



Tortue mauresque de Tunisie

Nom scientifique : *Testudo graeca nabeulensis* (Highfield, 1990)

Origine géographique et biotope : Tunisie et petite partie de la côte nord-ouest de la Lybie. Maquis tunisien, forêts, prés et pâtures.

Activité : diurne.

Taille adulte et longévité : 13-16 cm - 50 à 80 ans.

Particularités morphologiques : la plus petite des tortues d'Afrique du Nord. Aspect proche de celui de *T. g. graeca*. S'en distingue par une bordure marginale postérieure faiblement étirée, un museau très court, une coloration plus contrastée et une tache sur la 5^e écaille vertébrale en forme d'araignée. Tête sombre avec de larges taches jaune-pâle. Xyphoplastron articulé, mobile (mâle et femelle).

Dimorphisme sexuel : mâles de plus petite taille, queue plus large à sa base et légèrement plus longue, plastron parfois concave.

Législation : CITES II, annexe A du règlement CE 338/97.

CdC : non (sauf si > 6 spécimens).

Identification : oui, par transpondeur (photographies si la taille de l'animal ne le permet pas).

Régime alimentaire : même régime que la tortue d'Hermann occidentale mais apprécie moins les fruits.

Reproduction : ovipare, 2 à 3 pontes par an (3 à 6 œufs par ponte). Les nouveau-nés mesurent de 30 à 36 mm.

Particularités d'ordre zootechnique : l'une des espèces les plus fragiles. Mêmes conditions d'élevage que la tortue grecque d'Algérie.



Tortue bordée

Nom scientifique : *Testudo marginata* (Schoepf, 1795)

Origine géographique et biotope : Grèce, Albanie, nord de la Sardaigne, Sicile, Italie. Présente au niveau de la mer jusqu'à une altitude de 1250 m. Oliveraies, forêts de chênes lièges, prairies dotées d'un couvert végétal épars à dense, collines bien ensoleillées, maquis, zones rocheuses.

Activité : diurne.

Taille adulte et longévité : 25-35 cm - 50 à 80 ans.

Particularités morphologiques : c'est la plus grande des tortues terrestres méditerranéennes. Forme de la carapace typique chez les adultes, cintrée vers le milieu avec un allongement considérable des écailles marginales postérieures et de la supra-caudale (en forme de jupe). Couleur noire dominante de la dossière et triangles sombres dont la pointe est dirigée vers l'arrière sur le plastron. Tubercules fémoraux parfois présents (rare).

Dimorphisme sexuel : écailles marginales postérieures encore plus développées et évasées chez le mâle que chez la femelle, queue plus longue et plastron parfois concave.

Législation : CITES II, annexe A du règlement CE 338/97.

CdC : non (sauf si > 6 spécimens).

Identification : oui, par transpondeur (photographies si la taille de l'animal ne le permet pas).

Régime alimentaire : même régime que la tortue d'Hermann occidentale ou orientale.

Reproduction : ovipare, 2 pontes par an (7 à 10 œufs par ponte). Les nouveau-nés mesurent 30 à 40 mm.

Particularités d'ordre zootechnique : mêmes conditions d'élevage que la tortue d'Hermann occidentale ou orientale mais plus sensible à l'humidité que ces dernières.





Agame barbu d'Australie

Nom scientifique : *Pogona vitticeps* (Ahl, 1926)

Origine géographique et biotope : savanes arides ou semi-arides du centre et du sud-est de l'Australie.

Activité : diurne.

Taille adulte et longévité : 40 à 50 cm de longueur. L'espérance de vie est d'environ 10 ans mais il n'est pas rare de voir des animaux âgés de 15 ans ou plus en captivité.

Particularités morphologiques : ce lézard est très répandu en captivité du fait de son caractère docile et de sa taille moyenne. Aspect général trapu et rustique avec des membres très musclés. Dentition acrodonte associée à des muscles temporaux et des masséters bien développés lui conférant une morsure puissante et une tête massive.

Dimorphisme sexuel : taille supérieure des mâles par rapport aux femelles avec une tête plus imposante aux bords anguleux. Pores pré fémoraux bien développés chez les mâles.

Législation : aucune.

CdC : non (sauf si > 25 animaux).

Identification : non.

Régime alimentaire : omnivore à tendance insectivore lorsqu'il est juvénile, omnivore à tendance herbivore à l'âge adulte.

Reproduction : ovipare, 2 à 5 pontes par an (10 à 30 œufs ovoïdes à coquille souple).

Particularités d'ordre zootechnique : un terrarium désertique de dimensions moyennes (120 x 60 x 60 cm) est généralement suffisant pour l'élevage de cet agamidé. Un spot chauffant à émission d'UVB doit apporter un point chaud à 45°C pour une température moyenne de 24 à 35°C. La nuit, le chauffage est coupé et la température descend entre 20 et 24°C. Un tapis chauffant permet de mimer la restitution de chaleur par les pierres chaudes du désert. La durée d'éclairage s'étale sur 12 heures et est adaptée en fonction de la saison. Un abri est indispensable pour ces animaux qui vivent à proximité de terriers. Une phase d'hivernation de 5 semaines à une température d'environ 22-26°C le jour et 16-17°C la nuit est bénéfique. Plusieurs individus peuvent vivre dans un terrarium spacieux mais les mâles devront être séparés car ils sont très territoriaux. Le terrarium devra posséder des rochers et branchages pour lui permettre de grimper et de se placer en hauteur.



Lézard fouette-queue

Nom scientifique : *Uromastix* sp. Plusieurs espèces sont décrites dont les plus fréquemment rencontrées en captivité en France sont *U. acanthinura*, *U. aegyptia* et *U. ornata*.

Origine géographique et biotope : déserts arides et semi-arides d'Afrique du Nord, du Moyen-Orient jusqu'au nord-ouest de l'Inde. Il se réfugie dans les terriers de rongeurs.

Activité : diurne.

Taille adulte et longévité : entre 22 (*U. macfadyeni*) et 75 cm (*U. aegyptia*). L'espérance de vie est estimée à 15 ans environ.

Particularités morphologiques : il possède une tête relativement petite pour un agamidé et un corps comprimé dorsalement ce qui lui permet de s'insinuer entre les rochers. Sa dentition est adaptée à son régime alimentaire très ligneux. Chez les animaux âgés, les incisives sont confondues dans l'os prémaxillaire qui forme un bec acéré. Par ailleurs, les dents postérieures sont arrondies et forment des plateaux permettant à l'animal d'exercer une force de pression importante. Sa queue comporte plusieurs rangées d'écaillles épineuses. La coloration est très variable en fonction des espèces allant du brun marron (*U. aegyptia*) au noir/orange (*U. acanthinura nigriventris*), noir/jaune citron (*U. dispar*) en passant par le bleu/vert avec des ocelles jaunes (*U. ornata*).

Dimorphisme sexuel : en fonction des espèces, le mâle peut être plus coloré que la femelle mais ce critère n'est pas systématique.

Législation : CITES II, annexe B du règlement CE 338/97.

CdC : oui.

Identification : oui, par transpondeur (photographies si la taille de l'animal ne le permet pas).

Régime alimentaire : herbivore, folivore et granivore.

Reproduction : ovipare, 4 à 20 œufs par ponte.

Particularités d'ordre zootechnique : un terrarium désertique de dimensions moyennes (120 x 60 x 60 cm) est généralement suffisant pour l'élevage de ces agamidés. Un spot chauffant à émission d'UVB doit apporter un point chaud à 45-55°C pour une température moyenne de 28-30°C. La nuit, le chauffage est coupé et la température descend entre 15 et 30°C. Un tapis chauffant permet de mimer la restitution de chaleur par les pierres chaudes du désert. La durée d'éclairage s'étale sur 12 heures et est adaptée en fonction de la saison. Un abri est indispensable pour ces animaux qui vivent à proximité de terriers. Une phase d'hivernation de 5 semaines à une température d'environ 22-26°C le jour et 16-17°C la nuit est bénéfique.





