans les affections vasculaires, on retrouve souvent une minéralisation de la tunique media et intima des grands vaisseaux. Elle est attribuée à des déséquilibres nutritionnels notamment des carences en vitamine D3. Un physignatus (*Physignatus cocincinus*) a présenté une mort brutale après des antécédents d'hyperparathyroïdisme nutritionnel. Un large volume de sang était présent dans la cavité coelomique. Il provenait d'une déchirure de l'aorte droite qui était calcifié.

L'hyperparathyroïdisme secondaire nutritionnel est aussi une affection couramment observée. La plupart des observations portent sur des fasciculations des muscles squelettiques avec notamment des tremblements et des convulsions. Cependant l'hypocalcémie devrait avoir une répercussion cardiaque, aussi une évaluation par ECG devrait être faite aussi souvent que possible. L'ECG peut montrer alors un temps de repolarisation accru.

Les maladies infectieuses sont occasionnellement associées avec des maladies cardiaques. Les bactéries aérobies gram négatif sont les plus couramment isolées des endocardites bactériennes. Un cas d'endocardite septique à *Salmonella* et *Corynebacterium* a été isolé chez un python molure. Les bactéries ont été prélevées sur un thrombus atrial .

Deux cas de cardiomyopathie ont été décrits chez les reptiles. Chez une couleuvre (*Lampropeltis calligaster* sp.) les lésions étaient caractérisées par une prolifération des fibroblastes et le remplacement des myofibrilles par des fibres de collagène.

Des modifications sur un cœur d'élaphe (*Elaphe obsoleta* sp.) ont montré une dégénérescence et une nécrose des fibres myocardiques. Dans ces deux cas les animaux étaient présentés en insuffisance cardiaque congestive.

Des parasites sanguins tels que les trématodes ont été décrits dans le système cardiovasculaire de différents reptiles mais la majorité étaient présents chez les tortues aquatiques. Comme l'infestation nécessite un hôte intermédiaire (un gastéropode), les infections sont rapportées chez les animaux sauvages ou des animaux vivant en extérieur. Les parasites adultes se situent dans les grands vaisseaux à proximité du cœur. Lorsqu'ils pondent des vaisseaux terminaux peuvent être occlus. Les lésions cardiovasculaires peuvent se manifester sous la forme d'endocardite, des vascularites, des phénomènes thrombotiques, et la formation d'anévrisme.

Le choc cardiogénique peut être décrit chez les reptiles car des morts subites peuvent intervenir. Mais il est extrêmement difficile de le caractériser par le manque de connaissance et la tolérance aux arythmies et tamponnade est telle qu'il peut rester asymptomatique.

d) Traitement chez les reptiles

Aucun traitement n'a été relaté. L'utilisation de diurétique tel que le furosémide est parfois décrite de façon empirique à raison de 5mg/kg pour traiter des ascites. Cependant bien que l'efficacité semble réelle chez certains reptiles, son utilisation est associée au développement de goutte viscérale et articulaire.

L'utilisation d'antibiotique dans les endocardites bactériennes est discutée dans le paragraphe suivant.

IV.A.3. Le choc distributif

a) Etiologie

Le choc distributif est une forme particulière de choc qui comprend le choc septique principalement. Le choc septique tel qu'il a été défini par la société de médecine de soins intensifs en 1990, est la réponse inflammatoire systémique due à une infection (bactérienne, virale, fongique, parasitaire).

b) Pathogénie

Le choc distributif se présente chez les mammifères en deux phases. Une phase hyperdynamique où l'on retrouve une augmentation de la fréquence cardiaque et de l'éjection cardiaque, une pression sanguine normale et une vasodilatation périphérique.

La vasodilatation artérielle précède la vasodilatation veineuse ce qui fait affluer le sang dans les capillaires sanguins. D'un point de vue microvasculaire, en réponse à la présence de l'organisme pathogène, les cellules mononucléées produisent et relarguent des cytokines avec une action pro-inflammatoire très forte. La régulation de la réponse inflammatoire est perturbée par cette libération de cytokines qui déclenchent une cascade incontrôlée de médiateur de l'inflammation. S'ensuit une coagulation excessive associée à des phénomènes d'hypoperfusion microvasculaire et des défaillances multiorganiques.

La perfusion est inefficace à cause de l'hypotension . Cet état de choc hyperdynamique bascule rapidement dans un état de choc hypodynamique.

Pendant la phase hypodynamique, la fréquence cardiaque et la pression veineuses centrale diminue, et l'hypotension s'installe associée à une augmentation des résistances périphériques. L'animal devient cyanotique et acidosique, développe de l'hypothermie, une respiration rapide, de la tachycardie, un pouls périphérique faible, un allongement du temps de recoloration capillaire.

Sous l'effet des facteurs de l'inflammation, la membrane des capillaires sanguins perd son intégrité et du plasma ou même du sang s'échappe du compartiment vasculaire en réduisant le retour veineux. La contractilité myocardique décline avec le débit d'éjection, la pression sanguine, la perfusion coronarienne et la perfusion cérébrale. La mauvaise perfusion des tissus empêche le métabolisme cellulaire oxydatif de se dérouler et conduit à une cascade d'évènement responsable de la synthèse de prostaglandines, de thromboxanes, et de leucotriènes qui sont impliqués dans le choc . Le sang et les lymphocytes qui sont normalement dissociés ont tendance à s'aggréger dans les lits capillaires de tous les organes consécutivement à l'acidose et à la mauvaise perfusion. Les plaquettes qui s'agrègent et le relargage d'agent protéolytique par les leucocytes contribue à une vasoplégie anormale, une augmentation de la perméabilité membranaire et la destruction des cellules .

c)Le choc septique chez les reptiles

L'existence d'un syndrome septique est reconnu chez les reptiles et est relativement fréquent. Les septicémies sont des séquelles fréquentes d'une maintenance inadaptée et liées au stress. Des bactéries aérobies sont communément isolées de reptiles en sepsis, tels que les salmonelles, pseudomonas, citrobacter, aeromonas, micrococcus. Dans une étude sur des cultures anaérobies réalisées sur des prélèvements sanguins de lézards sains, 51 à 58% des cultures étaient positives. Cela laisse entrevoir la possibilité pour les reptiles de souffrir d'une bactériémie subclinique. Les serpents en cas de processus septiques peuvent présenter des ostéoarthrites prolifératives vertébrales. Une étude retrospective sur ces serpents a montré la présence de salmonelles, citrobacter, streptococcus. Les coelomites avec des rétentions d'œufs sont une autre cause majeure de septicémie. Ces coelomites ont été rapportées dans de nombreuses espèces de lézards et ces patients répondent bien au traitement de soutien et à l'intervention chirurgicale .

Les signes cliniques compatibles avec une septicémie, incluent une dépression, de l'anorexie, de la faiblesse, un erythème, et des pétéchies.

Les reptiles seront souvent en hypotension à cause du choc. L'évaluation d'un frottis sanguin est utile dans le diagnostic du sepsis. Les reptiles septiques auront des hétérophiles toxiques qui montrent une basophilie cytoplasmique, des granulations anormales et des vacuoles. Les bactéries sont parfois observées sur le frottis sanguin. Les cultures de sang sont utiles pour l'identification d'une bactérie et d'un antibiogramme, mais l'antibiothérapie doit être commencée. Les hémocultures doivent être réalisées à chaque fois que cela est suspecté et avant l'administration d'antibiotiques . Les radiographies peuvent être utiles pour identifier des phénomènes d'ostéomyélite multifocale. Des lésions ostéoarthropathiques peuvent se développer 22 à 36 mois après un épisode de septicémie .

Il peut être difficile de différencier les bactéries pathogènes de la flore commensale.

Les panels biochimiques feront souvent état d'une glycémie basse, et d'un trou anionique important, associé à une élévation des ASAT et des CK. Avec une ostéomyélite, une élévation du calcium et du phosphore est attendu.

d) Traitement chez les reptiles

Il a été recommandé par un auteur que les tortues ne soient pas réchauffées au-delà de la température ambiante tant que les antibiotiques et les fluides n'ont pas commencé à agir. Cela est probablement adéquat pour la plupart des espèces tempérées, néanmoins, cela est stressant pour les espèces de contrées tropicales. Des administrations intraveineuses ou intraosseuses de fluides ou d'antibiotiques doivent être démarrées. Le ceftazidime est une molécule de choix pour son activité anti-pseudomonas, une toxicité rénale minimale et la forte concentration de la préparation commerciale permettant un volume administré réduit. Les études pharmacocinétiques chez plusieurs espèces de serpents ont montré qu'une dose à 20mg/kg IM toutes les 72 heures sont efficaces.

IV.B.URGENCES TRAUMATOLOGIQUES

Les situations d'urgence véritable chez les reptiles sont le plus souvent consécutives à un accident. La nature de cet accident détermine la nature des lésions sous-jacentes. L'intégrité de l'organisme peut être altérée par divers agents : accident de la voie publique, morsure de congénère ou de proie, noyade, brûlure, etc...

Une stabilisation initiale doit être mise en place. Un traitement des plaies doit être initié aussi précocement que possible, les hémorragies actives doivent être arrêtées dès l'admission et une gestion de la douleur et du risque infectieux doivent être mises en œuvre de façon systématique.

Différents aspects seront développés : la gestion des plaies et les différents types de plaie (traumatique, brûlure, morsure), la gestion des fractures et la gestion des noyades. Un cas particulier de traumatisme ne sera pas abordé : le cas des sections de queue chez les lézards. La queue des lézards est douée d'autotomie et la perte de la queue ne nécessite aucun soin particulier a fortiori en urgence.

IV.B.1. Gestion des plaies

a) Rappels anatomiques

Le tégument des reptiles est composé d'un derme et d'un épiderme. Typiquement l'épiderme est composé de trois couches : le *stratum corneum*, la zone intermédiaire et le *stratum germinativum*. Le *stratum corneum* est la couche la plus externe et est fortement kératinisée. Elle est la première atteinte lors de blessures. Le *stratum corneum* des tortues est modifié en écaille au niveau de la carapace. Le *stratum germinativum* est constitué des cellules germinales qui migrent vers le *stratum corneum*. La particularité des squamates est liée au fait que les cellules de l'épiderme ne sont en mitose que lors de la période de mue. Le derme des tortues est modifié et constitue les plaques dermiques de la carapace.

La réponse physiologique à une blessure est caractérisée par une réponse initiale vasculaire et une réponse inflammatoire, associées à un développement des fibres de collagènes. Les serpents ont une réponse inflammatoire très importante, alors que les lézards ont une réponse assez minime. La réponse inflammatoire des serpents est différente de celle connue chez les oiseaux et les mammifères. Elle est caractérisée par une réponse mixte de macrophage et d'hétérophiles, ceux-ci étant plus rémanents. Chez la plupart des vertébrés, ce sont les macrophages qui persistent.

La restauration de l'intégrité dermique se fait dans un premier temps puis la maturation du derme et de l'épiderme se fait dans un second temps. La réponse fibroblastique provient du derme latéral adjacent alors que chez les mammifères elle provient du tissu sous cutanés.

La régénération épidermique est semblable aux mammifères.

L'ensemble des processus de cicatrisation est fonction de la température ambiante.

b) Soins de plaies

Lorsqu'il existe des pertes de substances majeures, les reptiles peuvent perdre beaucoup de fluides ainsi que des électrolytes lorsque le tégument est lésé. La mise en place d'une fluidothérapie est donc souvent bénéfique.

Des prélèvements cytologiques doivent être réalisés sur le site de la plaie afin de caractériser la microflore avec une coloration de gram.

Toute hémorragie doit être immédiatement arrêtée . L'hypoperfusion doit être corrigée avec de la fluidothérapie . L'analgésie doit être délivrée en fonction des besoins sauf si la plaie est mineure.

Les méthodes de gestion des plaies préconisées chez les mammifères sont utilisables chez les reptiles.

La plaie doit être protégée jusqu'à ce que l'état du patient soit stabilisé puis elle doit être évaluée (intégrité squelettique, vasculaire, neurologique).

La première étape comprend toujours un rinçage abondant de la plaie avec des solutés physiologiques ou du NaCl 0,9% afin d'extraire les débris qui pourraient s'être agglomérés . Des solutions de chlorexidine ou de bétadine diluée (0,05% et 0,1% respectivement) peuvent être utilisées . A ces concentrations, il a été démontré une bonne action antimicrobienne associée à une bonne viabilité des tissus .

Cela permet également de différencier les tissus viables des tissus nécrotiques. Les tissus dévitalisés doivent être retirés agressivement afin de permettre une bonne ré-épithélialisation. En considérant l'axe de l'incision à pratiquer, il est préférable de faire une incision antéro-postérieure. Cette méthode permet de réduire les tensions sur la plaie . Après débridement, la plaie doit de nouveau être rincée. La plaie est rincée et irriguée sous pression une à trois fois par jour suivant le niveau de contamination pour permettre la granulation d'une plaie initialement infectée. . Une fois nettoyée, la plaie doit être protégée afin d'éviter la dessiccation et les infections secondaires.

Des plaies mineures peuvent être gérées avec des irrigations seules .

Par la suite, une fermeture par première ou seconde intention peut être envisagée . Les plaies infectées ne doivent pas être fermées tant que l'infection n'est pas contrôlée , or la plupart des plaies des reptiles sont considérées comme infectées du fait de leur forte flore cutanée bactérienne, ce qui sous-tend que des tissus nécrotiques doivent être encore retirés dans les jours suivant l'admission.

Sur les plaies infectées, un pansement humide à sec est privilégié afin de retirer tous les exsudats et les débris en arrachant le pansement. Il doit être renouvelé quotidiennement. La couche humide est constituée d'une compresse humide ou imbibée de chlorexidine diluée au 1/40^{ème}. Elle est surmontée d'une couche sèche puis maintenue en place par un bandage non adhésif. A mesure que la compresse sèche et adhère à la surface de la plaie, le processus de débridement est accentué. Si de grandes surfaces sont couvertes, le retrait du pansement peut être douloureux. Cela peut être atténué en humidifiant le pansement lors du retrait et en administrant un

analgésique . Ce type de pansement est renouvelé quotidiennement jusqu'à formation d'un tissu de granulation sain (ce qui peut prendre 24 à 96 heures).

Les fermetures en première intention peuvent être réalisées sur des plaies récentes de moins de douze heures . Le débridement et le rinçage doit toujours être effectué avant fermeture. Il est important de réaliser des points éversants. Les sutures sont en général retirées au bout de quatre à six semaines . Sur de grandes pertes de substance il est difficile de suturer car la peau des reptiles n'a pas de propriété élastique. Par contre de la colle cyanoacrylique peut également être utilisée sur de petites incisions . Il est important de mettre peu de produit car une quantité importante peut empêcher une bonne cicatrisation .

La plupart des plaies et particulièrement les plaies contaminées sont gérées de façon plus satisfaisante par seconde intention. La cicatrisation se fait par contraction de la plaie et migration épithéliale ce qui se fait en quelques jours à plusieurs semaines . Les plaies linéaires cicatriseront plus rapidement que les plaies circulaires . Des considérations anatomiques et esthétiques doivent être prises en compte lors d'une cicatrisation par seconde intention . Les complications les plus courantes sont la déformation et l'immobilisation par contraction de la peau particulièrement au niveau des articulations. Parfois le défaut cutané est tel que la cicatrisation par seconde intention n'est pas possible.

Par la suite, une fermeture différée après obtention d'un tissu de granulation sain peut être proposée. Lorsqu'un tissu de granulation sain est observé, une suture peut être intentée. Les tensions sur les sutures doivent impérativement être évitées et, la peau des reptiles étant peu élastique, la suture n'est faisable qu'avec des pertes de substances mineures. La peau est très adhérente au plan profond, ce qui rend les lambeaux cutanés par glissement quasi-impossible.

Si les plaies concernent des abouts distaux de la queue ou des doigts, la cicatrisation peut être plus rapide par amputation que par granulation . Les plaies sur le nez, peuvent conduire à une reconstruction nasale. Un globe oculaire perforé doit être enlevé. Si la langue ou la muqueuse buccale est endommagée, il est important de prévenir la formation d'adhésion . Des applications de topique à base de corticoïdes (crème, pommade ophtalmique), deux à trois fois par jour, permettent de limiter les adhérences. Lorsque les adhésions sont présentes, une injection unique de corticoïdes (methylprednisolone 0,01 à 0,05ml de Depo-medrol ou de triamcinolone) peut être effectuée dans la lésion. Si les serpents perdent l'usage de la langue, ils perdent également leur autonomie dans la capture des proies et doivent être nourris à la main à vie .

Avant qu'un défaut cutané ne soit comblé, il faut une mue. Un cycle de six à dix mues peut être nécessaire avant cicatrisation complète .

c)Les adjuvants

•Topiques protecteurs

Certains produits forment une barrière afin de protéger la plaie. C'est le cas du No-Sting-Barrier-Film ND 3M qui est un mélange de différent polymère (Hexamethyldisiloxane, Isooctane, Acrylate Terpolymer, Polyphenylmethylsiloxane) pouvant être utilisé dans les inflammations superficielles et augmente l'adhésion du pansement . L'emploi de gel d'amylopectine est également utilisable (Facilitator ND Blue ridge pharmaceutical) .

•Topiques antiseptiques

Des topiques sont couramment utilisés pour gérer les plaies, pour diminuer la pression bactérienne et favoriser la cicatrisation. Lorsque la plaie est contaminée par des bactéries, les topiques stimulent la réponse immune de l'hôte qui est caractérisée par l'invasion de cellules inflammatoires et de cytokines qui détruisent également le tissu néoformé ce qui ralentit la cicatrisation. Ces topiques empêchent également la dessiccation des tissus. La complication possible est la création de condition anoxique en appliquant trop de crème ce qui provoque la nécrose des tissus. Les pansements antiseptiques peuvent être utilisés pour couvrir les plaies superficielles mais ne conviennent pas pour les plaies profondes . Ils ne doivent pas être utilisés avec d'autres topiques et doivent être renouvelés toutes les 24 à 48 heures.

Une étude a permis d'évaluer les effets de différents topiques et ont montré un haut degré de variation en terme d'efficacité entre ces produits . Quatre produits ont été testés

- Un film en polyuréthane à base d'hydrocolloïde (Op-site spray bandage ND, Smith and Nephew)
- Une crème à base de rouge écarlate (Dermagen ND, Hoescht Pharmaceutical)
- Une crème cicatrisante standard à base de vitamine A (Alphadol ND,Ayerst)
- Une poudre à base de furazolidone, un antibiotique nitrofuré (Topazone ND, Austin Lab)

Les différentes topiques ont été appliquées sur des plaies provoquées expérimentalement sur des serpents (*Tamnophis* sp.). Le film en polyuréthane semble être le plus efficace alors que les poudres et les crèmes antimicrobiennes semblent ralentir la cicatrisation. Sur des plaies non contaminées, l'usage des crèmes antibiotiques est donc d'un intérêt limité .

Le Sulfamylon ND Sterling Winthrop contient un composé bactériostatique (acétate de mafenide) qui est très effectifs sur les matériaux purulent ou dévitalisés. Il possède un spectre large et il est effectif sur des lésions de stomatite où la vascularisation est pauvre. C'est une crème hydrosoluble facile à utiliser. La crème peut acidifier le milieu et provoquer une acidose locale. Elle ne devrait pas être utilisée avec des antibiotiques actifs en conditions alcalines comme les aminoglycosides.

La Flamazine ND Smith and Nephew ou le Silvadene ND Monarch Pharmaceutical sont également des crèmes faciles à appliquer et hydrosolubles . Le principe actif est le sulfadiazine d'argent qui est un agent bactéricide contre les gram positif et gram négatif . Les topiques à base de sulfadiazine d'argent sont également efficaces contre les pseudomonas.

La crème à base de Bétadine ND Asta medica (povidone iodée) possède des propriétés antibactériennes et antifongique. Elle est également très sûre d'utilisation.

Enfin les pansements au sucre ou au miel sont efficaces dans le traitement des plaies contaminées et ont connu un vif succès de par leur large disponibilité et leur faible coût . Le miel constitue un agent intéressant pour promouvoir la déterision des plaies et la granulation, avec des propriétés antimicrobiennes .

