

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	p15
<u>PREMIERE PARTIE :</u>	p19
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE : FLORE FONGIQUE CUTANEE ET PARASITISME DIGESTIF DES TORTUES TERRESTRES.	
<u>Limites du sujet et justifications.</u>	p19
1. <u>Rappels d'anatomie et de biologie.</u>	p20
1.1. <u>Eléments de biologie des tortues terrestres.</u>	p20
1.1.1. <u>La tortue, animal poïkilotherme adapté à la vie terrestre.</u>	p20
1.1.2. <u>Facteurs abiotiques, autres que la température.</u>	p22
1.1.2.1. L'humidité.	p22
1.1.2.2. La luminosité.	p22
1.1.3. <u>Le régime alimentaire.</u>	p23
1.1.4. <u>Hibernation de la tortue.</u>	p23
1.2. <u>La peau et la carapace des chéloniens.</u>	p24
1.2.1. <u>L'épiderme des chéloniens.</u>	p24
1.2.2. <u>Le derme et la carapace des chéloniens.</u>	p24
1.2.3. <u>Etude de la kératine des chéloniens.</u>	p26
1.3. <u>L'appareil digestif des tortues terrestres.</u>	p28
1.4. <u>Le système immunitaire des chéloniens.</u>	p30

2. <u>Flore fongique cutanée et faune parasitaire digestive des tortues terrestres.</u>	p33
2.1. <u>Parasitisme fongique des tortues terrestres.</u>	p33
2.1.1. <u>Aspects cliniques des mycoses.</u>	p33
2.1.2. <u>Rapports des cas de mycoses chez les tortues terrestres.</u>	p33
2.2. <u>Parasitisme du tube digestif des tortues terrestres.</u>	p39
2.2.1. <u>Les Protozoaires parasites du tube digestif de la tortue.</u>	p39
2.2.1.1. Les Rhizopodes.	p39
2.2.1.2. Les Flagellés et les Ciliés.	p42
2.2.1.3. Les Sporozoaires.	p44
2.2.2. <u>Les Plathelminthes parasites du tube digestif des tortues terrestres.</u>	p47
2.2.2.1. Les Cestodes.	p47
2.2.2.2. Les Trématodes.	p48
2.2.3. <u>Les Nématodes parasites du tube digestif des tortues terrestres.</u>	p48
2.2.3.1. Les oxyures.	p48
2.2.3.2. Les ascarides.	p50
2.2.3.3. Autres ordres de Nématodes.	p51
2.2.4. <u>Les Acanthocéphales.</u>	p52

DEUXIEME PARTIE : p53
**ETUDE EPIDEMIOLOGIQUE : FLORE FONGIQUE DE LA
CARAPACE ET PARASITISME DIGESTIF DES TORTUES
TERRESTRES ENREGISTREES A LA SOCIETE PROTECTRICE DES
TORTUES DE L'OUEST (SPTO).**

Objectifs de l'étude. p53

1. **Matériels et méthodes.** p54

1.1. Méthodologie générale. p54

1.2. Les animaux. p55

1.3. Les prélèvements. p56

1.3.1. Prélèvements en vue de l'étude de la flore fongique de la carapace des tortues terrestres.

1.3.2. Prélèvements en vue de l'étude du parasitisme digestif des tortues terrestres.

1.4. Techniques de mise en évidence des parasites. p57

1.4.1. La flore fongique. p57

1.4.1.1. Examens directs. p57

1.4.1.2. Mise en culture. p57

1.4.1.3. Technique d'identification des champignons filamenteux. p57

1.4.1.4. Technique d'identification des champignons levuriformes. p58

1.4.2. Les parasites digestifs. p59

1.4.2.1. Recherche des Protozoaires. p59

1.4.2.2. Recherche des Helminthes. p59

2. <u>Les résultats.</u>	p60
2.1. <u>Les animaux.</u>	p60
2.1.1. <u>Origine géographique de cette population ouverte.</u>	p60
2.1.2. <u>Les espèces de tortues présentes, leur nombre et leur âge.</u>	p60
2.1.3. <u>Mode de vie des tortues présentes.</u>	p62
2.2. <u>Prélèvements des carapaces de tortue.</u>	p64
2.2.1. <u>Nombre de prélèvements.</u>	p64
2.2.2. <u>Résultats de la recherche sur les prélèvements de mai 2000.</u>	p65
2.2.3. <u>Résultats de la recherche sur les prélèvements de septembre 2000.</u>	p74
2.3. <u>Prélèvements des selles de tortues.</u>	p80
2.3.1. <u>Nombre de selles prélevées.</u>	p80
2.3.2. <u>Résultats de la recherche des Protozoaires.</u>	p80
2.3.3. <u>Résultats de la recherche des Helminthes.</u>	p82
2.3.3.1. Les Plathelminthes.	p82
2.3.3.2. Les Nématelminthes.	p82
2.3.3.2.1. Les oxyures.	p82
2.3.3.2.2. Les ascarides.	p82
3. <u>Discussion.</u>	p85
3.1. <u>Le cadre général de l'étude.</u>	p85
3.1.1. <u>Les tortues terrestres étudiées vivent dans le Grand Ouest de la France.</u>	p85
3.1.2. <u>Les contraintes biologiques et anatomiques et le parasitisme fongique des tortues terrestres.</u>	p88
3.1.2.1. Parasitisme fongique et captivité.	p88
3.1.2.2. Parasitisme fongique et climatologie.	p88
3.1.2.3. Parasitisme fongique et mode de vie des tortues.	p88
3.1.3. <u>Les contraintes biologiques et anatomiques et le parasitisme digestif des tortues terrestres.</u>	p89
3.1.3.1. Parasitisme digestif et captivité.	p89
3.1.3.2. Parasitisme digestif et poïkilothermie.	p90

3.2. <u>Discussion sur les prélèvements effectués.</u>	p90
3.3. <u>Discussion sur les techniques utilisées.</u>	p91
3.3.1. <u>Les techniques utilisées pour l'analyse de la flore fongique.</u>	p91
3.3.1.1. L'analyse des examens directs.	p91
3.3.1.2. L'utilisation de la cycloheximide.	p91
3.3.2. <u>Les techniques utilisées pour l'analyse des selles.</u>	p92
3.4. <u>Discussion des résultats : signification de l'isolement des champignons et des parasites par rapport à leur pouvoir pathogène éventuel.</u>	p93
3.4.1. <u>Les champignons trouvés sur la carapace de tortues. Comparaison avec les examens directs.</u>	p93
3.4.1.1. Le pouvoir pathogène éventuel.	p93
3.4.1.1.1. Pouvoir pathogène des champignons chez les tortues.	p93
3.4.1.1.2. Pouvoir pathogène des champignons isolés.	p94
3.4.1.2. Signification des résultats.	p100
3.4.1.2.1. Comparaison entre les champignons isolés en culture et ceux vus aux examens directs.	p100
3.4.1.2.2. Comparaison des résultats de ce travail avec la flore fongique connue des chéloniens.	p101
3.4.1.2.3. Etude d'un cas.	p103
3.4.2. <u>Pouvoir pathogène des Protozoaires.</u>	p105
3.4.2.1. Pouvoir pathogène des Rhizopodes.	p105
3.4.2.2. Pouvoir pathogène des Flagellés et des Ciliés.	p105
3.4.2.3. Pouvoir pathogène des Sporozoaires.	p106
3.4.3. <u>Les Helminthes.</u>	p106
3.4.3.1. Les Plathelminthes.	p106
3.4.3.2. Les Némathelminthes.	p107
3.4.3.2.1. Les oxyures.	p107
3.4.3.2.2. Les ascarides.	p108

CONSEQUENCES PRATIQUES DE CE TRAVAIL ET CONCLUSION.

- **Informations données à l'issue des résultats bruts.** p109
- **Informations données à l'issue de la thèse.** p109
- **Conclusion.** p110

PLANCHES PHOTOS :

- Planche 1 : examens directs des squames de carapace de tortues. p115
- Planche 2 : lésions de la carapace. p117
- Planche 3 : Protozoaires observés dans les selles des tortues. p119
- Planche 4 : oxyures et atractides observés dans les selles fraîches des tortues. p121
- Planche 5 : autres parasites observés dans les selles fraîches des tortues. p123

ANNEXES.

- Annexe 1 : La classification des chéloniens. p125
- Annexe 2 : Les salmonelles. p127
- Annexe 3 : Fiche remplie par les propriétaires. p131
- Annexe 4 : Rapport des fiches remplies par les propriétaires et des recherches. p132
- Annexe 5 : Lettre aux propriétaires de tortues à l'issue des résultats bruts. p137

INTRODUCTION

L'homme moderne et urbanisé est toujours à la recherche de nouveau et d'étrange. Il ne se contente plus du meilleur ami de l'homme et préfère parfois comme compagnon un autre mammifère ou vertébré. Nous voyons alors aujourd'hui se développer la consultation des Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC) ainsi que les écrits les concernant. Ces NAC peuvent en effet poser bien des problèmes au vétérinaire lorsque, arrive dans son cabinet, un animal qu'il n'a jamais soigné.

Les Tortues terrestres font partie de ces NAC. A Angers, en 1991, des propriétaires passionnés ont fondé la Société Protectrice des Tortues de l'Ouest (SPTO). Cette association régie par la loi de 1901 a, peu à peu, pris de l'ampleur. Actuellement elle comprend environ 600 membres, et s'occupe de 1 500 tortues. Elle est reconnue par la société herpétologique de France, participe au WWF et travaille en partenariat avec les autres associations chéloniophiles. L'association assure une réunion annuelle début mai au cours de laquelle les sociétaires bénéficient de conseils et peuvent mettre leurs tortues terrestres à la reproduction. Les œufs pondus, sont ensuite mis en couveuse ou confiés à d'autres membres de l'association. Les bébés tortues sont récupérés par leur propriétaires ou, donnés à un nouveau membre (parrain) désireux d'élever une tortue dans de bonnes conditions.

Dans ce cadre, certains propriétaires de tortues et membres de la SPTO me proposèrent d'étudier la flore fongique de la carapace des tortues et leur parasitisme digestif.

Dans le langage courant et dans ce travail, les tortues à mode de vie terrestre sont simplement désignées par le terme "tortue". Elles n'existent pas à l'état naturel dans l'Ouest de la France, et ont donc été importées il y a quelques années. Trois espèces sont présentes au sein de l'association : *Testudo graeca*, *Testudo hermanni* et *Testudo horsfieldii*.

L'ordre des chéloniens regroupe les reptiles possédant une carapace. Il est constitué de deux sous-ordres, les Pleurodires et les Cryptodires. Les Pleurodires ne représentent qu'un cinquième des espèces actuelles. Elles sont considérées comme les moins évoluées. Leur cou se rétracte dans un plan horizontal. Elles vivent en eau douce et se répartissent dans l'hémisphère Sud. Les Cryptodires possèdent un cou rétractile dans un plan vertical. Elles adoptent, selon les espèces, trois modes de vie bien distincts : vie en eau douce pour les tortues molles à carapace sans écaille ; vie en milieu marin pour les tortues marines et vie en milieu terrestre pour les tortues proprement dites (89). Dans ce travail, nous nous intéressons exclusivement à ce dernier groupe et plus précisément aux espèces vivant sur le pourtour méditerranéen. Une classification des chéloniens est présentée en annexe I.