Photo 1. Terrarium en verre collé, équipé de ventilations hautes (flèche jaune) et basses (flèche rouge), d'un cordon chauffant (dans le substrat), d'une ampoule chauffante en céramique (à droite) et d'une ampoule UVB fluocompacte (à gauche). L'effet miroir du verre se remarque sur la paroi gauche.

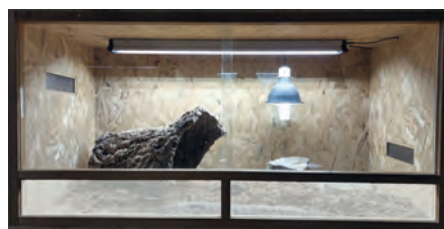


Photo 2. Terrarium à paroi frontale en verre, partiellement opacifiée (partie inférieure) permettant de minimiser les abrasions rostrales par frottement.



Photo 4. Terrariums en bois mélaminé pour tortues terrestres, grillagés sur le dessus et éclairés par des lampes à vapeur de mercure (terrarium inférieur) et des tubes fluorescents (terrarium supérieur).



Photo 3. Terrariums sur mesure à parois en bois et vitres frontales en verre.



Photo 5. Flexarium comportant des parois en grillage, permettant une excellente ventilation, équipé d'un néon UVB et d'une lampe chauffante à incandescence.



Photo 6. Terrariums en polyéthylène haute densité dotés d'une paroi vitrée frontale et à parois latérales arrondies facilitant l'entretien quotidien.



Photo 7. Terrariums plastiques en « racks » particulièrement adaptés à l'élevage d'ophidiens.

d'un terrarium. L'utilisation de bois mélaminé évite les inconvénients de la porosité du bois (Photo 4).

- **le grillage** : un terrarium grillagé est communément appelé flexarium par les terrariophiles. Monté sur une ossature rigide (bois, métal, PVC...), il est particulièrement adapté à la maintenance des reptiles nécessitant un renouvellement constant de l'air ambiant (ex. : caméléons de montagne) (Photo 5). Cependant, du fait de son caractère non isolant, il est à déconseiller chez les espèces exigeant une température ambiante élevée et un vaste gradient de température. Contrairement aux terrariums en verre, ce type de terrarium présente l'avantage de pouvoir exposer ses occupants aux rayons du soleil sans avoir à craindre un « effet de serre ». Le grillage à mailles serrées de type « moustiquaire » empêche cependant le passage d'environ 30 à 50 % des UVB.
- **les matières plastifiées thermoformées (PVC, HDPE...)** : elles sont maintenant communément répandues en terrariophilie (Photo 6).

Ces terrariums sont vendus par modules et destinés à être empilés en batteries pour créer un aspect global homogène. Ils sont moulés d'un seul bloc, légers, de conception simple, leurs surfaces sont lisses, plus résistants aux chocs et aux liquides corrosifs. Dotés d'arêtes arrondies, ils sont faciles à nettoyer et conviennent particulièrement à l'hospitalisation ou à la quarantaine. Ils sont assez onéreux et peu esthétiques mais leur caractère à la fois solide et hygiénique compense largement ces inconvénients. Les matières plastiques de mauvaise qualité se tordent et se déforment parfois avec la chaleur et sont fragilisées par les rayonnements UV. L'utilisation du plastique est largement répandue pour l'élevage des ophidiens en « racks ». Une multitude de boîtes en plastique, à l'aménagement minimaliste, sont utilisées comme des tiroirs dans des étagères (Photos 7 A et B). Cette installation permet de stocker un grand nombre d'animaux dans de petits volumes et est largement utilisée par les éleveurs professionnels et les animaleries pour les animaux en croissance.

ALIMENTATION

BESOINS HYDRIQUES

L'eau est un constituant vital de tout organisme vivant et les reptiles ont besoin de cet élément essentiel pour vivre, quel que soit leur mode de vie et leur biotope d'origine. Elle représente 71 à 75 % du poids corporel (66 % pour les chéloniens) dont la moitié environ se répartit dans le compartiment intracellulaire et l'autre moitié dans le compartiment extracellulaire (plasma sanguin et secteur interstitiel). On distingue 3 sources hydriques disponibles pour les reptiles :

- **Environnementale** : il s'agit de l'eau que l'animal va trouver dans son milieu de vie. Cette source peut être la pluie, l'eau d'une rivière ou d'un lac, la rosée sur les feuilles...
- **Alimentaire** : cette eau est trouvée dans l'alimentation et dépend de la teneur hydrique des aliments. Il s'agit de la seule source d'eau pour une majorité des tortues vivant en milieux désertiques.
- **Métabolique** : la beta-oxydation des graisses permet la libération de molécules d'eau directement utilisables par l'organisme. Cette technique est utilisée par exemple par les geckos de milieux désertiques comme le gecko léopard (*Eublepharis macularius*) en mobilisant les graisses stockées dans la queue (Photo 16).

Les reptiles s'abreuvent de différentes manières selon les espèces : certains, tels que les serpents, les crocodiles et les tortues, boivent généralement très peu d'eau en dehors de leur prise de nourriture (sauf si la température ambiante est excessive), car les aliments qu'ils consomment sont déjà très riches en humidité (ex. : végétaux frais, fruits, petits et gros mammifères...). Il en est de même pour les reptiles aquatiques, dont le milieu de vie leur fournit de l'eau en quantité pléthorique, et pour les reptiles de biotope désertique, dont les besoins sont infimes tant ils épargnent leurs réserves d'eau (stockage d'eau dans la vessie, élimination de sécrétions hyperosmotiques de chlore, de sodium et de potassium par les narines, excrétion rénale de déchets totalement déshydratés...). Les tortues terrestres ont une façon très particulière de boire : dans la nature, elles s'abreuvent en se baignant dans des flaques d'eau, immergeant totalement leur tête sous l'eau, et boivent ainsi par aspiration via la cavité buccale et/ou les narines (Photo 17 A). Elles se réhydratent également grâce à une certaine absorption hydrique per-cloacale : l'eau pénètre par leur cloaque et irrigue leur vessie. L'eau contenue dans cette vessie est ensuite réabsorbée par la muqueuse vésicale. Les serpents s'abreuvent en « aspirant » l'eau du bout des lèvres et les lézards, pour la plupart, lapent pour boire (Photos 17 B et C). Certains sauriens, tels que les caméléons, les *Anolis* et les geckos diurnes, refusent généralement de boire dans une gamelle d'eau : ils lèchent



Photo 16. Réserves hydriques présentes dans la queue sous forme graisseuse chez un gecko léopard (*Eublepharis macularius*).



Photo 17 A. Hydratation d'une tortue terrestre. Elle s'abreuve en immergeant sa tête sous l'eau, et boit ainsi par aspiration via la cavité buccale et/ou les narines. Une réhydratation per-cloacale survient également.

les gouttelettes d'eau de pluie ou de la rosée matinale qui ruissellent sur les feuilles des arbres ou sur leurs lèvres. Les éléments de décor de leur terrarium doivent donc être régulièrement pulvérisés et ces lézards doivent pouvoir constamment disposer d'un goutte-à-goutte ou d'une fontaine.

BASES DE L'ALIMENTATION

Les reptiles se scindent en trois grands groupes selon la nature de leur régime alimentaire (Tableau 5) :

- Les **reptiles herbivores** végétaliens phytophages (les tortues terrestres, les lézards folivores tels que l'iguane vert (*Iguana iguana*) ou le scinque des îles Salomon (*Corucia zebrata*)),
- Les **reptiles carnivores**, qui se nourrissent de proies carnées, vertébrées ou invertébrées (tous les serpents, les tortues aquatiques, les lézards insectivores, les varans, les crocodiliens),
- Les **reptiles omnivores**, qui, selon leur âge ou les opportunités, consomment soit des végétaux soit des aliments carnés (les geckos diurnes, certains agamidés, les scinques à langue bleue, les tégus, les tortues-boîtes, de nombreuses tortues aquatiques et certaines tortues de forêt tropicale).