•Topiques antibiotiques

En dehors de l'étude précédemment citée qui documente l'effet limité des antibiotiques topiques, une autre étude sur la cicatrisation des plaies faites avec un topique contenant des antibiotiques triples augmentait la réaction inflammatoire. Cette réponse inflammatoire exacerbée retarde la cicatrisation et augmente la taille de la cicatrice. Les topiques applicables en spray et hydrosolubles sont moins irritants. Par ailleurs, certaines poudres

cicatrisantes devraient être proscrites car elles assèchent la plaie retardant le bon déroulement de la cicatrisation. Par ailleurs, si des antibiotiques sont nécessaires, ils devraient être administrés par voie systémique.

Cependant malgré les risques que cela comporte vis-à-vis de la cicatrisation, certains auteurs préconisent l'utilisation d'une crème antibiotique lorsqu'une infection semble être un risque important. Les brûlures thermiques notamment sont un bon exemple car les dommages secondaires à la brûlure rendent les risques de septicémie important.

Les topiques antibactériens les plus utilisés sont la Polysporine ND Pfizer (polymyxine B, bacitracine, gramicidine), Neosporin ND Pfizer (neomycine, polymyxine B, bacitracine), Nolvasan ND Fort Dodge (chlorexidine 2%), Betadine ND Asta Medica (povidone iodée), Sulfamylon ND Sterling Winthrop (acétate de mafenide) et le Silvadene ND Monarch Pharmaceutical (sulfadiazine argent) .

La Polysporine ND Pfizer et la Neosporine ND Pfizer à base de polymyxine B sont utilisés fréquemment chez les reptiles en toute sécurité.

Les topiques à 2% de mupirocin (Bactoderm ND Pfizer), les combinaisons d'antibiotiques (Polymyxine B, neomycine, bacitracine) sont également utilisables .

•Topiques cicatrisants

D'autres adjuvants contiennent des hydrocolloïdes ou des gels hydriques. Des oxydes de polyéthylène (Biodress ND DVM Pharmaceutical) sont couramment utilisés . Ils protègent la plaie pendant la cicatrisation et collent sur des surfaces non planes telles que le rostre . De plus, ils absorbent les fluides de la plaie et fournissent un environnement favorable à la cicatrisation. Ils peuvent également être utilisés pour promouvoir la granulation. Ces gels sont placés sur la peau et protégés par un bandage qui est changé un jour sur deux. L'utilisation abusive d'hydrocolloïde peut provoquer un excès de tissu de granulation. Des mousses de polyuréthane (Hydarsorb ND, Ken Vet), ou les gels à base d'alginate de calcium jouent le même rôle .

Certains produits stimulent le processus naturel de cicatrisation. Un polymère de mannose (l'acemannan extrait de l'aloë vera) stimule la production IL1 et de TNF par les macrophages . Ces cytokines permettent d'augmenter la production de fibroblastes, de collagène et stimulent l'angiogenèse ainsi que la croissance épidermique .

Les agents topiques enzymatiques peuvent être utiles lorsque des débris nécrotiques sont présents. Des crèmes à base de collagénase sont parfois utilisées ou des préparations contenant de la trypsine, de la papaïne, du baume du pérou ou des dérivées de chlorophylle .

Les produits à base de collagène favorisent la cicatrisation en constituant un apport exogène de ce facteur. Du collagène bovin (Collamand ND Vet product lab) peut être appliqué sur une plaie indolente ou une plaie dont la cicatrisation est imparfaite . Le collagène exogène sert de support pour les fibroblastes et pour la production de collagène . De la muqueuse intestinale de porc (VetBiosist ND Cook Vet product) peut être utilisée en tant que patch sur la plaie ou sur des blessures internes. La plaie doit être saine et non contaminée . Le principe est de contrôler les infections et d'avoir un tissu de granulation sain avant application de la matrice. Celle-ci est réhydratée puis suturée. Elle est recouverte d'un pansement protégeant la matrice et la maintenant humide .

•Pansement

Toutes les plaies (sauf les plaies superficielles) doivent être protégées. De nombreux bandages sont disponibles dans le commerce. Le choix est influencé par le stade de la plaie . Les bandages non adhésifs sont utilisés

lorsque l'adhésion à la surface épithéliale est néfaste . D'autres bandages dits occlusifs doivent au contraire adhérer à la peau .

Certains reptiles tolèrent mal les pansements, certains parviennent toujours à s'en défaire. Ces animaux peuvent être hébergés dans des containers en plastique tapissés de lingettes imbibées de chlorexidine ou de povidone iodine . Ces lingettes doivent être remplacées tous les jours .

IV.B.2. Gestion des brûlures

a)Etiologie

Les brûlures sont fréquentes chez les reptiles et sont liées le plus souvent à des installations inadaptées et à un comportement « incohérent ». Les observations cliniques montrent que lorsque les reptiles restent en contact avec des sources de chaleurs trop élevées, ils n'éprouvent pas la nécessité de se déplacer . La sensibilité cutanée étant intacte, on pense que les reptiles n'associent pas la sensation de douleur à la source de chaleur, de tels éléments n'existant pas dans la nature . Par ailleurs, il est établi que les récepteurs nerveux de la douleur et de la chaleur sont différents . Or les récepteurs à la douleur ne seraient pas sensibles aux stimuli thermiques. On comprend dès lors aisément pourquoi les reptiles ont une tendance naturelle à la brûlure. C'est pourquoi il est important de prévenir ce risque en adaptant les installations. Les dispositifs de chauffage sont souvent de puissance inadaptée et il en résulte une brûlure par contact prolongé. Cela est surtout vrai chez les tortues dont le plastron se trouve à proximité immédiate du sol. La conformation anatomique de la tortue est faite pour recevoir et diffuser un gradient de chaleur dorsalement et non ventralement . Les rochers chauffants ou les autres dispositifs chauffant au sol peuvent provoquer des brûlures graves, surtout s'ils se dérèglent ou si l'environnement autour n'est pas chauffé de façon adéquate.

Plusieurs facteurs déterminent la sévérité de la brûlure.

La température de la source de chaleur joue naturellement un rôle prépondérant . Par ailleurs, le temps de contact est particulièrement important pour les raisons sus-indiquées . Enfin la conductance thermique des matériaux impliqués influe également sur la sévérité des lésions .

Les brûlures des reptiles sont les plus souvent provoquées par un contact prolongé à des températures modérées.

b)Evaluation

On reconnaît quatre types de brûlures : les brûlures thermiques, électriques, caustiques et par radiation. Les brûlures thermiques sont de loin les plus courantes. Les brûlures électriques peuvent aussi se produire à la faveur d'une installation électrique mal isolée ou d'une morsure accidentelle d'un fil électrique. Les brûlures caustiques sont souvent le fait de produits ménagers caustiques (des bases fortes ou des acides) qui sont utilisés pour le nettoyage des terrariums et qui ont été mal rincés. Elles peuvent survenir également lors de l'application de résine exothermique sur la peau d'un reptile à l'occasion d'une réparation de carapace notamment. Enfin, les brûlures par radiation sont rarissimes et se produisent lorsque les individus sont soumis à des radiothérapies cancéreuses.

Les lésions de brûlures ne sont pas aussi évidentes telles qu'elles pourraient apparaître chez un mammifère car l'érythème n'est pas systématique. Souvent la lésion externe ne se développe que quelques jours après le traumatisme thermique avec la présence d'écaïlle sèche ou blanchies et un œdème des tissus .

On distingue trois types lésionnels de brûlures

•Les brûlures du premier degré

Ce sont des brûlures superficielles qui n'affectent que l'épiderme. Elles sont toutefois assez douloureuses. Les lésions cutanées peuvent apparaître sous la forme d'érythème, d'ecchymoses visibles sous les écailles et parfois des phlyctènes (des collections séreuses s'accumulant dans le tissu sous-cutané entre la couche de Mapighi et la couche basale).

En général, le pronostic de ces brûlures est bon, avec un temps de convalescence de l'ordre d'un mois en moyenne.

•Les brûlures du second degré

Elles se traduisent par une destruction totale de l'épiderme et une atteinte du derme. Elles se caractérisent par un œdème sous-cutané et un suintement au niveau de la plaie . Le plus souvent, un érythème étendu est observé en marge de la plaie. La cicatrisation s'effectue à partir des berges saines de la plaie sachant qu'une cicatrice importante sera observée après épithélialisation et que la convalescence sera le plus souvent longue.

•Les brûlures du troisième degré

Il y a alors une destruction totale de la peau, de son innervation et de sa vascularisation.

La peau prend un aspect blanc ou noir. Ce sont des brûlures non douloureuses. Les brûlures du derme profond sont moins douloureuses que les brûlures plus superficielles car les tissus nerveux sont détruits .

Une rétraction des tissus ainsi qu'une épithélialisation sont observées. Dans certains cas, un lambeau cutané peut être nécessaire. En moyenne quatre à six mois sont nécessaires pour obtenir une guérison complète. Des cicatrices importantes sont attendues.

•Les brûlures du quatrième degré :

Ce type de brûlures est parfois évoqué lorsque la paroi musculaire est détruite et que la cavité cœlomique est mise à nu.

c)Bilan lésionnel

Il est nécessaire d'évaluer l'atteinte pulmonaire consécutive à l'inhalation de gaz toxiques. En effet les brûlures peuvent s'accompagner de fumées nocives qui compromettent à court terme le pronostic vital.

Il convient de réaliser une évaluation biochimique en portant son attention sur les protéines totales et les électrolytes. En effet, la brûlure se traduit par des déséquilibres ioniques consécutifs à la lyse cellulaire (hyponatrémie et hyperkaliémie) et à des pertes protéiques importantes. Un suivi régulier doit être instauré. Les analyses sanguines permettent d'exclure un éventuel phénomène de sepsis qui se traduit par des phénomènes d'érythème cutané pouvant mimer une brûlure.

d) Traitement

• Traitement des brûlures du premier degré.

Si la brûlure est récente, il faut appliquer des compresses d'eau froide ou doucher la région pendant une vingtaine de minutes pour permettre de réduire l'inflammation locale et la douleur . L'application de glace est contre-indiquée, des lésions de gelures pouvant se surajouter . Si des phlyctènes se forment, il est contre-indiqué de les percer car elles forment une barrière naturelle contre l'infection . Si elles se percent, une désinfection soigneuse à la bétadine diluée ou à la chlorexidine diluée est préconisée . Un nettoyage au savon de Marseille est également possible. La zone est ensuite recouverte d'un corps gras (Tulle gras, Biafine ND Orthonutrogena, Mitosyl ND Sanofi, Dermaflon ND Pfizer)

Si la brûlure est située en partie ventrale, la litière doit être repensée avec des matériaux facilement changeables et non abrasifs (type papier journal). Un terrarium vide de tout substrat peut être envisagé .

Lorsque la lésion est peu étendue, une hospitalisation n'est pas toujours nécessaire.

• Traitement des brûlures du second degré

Une hospitalisation doit être proposée car des soins réguliers et attentifs doivent être prodigués. Une analgésie modérée peut également être prescrite . Si l'animal semble choqué, une fluidothérapie agressive doit également être instaurée. Une corticothérapie immédiate est d'usage controversé .

Une fois nettoyée, les plaies doivent être protégées et les pansements changés tous les jours ou tous les deux jours. Les crèmes antibiotiques sont appliquées après nettoyage . Les tissus nécrotiques sont débridés une fois que la ligne de démarcation entre les tissus sains et le tissu mort est apparue. Des améliorations significatives sont constatées après chaque mue . Une crème à la sulfadiazine argent en application locale peut être utile. Par extrapolation à partir des mammifères, la pentoxifylline peut être indiquée. Les pansements humides à sec ou semi-perméables sont utiles pour permettre la granulation de la peau . La ligne de démarcation des tissus dévitalisés peut mettre des semaines à se former.

La zone brûlée doit être ensuite évaluée et recouverte d'un corps gras (tulle gras, Biafine ND Orthonutrogena, Dermaflon ND Pfizer) et d'un pansement non adhésif . L'utilisation d'une crème antiseptique est également possible .

Il est nécessaire d'instaurer une antibiothérapie car les infections sont des complications fréquentes et sérieuses lors d'effractions de la barrière cutanée. Un antibiotique à spectre large est préconisé avec une activité contre les pseudomonas (cephalosporine de troisième génération ou fluoroquinolone) . La ticarcilline ou le ceftazidime sont considérés comme de bons antibiotiques de départ de même que les céfalexines ou l'enrofloxacin . L'antibiothérapie est maintenue jusqu'à guérison totale .

• Traitement des brûlures du troisième degré

Une brûlure du troisième degré nécessite des soins intensifs, ce, pendant plusieurs mois. Le pronostic est réservé à sombre en fonction de l'étendue des lésions.

La démarche thérapeutique est similaire à celle appliquées aux brûlures de second degré . Une fois que la cicatrisation est amorcée et qu'un tissu de granulation est visible, une pulvérisation quotidienne de spray antibiotique peut être préconisée jusqu'à la formation d'une croûte saine . Des topiques antiseptiques tels que la sulfadiazine argent doivent être appliqués sur la plaie pour éviter la dessiccation des tissus viables . Des pansements stériles doivent être utilisés pour couvrir la brûlure et pour réduire le risque d'infection opportuniste . Les pansements doivent être quotidiens puis un jour sur deux. Un parage des tissus nécrosés ne doit être entrepris que lorsque la ligne de démarcation entre les tissus viables et les tissus morts est apparente .

Une douleur intense apparaît dès que les tissus commencent à cicatriser, ceci justifie une analgésie .

Une supplémentation nutritionnelle voire une alimentation entérale assistée doit être mise en place pour subvenir aux besoins protéiques augmentés en pareilles situations .

e)Cas particulier

Les brûlures électriques bien qu'elles soient moins communes que les plaies thermiques sont couramment rapportées. Elles sont le plus souvent liées à la morsure d'un fil électrique. Une nécrose musculaire et cutanée se produit et la plaie est traitée classiquement . Des œdèmes pulmonaires non cardiogéniques et une vascularite sont également possibles .

Les brûlures chimiques sont rares également. Elles doivent être traitées avec des solutés physiologiques tièdes et ce, de façon prolongée afin de retirer toutes les particules toxiques. Cependant dans certains cas, il peut être contre-indiqué d'irriguer la plaie et les particules sont alors retirées par brosse . De la fluidothérapie et de la thermothérapie sont préconisées, surtout si une surface importante est affectée. Dans la plupart des cas, une réponse retardée est nécessaire et la nécrose tissulaire peut se faire 24 à 72 heures après l'agression chimique . Des crèmes antiseptiques et des pansements stériles sont appliqués par la suite pour éviter les infections opportunistes.

Pour la gestion des brûlures de plastron chez les tortues, celui ci est nettoyé régulièrement des différentes souillures possibles . L'utilisation de caillebottis est avantageuse . Cela est d'autant plus important chez les espèces maintenues à de haut degré d'humidité.

f)Pronostic

Malgré l'étendue des lésions, les brûlures sont en général de bon pronostic chez les reptiles mais le temps de cicatrisation peut être extrêmement long .

Les brûlures superficielles cicatrisent en un mois avec peu de traitement s'il n'y a pas d'effraction cutanée, si elles ne sont pas infectées et si l'animal est maintenu dans de bonnes conditions de température . Les brûlures profondes du second et du troisième degré sont toujours associé à un pronostic sombre en l'absence de traitement adéquat .

En revanche, les dysecdysis sont fréquents lors des mues ultérieures au niveau des berges de la plaie des soins particuliers doivent donc être prodigués pour achever la mue .

IV.B.3.Gestion des morsures

a)Etiologie

Les morsures sont fréquentes de la part de congénères ou de proies. On peut observer deux cas de morsures sur des tortues terrestres sur la figure 11.

Les chiens, les chats, les furets et les autres animaux sauvages peuvent attaquer les reptiles. Les rats ou les souris qui servent de proie vivantes sont souvent affamées, assoiffées. Lorsqu'elles sont laissées dans la cage en présence d'un serpent qui ne veut pas les manger, elles peuvent le mordre sévèrement. Des congénères dans le même terrarium peuvent s'attaquer lors du nourrissage, lors de la défense du territoire ou pendant la saison de reproduction. Les morsures sont souvent le fait de proies vivantes mais peuvent également se produire pendant la mue, l'hibernation ou l'estivation, voire sur des reptiles léthargiques ou malades. Toutes morsures doit être considérées comme une urgence, car l'aspect extérieur ne laisse en rien présager des lésions internes et des complications infectieuses possibles .

b)Traitement des plaies de morsure

L'étendue de la plaie peut être variable, allant de l'épiderme jusqu'à la cavité coelomique. Toutes les morsures sont gérées comme des plaies contaminées. La gestion de telles plaies a été décrite précédemment. Les plaies profondes devraient être explorées chirurgicalement sitôt que l'état du patient le permet .

L'utilisation prophylactique d'antibiotiques est controversée . Bien qu'il n'y ait pas de preuve du bénéfice sur des plaies correctement débridées et drainées, les antibiotiques systémiques peuvent être recommandés pour des dégâts sévères . D'autres auteurs, les préconisent d'emblée . Le choix doit être basé sur une coloration de gram effectuée à partir d'un prélèvement sur la plaie. Une attention particulière doit être portée sur les grams négatifs (amikacine, ceftazidime, enrofloxacin) et les anaérobies(métronidazole et chloramphénicol). Les associations clindamycine enrofloxacin, ciprofloxacine clindamycine, ceftazidime métronidazole peuvent être préconisées dans la plupart des morsures .

Figure 11 : Deux cas de tortues terrestres présentant des plaies de morsures

Tortue grecque (*Testudo graeca*) mordue par un chien



Jeune tortue d'Hermann (*Testudo hermanni*) mordue par un chien



IV.B.4. Gestion des lésions ophtalmiques

Les lésions ophtalmiques sont souvent des urgences fonctionnelles. La plupart des espèces survivent sans séquelle à une énucléation, néanmoins les caméléons (*Chameleo* sp.) présentent des troubles majeurs dans la capture des proies.

Les traumatismes par morsure notamment doivent être distingués des abcès de la lunette précornéenne. La lunette pré-cornéenne est une écaille qui recouvre la cornée chez les serpents. Lors de la mue, cette écaille est généralement renouvelée avec l'ensemble du tégument. Parfois l'ancienne écaille persiste et peut provoquer un abcès qui n'a pas de caractère d'urgence. Remarquons néanmoins qu'un propriétaire qui cherche à arracher une lunette précornéenne persistante peut provoquer des traumatismes oculaires .

Les ulcères cornéens sont traités avec de la pommade antibiotique triple, à raison de deux à trois application par jour. La petite taille de la fente palpébrale chez le caméléon en regard de la gaine oculaire rend la pénétration des topiques oculaires difficiles. Une antibiothérapie générale et locale est préconisée. Chez les serpents il peut être utile d'inciser la membrane précornéenne afin de faciliter la diffusion des antibiotiques . De la même façon, une antibiothérapie générale est indiquée chez les serpents.

Si un prolapsus du globe est constaté, une réduction est effectuée à l'aide d'une canthotomie latérale .

L'énucléation de l'œil est parfois nécessaire en cas de panophtalmie. Différentes techniques chirurgicales sont possibles mais elles sont complexes du fait du revêtement cutané péri-orbitaire qui est peu mobilisable.

Une énucléation conventionnelle associée à une cicatrisation par seconde intention peut être préconisée. La technique est longue et requiert beaucoup de soins de plaies .

Une technique par glissement cutané est décrite par l'intermédiaire de deux lambeaux triangulaires qui permettent une fermeture de la plaie . Une autre technique utilisant de la membrane biosynthétique (VetBiosist ND Cook Vet product) est utilisable et permet également un comblement de la plaie .