Les tortues étudiées ont les caractéristiques suivantes (10, 26, 89) :

Testudo graeca est présente au Sud, à l'Est et au Nord-est du bassin méditerranéen. Cette tortue de 20 à 35 cm de long possède une dossière bombée et plutôt quadrangulaire. Elle se caractérise par un gros tubercule conique à la face postérieure de chaque cuisse. Elle vit naturellement dans des régions semi-désertiques ou steppiques, sablonneuses, couvertes de graminées ou de buissons, ou parfois sur un terrain sec rocailleux. Elle hiberne dans un terrier de novembre à mars. Six sous-espèces sont reconnues par les spécialistes sur des critères géographiques : *T. g. graeca*, *T. g. iberica*, *T. g. terrestris*, *T. g. zarundnyi*, *T. g. anamurensis* et *T. g. floweri*. La sous espèce *T. g. graeca* vit au Sud de l'Espagne et du Maroc jusqu'en Cyrénaïque. Dans ces régions, elle est menacée d'extinction car trop ramassée et exportée afin de peupler nos jardins. *T. g. terrestris* se trouve de la Libye à la Syrie et *T. g. iberica* dans les Balkans, en Asie mineure, dans le Caucase et jusqu'en Iran. Les différences morphologiques de ces sous-espèces étant difficiles à observer, et l'origine géographique des tortues n'étant pas précisée, seule l'espèce est notifiée par la SPTO.

Testudo hermanni est exclusivement européenne et vit dans les régions méditerranéennes, de l'Espagne à la Turquie. Sa taille est de 15 à 30 cm Cette espèce se caractérise par une dossière bombée au contour plus arrondi que celle de *T. graeca*. Son écaille supra-caudale est divisée en deux par un sillon médian, cette caractéristique représente le critère morphologique le plus simple pour la différenciation des espèces. La queue est terminée par une griffe cornée plus importante chez le mâle. Elle vit naturellement dans des lieux abrités, les maquis des collines primaires. Elle a besoin d'un épais tapis végétal et hiberne sous des débris végétaux ou des souches d'arbre. Cette espèce, dont la population est

au bord de l'extinction, est protégée en France. Sur des critères géographiques, on distingue l'existence de deux sous-espèces. *T. h. boettgeri*, la sous-espèce orientale, se trouve de la péninsule des Balkans jusqu'en Roumanie méridionale et Yougoslavie, ainsi qu'au sud de l'Italie. *T. h. hermanni* (syn : *T. h. robertmetensi*), est la sous-espèce occidentale. Elle vit dans quelques forêts italiennes (Toscane, Sardaigne), françaises (massif des Maures, Corse) et espagnoles (Baléares). Elle semble être pure en France et en Espagne, mais est indéterminée en Italie, par suite d'introductions (10).

Testudo horsfieldii est originaire d'Asie centrale. Elle se retrouve du nord de la mer Caspienne à la frontière sino-russe, et du Sud de l'Iran au Pakistan. Sa taille peut atteindre plus de 25 cm de long. Sa dossière est circulaire et aplatie le long de larges écailles vertébrales. Ses pattes avant ont quatre griffes. Sa queue est pointue et possède une griffe cornée. Des petits tubercules allongés sont présents à l'arrière des cuisses. Elle habite les steppes à sol argileux ou sablonneux et vit dans des terriers. Elle hiberne en s'enfouissant profondément et peut estiver si nécessaire. Elle est beaucoup moins représentée au sein de la STPO que les deux espèces précédentes.

Rappelons également en Europe l'existence de l'espèce *Testudo marginata*. Elle se retrouve en Grèce et au sud de l'Albanie. Sa taille varie de 25 à 35 cm de long. Elle aime vivre dans les collines grecques protégée par le maquis ou même parfois une petite forêt. Elle s'enfouit peu pour hiberner et se réveille parfois. Nous n'avons pas rencontré de tortues de cette espèce au cours de notre étude.

Toutes les espèces de la famille des *Testudinidae* sont inscrites à l'annexe II de la Convention Internationale de Washington de 1973, sur le commerce international des espèces menacées de la faune et de la flore. Cette convention a été signée par 130 pays et est appliquée dans l'Union Européenne depuis 1984. Le commerce des espèces inscrites n'est possible qu'avec un permis d'exportation des pays exportateurs et importateurs, la présence de *T. horsfieldii* en France est donc encadrée par les termes de cette convention. Les espèces *T. graeca*, *T. hermanni* et *T. marginata* sont également inscrites à l'annexe II de la Convention de Berne relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe signée en 1979. Strictement protégés, la capture, la détention, la mutilation, la destruction et le commerce interne de ces animaux, vivants ou morts, de tout ou partie de leur corps, sont alors interdits. De même, la perturbation, la détérioration ou la destruction des sites de reproduction et de leur milieu de vie ; tout comme la destruction, le ramassage ou la

détention d'œufs de ces espèces, même vides sont strictement interdits. Sur le plan réglementaire, chaque propriétaire de tortue terrestre devrait donc avoir déclaré posséder une tortue et pouvoir prouver que cette détention date d'avant la mise en application de la Convention de Berne. En France, la mise en application de cette convention date du 1^{er} août 1990.

Dans la première partie, sont rappelées l'anatomie et la biologie des tortues, en s'attachant uniquement aux éléments influençant le parasitisme des tortues. Ensuite, une revue des connaissances sur le parasitisme fongique et le parasitisme digestif est proposée. Dans la deuxième partie, sont présentés la population étudiée, les prélèvements effectués et les résultats des examens effectués ; enfin une discussion de ces résultats est proposée. La conclusion comprend les informations données à la SPTO, d'une part à l'issue des résultats, pour rapidement rassurer les propriétaires de tortues, et d'autre part à l'issue de la thèse.

PREMIERE PARTIE :

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE : FLORE FONGIQUE CUTANEE ET PARASITISME DIGESTIF DES TORTUES TERRESTRES.

Limites du sujet et justifications.

Les parasites des animaux peuvent être présents ou non et lorsqu'ils sont présents, pathogènes ou non. Afin de comprendre les facteurs qui peuvent influencer leur présence ou leur pathogénicité, nous rappelons dans un premier temps les points d'anatomie et de biologie pouvant avoir une influence sur le parasitisme des tortues. Il n'est pas question de décrire ici l'anatomie et la biologie des espèces étudiées. Nous insistons sur les facteurs environnementaux car les tortues prélevées ne vivent pas dans leur région naturelle et sont des tortues d'élevage. Or il nous semble que le parasitisme peut être favorisé par ces deux éléments.

En ce qui concerne la flore fongique des tortues, leur mode de vie proche du sol, favorise la présence de nombreux champignons saprobes sur leur carapace et la poïkilothermie ne permet pas la sélection de champignons exclusivement parasites internes ou exclusivement parasites externes (12). Nous avons donc essayé de répertorier les champignons qui peuvent être pathogènes chez les tortues terrestres.

En ce qui concerne le parasitisme digestif des tortues, nous avons recherché, dans cette première partie, tous les parasites que nous aurions pu rencontrer et nous essayons de déterminer leur pouvoir pathogène. La morphologie des parasites n'est pas abordée dans ce travail.

Dans cette première partie nous nous intéressons à toutes les espèces de tortues à mode de vie terrestre. Ceci concerne donc les tortues de la famille des Testudinidae (*Testudo* sp., *Astrochelys* sp., *Geochelone* sp., *Dipsochelys* sp., *Chelonoidis* sp., *Kinixys* sp. et *Gopherus* sp.) et les espèces du genre *Terrapene* (famille des Emydidae). Une classification des tortues est proposée en annexe 1.

1. Rappels d'anatomie et de biologie.

1.1.Éléments de biologie des tortues terrestres.

1.1.1. La tortue, animal poïkilotherme adapté à la vie terrestre.

Comme tous les reptiles, les tortues sont des animaux poïkilothermes (syn: poecilothermes, hétérothermes) : leur température interne est variable. Pour leur activité, elles ont besoin d'une température externe adéquate. Cependant, il est excessif de penser que la température interne d'une tortue est égale à la température de son environnement. La température optimale pour les trois espèces étudiées est située entre 26 et 30°C. Au-dessous de 10°C, elles entrent en hibernation, alors qu'une température de 45°C est létale (figure 1). La lutte contre le froid ne doit cependant pas être menée dans n'importe quelle condition. Il a en effet été montré que le maintien prolongé d'une tortue à sa température optimale pouvait entraîner sa mort (26). Il semble d'ailleurs que les reptiles n'ont pas une température optimale mais plusieurs, et chacune est optimale pour des activités différentes (62). L'hibernation et les variations de température sont donc des éléments importants de la vie des tortues et par conséquent de celle de leurs parasites.

Les tortues terrestres disposent de moyens comportementaux et physiologiques pour s'adapter aux variations de la température externe. Les reptiles sélectionnent des micro-habitats et des heures d'activité. Pour élever leur température interne, ils s'exposent au soleil et ajustent leur posture afin de capter le plus de chaleur possible. En cas de température trop élevée, les tortues recherchent un abri protégé. Ainsi, lorsque la température de l'air est de 22-25°C, on peut mesurer des températures corporelles de 30-32°C chez *Testudo hermanni* et de 36-38°C chez *Testudo graeca*. La nuit, quand la température tombe à 10-12°C, la température des tortues peut se maintenir à 18-22°C (3). L'hibernation leur permet de passer l'hiver. Certaines espèces comme *T. horsfieldii* sont également capables de s'enfouir pour estiver lors de températures trop élevées l'été. De manière plus subtile, comme tous les reptiles, les tortues sont capables d'adapter la température de leur corps à leurs besoins physiologiques. Par sa masse, son épaisseur et sa forme, la carapace joue un rôle de régulateur thermique important. Sa couleur plus ou moins foncée favorise l'absorption des rayons infrarouges (IR) et sa forme hémisphérique permet, par son ratio surface/ volume relativement faible, de