Tableau 5. Classification des reptiles en fonction de leurs régimes alimentaires.		
Carnivores	Herbivores	Omnivores
Ophidiens Crocodiliens Sauriens (majorité) dont varanidés, agamidés (jeunes), geckonidés Chéloniens aquatiques juvéniles (<i>Kinosternon</i> sp.)	Tortues terrestres (majorité) Iguane vert (<i>Iguana iguana</i>) Lézards fouettes-queues (<i>Uromastyx</i> sp.) Chuckwallas (<i>Sauromalus</i> sp.) Scinque des îles Salomon (<i>Corucia zebrata</i>)	Tortues aquatiques adultes (majorité) Tortues-boîtes (<i>Terrapene</i> spp., <i>Cuora</i> spp.) Tortues palustres Agames barbus (<i>Pogona vitticeps</i> , <i>P. henrylawsoni</i>) Geckos diurnes et de Nouvelle Calédonie (<i>Phelsuma</i> sp., <i>Correlophus</i> sp., <i>Rhacodactylus</i> sp.) Scinques (<i>Tiliqua</i> spp.) Caméléon casqué du Yémen (<i>Chamaeleo calyptratus</i>) Tégus (<i>Salvator</i> sp.)

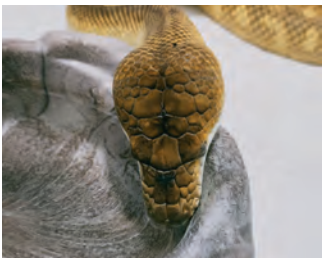


Photo 17 B. Les serpents s'abreuvent en « aspirant » l'eau du bout des lèvres comme ce python des Moluques (*Simalia clastolepis*).



Photo 17 C. Hydratation d'un agame barbu d'Australie (*Pogona vitticeps*).



Photo 33. Technique de contention au crochet d'un serpent venimeux de petite taille (vipère des marais du Congo (*Atheris nitschei*)).



Photo 34. Technique de contention manuelle d'un serpent venimeux (vipère à cornes (*Cerastes cerastes*)) après lui avoir immobilisé la tête à l'aide de l'extrémité du crochet de contention.



Photo 35. Technique de contention d'un serpent venimeux (mocassin à tête cuivrée (*Agkistrodon contortrix*)) par la méthode du "tubing" : le serpent est d'abord guidé au sol vers l'une des extrémités du tube transparent puis, lorsqu'il s'est introduit dans le tube sur une longueur suffisante, il est maintenu immobile dans ce tube par une main fermement placée sur la jonction "corps-tube".

La contention des serpents venimeux exige une extrême vigilance : il faut être conscient du fait qu'un serpent venimeux malade ou affaibli peut mordre autant qu'un autre, qu'un animal habituellement « calme » selon son propriétaire peut connaître des phases d'une agressivité surprenante et que tout serpent venimeux est potentiellement mortel. L'utilisation de matériel de contention spécifique s'avère indispensable. Le serpent doit être sorti de son sac en toile ou de sa boîte de transport à l'aide d'un crochet ou d'une pince télescopique (Photo 33), puis immobilisé au sol ou contre une table en exerçant une pression ferme au niveau de sa région cervicale à l'aide d'une tige métallique, pour pouvoir ensuite le saisir en arrière du crâne avec le pouce et l'index (Photo 34). Une fois le serpent maîtrisé, on peut l'examiner en maintenant fermement cette prise. Une autre technique appelée "tubing" consiste à le faire pénétrer dans un long tube transparent en plastique, obstrué à son extrémité, permettant ainsi un examen visuel ou radiographique sans risque sous toutes les incidences (Photo 35). L'utilisation d'anesthésiques fixes pour la contention de serpents venimeux est déconseillée car le degré de sédation est difficilement appréciable sans toucher le corps de l'animal et un serpent tranquilisé peut tout de même attaquer ou chercher à se défendre.

Contention des chéloniens

Sauf cas particuliers, la contention des chéloniens est rarement problématique. Par précaution, pour éviter tout traumatisme en cas de chute, cette contention doit s'effectuer au-dessus d'un plan de travail. Les tortues particulièrement agitées et difficiles à maîtriser peuvent, si leur taille le permet, être immobilisées sur une table d'examen en les plaçant

sur un piédestal (ex. : verre retourné) dont l'embase est suffisamment petite pour que leurs membres ne touchent pas le support en question.

Les tortues terrestres ne sont jamais agressives et peuvent être attrapées et tenues à mains nues sans risque. Par timidité, elles ont tendance à se rétracter avec force dans leur carapace et la principale difficulté de leur contention consiste surtout à leur attraper la tête, escamotée derrière leurs membres antérieurs. Dans beaucoup de cas, le simple fait d'incliner la tortue tête vers le sol en refoulant, d'une main, ses deux membres postérieurs dans la carapace suffit à lui faire légèrement ressortir la tête (Photo 36) qu'il faut alors saisir, en arrière des mâchoires, avec le pouce et le majeur de l'autre main (Photo 37). L'index sert à ouvrir la cavité buccale (Photo 38). En cas d'échec, la tête peut être extériorisée à l'aide d'une pince forceps placée de chaque côté du crâne mais en cas de résistance, une sédation légère est préférable. Il faut prendre garde, lors de la manipulation de certaines espèces de tortues, telles que la tortue géante d'Aldabra (*Aldabrachelys gigantea*), la tortue sillonnée (*Centrochelys sulcata*) et la tortue léopard (*Stigmochelys pardalis*), à ne pas avoir les mains ou les doigts écrasés à l'intérieur de la carapace lorsqu'elles se rétractent brutalement.



Photo 36. Technique d'extériorisation de la tête chez une tortue : inclinaison du corps vers le sol en stimulant les membres postérieurs.



Photo 37. Une fois extériorisée, la tête est saisie entre le pouce et l'index (ou le majeur).

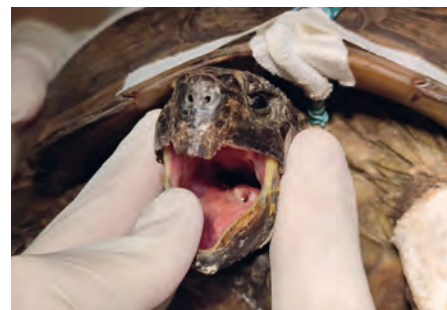


Photo 38. Ouverture et inspection de la cavité buccale.

Description radiographique des principaux organes

Chéloniens

Le crâne et les membres ne sont visibles que si le cou est extériorisé hors de la carapace et les membres étirés (Figure 9). Les ceintures scapulaire et pelvienne sont recouvertes par la carapace mais les vertèbres peuvent être visualisées sous incidence latérale. Les ostéodermes de la carapace ainsi que les éventuelles articulations du plastron sont bien visibles sous incidence dorso-ventrale.

La bifurcation trachéale et les deux bronches primaires, quant à elles, sont difficiles à visualiser sous les trois incidences. Les poumons sont rattachés à la face interne de la dossière, bien visibles uniquement sous incidence crânio-caudale ou latérale. Les champs pulmonaires ne sont visibles sous incidence dorso-ventrale que chez les tortues très grasses ou atteintes de pneumopathie modifiant l'opacité radiologique du parenchyme.