IV.B.5.Gestion des fractures

On peut distinguer deux types de fractures. Les fractures pathologiques secondaires à une maladie ostéodystrophiques sont de loin les plus fréquentes chez les reptiles et doivent être distinguées de fractures traumatiques telles que les fractures de carapace chez les chéloniens.

a)Fracture pathologique

Les fractures sont fréquentes chez les reptiles détenus en captivité et sont le plus souvent secondaires à des carences calciques nutritionnelles. L'ostéofibrose nutritionnelle sans être la cause primitive peut majorer largement les risques de fractures. Le risque de fracture pathologique est considéré lorsque l'os a perdu 30% de sa corticale . Dans tous les cas, l'homéostasie calcique doit être rétablie avant d'initier une réparation orthopédique . Des injections de calcitonine peuvent aider à accélérer la guérison en inhibant l'action des parathyroïdes, en bloquant l'activité ostéoclastique et en fournissant une analgésie osseuse. Une injection intra-musculaire une fois par semaine est recommandée. Il est important que le patient soit eucalcémique avant d'initier le traitement .

b)Fractures traumatiques

Dans un premier temps, nous distinguerons les fractures des extrémités et les fractures maxillofaciales. Ces fractures ne constituent pas des urgences absolues, elles seront donc peu développées. Quelques éléments seront fournis pour permettre au clinicien d'aborder les reptiles fracturés en consultation et de disposer de quelques notions thérapeutiques.

Par la suite, nous envisagerons le cas particulier des fractures de carapace observées couramment chez les chéloniens qui constituent des urgences véritables.

•Fractures des extrémités

Les fractures ouvertes peu fréquentes en raison de la rigidité de la peau des reptiles. Il est d'usage de considérer que l'os des reptiles est plus long à cicatriser que celui des mammifères, avec un temps de consolidation de deux à huit mois en fonction des conditions nutritionnelles .

La plupart des fractures peuvent se réduire avec une cageothérapie stricte . Bien que le risque de mal-unions soit élevé, cela ne semble pas affecter fonctionnellement les reptiles en captivité . Une résine ou des pansements maintenant les membres plaqués contre le corps sont possibles chez les lézards . Chez les tortues, le membre est maintenu en flexion dans la carapace .

Les fractures des extrémités sont rarement comminutives . Le mode de fixation de choix est le fixateur externe. Un dispositif interne peut être envisagé mais il n'est pas indiqué dans les cas d'ostéopénie .

La fixation externe est la technique la plus couramment utilisée . Cela est lié notamment au fait que les os des reptiles (dont le statut calcique est précaire) ne supportent pas l'implantation d'un montage interne. Un clou intra-médullaire peut être utilisé mais il doit être couplé à un montage externe. Si l'homéostasie calcique est rétablie, la cicatrisation osseuse est attendue en trois en quatre semaines .

Les dispositifs internes sont possibles chez les spécimens de grande taille chez lesquels les fixateurs externes ne constituent pas des solutions pratiques . Par ailleurs, ils sont utiles lorsque l'individu est agressif ou que son

comportement pourrait endommager un montage externe . Des broches en croix ont été utilisées pour stabiliser une fracture fémorale distale sur une tortue de floride .

•Fractures maxillofaciale

Ces fractures sont courantes chez les tortues et peuvent être secondaires à une croissance excessive du bec. Elles rendent inaptes les tortues à la préhension et à la mastication. Si le défaut osseux au niveau du bec est mineur, aucun traitement spécifique n'est requis. Si des défauts plus importants sont constatés, des patches d'acryliques peuvent être fixés .

Chez tous les reptiles, les fractures de la mandibule et du maxille peuvent nécessiter des interventions chirurgicales si une instabilité majeure est constatée. La réparation chirurgicale dépend de la localisation. Un cerclage peut stabiliser les fragments. Les trous peuvent être forés à l'aide d'une fraise dentaire. Chez des grands spécimens, des modèles de fixation externe ou des clous intra-médullaires peuvent être utilisés . Des ponts en acrylique peuvent être utilisés dans certaines situations .

Dans certains cas impliquant un traumatisme crânien, ou induisant une anorexie prolongée, la pose d'un tube de pharyngostomie est indiquée .

•Fractures de la carapace

La traumatologie des reptiles est largement dominée par les traumatismes de la carapace chez la tortue. Cela est notamment dû à leur mode de vie souvent en semi-liberté dans les jardins.

L'origine des traumatismes est diverse : morsures de chiens, tondeuse à gazons, défenestration et accidents de la voie publique sont les plus fréquents.

◇Rappel anatomique

La carapace se compose en deux structures superposées : une charpente osseuse constituée de plaques ostéodermiques et une couverture étanche constituée d'écaille kératinisées agencées en quinconce sur les ostéodermes. La non correspondance des plaques ostéodermiques et des écailles assure rigidité et solidité à l'ensemble.

Les vertèbres sont fusionnées avec la carapace (à l'exception des vertèbres de la queue et les vertèbres cervicales).

◇Bilan lésionnel

L'évaluation initiale doit indiquer si une euthanasie immédiate doit être envisagée ou si une stabilisation associée à un plan thérapeutique paraît possible.

On distinguera deux types de traumatismes : les fractures simples sans perte de substance et les fractures multiples intéressant plusieurs parties de la carapace associées à des lésions viscérales importantes.

Il conviendra dans tout les cas de faire un bilan lésionnel complet.

Il faut prendre en compte les structures sous jacentes notamment les poumons qui se situent ventralement à la carapace et qui sont les premiers organes viscéraux touchés lors d'atteinte dorsale de la dossière.

La respiration des tortues n'est pas affectée par l'absence de vide pleural, car leur mécanique ventilatoire repose sur la musculature de la ceinture pectorale. Il n'y a donc pas de nécessité à restaurer le vide pleural . En revanche, l'atteinte directe des poumons peut aboutir à une pneumonie nécrosante.

L'insertion des muscles pectoraux nécessaires à la respiration se fait au niveau du plastron et de la carapace Les fractures impliquant le plan médian ou la musculature pectorale peuvent entraver la respiration .

La colonne vertébrale est solidaire à la carapace en partie craniale et ventrale. Les paralysies consécutives à des lésions spinales sont difficiles à objectiver car même des atteintes très sévères de la moelle ne provoquent pas de paralysie complète. Des mouvements volontaires autonomes sont possibles. Auquel cas, les tortues meurent plusieurs mois après le traumatisme d'une atonie vésicale ou d'une constipation neurogène .

L'asymétrie des membres peut signer une fracture ou une atteinte neurologique .

La perte des fragments sur lesquels s'inséraient un lambeau cutané est délétère . Dans ce type de traumatisme, il est très difficile de resuturer la peau et cela assombrit largement le pronostic de ces animaux.

Si les plaques dorsales frontales sont touchées, les capacités de rétraction du cou peuvent être diminuée . Cela majore largement le risque ultérieur de traumatisme crânien .

Il faut également prendre en compte les pertes sanguines concomitantes, voire les hémorragies internes.

Le bilan comprend des examens radiographiques sous incidences multiples comme présenté en figure 12. Des radiographies en trois vues (dorsolatérale, latérale et craniocaudale) sont nécessaires. Elles permettent de dépister toutes les fractures et également une éventuelle dystocie. Toutes les femelles doivent être soumises à une évaluation radiographique. Toute femelle gravide accidentée est présumée dystocique .

La scintigraphie peut permettre d'évaluer de façon plus précise la viabilité osseuse .

De la même manière le scanner et l'imagerie à résonance magnétique permettent de visualiser avec plus de précision les impacts du traumatisme et les lésions internes associées (voir figure 11).

◇Traitement

(i)Prise en charge du choc

La prise en charge d'un tel polytraumatisé relève dans un premier temps de soins de réanimation et de fluidothérapie . Une antibiothérapie à large spectre doit être instaurée. Les plaies en granulation sont d'abord colonisées par des bactéries gram positif puis par des bactéries gram négatif . La température corporelle de l'animal doit impérativement être élevée ce qui permet une meilleure vascularisation des zones lésées et un afflux de facteurs de cicatrisation . L'emploi de corticoïdes dans le cadre du choc est discuté . Un relargage de produit de dégradation musculaire est relatée lors des traumatismes sévères et l'utilisation de corticoïde dans ce cadre est recommandée . Des analgésiques sont prodigués . L'analgésie peut être fournie sous forme de morphiniques et d'AINS .

Il faut arrêter les hémorragies actives. Il est difficile d'assurer l'hémostase de certaines hémorragies notamment au niveau du pont . Les plaies sont protégées et les parties mobiles de la carapace sont stabilisées. Si les lésions sont limitées à la carapace dorsale et qu'il n'y a pas de traumatisme crânien, la tortue peut être autorisée à faire un bain d'eau tiède. L'eau ne doit pas entrer en contact avec la plaie .

(ii) Soins de plaie

Par la suite, une désinfection et une antiseptie rigoureuse sont nécessaires. Les différents corps étrangers doivent être retirés minutieusement et les plaies doivent être abondamment irriguées . Initialement il est important d'irriguer la plaie afin de permettre sa décontamination et de dégager les débris . Il est important de ne pas introduire trop de fluide dans la cavité coelomique.

Pour permettre un meilleur nettoyage, de petites brosses peuvent être utilisées . Il est recommandé de nettoyer toute la carapace afin de prévenir les risques de contamination. Si des algues commensales sont présentes, il peut être difficile de les enlever sur toute la surface de la carapace, néanmoins, il est impératif de le faire sur les marges de la plaie .

La présence de tissu non viable, infecté, ou contaminé peut ralentir ou empêcher la cicatrisation de la plaie. Des parages importants doivent être réalisés sous anesthésie générale. Pour les tissus durs de la carapace, l'utilisation de lame de scalpel, de rongeur, ou d'une meule rotative peut être recommandée . Le débridement doit être réalisé jusqu'au saignement des marges de la plaie, afin de la raviver .

Si il y a des fragments de carapace encastrés les uns dans les autres, il est nécessaire de les désincarcérer . A cet effet des crochets formés à partir d'aiguille hypodermique peuvent être utilisés. Si l'alignement ne peut être obtenu, le fragment doit être coupé au même niveau que le reste des autres fragments . De la même manière quand la membrane coelomique est détachée de la carapace, certains auteurs préconisent de débrider la carapace afin d'ouvrir l'espace mort. Toutefois débrider la carapace jusqu'en marge coelomique saine peut provoquer une perte de substance beaucoup plus importante qu'initialement .

Figure 12 : Bilan lésionnel sur des tortues accidentées par imagerie

Vue dorsale d'une tortue accidentée



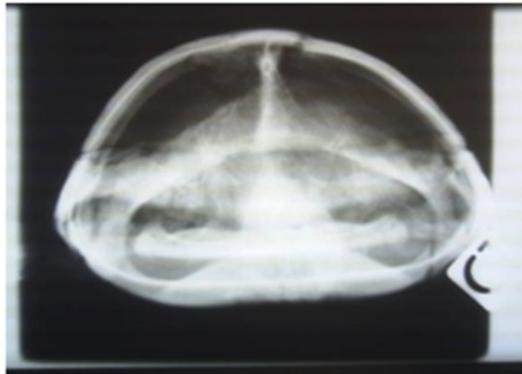
Cliché radiographique dorsoventral de la même tortue



Vue sagittale postérieure d'une tortue accidentée



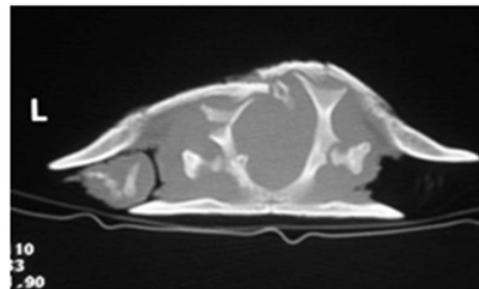
Cliché radiographique frontale de la même tortue



Vue latérale sur une tortue accidentée [51]



Scanner de la même tortue [51]



Il peut être difficile de réparer des déficits importants de la membrane coelomique. Par ailleurs, ces déficits constituent un point d'entrée pour des germes dans la cavité coelomique. Des rinçages coelomiques ouverts et des drainages, associés à des soins de plaies et une antibiothérapie large sont impératifs. Les déficits de carapace et de peau peuvent être comblés en utilisant des biomatériaux qui fournissent un support de granulation. Le Vetbiosist ND Cook Vet product a été utilisé à cet effet.

Si la plaie est récente (moins de 6 heures) elle doit être considérée comme contaminée et non infectée. Après irrigation, elle doit être traitée par première intention après parage, hémostase, fermeture voire drainage.

Si la plaie est plus ancienne, elle doit être considérée comme une plaie infectée et doit être traitée par seconde voire troisième intention. Pour favoriser la détersion, un pansement à base de miel peut être préconisé, ou un pansement humide puis sec . Les pansements humides doivent être utilisés jusqu'à ce que l'exsudat associé à la plaie soit stabilisé . Lors de la granulation, un pansement stérile doit être mis en place, avec des compresses humides stériles et une antibiothérapie à large spectre . Des techniques de greffes de peau artificielles qui accélèrent la granulation ont également été décrites .

Le drainage et les soins de plaie réguliers sont essentiels pour éliminer les infections opportunistes bactériennes, fongiques et parasitaires .

Il est impératif de protéger les plaies contre les myases, le substrat ou l'eau de baignade .

Les pansements standards collent à la carapace ce qui facilite leur utilisation . Les pansements humides à sec, ou des pansements au miel sont appliqués et changés jusqu'à apparition du tissu de granulation . Des pansements semi-occlusifs sont utilisés par la suite. Une couche de colle en cyanoacrylate permet d'assurer l'étanchéité du montage .

La plupart des défauts de carapace sont mieux protégée avec des pansements qui permettent des soins de plaies réguliers jusqu'à 3 mois après le traumatisme. Les pansements humides à base d'hydrocolloïde (Intrasite gel ND Smith and Nephew) sont prodigués dans un premier temps, puis des films radiographiques percés sont appliqués pour protéger la plaie .

L'os se reforme en général une à deux années après le traumatisme. Lorsque la membrane coelomique est conservée, la guérison est rapide .

(iii) Hospitalisation et Environnement sec

Il est souvent nécessaire de maintenir les tortues aquatiques au sec pendant la phase initiale de cicatrisation. Cela peut prendre deux semaines pour des lésions mineures mais un à deux ans pour des fractures complexes. Aucune tortue blessée ne doit être autorisée à hiberner.

Il est reconnu de subvenir aux besoins des tortues maintenues au sec, notamment aux besoins hydriques . La maintenance doit assurer les besoins thermiques de l'animal ainsi que ses besoins en UV . Le substrat doit être suffisamment mou pour éviter la formation d'escarre au niveau du plastron. La mise en place de papier journal au dessus d'une serviette éponge suffit à assurer une bonne répartition du poids et à éviter la formation de nouvelles lésions .

Certaines fractures sont assez peu étendues ou accessibles et peuvent être protégée par un pansement étanchéifié. Cela permet à la tortue d'être immergée pendant 30 à 60 minutes quotidiennement pour être nourrie .

Les espèces semi-aquatiques devraient avoir un accès à soleil et au bain . Pour les individus qui ont un accès restreint à l'eau, une hospitalisation en environnement sec est réalisée pendant deux à quatre heures . Les hospitalisations en milieu sec pour les tortues aquatiques sont stressantes et empêchent une hydratation et une alimentation correcte .

Lorsque les fractures sont limitées à la partie dorsale de la carapace, les tortues peuvent être laissées dans un bassin en eau peu profonde. Cela leur permet notamment de se nourrir et de faire leurs selles. Il est important dans ce cas de ne pas fournir de support ou de surveiller la tortue de sorte qu'elle ne grimpe pas sur les parois de l'aquarium et tombe à la renverse sur sa plaie.

Les tortues qui ont une atteinte du plastron, du pont, ou celles qui ont des fractures qui ne peuvent pas être sécurisées ou étanchéifiées, peuvent nécessiter des soins au sec en continu. Cela peut également s'appliquer aux tortues qui souffrent de traumatisme crânien. La nutrition doit se faire par d'autres modalités. Si la période au sec est relativement réduite (entre deux et quatre semaines), il est possible de ne pas nourrir la tortue. Le maintien du statut hydrique est toutefois essentiel. Les fluides doivent être délivrés par voie parentérale.

Les tortues maintenues au sec parviendront à évacuer leurs selles bien que l'immersion soit un stimulant fort pour l'excrétion. Néanmoins, il est important de nettoyer régulièrement le substrat afin de ne pas avoir une infection secondaire du plastron.

Si l'alimentation est nécessaire alors un dispositif d'alimentation entérale peut être mis en place, comme une sonde d'oesophagostomie ou une sonde gastrique.

Un autre type de dispositif permet de maintenir les tortues dans un environnement sec mais humide. Les tortues sont placées dans un récipient en plastique au fond duquel sont percés des trous. En dessous un autre récipient contient de l'eau chauffée. Ce dispositif permet d'augmenter l'hygrométrie ambiante sans humidifier excessivement l'environnement.

Enfin une dernière alternative consiste à fournir une source d'eau seulement accessible à la tête de la tortue. La tortue passe son cou dans le dispositif et la nourriture est distribuée dans l'eau.

(iv) Stabilisation de la carapace

Les fractures de carapace doivent être stabilisées. La correction chirurgicale est nécessaire pour les fractures de la carapace qui ne sont pas stables ou qui impliquent plus de 20% de la surface de la carapace.

Pour ce faire, diverses techniques sont préconisées. Les fragments dévitalisés sont enlevés et les fragments vitaux sont remplacés.

De nombreuses techniques sont décrites et la plupart du temps plusieurs techniques sont nécessaires. Le déplacement des fractures peut provoquer des douleurs vives pour le patient et provoquer des lésions secondaires. Les analgésiques doivent être utilisés dans ce cas. Tout mouvement des fragments peut provoquer un retard considérable de la cicatrisation. Selon certains auteurs, il n'est pas nécessaire de mener une réduction complète ou d'aboutir à une congruence parfaite des abouts, bien que cela accélère la cicatrisation osseuse. Les espaces manquants entre la carapace (si la membrane coelomique est intacte et reste viable) doivent granuler, s'épithélialiser et éventuellement s'ossifier. L'ostéogenèse se fait à partir de la membrane pleurocoelomique. Il est important d'obtenir une plaie saine et un pseudocoelome intact pour une granulation correcte. Cependant, le comblement par ossification des défauts osseux n'est pas vital et n'est pas un nécessairement un but recherché.

Par ailleurs la mise en place d'une sonde d'alimentation lors de l'anesthésie chirurgicale induite pour une réduction de fracture peut être avantageuse.

(v) Stabilisation par bande adhésive

Les fragments de carapace instables sont réunis. Une première stabilisation peut être réalisée avec une bande adhésive . Certaines bandes adhésives tel que le Tartan 3M présentent une résistance à l'étirement particulièrement importante . Cette forme de fixation est efficace, particulièrement sur les fractures impliquant les marges de la carapace . Cette méthode de fixation peut être utile en tant que dispositif provisoire, dans l'attente d'une anesthésie . De la même manière, sur de jeunes tortues dont la carapace est cartilagineuse, de simples sutures permettent d'assurer une stabilité. Ces méthodes sont illustrés en figure 13.

Figure 13: Différentes méthodes de stabilisation temporaire sur des fractures de carapace [113]



(vi) Stabilisation orthopédique

Les fractures les moins déplacées peuvent faire l'objet de cerclages métalliques ou de plaques voire des vis de contentions . Des dispositifs plus complexes peuvent nécessiter des vis, des clous et des cerclages, utilisés comme moyen d'ancrage (voir figure 15). Des moyens de fixation orthopédiques peuvent être nécessaires sur des individus de grande taille. L'insertion du matériel chirurgical doit se faire sous anesthésie. Le désavantage majeur de ce type de technique est la possible introduction de germe lors du forage, le rejet de l'implant, et l'anesthésie générale .

La majorité des fractures fixées avec des montages orthopédiques sont immédiatement stables. Ces montages visent à appliquer des forces compressives sur le site de fracture. Les vis sont placées de part et d'autre de la fracture perpendiculairement à la surface de la carapace. Il est primordial de ne pas léser les structures internes lors du forage à travers la carapace. Il peut être nécessaire de mesurer l'épaisseur de la carapace et de marquer un repère sur la vis. Par la suite, un cerclage est appliqué entre ces vis, ou des bandes élastiques .

Les vis sont retirées un an plus tard avec des résultats excellents. Il est important de veiller à ce que le matériel chirurgical ne soit pas souillé . L'utilisation d'agrafes chirurgicales pour relier les bords de la fracture a été employé également avec succès .