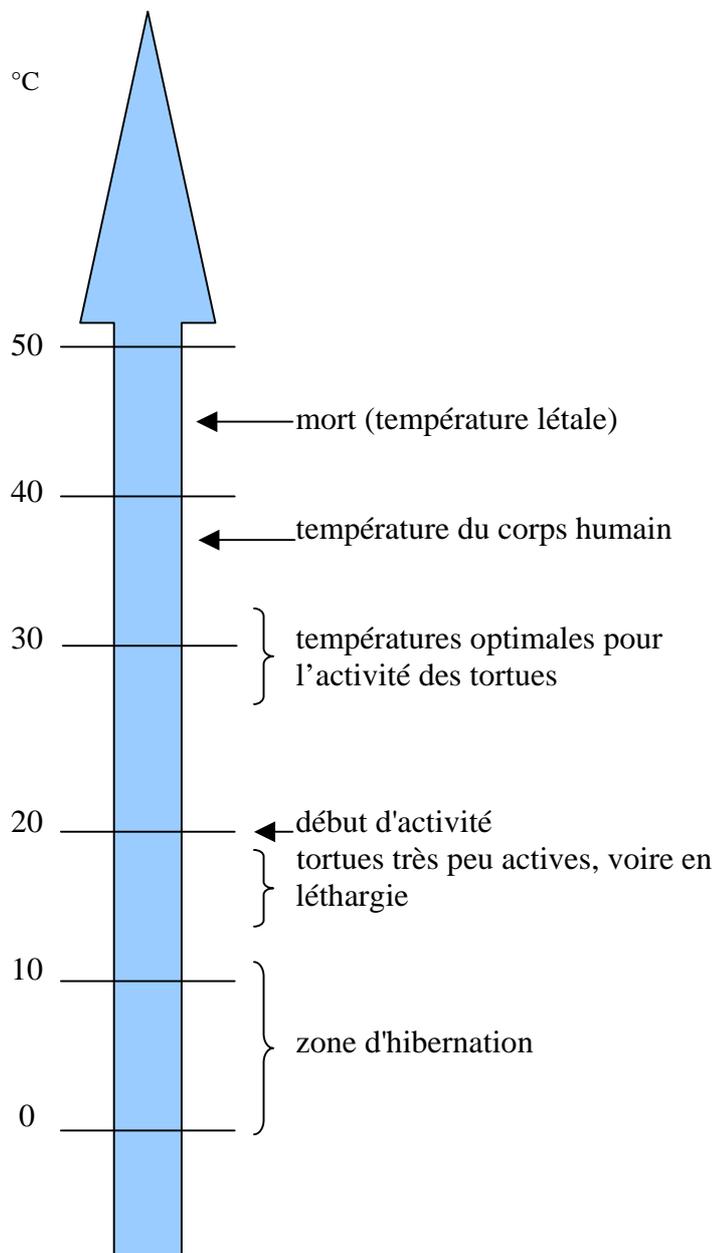


Figure 1 : Degré d'activité des tortues (*Testudo* sp.) en fonction de la température externe (26).

minimiser les échanges de température avec l'extérieur. Elles peuvent également utiliser la polypnée ou leur système cardio-vasculaire en favorisant la conservation ou la perte de la chaleur corporelle. Certaines espèces terrestres, lors de températures excessives, salivent abondamment ou urinent sur leurs pattes provoquant ainsi une évaporation. Il reste cependant évident que les facteurs comportementaux sont beaucoup plus efficaces que les facteurs physiologiques dans le contrôle de la température corporelle chez les chéloniens (5).

1.1.2. Facteurs abiotiques, autres que la température.

1.1.2.1. L'humidité.

Les espèces du genre *Testudo* vivent principalement dans des régions au climat chaud et sec. Elles supportent donc un degré d'hygrométrie très faible. L'humidité excessive peut alors être à l'origine de lésions de la carapace ou de la peau. Pour mémoire, d'autres tortues terrestres, notamment celles du genre *Terrapene*, sont très sensibles à un degré d'hygrométrie trop faible. Leur comportement semi-terrestre exige en effet une hygrométrie élevée sous peine de voir s'installer une anoxie souvent catastrophique.

1.1.2.2. La luminosité.

Une quantité suffisante de rayons ultra violets (UV) est nécessaire à la synthèse de la vitamine D3. Comme chez les mammifères, cette vitamine intervient dans le métabolisme du calcium particulièrement important chez les tortues du fait de leur importante masse osseuse constituant la carapace. Dans leur milieu naturel, les tortues des régions tempérées sont exposées à ces rayonnements de mars à octobre et la croissance de la carapace est alors de l'ordre de 2 mm pendant l'été pour les adultes. Durant l'hibernation, la longueur de la carapace ne varie pas (68). De plus le soleil, par ses rayonnements UV et IR, est un élément important de la thermorégulation des chéloniens.

1.1.3. Le régime alimentaire.

Les tortues terrestres ont besoin d'une alimentation variée, principalement de type herbivore, en quantité et qualité suffisante. Elles affectionnent les tissus tendres et pulpeux des végétaux : fleurs, fruits, bourgeons, feuilles jeunes, etc. Elles ont également besoin d'un accès permanent à un point d'eau. Certaines espèces de tortues ont la particularité d'être lithophages. Elles mangent volontairement du sable, des graviers, des petits cailloux ou d'autres objets similaires (113).

1.1.4. Hibernation de la tortue.

L'hibernation concerne les espèces vivant dans les pays tempérés. Dans l'hémisphère Nord, elle dure de début novembre à la fin février ou mars. La chute des températures diurne et la diminution de l'ensoleillement en durée et en intensité à la fin de l'été induisent un arrêt de l'alimentation qui dure 3 à 4 semaines. On pense que la tortue utilise cette période pour vider entièrement ses intestins de tous résidus alimentaires. Enfin, les tortues s'enfouissent sous des débris de feuilles ou s'enterrent, selon les espèces. Les tortues perdent environ 6 à 7% de leur poids pendant l'hibernation mais les variations d'un individu à l'autre sont importantes : de 0 à 20% chez *T. graeca* avec une moyenne de 5,22% et de 2,04 à 8% chez *T. hermanni* avec une moyenne de 4,55% (84). En captivité, l'hibernation est recommandée, sauf pour les animaux qui n'ont pas pris suffisamment de poids et de réserves pendant l'été. Ils risquent d'être trop faibles pour passer l'hiver. L'hibernation favorise l'activité de la thyroïde et permet une vie plus active par la suite. De plus, elle favorise la reproduction chez le mâle et synchronise les chaleurs des femelles. Ainsi, la reproduction se fait aux périodes les plus favorables (14, 69). La sortie de l'hibernation est souvent une phase critique de la vie des chéloniens. Graham-Jones note que la plupart des maladies se déclarent dans les deux mois qui suivent le réveil (56). Il implique des mauvaises conditions d'hibernation, par exemple un hiver trop froid ou trop doux avec des animaux qui se réveillent. Il faut surtout éviter que les tortues se nourrissent en cours d'hiver.

1.2. La peau et la carapace des chéloniens.

La peau est chez tous les animaux l'organe, en quantité, le plus important. Son rôle consiste à protéger les organes internes contre les traumatismes, la dessiccation, les parasites, les températures extrêmes. Elle joue un rôle dans la thermorégulation, les échanges avec le milieu extérieur, la mise en jeu de réactions de défense, les relations sociales et la perception du milieu ambiant. Le tégument des reptiles est composé d'un derme et d'un épiderme.

1.2.1. L'épiderme des chéloniens (figure 2) (13, 57, 108).

L'épiderme des chéloniens est divisé en trois strates : *stratum profundum*, *stratum intermedium* et *stratum corneum*. Le *stratum profundum* comprend l'assise génératrice et le *stratum dentatum*. L'assise génératrice est séparée du derme sous-jacent par une membrane dermique fibreuse. Elle est formée de cellules à gros noyau et elle est à l'origine de toutes les cellules épidermiques. Le *stratum dentatum* est formé de 3 ou 4 assises de grosses cellules polygonales à contour plus ou moins net. Le *stratum intermedium* est mince. Les cellules s'aplatissent au fur et à mesure de leur croissance et de leur ascension vers la surface. Elles se remplissent de kératine et se compactent en couches de plus en plus serrées. Le *stratum corneum* est composé de cellules aplaties et kératinisées. Certaines parties sont épaisses et d'autres sont plus fines, ce qui permet de déterminer des écailles et leur partie jointive (figure 3). Le corps des reptiles est entièrement recouvert d'écailles. Au niveau de la carapace des tortues, les écailles sont lamelleuses, de grande taille, planes, sans bords libres et contiguës les unes aux autres. Dans sa partie épaisse, le *stratum corneum* est composé de 60 à 100 couches de cellules jointives.

1.2.2. Le derme et la carapace des chéloniens (figure 4).

Le derme sous-jacent est composé d'un chorion et d'un tissu cellulaire sous-cutané. Le chorion est plus ou moins compact et est composé de faisceaux de collagène et d'éléments cellulaires. Le tissu sous-cutané est en général mince et est formé d'un mélange de fibres élastiques, de conjonctive et de cellules adipeuses. Les cellules dermiques contiennent parfois des ostéodermes qui sont de petites formations osseuses lamellaires. Chez les chéloniens, et

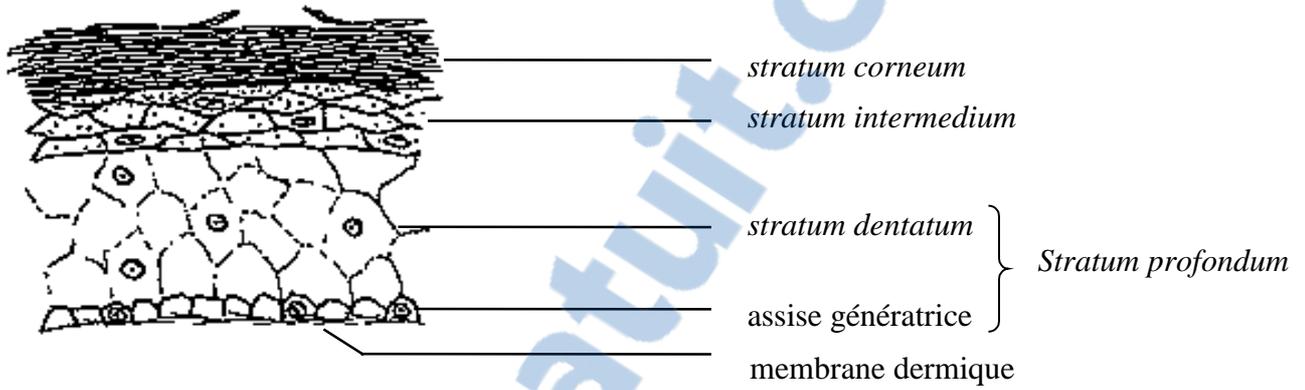


Figure 2 : Coupe schématique de peau de tortue.
d'après BREYER (13)

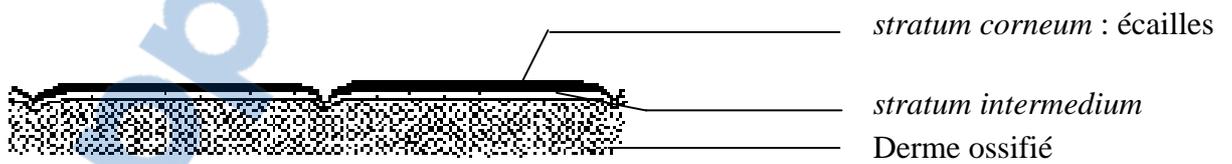


Figure 3 : Coupe schématique d'écailles de tortues (57).

au niveau de la carapace, les ostéodermes sont très abondants. Ils forment la partie osseuse interne de la carapace en association avec des os provenant du squelette de la tortue. En effet, la carapace osseuse est formée par une cinquantaine d'éléments ossifiés : des ostéodermes, les côtes et les vertèbres pour la carapace dorsale ou dossière, les clavicules et la partie ventrale des côtes pour le plastron. La dossière et le plastron sont liés entre eux au niveau latéral par des ossifications et la tortue est donc enveloppée dans une espèce de boîte osseuse (14). L'arrangement des plaques osseuses est différent de celui des écailles. Ceci permet de limiter les zones de moindre résistance (11). Au total, la carapace des tortues pèse environ 30% du poids de l'animal (36). Lors de lésions de la peau, la cicatrisation chez les reptiles est plus longue que chez les mammifères et elle peut durer six semaines.