Le tube digestif est difficile à distinguer des autres viscères sauf s'il est rempli d'air. L'estomac se trouve du côté gauche, les anses intestinales remplies d'aliments, de bézoards ou de gaz, peuvent être visualisées sur une vue dorsoventrale, légèrement masquées par les champs pulmonaires. La silhouette cardiaque est incluse et donc cachée dans la ceinture pectorale. Les gros vaisseaux de la base du cœur ne sont normalement pas visibles, sauf s'ils sont minéralisés. Le foie ne peut généralement pas être délimité sous les trois incidences et il repousse les poumons et les anses intestinales caudo-dorsalement en cas d'hépatomégalie. Les reins, en position caudale rétrocoelomique, ne sont distinctement visibles que s'ils sont hypertrophiés et la vessie n'est également visible qu'en cas d'urolithiase. L'appareil génital ne peut pas être visualisé sauf lorsque les oviductes contiennent des œufs calcifiés (Photo 140).

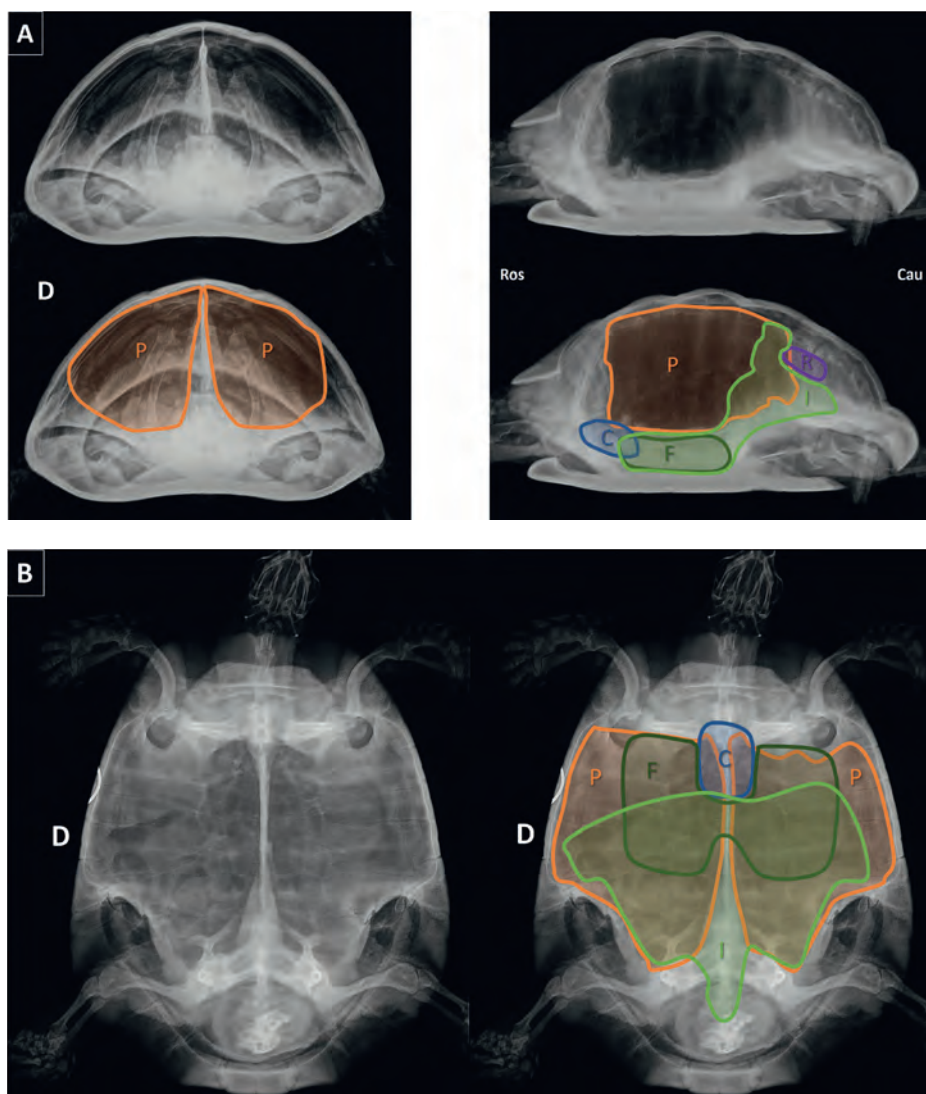


Figure 9. Radiographies coelomiques chez une tortue d'Hermann (*T. hermanni*) en incidences rostro-caudale, latérale (A) et dorso-ventrale (B). Les zones de répartition des organes sont dessinées en surimpression. C : cœur ; F : foie ; I : tube digestif ; P : poumons ; R : reins.



Photo 140. Œufs calcifiés à l'examen radiographique d'une tortue terrestre. La paroi des oviductes n'est pas visualisable.



Photo 6 A. Positionnement d'une émyde à cou rayé (*Mauremys sinensis*) en décubitus latéral droit permettant une coéiotomie par abord préfémoral gauche. Des bandes adhésives et une serviette enroulée facilitent le positionnement de l'animal.



Photo 6 B. Visualisation de l'aponévrose coelomique constituée des muscles abdominal oblique (externe) et abdominal transverse (interne). Un coussinet adipeux (de couleur grisâtre chez cette espèce) est systématiquement présent en région sous-cutanée. Cr : crânial.

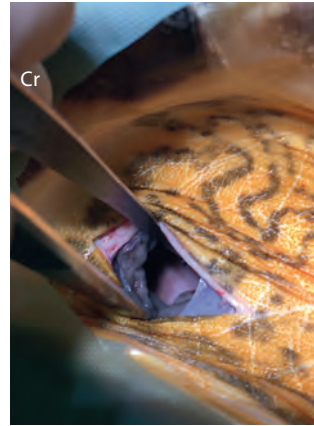


Photo 6 C. Visualisation de la membrane coelomique après incision musculaire. Cr : crânial.

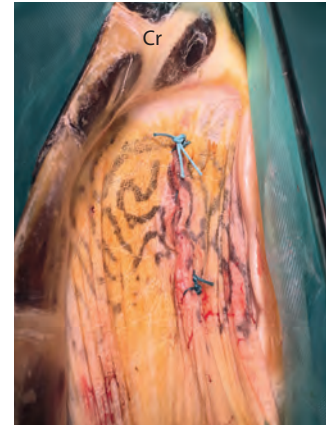


Photo 6 D. La peau est suturée à l'aide d'un surjet ou de points simples éversants. Cr : crânial.

Abord transplastral

Après localisation des structures du bassin par examen radiographique, l'animal est placé en décubitus dorsal et un cadran est dessiné sur le plastron (en général à cheval entre les écailles abdominales et fémorales du plastron). Une asepsie conventionnelle est réalisée (Photo 7 A). L'utilisation d'une scie circulaire (type Dremel®) est nécessaire afin de réaliser la trépanation du plastron. La lame est placée avec un angle de 45° pour former un biseau vers l'intérieur du cadran et faciliter sa remise en place (Photo 7 B). Durant la procédure, une irrigation de la plaie d'ostéotomie au sérum physiologique permet de dissiper à la fois la chaleur liée aux frottements du disque sur les

ostéodermes et la poussière d'os qui s'accumule sur le champ opératoire. Dans la mesure du possible, cette procédure n'est pas réalisée dans le bloc opératoire afin d'éviter de disperser de la poudre de carapace dans le bloc stérile. Une fois le cadran osseux découpé, une nouvelle asepsie est réalisée (Photo 7 C). La musculature abdominale ventrale est incisée crânialement mais n'est pas désinsérée du cadran afin de faciliter son irrigation. Le volet est ensuite récliné caudalement (Photo 7 D) puis fixé avec une compresse humide et une bande adhésive. La membrane coelomique et les deux veines abdominales ventrales apparaissent alors (Photo 7 E).



Photo 7 A. Nettoyage et antiseptisation du site de plastrotomie avec une brosse chirurgicale chez une tortue léopard (*Stigmochelys pardalis*).