Une autre variante consiste en l'utilisation de crochets en plastique adhésifs . Collés à la carapace, ils servent par la suite de point d'ancrage pour un cerclage, des sutures ou des bandes élastiques comme montré en figure 15. Afin de solidariser les points d'ancrage avec la carapace, il a été proposé de les fixer à l'aide de résine epoxy

étalée sur les différents fragments mais sans rentrer en contact avec la plaie . Ce type de montage mixte est illustré en figure 14.

Une autre approche pour la réparation des carapaces a été rapportée. Une fois nettoyés, les fragments de la carapace sont alignés et reliés à des câbles de nylons utilisés par les compagnies électriques . Ces câbles sont collés de part et d'autre des fragments de la carapace. Par la suite, ces câbles sont resserrés manuellement jusqu'à obtenir un bon affrontement du site de fracture . Une fois la fracture stabilisée, les câbles sont enlevés .

(vii) Stabilisation par résine

Les réparations avec de la fibre de verre et de la résine époxy ont longtemps été les traitements de choix . Elle est illustrée en figure 14. Cette technique est tombée en désuétude du fait du haut taux de complication. Elle n'est plus recommandée . La fermeture précoce de la fracture peut enfermer des tissus nécrotiques ou infectés dans la plaie. Il peut alors y avoir une infection du tissu sous jacent et des foyers d'ostéomyélites .

Néanmoins, cette solution reste possible dans certaines conditions. Seules les fractures stériles après des soins et une antibiothérapie prolongée doivent être autorisées à être fermées . De manière plus aléatoire, il est possible de combler les défauts de carapace avec de la fibre de verre et de la résine époxy lorsque le traumatisme est récent (moins de 6 heures) . Lors de fractures des bords de la carapace cela peut également être indiquée en raison de l'absence de structure sous jacente . Plusieurs matériaux ont été utilisé pour la réparation des fractures, tel que les ciments d'hydroxide de calcium et le ciment à os . Si un polymère en acrylique est utilisé pour protéger le site de fracture, une couche de résine époxy peut être utilisée pour étanchéifier le montage pour les tortues aquatiques .

Si la perte de substance est conséquente, un grillage métallique sur lequel on colle une feuille en fibre de verre peut être appliqué . Le tout est recouvert de colle époxydique rapide pour assurer une étanchéité parfaite. Cette résine ne doit jamais être retirée, elle tombera lorsque la carapace sera cicatrisée . Si le décollement est trop précoce, il peut être conseillé d'appliquer une nouvelle couche de résine . Il est possible également d'appliquer un pansement recouvert par la suite de résine époxy. Plusieurs résines sont disponibles dans le commerce, on choisira la résine la moins exothermique possible (type PROTEMP II ND, ou SYNTOFER ND) .

Le risque principal de la technique est le développement à long terme d'une ostéomyélite. Cela résulte de la combinaison d'un ou plusieurs facteurs : la fermeture de débris contaminés, nécrotiques ou infectés ou la fermeture d'un tissu qui est devenu non viable après l'application du ciment. En effet, les composants sont exothermiques et leur contact avec la plaie peut provoquer une coelomite ou une ostéomyélite en brulant les plaques de croissance. Par ailleurs, ces techniques ne permettent pas une surveillance de la plaie. L'application d'un produit amorphe peut également rendre non viable les berges de la plaie. Enfin le retrait de ce type de montage peut s'avérer difficile.

Une autre possibilité a été évoquée en utilisant la fibre de verre non pas appliquée directement sur la carapace mais moulée afin de créer un pansement rigide. La création de cette prothèse de carapace permet de protéger efficacement la plaie et de pouvoir être retirée pour des soins de plaies réguliers .

Figure 14 : Différentes méthodes de stabilisation par résine [113]

Pose d'une résine sur une fracture de la dossière chez une tortue de Floride



Pose d'une résine sur une fracture du plastron chez une tortue de Floride



Montage mixte avec des crochets fixés par de la résine associé à des cablages en plastique pour assurer la rigidité du montage sur une tortue grecque.



(viii) Stabilisation par pontage

Un moyen simple pour assurer la stabilité des carapaces est de fixer des pontages métalliques avec de la colle epoxy . Les pontages métalliques peuvent épouser la forme de la carapace et libérer un espace entre la plaie et le montage afin de continuer les soins de plaie. Cela n'est pas possible sur les fractures du plastron car le montage doit être collé au plus près de la carapace pour permettre la locomotion de l'animal .

Les fractures avec une perte de substance importante sont gérées comme des fractures ouvertes. Les débris sont enlevés manuellement et un rinçage est effectué . Les plaies sont couvertes avec un bandage humide à sec .

Sur le même principe, le pontage des fragments peut être réalisé par le moyen de plaques en plastique . Cette forme de fixation offre l'avantage d'autoriser un accès permanent à la plaie pour la réalisation des soins. Cette forme de stabilisation peut être utilisée pour des stabilisations à long terme . Des petites pièces en plastique en forme de U utilisées en plomberie peuvent être utilisées pour un pontage de la fracture comme illustré en figure 15. Les parties en plastique présentent l'avantage de pouvoir être taillées pour épouser la forme de la carapace. Le fragment mobile est relié par ce dispositif à une partie non mobile . La fixation est assurée par de la colle en cyanoacrylique. Il est important de ne pas mettre de glue dans la plaie .

Figure 15 : Différentes méthodes de stabilisation orthopédique ou par pontage [60][113]

Stabilisation d'une fracture de la carapace par vis et cerclage sur une tortue de Floride



Stabilisation par crochet et cerclage métallique sur une tortue grecque



Stabilisation par des pièces de plomberie en plastique sur une *Chelodina longicollis*



(ix) Fermetures avec drains aspiratifs

Les fractures avec des pertes de substance peuvent nécessiter des soins constants pendant des mois à des années. En médecine humaine, il a été démontré que les plaies gérées avec des drains aspiratifs avaient un temps de cicatrisation plus rapide . Il peut être avantageux d'exercer une force de succion négative pour créer un milieu sous pression légèrement inférieure à l'atmosphère, ce qui permet une évacuation continue des sécrétions et assure ainsi la promotion de la granulation . Le milieu sous pression empêche le développement bactérien et un pansement occlusif empêche la contamination .

Les plaies sont débridées et pansées avec des compresses stériles et sont connectées à une pompe de succion . Les pansements sont refaits quotidiennement et les tortues sont gardées au sec .

Le drain est appliqué au travers d'une mousse qui remplit le défaut osseux. Le montage est recouvert d'un pansement occlusif qui permet la mise sous vide. Une succion continue de 100 à 120 cmHg est exercée . Sur les treize tortues traitées, huit ont été traitées avec succès, trois sont mortes, et trois ont été euthanasiées suite à l'échec du traitement . Le montage est laissé en place entre 3 et 43 jours . Il est nécessaire d'avoir une membrane coelomique intacte, si ce n'est pas le cas, une suture doit être réalisée afin de parfaire le vide. La cicatrisation semble être plus rapide et de meilleure qualité qu'avec un pansement humide classique, notamment lorsque des tissus mous sous jacents sont apparents. Par ailleurs cette technique réduit l'atélectasie pulmonaire quand elle présente . La technique est présentée en figure 16.

Le principal inconvénient vient du fait que l'on peut difficilement appliquer ces méthodes à des tortues aquatiques car le montage ne supporte pas l'immersion . Dans ce cas, une gestion au sec doit être réalisée .

◇Pronostic

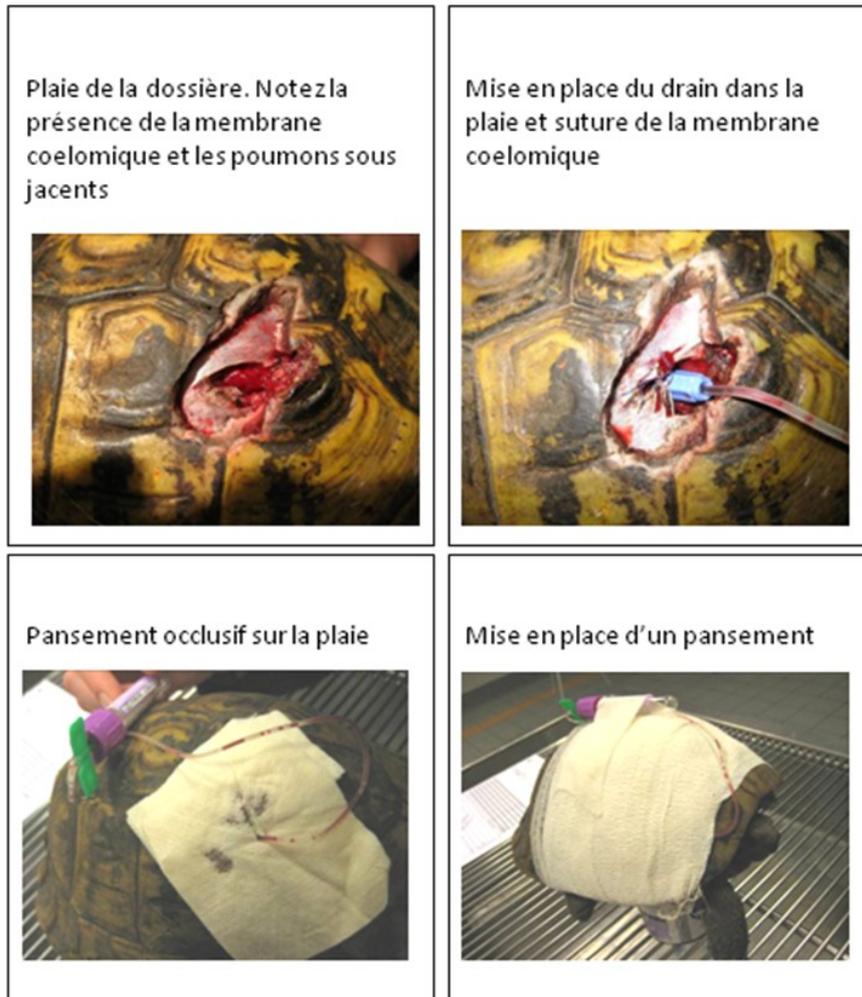
Ces fractures sont souvent très longues à réparer (1 à 2 ans) . On évoque dans la littérature des temps de récupération de 6 à 30 mois voire de plusieurs années . Le plus difficile à gérer est la gestion des plaies sur les tortues aquatiques, notamment le fait de les immerger afin de favoriser la prise de nourriture.

Sur une étude rétrospective portant sur 99 cas de tortues accidentées tout venant, 34% sont mort ou ont été euthanasiés dans la première semaine de traitement, 13 sont mort après la première semaine de traitement, et 52% ont été traités avec succès.

Une étude rétrospective portant sur des 32 tortues australiennes (*Chelodina longicollis*) accidentées a montré certains facteurs pronostics . Il y a significativement plus de mâle que de femelle, ce qui s'explique par la propension des mâles à parcourir de grande distance.

Le taux de mortalité semble plus élevé chez les tortues qui ont une atteinte du pont. Le pont relie la dossière au plastron et protège les organes viscéraux. Il semble y avoir une corrélation entre lésions internes et atteintes du pont. La présence de lésions des tissus mous et l'exposition des organes internes n'est pas un bon facteur pronostic.

Figure 16 : Mise en place d'un drain aspiratif sur une plaie de la dossière sur une tortue grecque (*Testudo graeca*)



IV.B.6.Noyade

a)Etiologie

La noyade est courante chez les chéloniens et peut se produire chez n'importe quel reptile ayant accès à un point d'eau profond. Les serpents sont souvent baignés afin d'aider la mue mais ils peuvent se noyer dans très peu d'eau. On recommande l'accès à un bassin dont la profondeur n'excède pas la moitié de la hauteur de leur corps et dont le bassin contient une pierre. Le bassin doit être assez petit pour que le serpent ne tente pas de nager.

b)Evaluation

Si le reptile est dans un état comateux, s'il ne présente pas de réflexe cornéen ou de douleur profonde, la réalisation d'un ECG ou un doppler permet de vérifier si une activité électrique ou mécanique cardiaque est présente. La conductivité électrique est rehaussée lorsque des aiguilles sont piquées à travers la peau .

c)Traitement

Si une activité électrique est présente, intuber le reptile et le placer la tête en bas afin de drainer le fluide hors des poumons . Une ventilation à pression positive deux à six fois par minute et l'administration de doxapram (5 à 10mg/kg) sont préconisées . Une succion pratiquée à partir du tube endo-trachéal peut être bénéfique . L'animal

doit être réchauffé . Les gaz sanguins et les lactates doivent être surveillés lors de la réanimation pour évaluer le succès du traitement (diminution du niveau de lactate sanguin et amélioration de l'acidose) .

d)Pronostic

Les protocoles de réanimation évoqués précédemment peuvent conduire à des guérisons certes lentes mais néanmoins spectaculaires. Contrairement aux vertébrés supérieurs, les tortues et à plus forte raison les espèces aquatiques, peuvent survivre pendant de longues périodes sans respirer du fait de leur capacité anaérobie. Un cas de réanimation post noyade fructueux a été relaté sur une tortue après 48 heures de ventilation mécanique.

IV.C.URGENCES LIÉES À LA FONCTION DE REPRODUCTION

Les urgences liées à la fonction de reproduction sont des dominantes des situations d'urgence chez les reptiles. La reproduction des reptiles est mal maîtrisée en captivité et des complications fréquentes sont à prévoir. La première des situations pathologiques est l'absence de ponte par les femelles, ce qui les met en situation de dystocie. Il est toujours délicat de déterminer si un reptile est en train de pondre ou si les œufs suivent leur maturation physiologique. Néanmoins, dès lors que l'état de l'animal se détériore, il nécessite un traitement en urgence.

Les prolapsus péniens et les prolapsus de l'oviducte sont également des urgences reproductrices. La dystocie et le prolapsus de l'oviducte sont d'ailleurs des affections qui peuvent co-exister. Les prolapsus ont été arbitrairement classé dans un autre chapitre spécifique, cette affection étant pluri-factorielle.

IV.C.1. Gestion des dystocies

La rétention d'œuf (ou dystocie) est une dominante pathologique majeure des reptiles en captivité. Une étude rapporte une incidence de 10% des affections dystociques dans la population de reptiles captive. Les lézards semblent un peu moins fréquemment touchés que les autres espèces de reptiles avec près de 42% des serpents concernés, 39% des tortues et 18% des lézards . Cependant, ceci peut être en partie expliqué par des conditions de détention un peu moins soignées. De même, un plus grand nombre de dystocies est rapporté chez les ovipares que chez les vivipares mais il convient de relier ce résultat à la forte proportion d'espèce ovipare élevée par rapport au vivipares . Les Colubridés semblent plus touchés que les Boïdés .

Par ailleurs, le risque de dystocie est plus important chez les serpents femelles primipares, les femelles récidivantes et les femelles avec des œufs non fécondés . C'est pourquoi, il est important de préciser dans les commémoratifs si un contact avec un mâle a pu être possible dans la vie de l'animal.

La rétention d'œuf est une urgence majeure en raison du grand risque de rupture des voies génitales femelles pouvant conduire à une péritonite sévère . En effet la stase des œufs conduit à une salpingite qui entraîne la péritonite. Par la suite, un état septicémique s'installe aggravant alors le pronostic . Par ailleurs, l'effet de masse du chapelet ovarien ou des œufs entraîne un effet compressif sur l'ensemble des viscères et des poumons ce qui provoque anorexie et dyspnée . Enfin, les rétentions peuvent également se compliquer de prolapsus cloacaux . C'est une affection d'autant plus grave qu'elle est le plus souvent sub-clinique, le diagnostic n'étant porté que lorsque les premiers signes compressifs s'installent. Une démarche rigoureuse est nécessaire afin de traiter au mieux cette affection, que ce soit de manière médicale ou chirurgicale.

a)Éléments de physiologie de la reproduction

Dans les conditions naturelles, le cycle des reptiles est le plus souvent annuel et sous influence de la photopériode et des variations de températures . L'accouplement et la fécondation des ovules peuvent être largement différés dans le temps chez certaines espèces .

Les rétentions d'œufs sont souvent saisonnières, ainsi 90% des cas sont observé entre avril et août .

Les ovaires reptiliens sont enveloppés d'un fin péritoineum et sont suspendus par un mesovarium. Les grappes sont asymétriques chez la tortue et symétriques chez les lézards et les serpents, l'ovaire droit étant plus cranial. L'oviducte s'ouvre dans la cavité abdominale par un large pavillon à paroi fine. On distingue ensuite une portion tubaire et une portion utérine. Cette dernière portion est le siège de la glande coquillière qui sécrète la coquille et une trame protéique sur laquelle s'incruste de l'aragonite. L'ovogenèse dure environ quinze jours chez les tortues . Chez la plupart des reptiles, il existe deux utérus séparés . L'utérus débouche ensuite directement sur le cloaque . La plupart des rétentions surviennent au niveau de l'oviducte .

On distingue deux types de rétention d'œufs : les rétentions préovulatoires dites rétentions ovariennes et les rétentions postovulatoires, dites rétention d'œufs sensu stricto.

Les rétentions préovulatoires sont liées à une absence d'ovulation et à un engorgement des follicules mûrs sans résorption . Elles ne sont pas décrites chez les ophidiens .

Les rétentions post ovulatoires sont liées à une stase de l'œuf dans les voies génitales .

Les œufs sont sphériques et la coquille est plus ou moins calcifiée. Alors que les œufs sont plutôt mous chez les serpents et chez les tortues aquatiques, ils sont plus calcifiés chez les espèces terrestres . Cependant, la stase des œufs dans les voies génitales conduit parfois à une hypercalcification des œufs consécutive à une inflammation de la glande coquillière . A noter que certaines espèces et notamment certains boïdés (*Boa constrictor*), sont vivipares. Il ne s'agit alors pas de rétention d'œuf mais de dystocies vraies.

La maturité sexuelle apparaît vers l'âge de cinq ans chez les principales tortues d'eau douce et chez les boas constrictor, douze ans chez la tortue d'Hermann. Pour l'iguane vert, elle est atteinte vers l'âge de deux à quatre ans. Elle est en grande partie déterminée par la taille de l'animal .

b)Étiologie

On peut classer les dystocies en deux classes : les dystocies obstructives et les dystocies non obstructives . Les premières résultent d'un obstacle physique à l'évacuation des œufs. Il peut s'agir d'œufs surdimensionnés ou brisés, d'anomalies anatomiques des voies génitales congénitales. L'existence de fracture du bassin, d'abcès ou de toute autre masse obstructive (calculs ou coprostase par exemple) doit être recherchée. Une torsion d'oviducte bien que rare, est à envisager qu'elle soit liée à la présence d'un œuf anormal ou à une atonie utérine .

Les dystocies obstructives se rencontrent généralement chez les chéloniens .

Les dystocies non obstructives sont principalement multifactorielles. Dans la plupart des cas, la cause primaire reste inconnue . Peuvent être incriminées une composante environnementale, une composante d'élevage, une composante individuelle, nutritionnelle ou infectieuse.

•Composante environnementale

L'absence de substrat de ponte est le premier élément à considérer . Nous préconisons de respecter les habitudes de chaque espèce, la plupart pondant dans un sol meuble.

Le stress est une composante importante car il peut induire une hyperplasie des glandes surrénales et une hypersécrétion de corticostérone et de progestérone, inhibant la contraction des oviductes .

La température ambiante et l'hygrométrie peuvent également être impliquées .

•Composante d'élevage

Les femelles mises trop précocement à la reproduction ou la compétition entre femelles pour un même mâle, voire l'absence de mâle prédisposent aux dystocies . L'absence de cycle saisonnier est également préjudiciable .

•Composante individuelle

L'état corporel de la femelle est également à prendre en compte. En effet, la promiscuité et le manque d'activité en captivité peuvent conduire à une diminution du tonus musculaire. Ajouté à cela, une femelle en faible état corporel ne sera pas à même de fournir les efforts nécessaires à l'oviposition. A l'inverse, l'obésité ou une hypertrophie des tissus adipeux peuvent constituer une entrave à l'expulsion des œufs .

La déshydratation et la malnutrition sont de plus des facteurs favorisant . La déshydratation entraîne une adhérence des muqueuses aux œufs favorisant leur rétention.