1.2.3. Etude de la kératine des chéloniens (13).

La kératine des reptiles est de deux types. Certaines cellules épidermiques synthétisent de la kératine α et d'autres de la kératine β . La kératine est une protéine fibrillaire. Elle est formée de faisceaux de filaments (microfibrilles) unis par une matrice amorphe. Les microfibrilles sont formées par des protofibrilles. La kératine α se caractérise par des microfibrilles composées de 11 protofibrilles et formant une hélice. Sa matrice amorphe est disposée en quantité variable. La kératine α est ainsi élastique et hétérogène. De plus, les cellules précurseurs de kératine α libèrent le contenu de leur appareil de Golgi avant leur transformation en cellules cornées. Les couches de kératine α ne sont alors pas totalement sèches. La kératine β est composée de microfibrilles formées par 2 protofibrilles enroulées en hélice. L'ensemble est disposé en feuillets plissés. Ces feuillets sont liés entre eux par de nombreux ponts disulfures. Lors de la maturation des cellules précurseurs de la kératine β , le contenu des organites de synthèse se transforme en protofibrilles et en matrice rigide. La kératine β se caractérise donc par sa rigidité. Chez les espèces du genre *Testudo*, les écailles de la carapace sont composées de kératine β tandis que les écailles de la tête, du cou et des membres sont composées de kératine α et de kératine β .

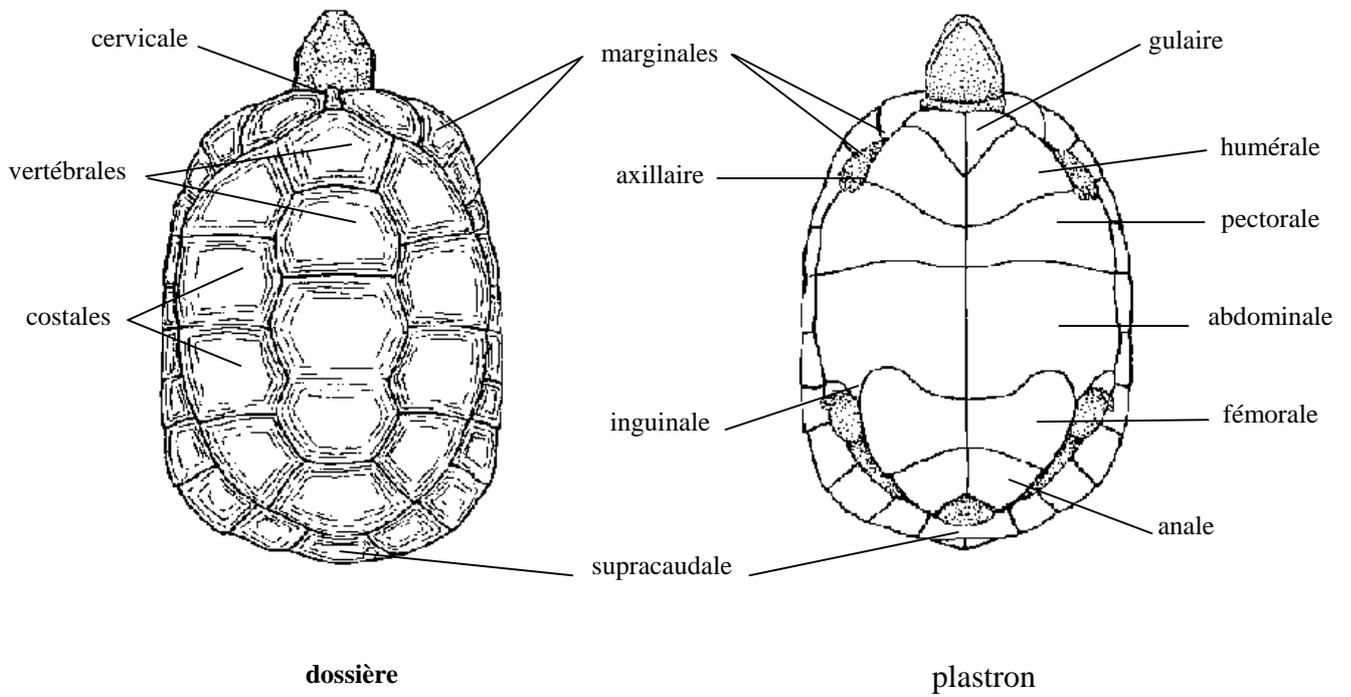


Figure 4 : La carapace des tortues : les écailles de la dossière et du plastron (26).

1.3. L'appareil digestif des tortues terrestres (figure 5) (14, 113).

Les tortues terrestres sont presque exclusivement herbivores. Elles n'ont pas de dent et se servent de leur bec corné comme de ciseaux pour couper des morceaux qui sont avalés entiers. Les glandes salivaires produisent un mucus permettant d'avalier de gros morceaux de nourriture mais pas d'enzymes digestives. L'œsophage est court et permet le transport de la nourriture de la bouche vers l'estomac. Chez *T. horsfieldii*, il a été montré qu'il aide au broyage des aliments par sa puissance musculaire. L'estomac se situe ventralement à gauche et est délimité par un pyllore et un sphincter gastro-œsophagien. Il est relativement petit chez les reptiles herbivores. La digestion gastrique dépend beaucoup de la température. Les sécrétions gastriques, pepsine et HCl, semblent ne provenir que d'un seul type cellulaire (11). L'intestin grêle permet l'absorption des nutriments et de l'eau. Chez les reptiles herbivores, il est beaucoup plus long que chez les reptiles carnivores. Des enzymes digestives sont produites par l'estomac, l'intestin grêle, le pancréas, le foie et la vésicule biliaire. Le pancréas a une fonction endocrine et exocrine. L'intestin grêle rejoint le gros intestin au niveau de la valvule iléo-colique et le cæcum est bien développé chez les tortues herbivores. Le gros intestin est le principal site de la fermentation microbienne. Il est long (330% de la longueur des tortues) et large. Le rectum débouche dans un cloaque s'ouvrant sur l'extérieur par la fente cloacale. Le cloaque spacieux est divisé en trois parties successives. Le coprodeum reçoit les matières fécales. Au niveau de l'urodeum s'abouchent les urètres et les conduits génitaux. Le proctodeum reçoit l'ensemble des matières émises par l'animal et permet leur évacuation vers l'extérieur (4). La durée du transit intestinal est très variable. Elle dépend de la température externe, de la fréquence de l'alimentation (qui dépend beaucoup de l'activité de la tortue : température externe, saison, etc.), de la quantité de fibres dans les aliments et de leur degré d'hydratation. Le fonctionnement de la digestion chez les reptiles herbivores est peu connu et il semble que l'on sache peu de chose sur l'utilisation éventuelle de la cellulose. En comparaison avec les mammifères herbivores, les tortues ne mâchent pas beaucoup leurs aliments et elles avalent même de gros morceaux de plantes. Elles ont un seul estomac et c'est surtout les fonctions intestinales qui sont très développées. La présence de symbiotes aidant la digestion de la cellulose est parfois suggérée (113), voire même supposée (100) mais n'a pas été démontrée. Le rôle de la lithophagie chez certaines espèces terrestres n'est pas vraiment compris mais l'on s'accorde pour penser que les gastrolithes ont un rôle mécanique. Ils favoriseraient le broyage des aliments. Certains auteurs supposent également qu'ils puissent

être un apport supplémentaire de calcium (101). Le principal facteur influençant la prise alimentaire et l'activité du tractus digestif est la température.

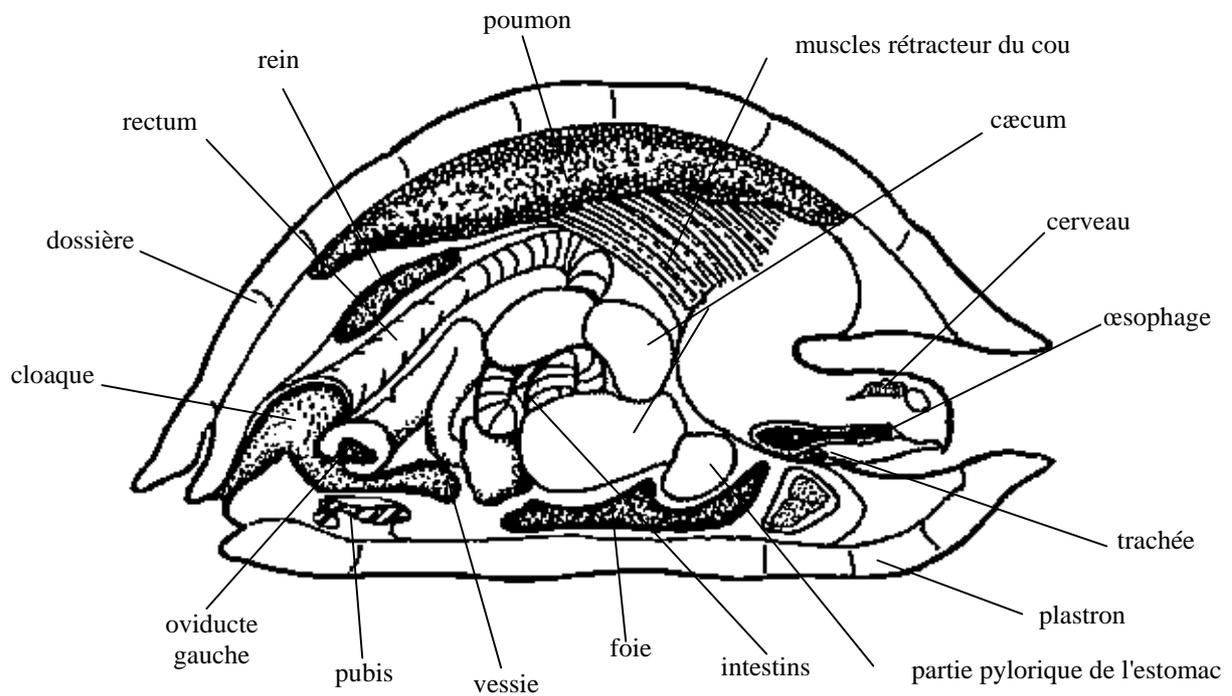


Figure 5 : Organes d'une tortue.
d'après PARKER et BELLAIRS, 1971, cités par BALZEAU (4).