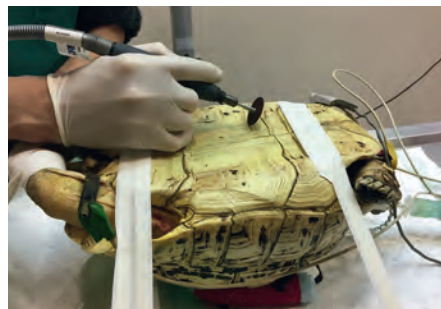


Photo 7 B. Ostéotomie plastrale à la scie circulaire. Un angle de 45° en biseau est respecté afin de pouvoir poser le cadran osseux après la chirurgie sans qu'il ne tombe dans la cavité coelomique.

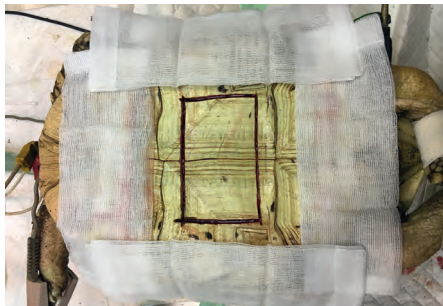


Photo 7 C. Aspect du cadran d'ostéotomie avant l'accès à la cavité coelomique.

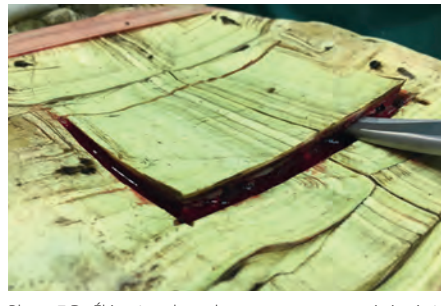


Photo 7 D. Élévation du cadran osseux par son côté crânial et visualisation de la musculature ventrale sous-jacente.

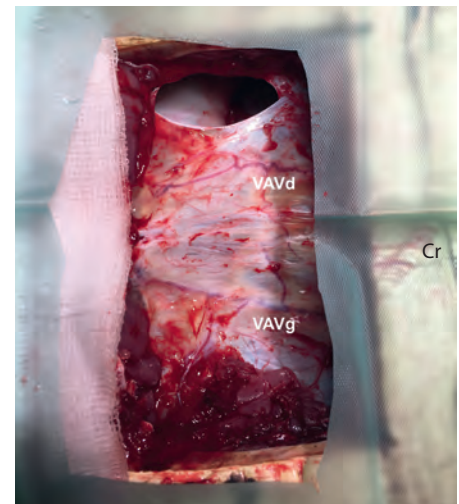


Photo 7 E. Après avoir récliné le cadran caudalement sans désinsérer les muscles, la membrane coelomique et les deux veines abdominales ventrales (VAVd et VAVg) sont visibles. Même si cela doit être évité au maximum, il n'est pas rare de léser la membrane coelomique lors de l'ostéotomie. Cr : crânial.

AFFECTIONS URINAIRES

RAPPELS ANATOMO-PHYSIOLOGIQUES

► Anatomie urinaire

Le système urinaire est constitué des reins (organes pairs chez tous les reptiles), des uretères et de l'urodeum. L'urodeum est compris entre le coprodeum (proximalement) et le proctodeum (distalement) et correspond à la zone du cloaque où s'abouchent les papilles génitales et urinaires. Chez les reptiles et les oiseaux, il n'existe pas d'abouchement externe séparé pour les urines et les fèces. Une vessie et un urètre sont parfois présents chez certaines espèces de reptiles. De manière générale, tous les chéloniens possèdent une vessie bien développée tandis que les ophidiens et les crocodiliens n'en possèdent pas. Il s'agit d'une structure cavitaire à paroi lisse dont la fonction est de stocker les urines, de réabsorber l'eau et de réaliser des échanges d'électrolytes. Les uretères s'abouchent dans

l'urodeum ou le col de la vessie (tortues terrestres) et les urines entrent dans la vessie de manière rétrograde. Chez les sauriens, la présence d'une vessie est inconstante et dépend de l'espèce. Certaines en possèdent une bien développée (ex. : iguane vert (*Iguana iguana*), scinque à langue bleue (*Tiliqua scincoides*), *Phelsuma* spp.), d'autres une rudimentaire (ex. : lézard à collier (*Crotaphytus collaris*)) tandis que les dernières n'en possèdent pas (ex. : tégu noir et blanc d'Argentine (*Salvator merianae*), tégu rouge (*S. rufescens*), varan des savanes (*Varanus exanthematicus*)). **Tableau 5.**

Chez les **ophidiens**, les reins sont des organes longilignes plurilobulés et localisés à 75 % de la distance rostre-cloaque environ, caudalement aux gonades. Le rein droit est crânial au gauche (**Photo 151**).

Chez les **sauriens**, ils sont longilignes et leur position dépend de l'espèce. En effet, on les retrouve en position pelvienne chez les agamidés, iguanidés, téidés et geckonidés (**Photos 152, 153 et 154**) tandis qu'ils sont *ante* pelviens chez les caméléons et les varans (**Photos 155 et 156**). Chez certaines espèces comme l'iguane vert (*Iguana iguana*), les reins sont soudés dans leur portion caudale. La vessie, lorsqu'elle est présente, repose crânialement au pelvis.

Chez les **chéloniens**, les reins se retrouvent en position rétrocélomique, très proches de la dossière, caudalement aux gonades et à la vessie, sous la portion caudale des poumons (**Photo 157**). Ils sont relativement volumineux et sont discrètement lobulés. La vessie et les vessies accessoires lorsqu'elles sont présentes se situent en position ventro-latérale (**Photos 158 et 159**).

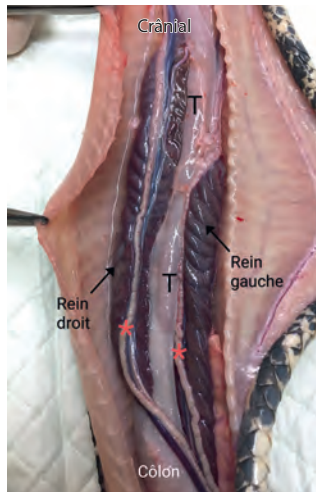


Photo 151. Localisation anatomique et aspect macroscopique plurilobé des reins chez un boa empereur (*Boa imperator*). T : testicule, (*) uretère.

Tableau 5. Présence/absence d'une vessie chez les principaux reptiles d'après Divers et al. (2019).

Vessie bien développée	Vessie rudimentaire ou vestigiale	Vessie absente
Chéloniens Lézards • Caméléonidés • Geckonidés (<i>Gekko</i> spp., <i>Phelsuma</i> spp., <i>Hemidactylus</i> spp.) • Héléodermatidés • Iguanidés (<i>Iguana</i> spp.) • Dactyloidae (<i>Anolis</i> spp.) • Lacertidés • Scincidés	Lézards • Agamidés • Geckonidés (<i>Coleonyx</i> spp.) • Crotaphydés (<i>Crotaphytus</i> spp.) • Phrynosomatidés (<i>Sceloporus</i> spp.)	Ophidiens Crocodiliens Lézards • Téidés • Varanidés (sauf <i>Varanus marmoratus</i>) • Phrynosomatidés (<i>Phrynosoma</i> spp.)

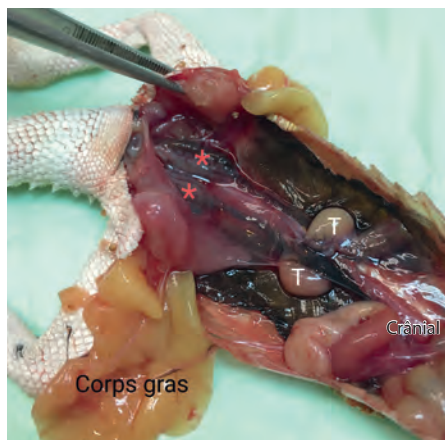


Photo 152. Localisation anatomique intrapelvienne et aspect macroscopique des reins chez un agame barbu de Lawson (*Pogona henrylawsoni*). Le système digestif a été retiré pour une meilleure visualisation. T : testicule, (*) rein.