•Composante nutritionnelle

Une hypocalcémie d'origine diverse peut également être incriminée .

Des déficits phosphocalciques ou de carences en vitamine A et D3 constituent des causes éventuelles .

•Composante infectieuse

Enfin bien qu'aucun germe spécifique n'ait été mis en cause, les infections bactériennes ou virales peuvent également être impliquées dans la dystocie . On évoque notamment le rôle de *Salmonella Arizonae*, *Monocercomonas* sp., *Aeromonas* sp., *Pseudomonas* sp., *Proteus* sp. .

c)Diagnostic

La première étape est de reconnaître le sexe de l'animal examiné.

Le dimorphisme est marqué chez les tortues terrestres couramment rencontrées (*Testudo* sp.), la queue étant plus courte chez la femelle et le plastron étant généralement bombé . La couleur de l'iris est un bon indicateur chez les tortues boîtes (*Terrapenne* sp.) : il est orange chez les femelles . Chez les lézards, la présence de pores fémoraux moins marqués est également un bon indicateur. Les serpents présentent un dimorphisme plus frustre .

La saisonnalité des dystocies souvent observées chez les chéloniens, n'est pas de règle chez les ophidiens qui peuvent supporter une rétention d'œuf pendant plusieurs mois . De plus, les durées de gestation variables en fonction de la température sont parfois très longues, ce qui ne permet pas d'avoir un repère chiffrable comme chez les espèces de carnivores .

Les commémoratifs évoquent parfois une interruption de la ponte ou le creusement d'un nid .

La clinique de l'animal est évocatrice : chez les squamates on retrouve une triade de symptômes que sont l'apathie, l'anorexie et la dilatation de la cavité coelomique . Il est important de noter que l'anorexie est physiologique chez certaines espèces pendant toute la période d'ovogenèse . Chez les chéloniens on observe souvent dans un premier temps une agitation, la tortue cherchant un substrat de ponte adéquat. Puis, la tortue devient progressivement léthargique puis anorexique .

Cependant, la différence entre un reptile gravide et un reptile présentant une rétention d'œufs n'est pas toujours aisée . L'apathie est un bon critère d'alerte, il signe la rétention pathologique . Une constipation chronique ou un prolapsus cloacal peuvent être les seuls signes de dystocie . Une palpation douce peut permettre de sentir les œufs dans la cavité coelomique.

Il est possible de distinguer les rétentions préovulatoires qui se manifestent par des masses plutôt rondes et difficilement mobilisables, des rétentions post-ovulatoires dont les masses sont plutôt oblongues et situées plus en arrière dans l'abdomen . Chez les tortues, il est possible de sentir les œufs par les fosses inguinofémorales . Pour faciliter la manœuvre, il est possible de tenir la tortue verticalement en imprimant un mouvement de balancement pendulaire . Les rétentions basses avec un œuf coincé au niveau du cloaque sont de diagnostic évident .

Parfois le diagnostic peut se révéler plus difficile, notamment chez les vivipares, pour lesquels la palpation des fœtus peut être difficile et qui, le plus souvent, ne débutent pas le travail de ponte lors des rétentions

Les examens d'imagerie sont primordiaux pour confirmer la suspicion clinique comme le montre la figure 17. Ils permettent également d'évaluer le nombre d'œufs présents . Ils permettent de mettre en évidence la présence d'éventuels obstacles à la sortie des œufs (fécalomes, urolithes, œufs malformés, fracture du bassin) et de vérifier l'aspect des œufs (calcification, forme, taille et volume) . Il peut être intéressant de comparer le diamètre des œufs à la taille de la filière pelvienne, ce qui peut être une indication pour une chirurgie immédiate .

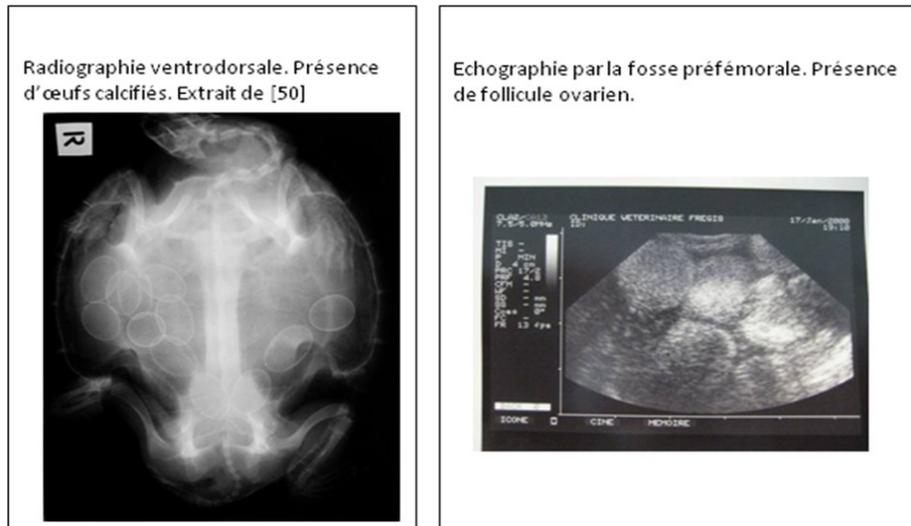
Les œufs commencent à être visibles dix jours avant le début de la phase de ponte .

Les œufs sont toujours visibles même s'ils sont plus difficiles à discerner chez les espèces dont la coquille est peu calcifiée . Parfois, une hypercalcification est observée car la stase des œufs provoque une inflammation de la glande coquillière . Par contre, si les masses visualisées ne sont pas calcifiées, il est difficile de différencier les deux types de rétention . Les œufs infertiles ont une forme polygonales et sont amassés en bloc alors que les œufs fécondés ont une forme arrondie .

Chez les vivipares, on peut apprécier la forme des vertèbres des fœtus. Ils sont en général regroupés en chapelet s'ils sont vivants et dispersés s'ils sont morts .

Une échographie peut être réalisée à travers la fenêtre inguinale chez les tortues. Les œufs sont alors bien visualisés . Pour les serpents vivipares ,on peut également faire une échographie pour vérifier la viabilité des fœtus.

Figure 17 : Dystocie diagnostiquée par des moyens d'imagerie sur des tortues



d)Thérapeutique

- Mesures hygiéniques

Elles souvent tardives dans un contexte d'urgence. Il s'agit de fournir un substrat de ponte à l'animal isolé dans un terrarium calme plongé dans l'obscurité, avec une température adéquate .

- Manœuvre obstétricale

Un massage inguinal des oviductes est déconseillé en raison du fort risque de rupture des œufs .

- Thérapeutique médicale

Elle est inefficace en cas de rétention préovulatoire, la chirurgie est alors considérée d'emblée . Elle est également inefficaces en cas de rétentions post ovulatoires obstructives . Nous pouvons par conséquent envisager les différents cas de figure lors de rétention post ovulatoire non obstructive.

L'administration de laxatif per os ou per cloacaux (huile de paraffine) est préconisée en association avec des bains d'eau tiède et une réhydratation parentérale . L'emploi d'hormone pituitaire pour stimuler les contractions de l'oviducte a été décrit. Comme la température influe sur la pharmacocinétique, les individus doivent toujours être maintenus à température préférentielle. L'ocytocine semble être plus efficace dans les 48 premières heures de la dystocie . Il est également possible d'utiliser l'arginine vasotocine qui est l'hormone équivalente chez les reptiles de l'ocytocine, car l'oviducte des reptiles y est dix fois plus sensible qu'à l'ocytocine . Il est rapporté des taux de réussite de l'ordre de 73% dont 18% de cas réfractaire à l'ocytocine . Néanmoins cette hormone, très peu disponible, est très instable.

◇Chez les Ophidiens

Elle est rarement efficace. Un essai peut être réalisé avec de l'ocytocine à raison de 1 à 10 UI/kg de poids vif 1 à 3 fois espacées de trois jours .

◇Chez les Lézards

Dans le cas de rétention préovulatoire, si l'anorexie est présente depuis moins de quatre semaines et que l'état général est bon, il est possible de procéder à une surveillance en réajustant les paramètres environnementaux. Si une hypocalcémie est détectée, une supplémentation per os de calcium à dose de 100mg/kg/j est souhaitable pendant trois semaines .

Une reprise de l'alimentation signera un début de résorption folliculaire.

Si l'animal est en mauvais état général, une alimentation forcée et une calcithérapie sont instaurées à raison de 100mg/kg/j IM , en vue d'une ovariectomie.

Dans le cas de rétention post ovulatoire, les œufs sont calcifiés . Si l'état général est bon, les mesures hygiéniques mentionnées précédemment peuvent être préconisées.

Si l'animal est apathique et que l'anorexie dure depuis plus de quatre semaines, on procède à un traitement médical énergétique. Une calcithérapie injectable (100mg/kg IM toutes les 6 heures) ainsi que de l'ocytocine (10 à 20 UI/kg toutes les 6 heures). Si la ponte n'est pas déclenchée dans les 24 heures suivant le début du traitement, une chirurgie est entreprise .

◇Chez les Tortues

L'ocytocine est très efficace chez les chéloniens si le processus d'édification du nid a débuté. On effectue une injection IM ou SC de 2 à 10 UI/kg . Une administration de 5 UI voire de 2UI suffit le plus souvent . L'injection est renouvelée toutes les deux heures. La ponte doit être directe et rapide . Elle débute environ 30 minutes à 1 heure après l'injection . On adaptera la dose en fonction inverse de la taille des femelles . Un dosage trop élevé peut provoquer un certain nombre de complications (prolapsus, ponte intra-abdominale, rupture de l'oviducte . L'administration conjointe de gluconate de calcium IM permet de prévenir les risques de prolapsus .

•Thérapeutique chirurgicale.

Si l'obstruction est basse et si l'œuf visible, on peut essayer de pratiquer une ovocentèse à l'aide d'un otoscope et d'une seringue montée d'une aiguille . Les fragments sont ensuite retirés délicatement à la pince [2, 3, 5] ou expulsés par les voies naturelle . Il est également possible de ponctionner par voie percutanée si l'œuf n'est pas suffisamment engagé . Il est possible également de le ponctionner dans la fosse inguinofémorale chez les tortues .

Dans les autres cas de figures réfractaires au traitement médical ou dans les cas où l'état de l'animal ne le permet pas, une chirurgie génitale s'impose.

Il est recommandé d'effectuer une prémédication avec une antibioprofylaxie à base d'enrofloxacin 10mg/kg IM et des antalgiques (meloxicam 0,1mg/kg) .

◇**Chez les serpents**

On effectue une incision paramédiane en évitant les écailles ventrales. La peau est incisée sur une longueur de 15 à 25 cm suivant la taille du serpent. Plusieurs incisions peuvent être réalisées sur l'oviducte . Un surjet peut être effectué sur l'oviducte. Par la suite, le serpent peut encore se reproduire si besoin . Si une ovario-salpingectomie est décidée, il faut disséquer les mesovariums de proche en proche pour aborder les ovaires. Puis une ligature simple sur l'oviducte suffit pour la salpingectomie .

◇**Chez les lézards**

On pratique un abord par la voie paramédiane sur une longueur de 5 à 8 cm. En cas de rétention pré-ovulatoire, une simple ovariectomie est préconisée. Les ovaires sont alors prédominants dans la cavité abdominale. Du côté gauche, la glande surrénale est interposée entre la veine rénale et l'ovaire. Il faut donc prêter une attention particulière à ne pas léser cet élément. A droite, la veine cave est située entre l'ovaire et la glande surrénale ce qui minimise les risques de lésion .

Lors de rétention post ovulatoire, l'ablation des ovaires et des oviductes est indispensable.

Ce sont alors les oviductes gravidés qui sont prédominants dans la cavité coelomique .

On effectue la pose de plusieurs ligatures en masse de chaque groupe de vaisseaux du mesosalpinx irriguant les oviductes. Puis, une ligature transfixante de chaque oviducte est effectuée au niveau du cervix .

◇**Chez les tortues**

Deux voies d'abord sont possibles. La voie inguinale est simple et rapide, elle consiste en une incision de la paroi musculaire craniale à l'extrémité proximale de la cuisse. Cependant, cette voie ne permet pas l'ovariectomie . L'autre voie nécessite au préalable de pratiquer une plastronomie comprenant les plaques fémorales et abdominales. Le volet osseux peut être maintenu ouvert par un aide ou être totalement enlevé . Une illustration de l'abord est présentée en figure 18.

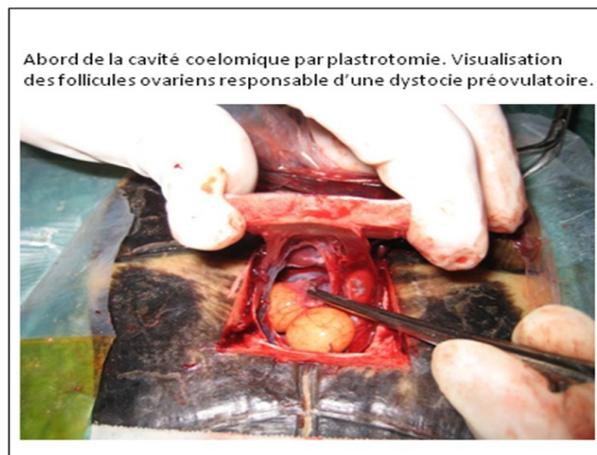
On effectue une dissection du mésovarium de proche en proche, une ligature de la partie vaginale puis on ferme la cavité coelomique par un surjet . Une large irrigation au sérum physiologique tiédi ainsi qu'une instillation de 10mg/kg d'enrofloxacin peuvent être effectués .

Le suivi post-opératoire se fait classiquement dans un terrarium chauffé à 30-32°C, une couverture antibiotique est instaurée (5mg/kg/jour IM pendant 10 jours) et des antalgiques sont administrés (2mg/kg flunixin meglumine IM, ou 0,1mg/kg meloxicam IM pendant cinq jours) . D'autres antibiotiques peuvent être prescrits (marbofloxacin 2mg/kg/j pendant dix jours, amoxicilline) . Une réhydratation intra-péritonéale est également effectuée à raison de 20ml/kg avec un mélange de moitié de NaCl isotonique et de Glucose 5% .

Une antiseptie cutanée est préconisée avec de la polyvidone iodée pendant plusieurs jours. L'animal est placé sur un substrat neutre avec du papier journal changé quotidiennement, le temps de la cicatrisation (deux mois) .

L'hibernation est déconseillée l'année suivant l'intervention .

Figure 18 : Chirurgie dans le cadre d'une dystocie sur une tortue de floride (*Trachemys scripta*)



IV.D.PROLAPSUS CLOACAUX

Trois différents appareils se terminent dans le cloaque. Les prolapsus cloacaux peuvent être liés à des désordres d'ordre reproductif, urinaire, ou gastrointestinal. Le coprodeum est la partie la plus craniale elle est située au niveau où le rectum entre dans le cloaque. L'abouchement de l'urodeum se situe à l'opposé du coprodeum et contient les abouchements des voies génitales et des uretères. Le proctodeum est la partie la plus caudale et sert de réservoir avant excrétion.

IV.D.1.Etiologie

Les prolapsus du colon sont secondaires à un environnement mal adapté ou une maladie sous jacente telle qu'une constipation, une entérite bactérienne ou une entérite parasitaire .

Les prolapsus de l'oviducte peuvent résulter d'une rétention d'œuf, d'une dystocie, d'un œuf malformé, d'une hypocalcémie, d'une salpingite, d'un processus néoplasique ou d'une affection intra-coelomique avec un effet masse .

Dans la plupart des cas, les prolapsus de la vessie résulte d'une cystite (associée à une urolithiase) . Les prolapsus du colon résultent du ténésme (colite, endoparasite, corps étranger, fécalome, nephromégalie, hypocalcémie ou anomalie de conformation de la filière pelvienne).

Les prolapsus du pénis sont secondaires à une infection ou une inflammation liée à un traumatisme ce qui est souvent observé chez les tortues aquatiques subissant les morsures de congénères hébergés dans le même bac . Une activité sexuelle chronique, de la constipation ou à une anomalie neurologique peuvent également être incriminés , impliquant le muscle rétracteur du pénis ou le sphincter cloacal .

IV.D.2.Diagnostic

Le tissu prolapsé doit être examiné attentivement et identifié. Dans les cas où le tissu est très délabré, il peut être difficile de déterminer l'origine du prolapsus.

Le rectum et le salpinx sont des organes tubulaires présentant une lumière.

Le salpinx est strié longitudinalement et de structure musculaire.

Le colon est lisse et flasque. La lumière est souvent souillée de matière fécale. Afin d'aider au diagnostic différentiel, un rinçage de la lumière ou l'introduction d'un coton tige permet de récupérer des matières fécales et de différencier ces structures d'un oviducte .

La vessie (présente chez la plupart des lézards et chez les tortues) est remplie de liquide et a une structure de sac si elle est intacte. Si elle a été exposée à l'air libre pendant une longue période, la vessie peut paraître dévitalisée et se rompre, elle apparaît alors fine, avec un tissu d'aspect plissé. Du liquide coelomique peut s'accumuler dans la vessie éversée ce qui lui confère un aspect remplie d'urine.

Le phallus ou l'hémipenis sont des organes de la forme d'un champignon qui peuvent être de couleur variable rose ou noir. Il n'y a pas de lumière mais un sulcus central. Il repose normalement sur la face ventrale du proctodeum.

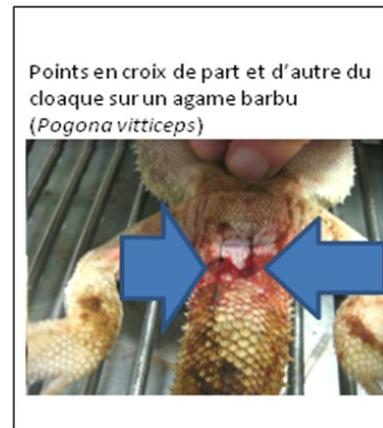
IV.D.3. Thérapeutique

Le traitement des prolapsus dépend de l'étiologie et de la présentation clinique initiale. Dans certains cas, l'irrigation, la lubrification et la réalisation de pansements occlusifs avec des compresses propres peuvent être utilisés pour maintenir les tissus dans l'attente d'une stabilisation en vue d'une anesthésie et d'une chirurgie . En aucun cas, des produits huileux ne doivent être appliqués sur les muqueuses éversées car ils interfèrent avec la cicatrisation ultérieure si une chirurgie est nécessaire .

L'œdème de l'organe prolapsé peut être réduit avec des solutions de dextroses à haute concentration (50%) .

Un coton tige humidifié est utilisé pour remettre en place l'organe prolapsé comme présenté en figure 19. Si le prolapsus ne peut pas être réduit manuellement, le cloaque peut être ouvert latéralement de façon à en élargir l'ouverture . Une fois réduit, des sutures transverses peuvent être réalisées de part et d'autre du cloaque ou une suture en bourse avec du fil non résorbable. Chez les chéloniens, une suture en bourse classique est préconisée alors que chez les squamates dont l'orifice cloacal est plutôt rectiligne, la suture transverse est plus indiquée . Une suture transverse est présentée en figure 19. Les sutures doivent être suffisamment étroites pour empêcher la récurrence du prolapsus et suffisamment grandes pour permettre le passage des urates. La suture en bourse est retirée au bout de deux semaines.

Figure 19 : Technique de réduction des prolapsus cloacaux par des points en croix sur des lézards



a) Prolapsus du pénis

Dans le cas d'un prolapsus du pénis, si les tissus sont sévèrement touchés, une amputation peut être recommandée car les voies urinaires ne passent pas dans le pénis ou l'hémipénis. C'est donc une affection de bon pronostic. Une suture est mise en place à la base de l'organe et les tissus sont réséqués distalement à la suture. Chez les plus grands chéloniens, les vaisseaux sanguins et le corps caverneux sont ligaturés séparément. La muqueuse réséquée est ensuite suturée bord à bord et réintégrée dans le cloaque. Des crèmes antibactériennes telles que la sulfadiazine argent sont appliquées dans le cloaque.

b) Prolapsus de l'oviducte

Dans le cas d'un prolapsus de l'oviducte, la réduction simple est possible, néanmoins, il est probable que les ligaments suspenseurs aient été rompus ou étirés. Le cas échéant, l'oviducte ne peut plus recevoir d'œuf et une stérilisation est recommandée.