1.4. Le système immunitaire des chéloniens (77, 79).

Les défenses immunitaire des reptiles sont assurées par une immunité cellulaire non spécifique et une immunité humorale spécifique. Les organes et tissus intervenant dans l'élaboration de cette défense immunitaire sont la moelle osseuse, la rate, le thymus et les organes lymphoïdes. Les globules blancs sont répartis en trois types cellulaires : les leucocytes hyalins (lymphocytes et monocytes), les granulocytes (éosinophiles, basophiles et hétérophiles) et les thrombocytes. Plusieurs types de cellules ont un rôle de phagocytose : les grands et les petits lymphocytes, les monocytes, les hétérophiles, les neutrophiles et même des thrombocytes ont été vus avec des débris cellulaires dans leur cytoplasme (48). Le rôle exact de chaque type de globule blanc n'est pas bien connu. Les tortues sont capables d'établir une réponse immunitaire spécifique à l'égard d'un grand nombre d'agents infectieux. Comme chez les mammifères elle fait intervenir des anticorps, le complément et des lymphocytes T.

Les facteurs influençant la réponse immunitaire sont principalement ceux développés en première partie. L'alimentation des reptiles a un rôle important sur le bon fonctionnement de la réponse immunitaire, surtout si d'autres facteurs environnementaux affectent la digestion et l'utilisation des nutriments. On connaît par exemple l'importance de la température sur le métabolisme des reptiles. Une température trop basse diminuera la prise alimentaire et également le métabolisme de la digestion. D'autre part, une pression parasitaire trop élevée peut également poser des problèmes digestifs. Les individus mal nourris ont souvent un taux sanguin de dérivés azotés insuffisant et ont plus de mal à mettre en place une réponse immunitaire adéquate. Le manque de réserve nutritive induit une lymphopénie et des désordres cellulaires du système immunitaire. Une hyponatrémie diminuerait la capacité des reptiles à produire des anticorps. La température externe joue un rôle important sur la réponse immunitaire et des expérimentations sur des lézards et des iguanes ont montré que les reptiles ont besoin d'augmenter leur température corporelle pour développer une réponse immunitaire. Les reptiles pourraient, en réponse à une infection, fabriquer une hormone endogène pyrogène (EP) qui agirait sur l'hypothalamus. Ce dernier semble être responsable de la thermorégulation chez les reptiles. L'hormone EP facilite la production des anticorps et active les leucocytes en augmentant leur activité phagocytaire, bactéricide et virucide. Elle augmente la mobilisation des leucocytes, stimule les lymphocytes T et augmente l'activité des interférons. Elle diminue également, dans le sang, le taux de fer que les bactéries utilisent

comme facteur de croissance. La réponse immunitaire dépend de la saison. Les lymphocytes sont très nombreux pendant les saisons chaudes alors qu'ils diminuent excessivement pendant l'hibernation. Les experts pensent que les variations saisonnières sont nécessaires au bon développement des tissus ayant une fonction immunitaire. Enfin, l'absence de stress est un facteur essentiel permettant une réponse immunitaire suffisante pour lutter contre les infections. Tout ce qui peut le favoriser doit être évité (49).

2. Flore fongique cutanée et faune parasitaire digestive des tortues terrestres.

2.1. Parasitisme fongique des tortues terrestres.

2.1.1. Aspects cliniques des mycoses.

Chez les reptiles, lorsque le champignon reste superficiel, les dermato-mycoses se manifestent par des modifications tinctoriales des écailles. Celles-ci prennent alors une teinte brunâtre à jaune-verdâtre et ont une surface sèche, terne et plissée. Lorsqu'il s'agit d'invasion profonde des tissus, des signes d'inflammation peuvent alors apparaître avec une prédominance de l'œdème et de l'érythème. Les lésions peuvent apparaître sous forme de vésicules, d'ulcères, de nodules, de croûtes, de granulomes ou d'œdème des membres (108, 128).

Chez les tortues, ces lésions d'origine fongique peuvent être observées au niveau des écailles. L'origine fongique d'une lésion de la carapace est souvent très difficile à déterminer par le seul examen clinique. Aucune description clinique n'a été formalisée et les signes d'invasion à partir de lésions externes de la carapace sont absents. Les lésions de la carapace d'origine infectieuse peuvent se caractériser par des plages blanches, par des modifications tinctoriales des écailles, par des ulcères ou par des chutes d'écailles. Pour T.H. Boyer, les zones lésées de la carapace des tortues terrestres qui ont un aspect humide sont plutôt d'origine bactérienne, alors que celles d'aspect sec sont plutôt d'origine fongique (15). Il n'y a que les tortues d'eau chez lesquelles les mycoses de la carapace sont parfois faciles à reconnaître, lorsque les filaments de moisissures "flottent" au-dessus de l'animal (128).

2.1.2. Rapport de cas de mycoses chez les tortues terrestres.

En 1980, Jacobson répertorie l'ensemble des mycoses connues chez les reptiles (70). Dans le tableau 1, nous présentons les mycoses rapportées chez les Testudinae. On peut noter que les espèces *Testudo hermanni*, *T. graeca* et *T. horsfieldii* ne sont pas citées.

Tableau 1 : Mycoses de tortues terrestres rapportées par Jacobson (70).

Espèces de Testudinae	Clinique	Espèces fongiques isolées	Auteur cité par Jacobson (70)
<i>Chelonoidis nigra</i> (syn. * : <i>Testudo elephantopus</i> , <i>Geochelone elephantopus</i>)	Pneumonie	<i>Aspergillus amstelodami</i> <i>Geotrichum candidum</i>	Georg <i>et al.</i> (1962)
	Pneumonie	<i>Beauveria bassiana</i>	Georg <i>et al.</i> (1962)
	Infection systémique	<i>Penicillium</i> sp.	Hamerton (1934)
<i>Dipsochelys elephantina</i> (syn. * : <i>Testudo giganteus</i> <i>elephantina</i>)	Pneumonie	<i>Paecilomyces fumoso-roseus</i>	Georg <i>et al.</i> (1962)
	Pneumonie	<i>Beauveria bassiana</i>	Georg <i>et al.</i> (1962)
	Pneumonie	<i>Aspergillus</i> sp.	Andersen et Ericksen (1968)
	Pneumonie	Non identifiée	Andersen et Ericksen (1968)
	Granulome de la mâchoire inférieure	<i>Basidiobolus ranarum</i>	Blazek <i>et al.</i> (1968)
<i>Chelonoidis denticulata</i>	Pneumonie	<i>Paecilomyces lilacinus</i> (= <i>Penicillium lilacinum</i>)	Bemmel <i>et al.</i> (1968)
<i>Astrochelys radiata</i>	Dermatite	<i>Fusarium</i> sp.	Frank (1966)
	Granulome de la mâchoire inférieure	Dematiaceae	Frank (1970)
<i>Gopherus polyphemus</i>	Dermatite	Non identifiée	Jacobson (1978)
Tortue non identifiée	Pneumonie	<i>Aspergillus</i> sp.	Hunt (1957)
Mycoses expérimentales			
<i>Astrochelys radiata</i>	Sous-cutanée	<i>Loboa lobo</i>	Sampaio <i>et al.</i> (1971)
<i>Terrapene carolina</i>	Pulmonaire	<i>Beauveria bassiana</i>	Jacobson (1980)

* syn. : synonyme de

Frank signale en 1966 la chute soudaine de plaques cornées chez *Astrochelys radiata*. Dans la description clinique qu'il en donne, la chute des plaques a été précédée par l'apparition de petits bourrelets blanchâtres et sinueux à partir desquels il a isolé un champignon filamenteux du genre *Fusarium* (45). En ce qui concerne les mycoses rapportées par Georg *et al.* (1962) il n'est pas certain que les champignons *Aspergillus amstelodami* et *Geotrichum candidum* soient les agents causals de la maladie (94).

Depuis cette revue, d'autres observations de mycoses ont été rapportées. Une infection à *Geotrichum candidum* est rapportée chez une tortue géante des Galápagos (*Chelonoidis nigra*) au parc zoologique de Barcelone. La tortue morte présentait des lésions de la peau sous forme d'ulcérations extensives sur les quatre pattes, le cou et la tête. A l'autopsie, des lésions rénales ont été observées. L'enquête épidémiologique a permis d'incriminer le maïs distribué aux tortues. Les autres tortues ayant mangé le même maïs ont excrété dans leurs selles *G. candidum* mais n'ont pas présenté de signes cliniques particuliers (109).

Candida tropicalis est rapporté par Zwart chez *Testudo graeca*. L'animal avait perdu l'appétit et avait des signes de dyspnée et des écoulements nasaux. Une analyse fécale a montré la présence de la levure et un traitement oral à la nystatine® a éliminé l'infection (72).

En 1985, I. Weitzman *et al.* rapportent une lésion cutanée au niveau du pied chez la tortue *Terrapene carolina* var. *carolina*. Le champignon mis en cause est *Scolecobasidium humicola*. Il s'agit d'un champignon dématiacae du sol rapporté comme agent de phaeohyphomycose chez les poissons (124).

Une hyalohyphomycose à *Paecilomyces lilacinus* est rapportée chez une tortue éléphantine d'Aldabra, *Dipsochelys elephantina*. La tortue mâle de 80 ans est devenue anorexique et progressivement léthargique. Une mucosité s'évacuait de la bouche et des narines. Une seule selle, recouverte d'une pseudo-membrane, a été émise en un mois. L'examen de cette selle a mis en évidence la présence de cellules fongiques. L'animal est décédé après 9 jours d'hospitalisation, malgré la tentative de traitement : Triméthoprim/Sulfadimétoxine 20mg/kg, ketoconazole 10mg/kg po tous les deux jours. A l'autopsie des nodules jaunâtres ont été trouvés au niveau du foie, de l'omentum et des muqueuses gastriques et orales. *Paecilomyces lilacinus* a été identifié à partir de cultures du foie. *Candida*

albicans a poussé à partir de prélèvements de la bouche et de l'estomac de l'animal. L'auteur pense que *Candida albicans* était opportuniste (59).

En 1996, est rapportée une infection systémique à *Penicillium griseofulvum* chez la tortue géante des Seychelles (*Dipsochelys elephantina*). La tortue était anorexique et léthargique durant 3 mois et est décédée. Les plus importantes lésions étaient péricardiques. La tortue avait échappé à un incendie 8 mois plus tôt et il est possible que ses brûlures aient provoqué une immunodéficience majeure (97).

En 1992, P. Bourdeau et N. Tronco présentent les principaux champignons isolés au cours d'examens mycologiques cutanés effectués entre 1987 et 1990 sur 105 tortues à l'occasion des consultations à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort (12). L'effectif comprend en fait 40% de tortues aquatiques. Quelques levures sont retrouvées : il s'agit soit de *G. candidum*, soit de levures des genres *Candida* et *Cryptococcus*. En aucun cas, *C. albicans* ou *C. neoformans*, reconnues pathogènes chez l'homme, n'ont été isolées. Parmi les champignons filamenteux, aucun dermatophyte ou autre type de kératinophiles n'est mis en évidence. Par contre, les auteurs rapportent principalement des champignons saprobes considérés comme des contaminants ou des moisissures. Il s'agit principalement d'Hyphomycètes hyalins : *Aspergillus fumigatus*, *A. niger*, et des représentants des genres *Penicillium* et *Fusarium* ; des dématiacées des genres *Alternaria* et *Cladosporium* et des zygomycètes de l'ordre des Mucorales et des genres *Mucor* et *Absidia*.