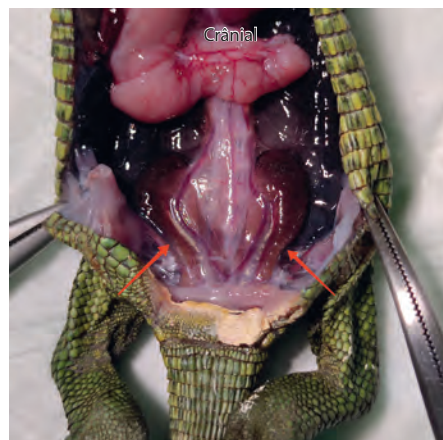


Photo 153. Localisation anatomique intrapelvienne et aspect macroscopique des reins (flèches rouges) chez un lézard caïman (*Dracaena guianensis*). Le système digestif a été retiré pour une meilleure visualisation.

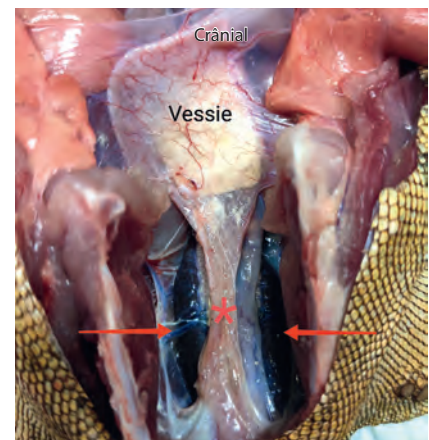


Photo 154. Topographie anatomique du système urinaire chez un iguane vert (*Iguana iguana*). Les reins (flèches rouges) sont en position intrapelvienne et visibles après ouverture de la symphyse pelvienne et retrait du système digestif. (*) urètre.



Photo 155. Localisation anatomique ante pelvienne des reins chez un caméléon casqué du Yémen (*Chamaeleo calyptratus*). Face latérale.

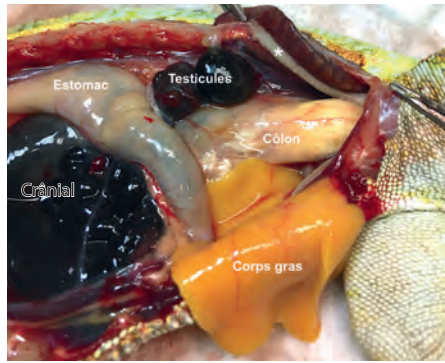


Photo 156. Vue rapprochée du même animal. L'uretère (*) longe la face médiale du rein avant de rejoindre l'urodème distalement.

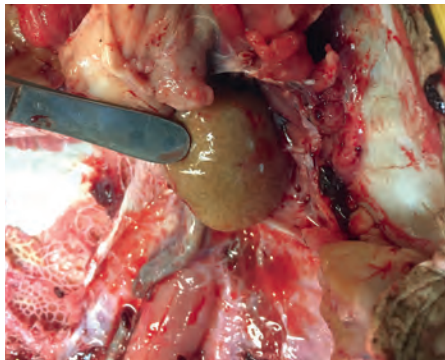


Photo 157. Localisation anatomique et aspect macroscopique d'un rein chez une tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*).



Photo 158. Visualisation de la vessie principale (VP) et des deux vessies accessoires (VA) chez une tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*).



Photo 159. La vessie peut occuper un volume important dans la cavité coelomique des chéloniens comme chez cette tortue radiée de Madagascar (*Astrochelys radiata*).

► Physiologie rénale

Le rein des reptiles est assez primitif et n'est pas aussi complexe que celui des mammifères. Il est constitué de milliers de néphrons de 2 à 8 mm (contre des millions de 30 à 38 mm chez les mammifères) répartis perpendiculairement autour du canal collecteur. Il n'existe pas de cortex ni de médulla. Le néphron est constitué du glomérule, d'une capsule de Bowman, du tubule proximal, du segment intermédiaire, du tubule distal et du canal collecteur. L'ensemble du néphron est entouré de cellules épithéliales cubiques ciliées permettant l'évacuation des urines vers le tube collecteur (à l'exception du tubule distal). Le néphron des reptiles ne possède pas d'anse de Henlé. La vascularisation rénale se fait via les artères rénales (émanant de l'aorte) donnant naissance aux artérioles afférentes de chaque néphron. Ces artérioles forment ensuite le glomérule, lieu de production de l'urine primaire (collectée par la capsule de Bowman par pression oncotique et hydrostatique). Le sang rejoint ensuite le système veineux à hauteur de la portion moyenne du néphron pour finalement arriver dans la veine rénale. L'urine ainsi collectée circule dans le tubule et subit des modifications physico-chimiques tout au long de son parcours. Au niveau du glomérule, la perte d'eau s'accompagne d'une perte d'acide urique, d'urée, de sodium et de potassium. Au niveau du tubule proximal, une sécrétion accrue d'acide urique a lieu tandis que l'eau et le sodium sont réabsorbés. L'acide urique se complexifie avec les protéines, le sodium, le potassium et l'ammonium pour former une suspension colloïdale. Certaines cellules produisent du mucus permettant la bonne élimination des cristaux d'acide urique. Si le pH urinaire est inférieur à 5, alors il reste dissout tandis qu'il précipite au-dessus de 6,5. Les tortues terrestres ayant un pH urinaire basique, il est fréquent de voir des cristaux d'acide urique dans les urines. Une régulation de l'eau, sodium, potassium, calcium, phosphore, urée, ammonium, acide urique s'effectue tout au long du tubule (excrétion/absorption sous influence hormonale). 30 à 50% de l'eau sont réabsorbés au niveau du tubule proximal, le reste est absorbé au niveau distal, cloacal, vésical. Le débit de filtration glomérulaire (DFG) est

en moyenne de 5 à 25 ml/kg/h chez les reptiles (contre 100 à 200 ml/kg/h chez les mammifères). Il dépend principalement de la température et de l'état d'hydratation. L'arginine vasotocine (excrétée par la glande pituitaire) induit une réduction importante du DFG par vasoconstriction de l'artériole glomérulaire afférente et une augmentation de la réabsorption d'eau dans le néphron. L'ocytocine diminue le DFG alors que la prolactine l'augmente.

Chez les squamates mâles, il existe une portion sexuelle dans la partie caudale du rein. Sa fonction est discutée mais les sécrétions sexuelles permettraient la formation d'un bouchon évitant la fécondation par un autre mâle, la production d'un fluide nourricier pour les spermatozoïdes ou enfin d'un liquide permettant de protéger les spermatozoïdes des urines.

Le rein intervient également dans l'activation de la vitamine D₃ et dans la formation de vitamine C.

Les reptiles peuvent être classés en trois catégories, en fonction de la forme d'élimination préférentielle des déchets azotés, même si toutes les espèces éliminent plusieurs formes de déchets azotés mais dans des proportions spécifiques. L'acide urique est issu de la dégradation des purines (adénosine et guanine) tandis que l'urée est principalement obtenue via la dégradation des pyrimidines (thymine et cytosine). Ces acides aminés proviennent d'un apport endogène (catabolisme ou synthèse *de novo*) ou exogène (alimentation). La formation d'urée via l'acide urique est possible grâce à l'uricase mais cette voie est facilement saturée. Les **espèces uricotéliques** (ex. : ophiidiens et sauriens, quelques chéloniens terrestres) éliminent l'azote sous forme d'urates. Cette forme d'élimination permet d'économiser une grande quantité d'eau et est donc privilégiée par les espèces désertiques. Les reptiles aquatiques et semi-aquatiques bénéficient d'une quantité importante d'eau et ne déploient pas d'effort particulier pour en limiter les pertes. Les **espèces uréotéliques** (chéloniens aquatiques et terrestres) éliminent l'azote sous forme d'urée tandis que les **espèces ammoniotéliques** (crocodiliens) l'éliminent sous forme d'ammoniac.