Dans certains cas, une amputation a été réalisée. Dans la plupart des cas, une exérèse de l'oviducte ainsi que l'ovariectomie est recommandée. Les reptiles ont un appareil reproducteur bicornué et deux ovaires. Si, au moment de la coeliotomie, un seul côté du tractus reproducteur est lésé, il est possible de ne retirer que la corne utérine lésée ainsi que l'ovaire associé. L'animal garde ainsi ses capacités de reproduction. Si la perte du potentiel reproducteur ne constitue pas un problème majeur, une stérilisation classique est préconisée.

c) Prolapsus vésical

Dans la plupart des cas de prolapsus vésical, les uretères sont rarement touchés car ils aboutissent dans l'urodeum et non directement dans la vessie. Si les tissus sont endommagés, il faut réséquer les tissus non viables. Une fermeture par des surjets éversants est réalisée pour assurer l'étanchéité de l'ensemble. S'il y a beaucoup de tissus endommagés, une coeliotomie peut être avantageuse pour avoir une meilleure exposition. Il faut noter que la vessie joue un rôle non négligeable dans la balance hydrique et électrolytique et qu'il est important de maintenir autant de tissu viable que possible.

d) Prolapsus du colon

Lors de prolapsus du colon, la phase aiguë est aisément gérée par des sutures transverses. Lorsque le colon est prolapsé, la circulation veineuse est souvent compromise ce qui conduit à un œdème important des tissus. Le cas échéant, une coeliotomie est indiquée afin d'exercer une traction pour réduire le prolapsus. Une colopexie peut être réalisée à cette occasion. La colopexie doit être réalisée en tissu sain. Une aiguille atraumatique doit être

utilisée afin de limiter le risque de diffusion de matériel fécal. Une variante incluant le colon dans la suture abdominale est également possible. L'aiguille est passée dans la paroi cœlomique puis dans le colon, puis à nouveau dans la paroi cœlomique tout le long de l'incision.

Dans les cas où la partie du colon qui est extériorisée est dévitalisée, une résection et une anastomose peuvent être réalisés. Un objet tubulaire est inséré dans la lumière du colon. Des points d'appui sont placés en traversant la partie externe du tissu prolabé et en l'ancrant dans l'objet tubulaire mis en place ce, de façon circconférencielle. Une fois que les tissus sont fixés, les tissus nécrotiques peuvent être réséqués. Une anastomose intestinale joignant les extrémités réséquées bord à bord est réalisée . Une autre alternative est de réaliser une résection-anastomose par coeliotomie . La technique est exposée en figure 20.

Si le tissu est vital (autre que le pénis), la réduction et la mise en place de sutures transverses sont indiquées . Une colopexie peut également être réalisée . Si le tissu n'est pas viable, la résection et l'anastomose sont indiquées .

Figure 20 : Réduction d'un prolapsus du colon par une technique de résection-anastomose



IV.E.URGENCES DIGESTIVES

En dehors des prolapsus cloacaux, d'autres urgences digestives peuvent être abordées. Les régurgitations ne relèvent pas strictement du traitement de l'urgence car elles résultent le plus souvent de conditions chroniques (conditions zootechniques inadéquates). Les cas d'urgence sont rencontrés lorsque l'intégrité des tissus digestifs est menacée soit par la présence d'un corps étranger soit par la présence d'un volvulus intestinal. Les stomatites peuvent également être considérée comme des urgences dans certains cas précis.

IV.E.1.Occlusion digestive

a)Etiologie

Les corps étrangers sont courants chez les reptiles particulièrement chez ceux laissés en liberté à la maison . Les grands boïdés peuvent ingérer par inadvertance du substrat lorsqu'ils avalent leur proie. La plupart du temps les serpents régurgitent dans les jours qui suivent. Les lézards, les tortues et les petits serpents peuvent ingérer du substrat tel que du sable, du gravier, de la litière pour chat, des coquilles de noix ou des copeaux de maïs . Parmi

les tortues, les tortues étoilées (*Geochelone sulcata*) semblent prédisposés à cette affection . La lithophagie ou geophagie peut être favorisée par un régime inadapté ou des conditions zootechniques inadéquates .

b)Evaluation

Les reptiles obstrués sont généralement abattus et anorexiques. Certains auteurs ont observé plusieurs iguanes avec des régurgitations, un abdomen douloureux associé à un volvulus intestinal .

c)Bilan lésionnel

La palpation abdominale et les radiographies peuvent aider au diagnostic . Le diagnostic se fait par radiographie . Les signes en faveur d'une obstruction sont des distensions gastro-intestinales aériques distales à l'obstruction. La radiographie peut révéler un déplacement cæcal dans le quadrant cœlomique caudo-ventral droit avec des gaz dans le tractus intestinal lors de volvulus intestinal . Un exemple de radiographie sur une tortue ayant ingéré des gravats est exposé en figure 21. Les radiographies de contraste ainsi que les échographies peuvent être utiles dans les cas équivoques. Les analyses sanguines peuvent être évocatrices d'une perforation intestinale.

Une exploration chirurgicale est nécessaire pour le diagnostic définitif des obstructions intestinales, des torsions et des volvulus .

Figure 21 : Diagnostic d'obstruction par radiographie sur une *Geochelone sulcata*



d)Traitement

Différentes approches sont évoquées dans la littérature. De manière empirique, certains auteurs ont constaté que l'administration intra-coelomique de fluides (40ml/kg) et le refroidissement induisent une régurgitation dans les deux jours qui suivent chez les serpents .

Les reptiles non obstrués ou non perforés sont mieux traités dans des conditions optimales et avec une fluidothérapie adaptée . Des traitements conservateurs tels que les lavements, les fluides et des massages sont souvent bénéfiques . Des cas plus sévères peuvent bénéficier de laxatifs à base d'huile minérale (5ml/kg) par sonde de gavage en raison des risques irréversibles de régurgitation ou de bronchopneumonie d'aspiration . Du psyllium peut être un adjuvant utile .

Il est important de ne pas être agressif dans la conduite de ces cas. Des hameçons dans des tortues de floride (*Trachemys scripta* sp.) de 70g ou des aiguilles de 22G dans des *Geochelone sulcata* peuvent passer sans difficultés . Les animaux sont surveillés étroitement par des clichés radiographiques pour témoigner du transit .

Si le traitement conservateur n'est pas fructueux, un traitement chirurgical est possible. Les serpents peuvent avaler des ampoules en céramique ou des thermomètres qui doivent être extraits chirurgicalement . Les reptiles obstrués avec des lésions digestives sont éligibles pour la chirurgie . Un pronostic sombre est associé aux régurgitations chez les tortues .

IV.E.2.Stomatites

C'est une maladie courante chez les reptiles et se caractérise par une surinfection de la muqueuse buccale et des tissus environnants. Ainsi des gingivites, des glossites et des cheilites peuvent être associées. Les stomatites résultent le plus souvent de conditions d'élevage inadaptées et sont donc la conséquence d'une affection chronique. Néanmoins, les stomatites peuvent devenir des urgences dans deux cas précis : lorsque des placards purulents obstruent l'orifice glottique et crée une détresse respiratoire ; et lorsque l'anorexie prolongée aboutit à une débilitation majeure.

a)Symptômes

Les signes cliniques des stomatites de reptiles incluent l'anorexie, le ptyalisme, les gingivites ; les pertes de dents. Des abcès oraux ou des ulcères peuvent être associés à cette condition. Certains reptiles avec une insuffisance rénale et une goutte viscérale secondaire ont des plaques blanchâtres qui se développent sur les muqueuses gingivales. Les stomatites peuvent être classées en stomatite hémorragique, nécrotique ou proliférative.

b)Etiologie

Les stomatites sont largement dominées par des causes infectieuses associées à des défaillances zootechniques.

•Affections bactériennes

Les bactéries gram négatif sont prédominantes dans la cavité buccale des reptiles malades alors que les bactéries gram positif sont plutôt prédominantes chez les reptiles sains. *Pseudomonas* sp sont connu pour être des causes de stomatites ulcéraives primaire et secondaire . *Aeromonas* sont des bactéries couramment isolées chez les lézards en cas de stomatite. *Salmonella* et *Morganella* sont des bactéries isolées également chez les lézards sains et malades .

Aeromonas, *Escherichia coli*, *Pseudomonas*, *Salmonella*, *Providencia*, *Klebsiella*, *Proteus*, sont des bactéries couramment isolées chez n'importe quel serpents . D'autres bactéries anaérobies font partie de la flore buccale des reptiles tels que *Bacteroides*, *Clostridium*, *Fusobacterium* et *Peptostreptococcus* peuvent provoquer des nécroses tissulaires sévères et des abcès . Les mycobactéries peuvent provoquer des lésions chroniques granulomateuses dans la cavité buccale associées à des ostéomyélites.

•Affections virales

Des causes virales sont rapportés en tant qu'agent primaire ou secondaire dans les stomatites . L'herpesvirose chez les tortues terrestres notamment est incriminée dans les cas de stomatites nécrosantes .

•Affections fongiques

Les stomatites fongiques sont peu fréquentes chez les reptiles, néanmoins elles sont probablement sous diagnostiquées. *Candida albicans* est une affection fongique opportuniste qui envahit couramment le tractus du haut appareil digestif chez les lézards. Les facteurs zootechniques qui favorisent ce genre d'affection sont une grande hygrométrie, de la malnutrition, la promiscuité.

•Affections parasitaires

Seulement quelques parasites peuvent être associés à des affections de la cavité buccale. Il apparait que la présence de parasite soit transitoire dans la cavité buccale, notamment pour les parasites digestifs qui vont se développer dans le tractus digestif bas, ou des parasites respiratoires .

c)Evaluation

Les examens complémentaires à entreprendre comprennent une bactériologie des tissus infectés, une numération formule sanguine, et un panel biochimique. Les abcès et stomatites qui ne répondent pas au traitement conventionnel doivent être analysés histologiquement afin d'explorer des hypothèses néoplasiques, fongiques ou une mycobactériose .

Un plan thérapeutique peut être établi avec des cultures directes ou des méthodes des cultures des tissus profonds. La muqueuse gingivale est incisée et le prélèvement bactériologique est fait à ce niveau. Les radiographies permettent d'évaluer l'atteinte osseuse.

d)Traitement

Le traitement des stomatites bactériennes comprend l'utilisation d'antibiotique sur de longue durée après un choix approprié associé à des corrections environnementales. Les antibiotiques classiquement utilisés sont les quinolones et les aminoglycosides. Le ceftazidime et le chloramphenicol ont également été utilisé avec succès . A cause de l'éventualité d'une infections à bactéries anaérobies, l'antibiothérapie devraient inclure des pénicillines, des cephalosporines, de la clindamycine, des tetracyclines, du metronidazole ou du chloramphenicol . *Bacteroides* sont fréquemment résistant aux pénicillines et aux tetracyclines. Le ceftazidime constitue un bon antibiotique de choix pour son spectre gram négatif et anaérobie ou une combinaison quinolone – métronidazole.

Des traitements d'antiviraux peuvent être instaurés en cas d'identification d'un agent viral. Des traitements à base d'acyclovir topique 5% et systémique (80mg/kg/jour) ont été tenté et semblent avoir des effets bénéfiques . Néanmoins le pronostic des stomatites herpétiques est sombre.

L'itrafungol a une bonne distribution systémique y compris dans les exsudats. Les protocoles thérapeutiques suggèrent une dose de 23,5mg/kg oralement toutes les 24h pour au moins 4 à 6 semaines .

Des traitements topiques sont préconisés régulièrement : débridement, des irrigations avec de la chlorexidine, et des applications de cicatrisant hydrosoluble tel que le sulfadiazine argent. L'administration d'analgésique est bénéfique et doit être ajustée en fonction du patient .

En cas d'obstruction glottique, une intubation temporaire est recommandée en attendant un débridement chirurgical du matériel purulent. En cas d'anorexie prolongée, une sonde d'oesophagostomie est également préconisée pour initier la réalimentation en attendant la cicatrisation des lésions.

IV.F.URGENCES RESPIRATOIRES

Les urgences respiratoires vraies sont limitées et sont usuellement des manifestations de maladies chroniques ou de traumatismes aigus.

La dyspnée est liée à des affections respiratoires primitives ou des interférences extra pulmonaires avec la fonction pulmonaire.

IV.F.1.Etiologie

Les urgences respiratoires les plus fréquentes sont des processus obstructifs impliquant l'oropharynx et la trachée, tel que les granulomes (inflammatoire, abcès), les corps étrangers ou des tumeurs (chondromes trachéaux chez les pythons royaux) associés à divers agents infectieux tels que les mycoplasmes, les herpesviroses et iridoviroses chez les tortues. Des lésions périglottales avec des inclusions intra-cytoplasmiques ont été rapportées chez un lézard (*Gerrhosaurus major*) avec de la dyspnée et un herpesvirus a été identifié .

La dyspnée est liée à des affections respiratoires primitives ou à des interférences extra-pulmonaires avec la fonction pulmonaire.

a)Atteintes respiratoires

Les tortues souffrant d'une infection de l'appareil respiratoire haut présentent de la dyspnée, un jetage muqueux à mucopurulent, des rhinites et des conjonctivites. Les stomatites et les glossites sont présentes dans les infections à herpesvirus mais non dans les affections à mycoplasmes. D'autres signes peuvent être présents tels qu'une respiration gueule ouverte, des croûtes périmasales (à différencier des glandes à sel, normale des lézards), une gorge gonflée, des anomalies posturales, des bulles, un sifflement inspiratoire et des sons respiratoires augmentés.

Les affections du bas appareil respiratoire peuvent être bactériennes, virales, traumatiques, parasitaires ou fongiques. La plupart des bactéries isolées chez les reptiles présentant une pneumonie sont des bacilles gram négatifs. Les patients présentant des pneumonies bactériennes doivent être dépistés pour des conditions prédisposantes, telle une maintenance inadaptée, une infection par des mycoplasmes, des chlamydies, des maladies fongiques ou virales. Des chlamydioses sont rapportées chez les tortues grecques (*Ch.psittaci*) . Les infections à mycoplasme ont été rapportées chez des tortues nord-américaines, des pythons molures avec des trachéites prolifératives et des pneumonies . Les causes virales de pneumonies incluent les paramyxoviroses, et les reovirus. Les parasites associés incluent les pentastomides, les Rhabditidés , les ascarides, les douves et les coccidioses intra-nucléaires chez les tortues. Les accidents de la route impliquant des tortues provoquent des traumatismes de la carapace qui peuvent léser les poumons sous-jacents.

•Affections bactériennes

La plupart des pneumonies diagnostiquées sont liées à des infections bactériennes. La plupart sont des germes gram négatif identifiables sur des animaux sains. Certaines bactéries peuvent provenir d'un foyer de stomatite ou d'une source d'eau.

Chez les serpents sains, les organismes retrouvés les plus fréquemment sont *Providencia rettgeri* et des Staphylocoques coagulase négatif ce qui laisse à penser que ce sont des germes commensaux. La plupart des pathogènes identifiés sont *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Salmonella*, *Arizona*, *Klebsiella*, *Proteus*. Bien que ces germes soient également identifiables dans la cavité buccale, le fait de les retrouver dans le liquide de lavage broncoalvéolaire est significatif. Des études ont également mis en évidence la présence de *Salmonella arizonae* comme étant un agent pathogène primitif. *Pasteurella testudinii* est associé à des pneumonies chez les tortues désertiques (*Gopherus agassizii*). De nombreuses bactéries anaérobies sont également fréquemment isolées (*Bacteroides*, *Peptostreptococcus*, *Fusobacterium* et *Clostridium*). Des bactéries atypiques tels que *Mycoplasma* et *Chlamydophila* ont été retrouvés chez les reptiles. *Mycoplasma agassizii* a été retrouvé dans des espèces tels que *Gopherus Agassizii*, et *Gopherus polyphemus* et semblent être lié à la présence de ces bactéries dans les affections respiratoires hautes. Des organismes acido-alcool-résistants tels que les *Mycobacter* peuvent être retrouvés dans des pneumonies. Le cas échéant, les affections respiratoires ne sont pas le site primitif mais le résultat d'une l'extension à partir d'une autre localisation.

•Affections virales

Les causes virales sont peu connues, bien que plusieurs virus aient été identifiés et semblent avoir une composante respiratoire. Un paramyxovirus a été identifié chez une vipère présentant à la fois des signes respiratoires et neurologiques. Ce virus a depuis été identifié chez divers boïdés et colubridés. Trois phases sont reconnues : aiguë et suraiguë, chronique et débilitante, asymptomatique. Les serpents présentant ce trouble peuvent être dyspnéiques et présenter un jetage sanguinolent brunâtre par la cavité orale. La mort survient deux à trois jours après l'apparition des signes respiratoires. Chez les reptiles infectés chroniquement, les signes cliniques peuvent être peu spécifiques et compatibles avec un reptile qui dépérit. Le diagnostic de OPMV (Ophidian paramyxovirus) peut se faire par sérologie. Un test d'hémagglutination est disponible. Une cause virale chez les boïdés, connue sous le nom de IBD (Inclusion Body Disease) a été décrite. Ce virus est classé dans la famille des retroviridés. Les signes sont plutôt digestifs et une pneumonie chronique est décrite. Un herpesvirus a été associé à diverses affections respiratoires hautes chez les tortues. Des bronchites nécrosantes sévères et des pneumonies ont été identifiés. Des test ELISA ont été développés pour l'identification des herpesvirus.

•Affections fongiques

Les pneumonies fongiques sont diagnostiquées occasionnellement. Selon certains auteurs, les affections fongiques se développent lorsque la pression infectieuse est forte ou lorsque l'animal est immunodéprimé. Divers facteurs zootechniques sont incriminés, au premier rang desquels la température. Différentes espèces ont été isolées telles que *Aspergillus*, *Candida*, *Mucor*, *Geotrichum*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Rhizopus*. Un cas unique de pneumonie à *Coccidioides immitis* a été rapporté sur un *Pituophis melanoleucus*. Un autre cas unique de *Cryptococcus neoformans* a été rapporté sur un anaconda (*Eunectes murinus*) présentant des troubles neurologiques associés à des lésions pulmonaires à l'autopsie.

•Affections parasitaires

Un certain nombre de parasites réalisent une partie de leur cycle dans les poumons des reptiles. Dans la plupart des cas, les parasites respiratoires provoquent une inflammation et une irritation et la pneumonie associée est souvent secondaire à une affection bactérienne.

Des nématodes de la famille des Rhabditidés vivent dans les poumons des lézards et des serpents. Bien que la charge parasitaire soit généralement faible, une infestation massive peut entraîner une pneumonie bactérienne secondaire. La femelle parthénogénique pond ses œufs dans les poumons. Les œufs sont expectorés et excrétés dans les selles. Les larves pénètrent dans l'hôte par ingestion ou pénétration cutanée.

Des pentastomides des poumons, de la trachée et des narines existent chez les reptiles et sont fréquemment retrouvés chez les reptiles sauvages. Les adultes vivent dans les falveoli et pondent leurs œufs qui sont expectorés puis avalés pour être éliminés dans les selles. Par la suite, un hôte intermédiaire consomme la larve et est lui-même consommé par le reptile.

Les infections à trematodes (*Dasymetra*, *Lechriochis*, *Aeugochis*, *Ochestosoma*, *Stomatrema*) sont parfois isolées lors des lavages bronchoalvéolaires et seule une infestation massive compliquée d'une surinfection peut provoquer une pneumonie.

b)Atteintes extra-pulmonaires

Les causes de dyspnée extrapulmonaire incluent des affections gastro-intestinales, les dystocies, des abcès viscéraux, des tumeurs, de l'ascite. Les causes d'arrêt de transit incluent un régime inadapté, une néphromégalie, les obstructions, les torsions intestinales, les volvulus et les intussusceptions, les abcès et les néoplasies. Les causes d'ascite incluent l'hypoprotéinémie, l'insuffisance hépatique sévère, l'insuffisance rénale, les cardiopathies, les septicémies, les néoplasies et les surcharges hydriques iatrogènes.