En 1992, dans sa thèse de médecine vétérinaire, J. Bouvard a prélevé le tégument de tortues dans le "village des tortues" de Gonfaron (Var). Les prélèvements ont été effectués au niveau du cou, de la queue et de la carapace. Une partie des tortues n'avait pas de lésions tégumentaires alors que l'autre partie des tortues en avait. Nous avons repris son tableau de résultats (Tableau 2). Les écailles de deux tortues dont la dossière était très abîmée ont subi une analyse histologique. Des éléments filamenteux, branchus et septés ont été mis en évidence. Ces filaments s'étendaient dans le tissu osseux sous-jacent, à travers les canaux de Havers. La couche cornée des écailles était ulcérée et fissurée. Un infiltrat inflammatoire de cellules mononucléées a été observé. Le diagnostic de mycose d'écaille a été posé, mais on ne connaît pas les champignons mis en cause (13).

Tableau 2 : Nombre de champignons identifiés dans les deux groupes de tortues étudiées par J. Bouvard (13).

Champignons	Tortues avec lésions tégumentaires	Tortues sans lésions tégumentaires
<i>Alternaria</i> sp.	4	1
<i>Aspergillus</i> sp.	3	0
<i>Candida</i> sp.	0	1
<i>Cladosporium</i> sp.	9	8
<i>Cryptococcus</i> sp.	1	0
Dematiaceae	1	2
<i>Dreschlera</i> sp.	0	1
<i>Fusarium</i> sp.	0	1
<i>Kloeckera</i> sp.	0	1
<i>Mucor</i> sp.	1	0
<i>Penicillium</i> sp.	4	0
<i>Rhodotorula</i> sp.	5	4
<i>Stemphylium</i> sp.	0	2
<i>Ulocladium</i> sp.	1	0
Inconnus	20	16

Frye montre une photo d'une infection secondaire à *Microsporum* sp. chez une tortue boîte, sur une ancienne fracture de la carapace. Le développement fongique est blanc cotonneux et se développe sur la partie osseuse de la carapace (49).

Jacobson rappelle qu'aucun cas de maladie fongique n'a encore été rapporté chez les tortues terrestres sauvages et que la colonisation de la couche kératinisée de la carapace par des champignons est souvent une infection secondaire, se développant sur une lésion ou un foyer infectieux préexistant (72).

2.2. Parasitisme du tube digestif des tortues terrestres.

Les études portant sur le parasitisme digestif des tortues ont presque toutes été menées à partir de tortues en captivité : tortues présentes dans des parcs zoologiques, tortues d'élevage ou tortues vues en consultation vétérinaire. Les échantillons étudiés sont des excréments (féces) ou des prélèvements d'autopsies de tortues malades. Seuls de rares travaux dont celui de Petter (1965) ont été réalisés à partir d'animaux recueillis dans leur milieu et sacrifiés.

Les signes cliniques de parasitoses digestives sont des vomissements, rarement de la constipation, des diarrhées, un amaigrissement même si l'appétit reste bon, éventuellement des saignements du cloaque (15).

2.2.1. Les Protozoaires parasites du tube digestif de la tortue.

De nombreux protozoaires ont été rapportés chez les chéloniens. En 1992, L. Schilliger en rappelle les principaux en distinguant l'étage du tube digestif atteint (111).

- Au niveau de l'estomac, l'œsophage et l'intestin grêle, nous pouvons trouver des parasites des genres : *Bodo*, *Retortomonas*, *Hexamita*, *Trichomonas*, *Hexamastix*, *Monocercomonoides*, *Endolimax*, *Entamoeba*, *Hartmanella*, *Acanthamoeba*, *Mixidium*, *Henneguya*.
- Au niveau du colon et du rectum existent les genres : *Giardia*, *Opalina*, *Balantidium*, *Nyctotherus*.

Les cycles de tous les Rhizopodes, Flagellés et Ciliés parasites du tube digestif des reptiles sont directs (118). Le pouvoir pathogène et le rôle de ces parasites restent discutés.

2.2.1.1. Les Rhizopodes.

Le tableau 3 présente les rhizopodes digestifs rapportés chez la tortue. Chez les Ophidiens et les Sauriens, la protozoose la plus connue est l'amibiase impliquant *Entamoeba invadens*. Elle est responsable d'une entérite ulcéro-nécrosante souvent mortelle. *E. invadens* n'est cependant pas considérée comme pathogène dans la nature et dans presque tous les cas elle est accompagnée d'une infection bactérienne à germes Gram négatif. Les conditions de

transport et d'entretien sont souvent responsables de l'apparition de la maladie (71). Chez les tortues, *E. invadens* est présente mais son caractère pathogène est largement discuté. Pour L. Schilliger, les amibes ne sont que des commensaux et n'engendrent jamais de parasitose-maladie (111). De même pour P. Bourdeau, les tortues semblent peu sensibles aux actions pathogènes des amibes (11). Les tortues sont donc porteuses latentes de cette amibe et peuvent contaminer les autres reptiles à leur contact. Toutefois, quelques observations d'amibiase-maladie ont été rapportées. En 1983, Jacobson rapporte 200 cas d'amibiase chez les tortues charbonnières (*Geochelone carbonaria*) (72). Frank et Loos-Frank en 1977 et Frye en 1981, cités par Ippen (64), en rapportent chez des tortues d'eau douce. Dans les formes graves de l'amibiase chez les tortues, les principaux symptômes sont l'anorexie et l'abattement, une gastro-entérite avec diarrhée profuse et parfois des régurgitations et des vomissements. Cependant le reptile peut ne pas présenter de signes cliniques 24h avant sa mort (71). Comme chez les autres reptiles, la mort peut survenir en quelques jours mais la maladie peut parfois évoluer vers la chronicité (11). Les tortues charbonnières étudiées par Jacobson et décédées ont été autopsiées. Le duodénum était épaissi et œdémateux, sa muqueuse nécrosée. La bile et le canal cholédoque étaient également nécrosés. Le foie avait des lésions nécrotiques multifocales à diffuses (71).

Le genre *Endolimax* est dénué de pouvoir pathogène. Les genres *Acanthamoeba* et *Hartmanella* peuvent être à l'origine de kératites ou de méningites chez l'homme mais le rôle réservoir des tortues pour ces amibes libres est peu connu (11). Le genre *Blastocystis* semble ne pas avoir de pouvoir pathogène chez les tortues (6, 119).

Tableau 3 : Les Rhizopodes rapportés chez les tortues et leur localisation dans le tractus digestif (6, 11, 46, 72, 119).

Genre	Espèce	Espèce hôte	Localisation
<i>Entamoeba</i>	<i>E. invadens</i>		intestin
	<i>E. insolita</i>	<i>Dipsochelys elephantina</i>	intestin
	<i>E. terrapene</i>	<i>Terrapene</i> sp., <i>Pseudemys scripta</i>	intestin
	<i>E. testudinis</i>	<i>Testudo graeca</i> , <i>Testudo</i> sp.	
<i>Endolimax</i>	<i>E. clevelandi</i>	<i>Terrapene</i>	intestin
<i>Acanthamoeba</i>			
<i>Hartmanella</i>		<i>Dipsochelys elephantina</i> <i>Astrochelys radiata</i>	
<i>Blastocystis</i>	<i>B.</i> sp.	<i>Geochelone elephantopus</i>	
		<i>Geochelone elegans</i>	
		<i>Geochelone carbonaria</i>	
	<i>B. agrionemidis</i>	<i>Testudo horsfieldii</i>	

2.2.1.2. Les Flagellés et les Ciliés.

Les Flagellés et les Ciliés sont fréquents et bien tolérés chez les tortues terrestres, leur pouvoir pathogène semble être faible. Les Flagellés sont ingérés par la nourriture ou l'eau contenant des stades infectants. Les cycles sont simples et il n'existe pas de reproduction sexuée. La multiplication est typiquement une division binaire. Dans certains groupes se forment des kystes ou des stades latents.

Les Ciliés se différencient des autres Protozoaires par leurs deux noyaux, un micronucleus et un macronucleus. La multiplication végétative se fait par scission binaire. La multiplication sexuée se fait par conjugaison, autogamie et cytogamie. Les Ciliés sont capables de former des kystes. Chez les espèces commensales et parasites, le kyste est le stade infectant (46). Le tableau 4 présente les Flagellés et les Ciliés isolés chez les tortues.

Dans le genre *Giardia*, deux espèces ont été rapportées chez les reptiles (42, 105, 107) mais elles ne sont pas pathogènes (83) : *G. muris*, qui parasite également les oiseaux et les rongeurs, et *G. duodenalis* (syn : *G. intestinalis*, syn : *G. lamblia*) qui est l'agent pathogène de la giardiose humaine et de divers mammifères. La distinction des espèces est difficile. Sur le plan morphologique, les trophozoïtes de *G. muris* sont petits, 7-10 µm, ils possèdent une paire de corps médians petits et arrondis. Ceux de *G. duodenalis* sont assez longs, 15 µm de long sur 6 à 8 µm de large, ils possèdent un double corps médian. Le cycle biologique de *Giardia* est simple. Il s'agit d'un parasite monoxène. Un kyste est ingéré par l'hôte, il se désenkyste sous l'action des sucs biliaires dans la première partie de l'intestin grêle et libère deux trophozoïtes (forme végétative). Les trophozoïtes se divisent en deux individus par scissiparité, ils vivent accolés à la bordure en brosse de l'épithélium duodéal, perturbant ainsi les échanges nutritionnels. Certains trophozoïtes se transforment en kystes au fur et à mesure de la progression du bol fécal et sont éliminés dans les selles où ils sont directement infectants. Le kyste est résistant dans le milieu extérieur et aux dérivés chlorés utilisés dans le traitement des eaux. S'il est placé dans de bonnes conditions d'humidité et de température, le kyste de *Giardia* peut survivre deux mois. La transmission du parasite peut être directe d'une personne à une autre ou indirecte par les eaux. Ces dernières années, de nombreuses épidémies ou l'apparition de cas sporadiques associés à la souillure du réseau de distribution d'eau et à la consommation d'eau non potable, font penser que les animaux sauvages peuvent

Tableau 4 : Les Flagellés et les Ciliés rapportés chez les tortues et leur localisation dans le tractus digestif (11, 46).