Du fait du caractère caséux du pus des reptiles, il est peu fréquent d'observer un épiphora purulent chez ces animaux, comme on peut l'observer chez un mammifère. Les conjonctivites, les blépharoconjonctivites et les kératoconjonctivites s'accompagnent plutôt de sécrétions purulentes épaisses en placards solides qui stagnent dans les espaces conjonctivo-cornéens (Photo 284). Il faut les rechercher en cas de blépharospasme et les extraire délicatement par irrigation pour effectuer des examens microbiologiques et cytologiques.

Certaines plantes naturelles contenant des oxalates dans (et sur) leurs feuilles (ex. : *Ficus* sp., *Pothos*) et qui constituent l'essentiel de la végétation des terrariums de caméléons peuvent occasionner chez ces animaux des conjonctivites par irritation. Il convient de vaporiser ces végétaux régulièrement à l'eau douce pour éliminer ces substances chimiques potentiellement irritantes.

Les glandes nictitantes peuvent être le siège d'une infiltration adénomateuse bilatérale chez les crocodiliens et provoquer une hypertrophie-luxation de ces glandes lacrymales, bien visible à l'examen des yeux (Photo 285).

Pseudobuphtalmie

La pseudobuphtalmie (ou dacryocèle sus-cornéenne) est la conséquence d'une accumulation anormale de sécrétions lacrymales dans l'espace précornéen chez les espèces dotées d'une lunette précornéenne. Cette affection revêt l'aspect d'une buphtalmie, alors que l'œil est, en réalité, comprimé au fond de la cavité orbitaire par l'augmentation de pression liquidienne qui siège dans l'espace précornéen (Photos 286 et 287). Cette dacryocèle est toujours secondaire à une obstruction ou à une sténose du canal nasolacrymal qui empêche le drainage des sécrétions lacrymales dans la cavité buccale. La pseudobuphtalmie se distingue de l'abcès précornéen (voir *infra*) par le fait que le liquide sous la lunette est clair, translucide (Tableau 9). Cette obstruction peut être congénitale, on parle alors d'agénésie du canal de la glande de Harder (Photo 288), liée à une infection buccale (ex. : stomatite) ou à une compression par une tumeur (ex. : carcinome épidermoïde - Photo 289) ou un granulome péri-orbitaire. Le traitement de la dacryocèle sus-cornéenne consiste à aspirer le contenu de l'espace précornéen à la seringue, à irriguer sous pression le canal nasolacrymal à l'aide de sérum physiologique puis à traiter la cause de l'obstruction quand elle est secondaire à une stomatite ou une dacryocystite. L'investigation du canal nasolacrymal peut être effectuée en injectant de la fluorescéine au niveau du canthus interne de l'œil, dans l'espace sus-cornéen.



Photo 283. Conjonctivite et blépharœdème chez une tortue sillonnée (*Centrochelys sulcata*) atteinte de mycoplasmoses (*Mycoplasma agassizii*).



Photo 285. Adénome des glandes nictitantes chez un alligator américain (*Alligator mississippiensis*).

Photo 284. Blépharoconjonctivite purulente chez un agame barbu d'Australie (*Pogona vitticeps*). Crédit photo : Marco Masi



Photo 286. Pseudobuphtalmie unilatérale droite chez un python tapis juvénile (*Morelia spilota variegata*).



Photo 287. Pseudobuphtalmie unilatérale gauche chez un gecko des palmiers (*Gekko vittatus*).



Photo 288. Pseudobuphtalmie bilatérale congénitale chez un boa empereur (*Boa imperator*) atteint d'agénésie des canaux des glandes de Harder.

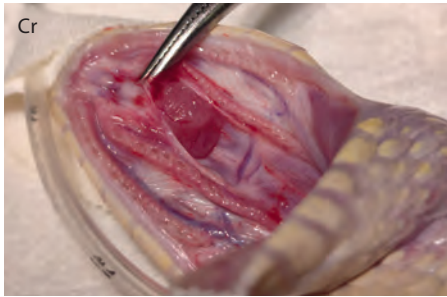


Photo 289. Obstruction du canal nasolacrymal provoquée par la présence d'un carcinome épidermoïde sur le plafond buccal chez un serpent roi (*Lampropeltis californiae*) albinos. Cr : crânial.

Tableau 9. Diagnostic différentiel des affections de la lunette précornéenne et de l'espace pré-cornéen			
	Persistance de la lunette pré-cornéenne	Pseudobuphtalmie	Abcès précornéen
Aspect général de l'œil	normal	hypertrophié	hypertrophié
Aspect de la lunette	desséchée, fripée (aspect de papier-calque)	normale, transparente	normale, transparente
Coloration de l'espace pré-cornéen	normale	transparente à légèrement opalescente	jaune-beige



Rainette de White

Nom scientifique : *Pelodryas (Litoria) caerulea* (White, 1790)

Origine géographique et biotope : espèce arboricole vivant dans les forêts tropicales, les prairies et les marais de la moitié nord de l'Australie et du sud de la Nouvelle-Guinée.

Activité : nocturne.

Taille adulte et longévité : 60 à 110 mm de longueur. L'espérance de vie est d'environ 10-15 ans.

Particularités morphologiques : le corps est parfois tacheté de blanc, sur fond vert olive, turquoise ou brun. La face ventrale est toujours blanche.

Dimorphisme sexuel : discret, la femelle est légèrement plus grande (60-110 mm) que le mâle (60-75 mm). Il est préférable de sexer par échographie ou coelioscopie.

Législation : aucune.

CdC : non (sauf si > 40 animaux).

Identification : non.

Régime alimentaire : insectivore, petits rongeurs occasionnellement.

Reproduction : ovipare, plusieurs centaines d'œufs par ponte.

Particularités d'ordre zootechnique : un terrarium de dimensions moyennes de type arboricole tropical humide (humidité relative 60-80 %) doit être installé pour le maintien de cette espèce. Des plantes naturelles, des branchages et des cachettes enrichissent l'environnement. Un spot lumineux à émissions d'UVB (recommandé) permet de fournir une température moyenne de 22-28°C le jour et 20-24°C la nuit. La durée d'éclairage est d'environ 12 heures. Un tapis chauffant d'appoint peut être installé si nécessaire. C'est une espèce fréquente en terrariophilie, dont la détention est adaptée aux débutants. Une attention particulière doit être portée sur la tendance à l'obésité de cette rainette, induite par un nourrissage trop abondant en captivité. Une phase d'hivernage peut être respectée en captivité.



Rainette aux yeux rouges

Nom scientifique : *Agalychnis callidryas* (Cope, 1862)

Origine géographique et biotope : espèce arboricole vivant dans les forêts tropicales des pays bordant la mer des Caraïbes en Amérique centrale.

Activité : nocturne.

Taille adulte et longévité : 60 à 80 mm de longueur. L'espérance de vie est d'environ 3 à 5 ans.

Particularités morphologiques : elle tire son nom de ses yeux globuleux à l'iris rouge. Elle est verte sur sa face dorsale, bleu foncé/violet latéralement et sa face ventrale est blanche.

Dimorphisme sexuel : discret, la femelle est légèrement plus grande (80 mm) que le mâle (60 mm). Il est préférable de sexer par échographie ou coelioscopie.

Législation : CITES II, annexe B du règlement CE 338/97.

CdC : non (sauf si > 40 animaux).

Identification : oui, par photographie.

Régime alimentaire : insectivore.

Reproduction : ovipare, 30 à 50 œufs par ponte.