IV.F.2.Evaluation

La présentation clinique la plus sévère montre une dyspnée inspiratoire voire inspiratoire et expiratoire. La fréquence respiratoire est élevée, avec des mouvements respiratoires augmentés. La respiration gueule ouverte est fréquente, notamment après une manipulation. Les serpents et les lézards tendent le cou, la tête en extension et respirent la gueule ouverte. Les tortues respirent avec le cou et la tête étendus. Des mouvements de latéropulsions des membres antérieurs sont également constatés. Les espèces aquatiques passent moins de temps dans l'eau .

Le lien entre affection nasale respiratoire et affection du bas appareil respiratoire est possible mais rare. En effet, le plus caséux des reptiles a tendance à stagner dans les poumons du fait de sa consistance et de l'anatomie des voies respiratoires .

Les reptiles présentant une pneumonie sont souvent atteints de façon systémique. Les muqueuses peuvent être cyanosées ce qui compromet d'emblée le pronostic. Il est important d'évaluer la vigilance de l'animal car la plupart des animaux présentés seront léthargiques. Le degré d'hydratation est crucial et il doit être évalué avec précision .

Le diagnostic est basé sur la radiographie avec de préférence un faisceau horizontal. En effet, le faisceau horizontal met en évidence des fluides et des lignes de fluides qui n'apparaissent pas avec un faisceau vertical.

Des radiographies de qualité permettent d'apprécier la trachée et les bronches. Les images pulmonaires normales montrent un réseau réticulé avec des septa très fins. Ce réseau n'est plus visible à mesure que l'on progresse caudalement chez les serpents .

Les radiographies sont utiles pour identifier des fluides dans le poumon. Les pneumonies peuvent toucher tout le parenchyme pulmonaire ou uniquement une partie.

Les radiographies sont utiles pour identifier les causes extra-pulmonaires de dyspnée. Les minéralisations des crosses aortiques sont souvent constatées à la radio et peuvent être un signe évocateur d'une origine cardiogénique de l'ascite.

Des moyens plus avancés tel que le scanner ou l'IRM permettent d'avoir des images plus fines pour déterminer les lésions chez les tortues.

Si une pneumonie est suspectée, un lavage trachéal ou un lavage bronchique percutané doit être effectué pour avoir un échantillon et une identification de l'agent infectieux . La glotte est identifiée et un cathéter souple en caoutchouc est introduit. Un volume de NaCl stérile égal à 0,5 % à 1% de la masse de l'animal est injecté alors que l'animal est tenu en décubitus ventral. Le fluide est immédiatement réaspiré et l'animal est positionné la tête en bas. Une dépression est appliquée de façon lente et progressive. Dans le cas d'une atteinte unilatérale, il faut insérer le cathéter dans le poumon impliqué à l'aide d'un guide.

Un lavage percutané peut également être avantageux, notamment chez les chéloniens qui ont une langue musculeuse. Le pli inguinal est préparé aseptiquement. L'aiguille est insérée en direction cranio-dorsale. Du NaCl stérile est injecté puis récupéré selon l'approche décrite précédemment.

L'évaluation endoscopique peut être réalisée par une approche transcarapace ou caudalement par la fosse préféromale. Il y a une inclinaison forte dans la bronche avant d'entrer dans le poumon ce qui rend l'abord par un endoscope rigide impossible chez une tortue. Les deux techniques requièrent de localiser la lésion pulmonaire avant de pratiquer l'endoscopie car la latitude des manœuvres est réduite.

Une première préparation sur lame avec du liquide physiologique ou du lactophénol permet de révéler des œufs de parasites, des larves ou des protozoaires . Les échantillons prélevés doivent être soumis pour analyses cytologiques, bactériologiques et des antibiogrammes. Des tests de dépistage pour les mycoplasmes et les virus pathogènes sont réalisés à l'université de Floride . Les coprologies sont utiles pour identifier des affections parasitaires. Il est à noter que l'interprétation d'un lavage broncho-alvéolaire peut être délicate, dans la mesure où les contaminations sont fréquentes et que les lavages peuvent tout à fait être infructueux. Cela est lié en grande partie à la présence de granulome inflammatoire chez les tortues, ce qui préserve les agents infectieux du contact avec le liquide de prélèvement .

Un raclage de la langue peut permettre de mettre en évidence la présence de corps d'inclusion caractéristique d'une IBD.

IV.F.3.Traitement

Le reptile doit être correctement perfusé et hydraté. Un antibiotique doit être choisi en fonction de la coloration de gram et la cytologie.

a)Thérapeutique générale

Parfois dans les cas de détresse respiratoire avancée, en plus de la manœuvre décrite précédemment (reptile tête maintenue en bas), une intubation en urgence peut être réalisée. Par la suite, une ventilation par pression positive est initiée. De plus l'accès à une voie trachéale permet d'aspirer les fluides et les exsudats pulmonaires potentiels . La sonde endotrachéale doit être sans ballonnets car ils pourraient endommager la trachée dans certaines espèces à anneaux trachéal complet .

La supplémentation en oxygène peut être contre-indiquée dans la plupart des cas de pneumonie. Comme évoqué précédemment, l'un des facteurs déclenchant de la respiration chez les reptiles est la PO₂. En élevant la PO₂, une inhibition de la respiration peut compromettre les capacités d'expectoration et d'élimination des exsudats. Si une supplémentation en oxygène doit être faite, des niveaux de 30 à 40% sont suffisants .

L'utilisation des aérosols présente plusieurs avantages. Elle permet d'augmenter l'humidité relative de l'air inspiré et un fonctionnement plus efficace de l'escalator muco-ciliaire. La nébulisation a également une action émolliente sur les débris et les granulomes inflammatoires. L'association avec des antibiotiques permet une pénétration des agents anti-infectieux à des taux plasmatiques intéressants.

Une technique pour l'administration intra-pulmonaire d'antibiotiques a été décrite. Une approche transcarapace est effectuée avec un cathéter inséré par cette voie. Des substances dont la résorption systémique est limitée comme la gentamicine ou l'amphotéricine B ont une sécurité d'emploi plus grande et des effets secondaires moins marqués.

L'utilisation d'acétylcystéine a démontré des phénomènes d'irritation chez les mammifères. Par contre des mucolytiques comme la bromhexine et des anti-inflammatoires peuvent être conseillés .

La fluidothérapie de soutien est primordiale. Elle est essentielle lorsque des médicaments néphrotoxiques sont administrés et elle maintient l'hydratation des voies aériennes.

Une chirurgie peut être requise lors d'obstructions digestives ou des masses appuyant sur les poumons. L'ascite a été empiriquement traitée avec du furosémide à 5mg/kg PO,IM,IV. Cependant, les reptiles n'ayant pas d'anse de Henle, il est possible que le furosémide agisse sur un segment analogue du néphron ou sur un site différent .

b)Affections bactériennes

Il faut adapter l'antibiotique. Les mycoplasmes ne possèdent pas de paroi cellulaire, de fait l'utilisation de pénicilline ou de céphalosporine qui sont des inhibiteurs de la synthèse de la paroi n'est pas le choix le plus judicieux. L'enrofloxacin est un antibiotique de choix, mais sa posologie semble varier entre les différentes espèces . Les doses varient de 5mg/kg IM toutes les 24 à 48 heures chez les tortues désertiques (*Gopherus polyphemus*) à 10mg/kg toutes les 12 heures chez les tortues étoilées (*Geochelone elegans*) . L'une des complications fréquemment rapportées est la nécrose stérile au point d'injection et il est important de faire attention pour ne pas léser le nerf radial. Le traitement peut signifier l'arrêt des signes cliniques mais l'animal atteint devra être considéré comme porteur sain. D'autres antibiotiques sont cités notamment les macrolides (clarithromycine à 15mg/kg tous les deux jours ou l'azithromycine à 10mg/kg tous les deux jours). D'autres auteurs privilégient une combinaison d'aminoglycoside et de bêta-lactamine antibiotique . Certains auteurs utilisent des tétracyclines .

c) Affections fongiques

Pour les pneumonies fongiques, de l'itraconazole a été utilisée. Une étude sur la pharmacocinétique chez le lézard des haies (*Sceloporus sp.*), a montré qu'un traitement à 23,5mg/kg toutes les 24 heures pendant trois jours permet de maintenir des concentrations plasmatiques efficaces pendant six jours . Des applications intrapulmonaires d'amphotéricine B ont été utilisées avec succès . Des combinaisons de thérapies antifongiques peuvent être appliquées par extrapolation des techniques usitées chez les oiseaux. La nébulisation avec de l'amphotéricine B est possible (5mg dans 150ml de solution saline) associé à un traitement systémique. Le kétoconazole peut être administré (15 à 30mg/kg toutes les 24h) .

d) Affections virales

Pour les affections à herpesvirus, de l'acyclovir a été utilisé empiriquement à 80mg/kg/j .

e) Affections parasitaires

Des antiparasitaires classiques peuvent être utilisés pour les rhabdias et les flukes. L'ivermectine est toxique pour les tortues. L'excérèse des pentastomide est chirurgicale.

IV.G.URGENCES NEUROLOGIQUES DES REPTILES

La symptomatologie neurologique des reptiles peut être assez variée et les manifestations spectaculaires de certaines affections peuvent conduire le propriétaire à consulter en urgence.

IV.G.1.Symptômes

Les signes cliniques les plus fréquents sont des myoclonies, des crises convulsives, des paralysies brutales ou des anomalies de postures.

a) Anomalie du port de tête

Les anomalies du port de tête sont fréquentes. Le plus souvent un port de tête penché signe une atteinte vestibulaire que l'on distinguera comme centrale ou périphérique. On peut également observer des têtes en torsion, dorsoflexion ou ventroflexion voire des symptômes de type torticolis. Le déplacement en cercle peut-être présent. Le nystagmus n'est pas fréquent toutefois un strabisme est parfois observé lors de lésions vestibulaires centrales.

•Chez les chéloniens

Les affections les plus fréquentes sont des atteintes périphériques intéressant l'oreille interne ou des atteintes du nerf acoustique (VIII) . Dans le cas d'abcès auriculaire, on aura toujours intérêt à rechercher une composante bactérienne ou fongique voire une origine intra-buccale.

Les autres causes incluent des dommages d'origine iatrogène. Les lésions du tronc vago-sympathique lors de la pose de cathéter intra-veineux sont possibles .

Le diagnostic différentiel inclue également les encéphaloses hépatiques secondaires à des infections bactériennes ou à des états de lipidoses .

Enfin, des lésions de gel liées à l'hibernation sont également fréquentes, notamment des lésions rétiniennes .

•Chez les lézards

Il n'existe pas de causes spécifiques mais les causes traumatiques, néoplasiques ou les abcès ne doivent pas être sous estimés .

•Chez les serpents

Les causes centrales sont souvent prédominantes. D'origine infectieuse, elles sont diverses. Les causes virales sont avant tout les retroviroses de type « Inclusion Body Disease » des boïdés et les paramyxovirus . On retrouve alors des serpents avec un port de tête penché voire à l'envers (posture de type stargazer), opisthotonos et ataxie . Un foyer infectieux bactérien peut disséminer par voie hématogène et provoquer un microabcès intracrânien . Des causes parasitaires sont également évoquées, *Entamoeba invadens* peut induire des méningo-encéphalites.

Les autres causes comprennent des affections d'ordre iatrogène comme des réactions aux antibiotiques. En effet, l'administration d'antibiotique tel que la streptomycine a une toxicité pour les nerfs vestibulaires .

Enfin, on évoquera également les ataxies d'origine nutritionnelle comme les hypovitaminoses B1, et les carences en thiamines souvent consécutives à un régime riche en proies congelées (ce qui augmente l'activité des thiaminases) .

b)Convulsions

Les convulsions sont également fréquemment présent. Elles résultent d'anomalie de conduction, jonctionnelle ou musculaire.

•Chez les chéloniens

On observe peu de fasciculations musculaires. Les causes sont majoritairement métaboliques : hypocalcémie ou hypovitaminose B1 . Les autres causes incluent des phénomènes de sepsis, des tumeurs cérébrales et des intoxications .

•Chez les lézards

Les tétanies hypocalcémiques sont assez fréquentes qu'elles d'origine strictement nutritionnelle, par production d'œuf ou par de mauvaises conditions d'élevage (défaut en UVB) .

La présentation usuelle montre un tremblement des antérieurs ou des postérieurs voire d'un seul membre.

•Chez les serpents

Une origine toxique est souvent suspectée. De nombreux désinfectants (iode, chlorophorme) ou anti-parasitaire (organosphosphoré) peuvent être à l'origine de convulsions . Le contact peut être initié directement ou par les proies ingérées voire par des plantes du terrarium. Le dichlorvos, un organophosphoré trouvé dans les rubans

antimouche, est communément utilisé pour traiter les parasites des serpents. Les intoxications résultent en des contractions rythmiques et en la perte du réflexe de relevé .

Par ailleurs, les insuffisances rénales et les gouttes viscérales peuvent provoquer des convulsions . Certaines intoxications peuvent également mimer une insuffisance rénale. Les aminoglycosides peuvent engendrer une néphrotoxicité sévère chez les animaux mal hydratés .

Le diagnostic n'est pas aisé et une évaluation biochimique complète est souvent indiquée (acide urique, protéines totales, calcium, phosphore).

Enfin les carences nutritionnelles telles que les carences en vitamine B1 sont toujours possibles spécialement chez les espèces piscivores exclusives .

c)Paralysie

Les paralysies constituent également des motifs de consultations fréquents. Il faudra distinguer les paralysies vraies des états moribonds de choc ou secondaires à une hypothermie.

•Chez les chéloniens

Les causes de paralysies sont largement dominées par les causes traumatiques ou post hibernales. Cependant, on ne sous-estimera pas leur capacité de guérison car ces lésions peuvent recouvrir de façon assez spectaculaire.

Les paralysies arrières doivent inclure des causes mécaniques (rétention d'œuf, constipation, calculs vésicaux, masses tumorales) qui peuvent comprimer les trajets nerveux . Par exemple, une néphromégalie peut engendrer une paralysie par compression du nerf sciatique.

Enfin, une ostéomyélite ou une ostéolyse secondaires à un foyer bactérien peuvent provoquer une parésie ou une paralysie arrières .

L'ivermectine est toxique chez les chéloniens. Les tortues qui reçoivent de l'ivermectine montrent une paralysie flasque et des hépatopathies . Des intoxications ont été constatées chez les tortues léopards (*Geochelone pardalis*) à des doses de 0,025mg/kg, doses suffisantes pour traiter les parasites et qui correspond au huitième de la posologie des mammifères .

Les intoxications au plomb sont courantes chez les tortues alligators qui ont avalé des hameçons de pêche. La tortue est présentée pour une faiblesse généralisée et une capacité réduite pour la marche. Un cas d'intoxication au plomb a également été décrit chez une tortue qui avait ingéré des fragments de peinture au plomb .

Le diagnostic est généralement lié aux commémoratifs. Une fois le toxique identifié, du sérum peut être envoyé à un laboratoire pour confirmer l'atteinte. La radiographie peut être utile pour identifier un corps métallique.

•Chez les lézards

Une carence en Vitamine E/ Sélénium est parfois décrite comme étant une cause de paralysie par analogie à des myopathies connue chez les mammifères .

Des fractures consécutives à une ostéodystrophie sont également fréquentes et peuvent provoquer des paralysies par lésion des nerfs adjacents.

Des carences en biotine peuvent apparaître notamment chez les varans nourris avec des œufs non fécondés crus car l'avidine présente dans le blanc d'œuf provoque des faiblesses musculaires .

Enfin, des électrocutions ont été rapportées comme causes de paralysie flasques .

L'ingestion de proie inadaptée est également possible. L'ingestion d'une mouche du genre *Photinus* peut être fatale pour un lézard de type *Pogona vitticeps*. Ces mouches contiennent de la lucibufagine, des pyrones stéroïdes apparentés aux molécules de bufotoxines (toxines de crapauds) . A noter que les crapauds peuvent également être toxiques sauf pour certaines espèces telles que les serpents du genre *Heterodon* qui sont spécialisés pour un régime à base d'amphibien .

•Chez les ophidiens

La clinique est en général évocatrice car le corps du serpent présente des déficits distalement à la lésion. Toutes causes diverses d'abatement telles que les sepsis peuvent mimer des affections neurologiques.

Des déformations congénitales de la colonne vertébrale sont possibles : rétrécissement du canal médullaire, lordoses, xiphoses et scolioses. L'ostéite deformans est un syndrome qui prédomine par des exostoses de la colonne vertébrale et qui provoque des fractures vertébrales et des dislocations . Les ostéomyélites associées à des abcès spinaux peuvent également causer des anomalies et des paralysies .

IV.G.2.Etiologie

a)Ataxie, tête penchée

Métabolique : encéphalose, hypovitaminose B1

Néoplasique : tumeurs intra-crâniennes

Infectieux : virus (paramyxovirose, rétrovirose), parasites (amibes), bactéries (abcès, otite)

Iatrogène : antibiotiques, chirurgical

Traumatique : possible, lésions de gels

b) Convulsions

Métabolique : hypocalcémie, hypovitaminose B1

Néoplasique : tumeurs intra-crâniennes

Infectieux : bactériens (sepsis terminal)

Iatrogène : antibiotiques, désinfectants, antiparasitaires

Traumatique : traumatisme crânien

c) Paralyse

Anomalies congénitales : lordoses, scolioses, xyphoses

Métabolique : carence en biotine, hypovitaminose E/sélénium

Néoplasique : tumeurs

Infectieux : abcès

Iatrogène : ivermectine

Traumatique : Fracture, Electrocutation

IV.G.3. Traitement

Les origines nutritionnelles sont celles de meilleur pronostic. Les carences en thiamine notamment, si des lésions irréversibles ne sont pas associées (cataracte), sont corrigeable avec une supplémentation 50 à 100mg/kg quotidiennement jusqu'à résolution des symptômes .

Les tétanies d'origine hypocalcémiques sont plus complexes à traiter en raison de leur étiologie complexe. Une supplémentation nutritionnelle est impérative associée à une supplémentation en vitamine D et à une exposition aux UV-B. Le pronostic est mauvais si des fractures spontanées importantes sont apparues (fractures vertébrales) .

Les rétentions d'œufs, les impactions et les calculs vésicaux doivent être corrigés chirurgicalement. De même, les otites internes doivent être débridées, marsupialisées et une antibiothérapie et une vitaminothérapie doivent être instaurées.

Le traitement des intoxications est non spécifique, il comprend des soins de fluidothérapie et de l'atropine en cas de besoins. Des administrations de diazepam à raison de 0.5mg/kg doivent être tentées pour arrêter les convulsions musculaires .

Le calcium EDTA a été utilisé à une posologie de 10 à 40mg/kg dans les cas d'intoxications par le plomb .

Les autres causes sont en général de pronostic réservé et ne comportent pas de traitement spécifique.

IV.H. URGENCES MÉTABOLIQUES

Les affections métaboliques sont rarement des urgences chez les reptiles car elles résultent le plus souvent d'une longue maladie, elle-même secondaire à un défaut zootechnique. Seule l'insuffisance rénale peut avoir une présentation plus aiguë, ce qui motive la consultation en urgence.

IV.H.1. Etiologie

Les causes de néphropathies chez les reptiles incluent la déshydratation, un régime inadapté, les néphrites infectieuses, les traumatismes, les fibroses, les calcifications dystrophiques, l'amyloïdose, les néoplasies (adénome ou adénocarcinome tubulaire), les toxines et les IBD . La cause de néphropathie la plus courante, est

dégénérative par nécrose tubulaire ou glomérulaire. Dans les stades terminaux, des calcifications ectopiques se produisent. La calcification des grands vaisseaux et du myocarde peut provoquer des congestions des vaisseaux périphériques et notamment des vaisseaux sclérotiques ainsi qu'une nécrose ischémique de la queue .

Les régimes riches en protéines sont considérés comme prédisposant, notamment chez les reptiles herbivores. La maintenance dans des conditions très sèches d'espèces provenant de forêts tropicales humides a été également évoquée comme cause prédisposant .

Les iguanes verts semblent largement prédisposés à des problèmes rénaux. L'insuffisance rénale est une cause de mort courante chez les iguanes adultes .