Protozoaire	Espèce de tortue hôte	localisation
Flagellés		
<i>Chilomastix</i> sp.		Intestin
<i>Giardia</i> sp.	<i>Emys orbicularis</i>	Intestin
<i>Hexamastix dobelli</i>	<i>Geochelone elegans</i>	Gros intestin
<i>Hexamita parva</i>	<i>Testudo horsfieldii</i> , <i>Testudo marginata</i>	Intestin
<i>Hexamita</i> sp.		Gros intestin
<i>Monocercomonoides filamentum</i>	Tortues terrestres	Intestinal
<i>Retortomonas</i> sp.	Tortues terrestres	Tube digestif
<i>Retortomonas testudae</i>	<i>Testudo argentina</i>	Tube digestif
<i>Retortomonas chelonei</i>	<i>Geochelone elegans</i>	Intestin
<i>Trichomonas alexeiefelli</i>		
<i>Trimitus trionici</i>	Tortues terrestres	
Ciliés		
<i>Balantidium</i> sp.	Tortues terrestres	
<i>Balantidium testudinis</i>	<i>Testudo</i> sp.	Intestin
<i>Nyctotherus kyphodes</i>	Tortues terrestres	Intestin
<i>Nyctotherus teleascus</i>	Tortues terrestres	
<i>Opalina</i> sp.	<i>Testudo</i> sp.	Gros intestin

être à l'origine d'une contamination (50). Cependant, la place de la tortue dans la dissémination de *Giardia duodenalis* dans l'environnement de l'homme n'est pas connue.

Hexamita parva est souvent présent chez les tortues et occasionnellement pathogène. C'est alors une maladie à progression lente dont les symptômes ne sont pas spécifiques : tortues de plus en plus apathiques, amaigrissement. Elle peut être mortelle si une néphrite apparaît. *Hexamita parva* se retrouve dans les organes ayant une relation directe avec le tube digestif (reins, conduits biliaires). L'hexamitose a été rapportée par Zwart chez les espèces terrestres suivantes : *Testudo horsfieldii*, *T. marginata*, *Geochelone elegans*, *G. carbonaria*, *Terrapene ornata*. Il est le seul Flagellé pathogène des tortues (72, 73, 129). Les genres *Monocercomonoides* et *Opalina* ne sont pas pathogènes (46).

Le Cilié du genre *Balantidium* est responsable de colites chez *Testudo horsfieldii*, peut-être en association avec des bactéries (11). *Balantidium coli* est un cilié fréquent chez le porc. Ce protozoaire est excrété par les animaux porteurs sous forme de kystes dans le milieu extérieur et l'infestation se fait par l'ingestion de ces kystes. En ce qui concerne l'homme, il est à l'origine d'un tableau de dysentérie comparable à celui observé dans l'amibiase intestinale à *Entamoeba histolytica* (96).

2.2.1.3. Les Sporozoaires.

Les coccidies sont des Protozoaires, Sporozoaires, Apicomplexa. Plusieurs genres ont été retrouvés chez la tortue : *Eimeria*, *Isospora*, et plus récemment *Cryptosporidium*. De rares cas d'entérite hémorragique due à des Sporozoaires ont été décrits chez les reptiles, mais les tortues ne semblent pas concernées. Par contre, leur rôle réservoir semble important vis-à-vis des autres reptiles.

Le genre *Eimeria* représente des parasites extrêmement fréquents chez les reptiles. Les espèces rapportées sont présentées dans le tableau 5.

Tableau 5 : Les parasites du genre *Eimeria* rapportés chez les tortues (11, 63, 90, 91).

Espèce coccidienne	Hôte
Testudinidae	
<i>Eimeria brodeni</i> Cerruti 1930	<i>Testudo graeca</i>
<i>Eimeria jaboti</i> Carini 1942	<i>Geochelone denticulata</i>
<i>Eimeria paynei</i> Ernst <i>et al.</i> 1971	<i>Gopherus polyphemus</i>
<i>Eimeria carinii</i> Iainson <i>et al.</i> 1990	<i>Geochelone denticulata</i>
<i>Eimeria geochelona</i> Couch <i>et al.</i> 1996	<i>Geochelone nigra</i>
<i>Eimeria motelo</i> sp. n. Hurkova <i>et al.</i> 2000	<i>Geochelone denticulata</i>
Emydidae	
<i>Eimeria ornata</i> n. sp. McAllister <i>et al.</i> 1989	<i>Terrapene ornata ornata</i>
<i>Eimeria carri</i> Ernst et Forrester 1973	<i>Terrapene carolina carolina</i>
	<i>Terrapene carolina triunguis</i>
<i>Eimeria mitraria</i> Laveran et Mesnil 1902	<i>Terrapene carolina triunguis</i>

La présence d'*Isospora* chez la tortue a été rapportée il y a seulement une vingtaine d'années. La seule espèce décrite est *Isospora testudae* Davronov 1985 chez *Testudo horsfieldii* (115). Cette description semble encore unique aujourd'hui (83).

Les coccidies des genres *Eimeria* et *Isospora* affectent l'épithélium de l'intestin et du système biliaire des reptiles. Elles peuvent être pathogènes. Le cycle est direct, avec des oocystes qui sont ingérés et se désenkystent. Des sporozoïtes se retrouvent alors dans l'intestin ; ils colonisent les cellules épithéliales intestinales où ils subissent une maturation. Ils deviennent des schizontes qui à leur pleine maturité font éclater la cellule épithéliale et les mérozoïtes vont réinfecter de nouvelles cellules épithéliales intestinales. Certains mérozoïtes se différencient en gamétocytes ; la fécondation aboutit à la formation d'un zygote qui s'enkyste en un oocyste. Ce dernier est rejeté avec les selles de l'hôte dans le milieu extérieur (83). Il y devient infestant après avoir subi une sporogonie. Il semble que les parasites du genre *Eimeria* sont spécifiques des familles chez les chéloniens (91).

Le genre *Cryptosporidium* (29) : la cryptosporidiose est une affection bien connue en pathologie vétérinaire chez les veaux et les volailles (31). *Cryptosporidium* est un parasite monoxène qui infecte les microvillosités du plateau strié de l'épithélium gastro-intestinal d'un grand nombre de vertébrés. L'intérêt pour cette affection a été relancé avec l'apparition de cas humains dans les situations d'immunodépression sévère comme le sida (115) et la description d'épidémies urbaines d'origine hydrique (43, 54, 86).

Sur le plan morphologique, les oocystes des parasites du genre *Cryptosporidium* sont difficilement distinguables entre eux et on a longtemps considéré que ce genre ne comportait que deux espèces : *C. parvum* et *C. muris*. En fait, les techniques de biologie moléculaire permettent actuellement de décrire de nombreuses espèces. Au moins 23 espèces ont déjà été nommées (125) mais seulement huit d'entre elles sont reconnues, aujourd'hui, valides. La principale espèce trouvée chez les reptiles est *C. serpenti* (93, 122). Les autres espèces décrites sont *C. crotali*, *C. lampropeltis*, *C. ameivae*, *C. ctenosauris* et *C. saurophilum* (35). Ces espèces n'ont jamais été retrouvées chez l'homme (35, 126). Chez les Testudinidés, il semble que seul *C. serpenti* soit mis en cause et il peut être pathogène (60, 122). Il provoque alors des régurgitations, des gastrites et éventuellement la mort, mais rarement chez les tortues (122). P. Bourdeau rapporte *Cryptosporidium* sp. chez *Kinyxis* ainsi que chez une tortue d'Hermann n'ayant pas de trouble digestif. Une tortue à dos articulé a eu une entérite plurifactorielle due à

un syndrome de maladaptation avec mauvaise alimentation et polyparasitisme, *Cryptosporidium* sp. était présent (11). En 1998 est rapporté le premier cas d'infection digestive à *Cryptosporidium* sp. chez *Testudo kleinmanni*. La tortue présentait des signes cliniques d'entérite (déshydratation, yeux enfoncés dans les orbites, écoulement oro-nasal sévère, maigreur) et une parésie de la patte arrière droite. Elle a été soignée pour une pneumonie, détectée à la radiographie, avec du chloramphénicol et de la ceftazidime (céphalosporine 3^{ème} génération), mais est morte cinq semaines après le début du traitement. Les examens post-mortem ont montré qu'il n'y avait pas de pneumonie mais une cryptosporidiose intestinale avec une surinfection à *Pseudomonas maltophila* et une septicémie qui a causé la mort de l'animal (55). Le portage éventuel de *Cryptosporidium* sp. par les tortues reste méconnu mais une expérimentation au Jardin Zoologique de Giza (Inde), en 1994, indique que la transmission d'une infection entre les reptiles et l'homme est possible (112).

2.2.2. Les Plathelminthes parasites du tube digestif des tortues terrestres.

L'embranchement des Plathelminthes regroupe des vers plats acœlomates. On distingue deux classes : les Cestodes et les Trématodes.

2.2.2.1. Les Cestodes.

Les Cestodes n'ont pas de tube digestif et ont un corps presque toujours annelé à l'état adulte. Ils présentent un cycle souvent dixène. L'adulte est parasite du tube digestif, les formes larvaires (cysticerques, cysticercoïdes, plérocercoides, cœnures,...) sont tissulaires. Les cestodoses digestives sont rares chez les tortues terrestres au régime herbivore car l'hôte intermédiaire est un invertébré (104). Un seul ordre a une importance clinique chez les chéloniens : les Cyclophyllidea famille des Anaplocephalidae, l'hôte intermédiaire est un arthropode (83). *Ophiotaenia lopesi* a été identifié chez *Chelonoidis denticulata* (72). D'après L. Schilliger, on peut trouver *Oochoristica* au niveau intestinal et *Otobothrium* au niveau de la cavité buccale (111).

2.2.2.2. Les Trématodes.

Les Trématodes ont un tube digestif sans anus et présentent un cycle le plus souvent polyxène faisant intervenir un mollusque. Ils sont donc très rares chez les tortues terrestres herbivores et parasitent principalement les tortues d'eau douce (83). Le Trématode monogène *Polystomoidella coronatus* a été trouvé dans la bouche et les narines de *Terrapene carolina triunguis* (104). Les Telorchides (Trématodes digènes) connus chez les Testudinidés sont *Auritelorchis bifurcus* et *Auritelorchis mcdonaldii* sp. nov. (Telorchidae) décrit en 1988 chez *Kynixis belliana*, tortue terrestre d'Uganda (53) et *Telorchis aculeatus* chez *Testudo hermanni* (72).

2.2.3. Les Nématodes parasites du tube digestif des tortues terrestres.

La classe des Nématodes fait partie des Némathelminthes. Ce sont des vers ronds pseudocœlomates. Leur taille varie de quelques millimètres à quelques centimètres. Les tortues terrestres hébergent un très grand nombre de Nématodes. Ceux-ci apparaissent "spécialisés" à un étage donné du tube digestif. Quelques auteurs remettent en cause le comportement parasitaire de certaines espèces, notamment celles des oxyures, évoquant plutôt un commensalisme des Nématodes chez les tortues.

L. Schilliger rapporte un certain nombre de ces parasites chez les chéloniens.

Au niveau de l'estomac, on retrouve les genres, *Angusticaecum*, *Porrocaecum*, *Sauricola*, *Kalicephalus*, *Oswaldocruzia*, *Aplectana*, *Trichoskrjabinia*, *Spiroxys*, *Camallanus*, *Chelonidracunculus*, *Proleptus*, *Cucullanus*, *Hedruris*, *Capillaria* (111).