Particularités d'ordre zootechnique : un terrarium de dimensions moyennes de type arboricole tropical humide (humidité relative 60-80 %) doit être installé pour le maintien de cette espèce. Des plantes naturelles, des branchages et des cachettes enrichissent l'environnement. Un spot lumineux à émissions d'UVB (recommandé) permet de fournir une température moyenne de 22-28°C le jour et 21-23°C la nuit. La durée d'éclairage est d'environ 12 heures. Un tapis chauffant d'appoint peut être installé si nécessaire. C'est une espèce de plus en plus fréquente en captivité, dont la détention devrait être réservée à des propriétaires expérimentés.



PROCÉDURES COURANTES

CONTENTION

La consultation devrait commencer par un examen à distance, sans toucher l'animal. Pour ce faire, ils peuvent être placés dans des contenants rigides (boîte en plastique), dans des sacs en plastique (sac de congélation) transparents et propres ou posés sur une serviette humide (Photo 6). Dans ce dernier cas, une source d'eau propre, de préférence déchlorée, doit être disponible pour maintenir une humidification constante de l'animal.

L'examen rapproché requiert ensuite la prise en main de l'animal. La peau des amphibiens est plus fragile que celle des reptiles et peut être irritée par des produits détergents ou simplement par la friction qu'entraîne la manipulation. Le latex et la poudre ayant un effet toxique sur certaines espèces, l'utilisation de gants jetables humidifiés, en vinyl, non poudrés, est recommandée afin de protéger l'animal et l'opérateur. Il faudra également garder en tête que la peau de certains amphibiens (ex. : *Bufo* spp.) peut contenir des substances irritantes pour nos muqueuses et que les morsures des grands individus peuvent être douloureuses. Les anoues de grande taille peuvent être saisis en plaçant une main au niveau du bassin, permettant d'étendre les membres postérieurs vers l'arrière, et une autre au niveau de la tête. Les petits individus peuvent être placés dans la paume de la main et retenus en prenant soin de ne pas exercer une pression trop forte sur l'animal (Photo 7 A). Comme pour les reptiles, la miction et/ou la

défecation peuvent être un mécanisme de défense lors de la contention. Les salamandres et les tritons doivent être manipulés en saisissant d'une seule main la ceinture pectorale et la cavité coelomique (Photo 7 B). Certaines espèces sont capables d'autotomie et il conviendra de ne jamais les attraper par la queue. En raison de leur anatomie serpentiforme, les cécilies devraient être manipulés à l'aide d'un sac en plastique transparent ou de tubes de contention pour ophidiens venimeux.

L'examen clinique est effectué après une anamnèse complète, de manière similaire à la procédure décrite chez les reptiles (se reporter au chapitre « Procédures courantes - anamnèse » des reptiles). À noter que la plupart des amphibiens devraient être auscultés et manipulés dans une pièce à 20-24°C. Le matériel nécessaire à l'examen et/ou aux éventuels prélèvements doit être préparé et disponible afin de réduire le temps de manipulation et d'éviter une acidose métabolique induite par le stress de la contention (augmentation des lactates sanguins). Le poids de l'animal peut fluctuer significativement en raison de l'état d'hydratation et du remplissage de la vessie alors que l'obésité peut parfois être confondue avec un épanchement coelomique ou un œdème sous-cutané. Pour permettre un examen oral, un spéculum aviaire ou un abaisse-langue en bois convient pour maintenir la cavité buccale ouverte, en prenant garde de ne pas fracturer la mandibule et en évitant les morsures des grands individus (ex. : grenouille cornue ornée (*Ceratophrys ornata*)). L'utilisation d'un vidéo-otoscope peut également augmenter la précision de l'examen rapproché (Photo 8). La présence de mucus est souvent évocatrice d'une déshydratation. La palpation coelomique est possible sauf chez les individus de petite taille (ex. : *Dendrobatidae*). La fréquence cardiaque peut être évaluée à l'aide d'un Doppler et l'auscultation pulmonaire est possible chez les amphibiens de grande taille. Un examen neurologique peut être réalisé mais il se limite souvent à l'évaluation des réflexes palpébraux, nociceptifs (superficiel et profond) et de retournement.

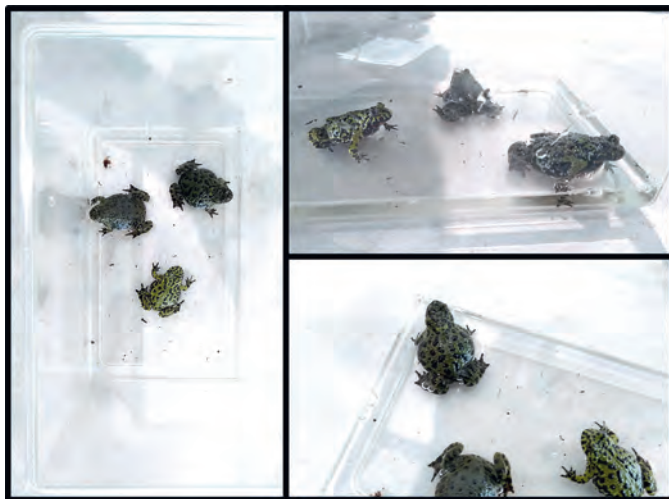


Photo 6. Examen à distance de crapauds sonneurs à ventre de feu (*Bombina bombina*) dans un contenant transparent, permettant une visualisation des animaux sous différents angles, sans manipulation.

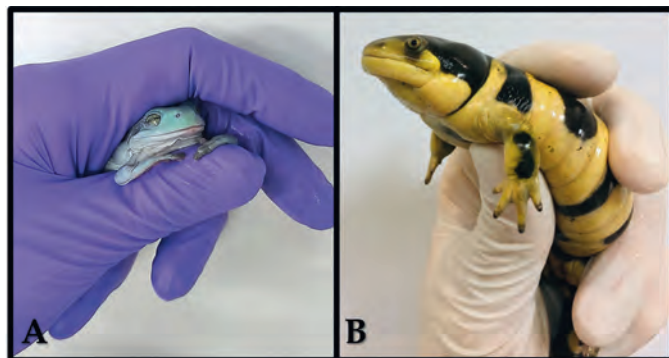


Photo 7. Contention à une main d'une rainette de White (*Pelodytes (Litoria) caerulea* ; A) et d'une salamandre tigrée de l'Est (*Ambystoma tigrinum* ; B).

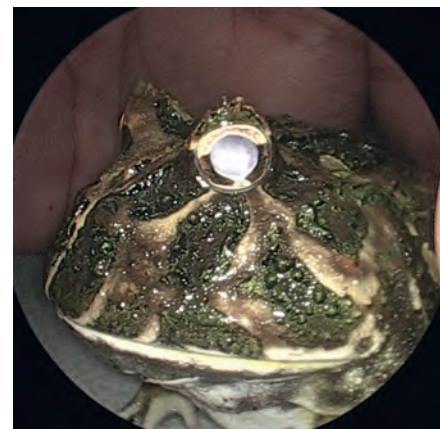


Photo 8. Examen rapproché d'une grenouille pacman (*Ceratophrys ornata*) à l'aide d'un vidéo-otoscope.

► Sexage

Chez les amphibiens, le sexe des larves est généralement déterminé génétiquement. En fonction des espèces, les femelles ont des chromosomes XX ou ZW alors que les mâles sont XY ou ZZ. Cependant, à des températures extrêmes (chaudes et froides) compatibles avec un développement normal, la différenciation sexuelle peut aussi être influencée par la température. Il faut également citer l'organe de Bidder, spécifique au genre *Bufo*, qui est un tissu gonadique embryonnaire situé dans la partie antérieure du testicule. Il est également présent chez les femelles mais disparaît avec l'âge. Il est comparable à un ovaire rudimentaire et peut devenir un ovaire fonctionnel sous certaines conditions (taux de