IV.H.2.Evaluation

Les signes sont non spécifiques et incluent l'anorexie, la perte de poids, la léthargie, des parésies flasques. Des fasciculations musculaires hypocalcémiques peuvent être présentes. Des néphromégales massives peuvent provoquer des prolapsus cloacaux, de la constipation ou une dyschésie.

Des reins très gros peuvent être palpés en avant de la ceinture pelvienne et ils peuvent également être palpés dorsalement au cloaque chez les grands iguanes. Les reins normaux des iguanes sont inclus dans la filière pelvienne. Dans les cas les plus sévères, le rein intra-pelvien occlue la lumière pelvienne et empêche la défécation.

IV.H.3.Diagnostic

Le diagnostic peut être frustrant. Le peu de contraste de la cavité abdominale empêche une bonne détection radiographique. Les radiographies peuvent révéler une densité augmentée des vaisseaux à la base du cœur . Le rein se situe au niveau de la filière pelvienne. Des radiographies par contraste négatif peuvent être réalisées en injectant 5 à 10ml/kg d'air pour différencier le rein des tissus mous environnants. Des urographies intra-veineuses permettent de surligner les reins, d'identifier des masses et de montrer des dommages urétéraux. Un bolus de iohexol de 800 à 1000mg/kg est injecté par voie intra-veineuse et une série de radiographie à 0 ; 0,5 ; 2 ; 5 ; 15 ; 30 et 60 minutes sont réalisées .

L'échographie peut être utile pour évaluer la maladie rénale .

Les reptiles ne concentrent pas leurs urines, la densité urinaire n'est donc pas spécifique et les analyses urinaires sont inexploitable, les urines étant directement contaminées par les matières fécales.

Certaines tortues aquatiques produisent des quantités importantes d'urée mais l'hyperurémie est rarement élevée si ce n'est au stade terminal de l'insuffisance rénale . Des taux d'urée bas ou indétectables ont été mesurés chez l'iguane vert . Les iguanes sont uricotéliques et l'urée et la créatinine sont seulement peu ou pas modifiées lors d'insuffisance rénale. Ce sont donc des valeurs biochimiques peu fiables dans le cadre du diagnostic de l'insuffisance rénale .

Les maladies chroniques conduisent à un hyperparathyroïdisme secondaire qui se traduit par une hypocalcémie et une augmentation de la parathormone .

L'acide urique et le phosphore sont modifiés à des stades tardifs de la maladie. Les valeurs d'acide urique sont de 7,2mg/dl avec une déviation standard de 5,7mg/dl par rapport à des iguanes normaux qui ont des valeurs de 1,5mg/dl. L'acide urique est plus sensible, néanmoins, une élévation de sa valeur n'est constatée qu'au-delà de 70% de lésion. Le phosphore est souvent élevé (deux à quatre fois la norme) . L'hyperphosphorémie est le premier paramètre touché en cas d'insuffisance rénale . Néanmoins, il peut être présent lors d'ostéofibrose nutritionnelle, ou de maladie intestinale.

Un autre indicateur de maladie rénale est le rapport calcium/phosphore. Un ratio inférieur à 1 suggère un problème rénal . L'inversion du ratio est une constatation associée dans la majorité des cas d'insuffisance rénale chez les iguanes (mais pas tous).

Les déséquilibres ioniques tels que des hyponatrémies ou des hyperkaliémies peuvent être attendus en cas d'insuffisance rénale mais des mécanismes régulateurs tels que les glandes à sel peuvent en fausser l'interprétation .

Les enzymes plasmatiques qui suggèrent une insuffisance rénale incluent une élévation du phosphore plasmatique, de la créatinine, du potassium et un calcium normal à faible.

Les ASAT et les ALAT, les CK sont typiquement élevés . Les glomérulonéphrites sévères peuvent conduire à des pertes protéiques importantes et donc une hypoalbuminémie résultante .

Une leucocytose par hétérophilie est souvent présente et l'hématocrite peut être élevé par déshydratation .

La méthode la plus définitive pour diagnostiquer une insuffisance rénale est la biopsie. Certaines techniques avec un abord micro invasif ont été décrites ainsi que des techniques par laparoscopie ou coeliotomie. Elles ne seront pas décrites car elles ne relèvent pas de la gestion en urgence.

IV.H.4.Traitement

Le pronostic est grave à désespéré pour des iguanes qui sont souvent présentés à un stade terminal. S'il est détecté précocement, le traitement peut allonger la durée de vie et résoudre les symptômes. Des cures de vitamines et de la diurèse forcée par une fluidothérapie agressive est indiquée . Le traitement de l'insuffisance rénale est basé sur l'hydratation et la correction des perturbations électrolytiques (hyperphosphatémie et hypocalcémie) . Les fluides ont été abordés dans la section de la fluidothérapie en utilisant un débit du double de la maintenance jusqu'à normalisation des paramètres .

Lors de néphrites infectieuses, des antibiotiques appropriés doivent être préconisés . De la même manière, un support nutritionnel avec des chélateurs de phosphore est indiqué pour un traitement de fond associé à un régime adapté . Les chélateurs du phosphate oraux (aluminium hydroxide) entre les repas et de l'allopurinol (20 à 50mg/kg PO toutes les 24h) peuvent être ajoutés aux repas.

IV.I.AFFECTIONS SPÉCIFIQUES : CONCLUSION

Les affections développées dans ce passage présentent un caractère d'urgence lié au caractère aigu des symptômes (traumatisme ou troubles neurologiques) à une nécrose potentielle et irréversible de tissus mous (prolapsus, occlusion intestinales). La gravité de certaines affections (troubles métaboliques et troubles respiratoires) font que celles ci doivent également être considérée comme des urgences. La prise en charge doit le plus souvent être rapide et efficace, et les moyens diagnostiques et thérapeutiques sont résumés.

Conclusion générale

Les urgences médicales chez les reptiles constituent des situations bien particulières et parfois difficiles à appréhender par le clinicien. Les particularités physiologiques et anatomiques des reptiles imposent une connaissance rigoureuse des espèces abordées en consultation pour mettre en place une thérapeutique adaptée. Le système cardio-vasculaire a un fonctionnement beaucoup plus lent que celui des mammifères ce qui autorise une certaine latitude d'action en urgence. Le clinicien devra se rappeler de l'omniprésence de la température corporelle dans l'accomplissement de tous les processus physiologiques et donc maîtriser ce paramètre en conséquence.

L'évaluation clinique lors de l'admission peut être assez frustrante Car il est difficile de distinguer un reptile moribond d'un reptile réellement en choc. D'autre part, parce que certaines urgences évidentes (hémorragie, prolapsus) doivent être traitées d'emblée. Par la suite, les examens complémentaires permettent d'affiner l'évaluation clinique initiale. Les techniques de ponctions sanguines sont très spécifiques. L'interprétation des valeurs sanguines et l'apport de l'imagerie médicale permettent de préciser encore le diagnostic. Une fois la situation correctement évaluée, une thérapeutique adaptée est instaurée et de bonnes conditions d'hospitalisation réunies.

Les principes de la thérapeutique générale du choc sont assez semblables à ceux que développés pour les mammifères. La fluidothérapie se révèle assez difficile à mettre en œuvre d'un point de vue technique mais reste la base de la gestion médicale des cas. Par la suite, la gestion de la douleur et de l'analgésie ne doit pas être sous-estimée. L'apport de l'anesthésie est également appréciable pour des procédures mineures (examen complémentaire) ou pour des examens lourds (chirurgie). La mise en place d'antibiothérapie est parfois systématisée à tort, néanmoins on s'accorde à leur trouver une place de choix dans l'arsenal thérapeutique en situation urgente. Enfin, l'apport nutritionnel ne relève pas de la stricte urgence cependant le clinicien peut être amené à envisager cet aspect pour anticiper une longue convalescence. Les techniques de réanimations cardio-vasculaires ont été citées à titre anecdotique.

Plusieurs affections spécifiques ont été développées dans cette étude. Ces monographies ont pour but d'orienter le clinicien dans ses choix thérapeutiques et de faciliter, voire d'accélérer, la prise en charge des patients. De nombreuses ne constituant pas des situations d'urgence médicale ont été éludées. Il est évident toutefois qu'une présentation chronique en stade terminal est susceptible de revêtir un caractère urgent par son pronostic vital réservé. Le choix des situations urgentes présentées a été réalisé dans un esprit de clinicien qui doit pouvoir dire si l'animal doit être vu en consultation le jour même ou si la consultation peut être reportée au lendemain. Enfin, chacun doit se rappeler que du fait de leur métabolisme très lent, l'urgence des reptiles peut s'avérer très relative, ce qui pose l'existence même de la notion d'urgence chez les reptiles.

Il nous est possible de dire que malgré leurs surprenantes capacités d'adaptation, les reptiles peuvent subir des situations dites urgentes au même titre que n'importe quel carnivores domestiques admis en soins intensifs. Celles-ci sont certainement plus difficiles à apprécier avec justesse, elles sont également plus difficiles à traiter. Le temps se déroule lentement à l'échelle des reptiles. Or le temps est l'élément le plus précieux de l'urgentiste. En conciliant ces deux données, il existe certainement une approche novatrice de la médecine d'urgence avec des perspectives thérapeutiques intéressantes.

Annexe I

Tableau des températures préférentielles (TMP) diurnes et nocturne par espèce

Espèce	Scientifique	Jour	Nuit
Boa constrictor	<i>Boa constrictor</i>	27-32	24-27
Python royal	<i>Python regius</i>	25-35	21-25
Python molure	<i>Python molurus</i>	27-32	21-27
Python réticulé	<i>Python reticulatus</i>	25-32	23-26
Python vert	<i>Morelia viridis</i>	24-30	21-23
Boa de dumeril	<i>Acrantophis dumerili</i>	25-32	23-28
Anaconda	<i>Eunectes sp</i>	24-32	23-25
Boa de madagascar	<i>Sansinia madagascariensis</i>	24-32	23-25
Python tapis	<i>Morelia spilota</i>	27-32	24-28
Serpents des blés	<i>Elaphe guttata</i>	25-29	19-24
Ratier jaune	<i>Elaphe obsoletta</i>	25-28	19-22
Serpent roi	<i>Lampropeltis sp</i>	25-30	20-22
Serpent jarretière	<i>Thamnophis sp</i>	24-30	20-22
Iguane vert	<i>Iguana iguana</i>	29-32	19-25
Basilic	<i>Basiliscus sp</i>	28-31	24-25
Gecko leopard	<i>Eublepharius macularius</i>	25-29	18-24
Gecko diurne de madagascar	<i>Phelsuma sp</i>	25-30	22-24
Caméléon de Jackson	<i>Chameleo jacksonii</i>	22-24	10-18
Caméléon casqué	<i>Chameleo caplyptratus</i>	25-32	18-20
Caméléon panthère	<i>Furcifer pardalis</i>	22-30	16-22
Caméléon du sénégal	<i>Chameleo senegalensis</i>	25-30	17-25
Agame barbu	<i>Pogona vitticeps</i>	29-35	20-23
Téju	<i>Tupinambis sp</i>	26-30	21-25
Fouette queue	<i>Uromastyx acanthinurus</i>	27-40	20-22
Agame aquatique	<i>Physignatus concincinus</i>	26-33	24-27
Scinque	<i>Tiliqua scincoides</i>	27-29	19-24
Varan	<i>Varanus sp</i>	29-31	23-26
Tortue grecque	<i>Testudo graeca</i>	24-32	18-21
Tortue d'hermann	<i>Testudo hermanni</i>	24-30	15-21
Tortue sillonnée	<i>Geochelone sulcata</i>	26-32	23-27
Tortue boîte de caroline	<i>Terrapene carolina</i>	26-32	21-25
Tortue hargneuse	<i>Chelydra serpentina</i>	26-28	21-25
Tortue de floride	<i>Trachemys scripta</i>	26-28	18-21
Tortue désertique	<i>Gopherus agassizii</i>	30-31	20-25

Annexe II

Normes biochimiques dans différentes espèces de reptiles

	<i>Boa Constrictor</i>	<i>Python reticulatus</i>	<i>Python regius</i>	<i>Pituophis melanoleucus</i>
Hématologie				
Hématocrite	24 à 40	25	18	29
Hémoglobine		10,6	6,7	10,1
WBC	4 à 10	8	12,2	6,2
Biochimie				
PAL	421	84	106	60
ASAT	5 à 35	24	33	53
Urée	<1	3	2	2
Calcium	10 à 22	18,8	14	14,4
Chlorure	16,8	122	120	134
Cholestérol	118	263	124	327
Creatinine Kinase	87	1086		536
Creatinine	<0,1	0,3	0 à 0,5	0,3
Glucose	10 à 60	36	29	88
LDH	30 à 300	576	263 à 209	97
Phosphore	3,6	7,2	3	4,1
Potassium	3 à 5,7	5,5	6,6	6,8
Protéine	4,6 à 8,0	7,5	5,2	4,3
Albumine		2,9		1,9
Sodium	130 à 152	160	157	171
Acide Urique	1,2 à 5,8	8,6	3,6	6,7

	<i>Elaphe guttata</i>	<i>Lampropeltis getulus</i>	<i>Gecko gecko</i>	<i>Uromastyx aegyptius</i>
Hématologie				
Hématocrite	31	30	30,3	27
Hémoglobine	11,5			5,8
WBC	9,2	12,4	10,4	11,5
Biochimie				
PAL	64	90	54	98
ASAT	42	40	61	37
Urée	2	2		3
Calcium	15,8	20	17,5	11,3
Chlorure	122	114	119	126
Cholestérol	433	294		317
Creatinine Kinase	478	514	117	2003
Creatinine	0,6	0,4		0,3
Glucose	54	42	141	184
LDH	173	179	189	639
Phosphore	3,8	6,2	5,6	4,5
Potassium	6,8	4,9		3,7
Protéine	6,6	7,1		5,2
Albumine	2,6	2,3	2,7	1,6
Sodium	164	161	158	173
Acide Urique	7	7,1	5,9	3,8

	<i>Pogona vitticeps</i>	<i>Iguana iguana</i>	<i>Varanus exanthematicus</i>	<i>Tiliqua scincoides</i>
Hématologie				
Hématocrite	30	25 à 38	32	30
Hémoglobine	9,9	10	10,4	10,4
WBC	8,5	3 à 10	4,8	7,3
Biochimie				
PAL	151	50 à 290	77	82
ASAT	27	5 à 52	30	45
Urée	2	2	2	1
Calcium	16,2	8,8 à 14	14,3	13,2
Chlorure	126	117	115	113
Cholestérol	425	104 à 333	117	192
Creatinine Kinase	1211	1947	1540	2099
Creatinine	0,2	0,5	0,4	0,3
Glucose	201	169	109	130
LDH	296	443	596	735
Phosphore	5,6	4	4,9	5,3
Potassium	3,8	1,3 à 3	4,6	5,6
Protéine	5	5 à 7,8	6,9	6
Albumine	2,6	2,1 à 2,8	2,1	2
Sodium	156	158	155	148
Acide Urique	4,4	1,2 à 2,4	7	3,3

	<i>Testudo</i>	<i>Geochelone sulcata</i>	<i>Geochelone pardalis</i>
Hématologie			
Hématocrite	28 à 34	28	28
Hémoglobine	9,1	5,4	10,4
WBC		7,2	8,8
Biochimie			
PAL		38	148
ASAT		114	79
Urée		2	24
Calcium	2,3 à 4	11,8	13,6
Chlorure	95 à 100	108	106
Cholestérol		147	117
Creatinine Kinase		1228	413
Creatinine		0,3	0,4
Glucose		139	85
LDH	78	1114	324
Phosphore		3,9	3,4
Potassium		5,5	6
Protéine	4,4 à 7,8	4	3,2
Albumine	6,6	1,6	1,6
Sodium	127	139	135
Acide Urique		5,1	3,1

	<i>Gopherus agassizii</i>	<i>Terrapene carolina</i>	<i>Chrysemys picta</i>	<i>Trachemys scripta</i>
Hématologie				
Hématocrite	23 à 37	22	22	29
Hémoglobine	6,9	5,1	0,6	8
WBC	6,6 à 8,9	7	5,6	13
Biochimie				
PAL	32	62	208	212
ASAT	59	124	137	202
Urée	46	49	20	22
Calcium	10	13,6	11,4	14
Chlorure	110	106	95	102
Cholestérol	74	240		167
Creatinine Kinase	2079	463	168	1288
Creatinine	0,13	0,4	1	0,3
Glucose	75	84	98	67
LDH	250	206	724	3625
Phosphore	2,2	4	4,8	4
Potassium	3,7	5,6	2,9	6,3
Protéine	3,6	5,6	3,2	4,5
Albumine	1,1	2,2	1,2	1,8
Sodium	130	144	131	137
Acide Urique	2,2	1,6	1	1,2

Annexe III

Tableau de posologie

Les posologies sont mentionnées à titre indicatif. Il sera nécessaire pour chaque espèce de rechercher les données pharmacologiques les plus récentes pour une molécule donnée.

Antibiotiques

	mg/kg	Heures d'intervalle entre les administrations	Posologies validées dans les espèces citées
Ampicilline	50	12	<i>Testudo sp</i>
Amikacine	5	48	<i>Gopherus agassizii</i>
Carbénicilline	400	48	<i>Testudo sp</i>
Ceftazidime	20	72	
Ceftiofur	4	24	
Chloramphenicol	50	24	<i>Boa sp</i>
Ciprofloxacine	11	48 à 72	<i>Python reticulatus</i>
Clindamycine	5	24	
Doxycycline	50 puis 25	72	<i>Testudo hermanni</i>
Enrofloxacin	5	24	<i>Python molurus/</i> <i>Gopherus agassizii</i>
Gentamicine	6	72 à 96	<i>Chrysemis picta</i>
Metronidazole	20	48	<i>Elaphe obsoletta</i>
Marbofloxacine	10	24	<i>Python regius</i>
Penicilline G	10 000 à 20 000UI	12	
Tétracycline	10	24	
Ticarilline	50 à 100	24	
Sulfamide trimétoprime	20 à 30	24	

Antifongique

	mg/kg	Heures d'intervalle entre les administrations	Posologies validées dans les espèces citées
Amphotéricine B	1	24	
Itraconazole	23,5	24	
Ketoconazole	15 à 30	24	<i>Gopherus agassizii</i>
Fluconazole	5	24	

Antiviraux

	mg/kg	Heures d'intervalle entre les administrations	Posologies validées dans les espèces citées
Acyclovir	80	24	<i>Testudo</i>

Antiparasitaire

	mg/kg	Heures d'intervalle entre les administrations	Posologies validées dans les espèces citées
Fenbendazole	50	24 pdt 3 à 5 jours	
Ivermectine	0,2	2 semaines	Toxicité tortue
Milbemycine	0,5		
Praziquantel	8	2 semaines	

Hormone

Arginine Vasotocine	0,01 à 1 µg/kg		
Calcitonine	1,5 UI/kg	8h à 2 semaines d'intervalle	
Oxytocine	1 à 10UI/kg		

Vitamine et minéraux

Calcium gluconate	10 à 100 mg/kg	8/heures	
Vitamine A	1000 UI à 5000 UI/kg	1 semaine	
Vitamine C	10 à 20 mg/kg	24/heures	
Vitamine D3	200 UI/kg	1 semaine	
Vitamine B1	25mg/kg	24 heures	
Vitamine E	1UI/kg		

Anesthésique

	mg/kg	Posologies validées dans les espèces citées
Butorphanol	1 à 4	
Morphine	1 à 1,5	<i>Trachemys scripta</i>
Buprénorphine	0,02 à 0,2	<i>Iguana iguana</i>
Meperidine	1	
Propofol	5 à 10	
Alflaxone	6 à 9	
Diazepam	2,5	
Midazolam	0,3 à 2	

Molécule d'urgence

	mg/kg
Atropine	0,01 à 0,04
Glycopyrrolate	0,01
Adrénaline 1/1000	0,5ml/kg
Doxapram	5

Anti-inflammatoire

	mg/kg	Heures d'intervalle entre les administrations	Posologies validées dans les espèces citées
Dexaméthasone	0,6 à 1	24	
Prednisolone	2 à 5	24	
Carprofen	1 à 4	24	
Meloxicam	0,1 à 0,2	24	
Flunixin Meglumine	0,1 à 0,5	24	

V.RÉFÉRENCES