Au niveau du colon et du rectum : *Kalicephalus*, *Ortleppnema*, *Alaeuris*, *Protractis*, *Macracis*, *Thaparia*, *Mehdiella*, *Tachygonetria*, *Falcaustra* (111).

Nous développons les oxyures (ordre des Oxyuridea) et les ascarides (ordre des Ascarididea) (127) qui sont les principaux Nématodes parasites des tortues terrestres.

2.2.3.1. Les oxyures.

La thèse de A.J. Petter en 1965 étudie le parasitisme intestinal des tortues terrestres ; et notamment les populations d'Oxyuridae et d'Atractidae présentes dans le colon et l'intestin des *Testudo*. D'après Mme Petter, ces tortues, dans un état physiologique normal, hébergent 15

espèces ou sous-espèces différentes de Nématodes, 13 appartiennent aux genres *Tachygonetria* et *Mehdiella*. Ceci correspond à 50 000 à 200 000 individus. Les espèces sont représentées quantitativement de manières inégales. Elles sont décrites comme suit :

- 4 espèces sont trouvées de façon abondante : *Tachygonetria longicollis*, *T. conica*, *T. macrolaimus* et *T. dentata*.
- 4 espèces sont peu abondantes : *Mehdiella microstoma*, *M. uncinata*, *M. stylosa* et *T. robusta*.
- 5 espèces sont présentes en faible quantité : *Thaparia thapari*, *Alaeuris numidica*, *Tachygonetria numidica*, *T. seurati* et *Mehdiella longissima*.

Les Nématodes de la famille des Atractidae semblent n'apparaître qu'après la maturité sexuelle. L'espèce concernée est *Atractis dactyluris*.

Chaque espèce est présente en quantité relative définie, à peu près constante chez toutes les tortues en bon état physiologique. A.J. Petter a remarqué que la population de parasites d'une tortue malade (anorexie prolongée, mauvais état général et mort naturelle) est très appauvrie ; de plus, les espèces rares se retrouvent proportionnellement augmentées alors que les populations abondantes disparaissent. A.J. Petter pense que les espèces rares ont un régime alimentaire différent. Elles se localisent au voisinage de la muqueuse intestinale et se nourrissent sans doute de ses sécrétions (100).

P. Bourdeau pense que *Tachygonetria* et *Mehdiella* peuvent être à l'origine d'abcès de la paroi, d'entérites, d'occlusions ou de péritonites mortelles (11). Alors que Telford confirme que les oxyures doivent être considérés comme des commensaux dans la nature. Il pense qu'ils ont un rôle dans la rupture de la masse fécale prévenant la constipation que pourrait engendrer la cellulose non digérée (118). En 1978, Keymer autopsie 144 tortues de captivité, 43,8% des tortues étaient infestées par des nématodes. Les parasites ne paraissaient pas pathogènes même pour les infestations massives. Une seule fois *Tachygonetria sp.* était probablement pathogène chez *Testudo hermanni* (76).

D'autres espèces d'oxyures ont été décrites chez les tortues terrestres. Entre 1982 et 1984 sont rapportés huit décès chez *Geochelone carbonaria* et trois chez *Geochelone pardalis*, tortues de zoos. Ces décès sont imputés à des colites vermineuses dues à un *Protractis*. Les signes cliniques de la maladie étaient non spécifiques : anorexie, léthargie et

dépression ou pour certains cas les animaux ont été retrouvés morts. Trois tortues ont présenté une diarrhée muqueuse terminale. L'autopsie a révélé une muqueuse rugueuse et fine au niveau du colon et du cæcum, et dans certains cas un très grand nombre de vers sur la muqueuse. Sur certaines tortues les vers ont également été retrouvés sur la muqueuse intestinale (106). Jacobson pense que l'introduction de nouvelles tortues sauvages et le surpeuplement ont été la cause de cette épidémie (72). En 1989 est décrit un nouveau nématode, *Paratractis indica* gen. et sp. nov., famille des Atractidae, chez une tortue terrestre de l'espèce *Hardella thurgi* (58).

En 1999 sont rapportées cinq espèces de Pharyngodonidae (Oxyuridae) chez la tortue *Geochelone elegans* : *Alaeuris geochelone* sp. nov. a été trouvé chez sept tortues sur treize décédées dans un zoo japonais en 1996, *Mehdiella microstoma* sur six tortues, *Tachygonetria conica nicollei* sur trois, *Tachygonetria dentata quentini* sur une et *Tachygonetria macrolaimus dessetae* chez cinq tortues (88). Les autres genres d'Oxyuridae que l'on peut trouver chez les tortues terrestres sont *Thelastomoides*, *Labiduris*, *Ibrahimia*, *Africana*, *Cheloniheterakis*, *Kathlania* (syn : *Pseudoheterakis*, *Oxysoma*) *Cissophylus*, *Spironoura*, *Zanclophorus*, *Cruzia*, *Macracis*, *Pseudoalaeuris*. Notamment *Macracis papillosa* est présent chez *T. graeca* et *Pseudoalaeuris expansa* est présent chez *T. horsfieldii* (104, 127).

2.2.3.2. Les ascarides.

Le principal Ascarididae parasite des tortues est *Angusticaecum holoptera*. Il est présent chez la plupart des *Testudo* et chez *Kinixys belliana*. On trouve la forme adulte au niveau de l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle et parfois le gros intestin. Il peut être à l'origine d'inflammation pariétale, d'occlusion et parfois même de perforation du tube digestif. Son cycle est direct. L'infection se fait par ingestion d'un œuf embryonné avec la nourriture. Le développement larvaire se fait en partie avant l'ingestion et en partie dans les tissus de l'hôte. La larve se dirige dans les poumons où elle se transforme en 3^{ème} stade. Le 4^{ème} stade larvaire migre vers l'œsophage et l'estomac. Et c'est seulement lorsque ce 4^{ème} stade est terminé que le nématode est capable de se nourrir dans la lumière intestinale de l'hôte. Les effets pathogènes dépendent du nombre de parasites, de la quantité de nourriture disponible chez l'hôte, de la superposition d'autres pathologies ou de conditions de vie défavorables, ainsi que de l'inflammation locale des tissus et des effets systémiques. En cas d'infection massive, il est possible que la quantité de vers soit responsable d'un blocage du transit

intestinal. Ceci peut arriver également suite à un traitement anthelminthique, avec des vers morts (11, 48, 72, 117). Yamaguti rapporte également *Angusticaecum brevispiculum* chez *Testudo denticulata* (Amérique du Sud) découvert par Chapin en 1924. Pour Sprent, *A. brevispiculum* est un synonyme de *A. holoptera* (116, 127).

2.2.3.3. Autres ordres de Nématodes.

Yamaguti a répertorié les Nématodes des reptiles. Nous avons sélectionné dans le tableau 6 les helminthes des tortues terrestres autres que les oxyures et les ascarides.

Tableau 6 : Nématodes parasites des tortues, autres qu'oxyures et ascarides ; et leur localisation dans le tractus digestif (127).

Famille	Genre	Espèce	Hôte	Etage Intestinal
Ordre Strongylidea				
Trichostrongylidea	<i>Oswaldocruzia</i>	<i>leidy</i>	<i>Terrapene carolina</i>	Estomac
		<i>pipiens</i>	<i>Terrapene carolina</i>	
			<i>Terrapene ornata</i>	Estomac
	<i>Trichoskrjabinia</i>	<i>malayana</i>	<i>Heosemys grandis</i>	Intestin
Cyathostomidae	<i>Chapiniella</i>	<i>variabilis</i>	<i>Chelonoidis denticulata</i>	Intestin
		sp.	Tortues terrestres	Intestin
		<i>Sauricola</i>	<i>sauricola</i>	<i>Chelonoidis denticulata</i>
	(syn : <i>Echinopharynx</i>)	<i>echinopharynx</i>	<i>Testude tabulata</i>	Intestin
Ordre Spiruridea				
Physalopteridea	<i>Physaloptera</i>	<i>terrapenis</i>	<i>Terrapene ornata</i>	

2.2.4. Les Acanthocéphales.

Occasionnellement, les tortues d'eau peuvent être parasitées par des Acanthocéphales que l'on retrouve habituellement chez les amphibiens. Les tortues terrestres sont exceptionnellement concernées. Les lésions causées sont des ulcérations ou des granulomes de la muqueuse intestinale, mais chez les reptiles terrestres, les larves peuvent migrer dans les tissus (mésentère, viscères ou sous-cutané) ou elles s'enkystent (83).

DEUXIEME PARTIE :

ETUDE EPIDEMIOLOGIQUE : FLORE FONGIQUE DE LA CARAPACE ET PARASITISME DIGESTIF DES TORTUES TERRESTRES ENREGISTREES A LA SOCIETE PROTECTRICE DES TORTUES DE L'OUEST (SPTO).

Objectifs de l'étude.

En ce qui concerne la flore fongique : la carapace des tortues est composée de kératine. Les tortues vivent en contact permanent avec le sol et de très nombreux champignons kératinophiles sont saprobes de la kératine morte qui se retrouve sur le sol. Occasionnellement ces champignons peuvent s'adapter au parasitisme chez les homéothermes (21). Les dermatophytes (*Microsporum* spp., *Trichophyton* spp., *Epidermophyton floccosum*) parasites de la kératine sont bien connus chez l'homme comme chez les animaux mais les kératinophiles du genre *Chrysosporium* sp. le sont beaucoup moins. Il serait étonnant que ces champignons, kératinophiles du sol, ne puissent pas s'adapter au parasitisme chez ces poïkilothermes recouverts de kératine que sont les tortues. L'objectif de notre étude est donc de savoir si ces champignons peuvent être parasites de la carapace des tortues.

En ce qui concerne le parasitisme digestif, l'objectif de l'étude est de connaître le parasitisme digestif des tortues qui ont été amenées à la réunion de la Société Protectrice des Tortues de l'Ouest (SPTO) en mai 2000, et d'en informer les propriétaires et le président de l'association. En annexe 2 est présentée la recherche de Salmonelles sur les tortues dont les selles ont été prélevées. En effet, les tortues sont réputées porteuses de Salmonelles. Cette partie ne concerne pas le sujet de ce travail, mais disposant de selles fraîches, il était intéressant de connaître le portage de Salmonelles chez ces tortues et d'en informer la SPTO.

1. Matériels et méthodes.

1.1. Méthodologie générale.

L'analyse des prélèvements a été effectuée au sein du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers. L'idée originale de ce travail appartient aux médecins de ce laboratoire et à la Société Protectrice des Tortues de l'Ouest (SPTO). Une fois par an, début mai, les adhérents de la SPTO se réunissent et mettent leurs tortues à la reproduction. Les tortues, avant d'être mises en contact avec leurs congénères sont pesées, mesurées et examinées. Nous avons profité de cette journée pour effectuer des prélèvements à partir des tortues et recueillir les données nécessaires à ce travail. Pour ce faire, nous avons ajouté un stand composé de deux personnes qui ont effectué les prélèvements. Nous avons distribué une fiche (annexe 3), un flacon stérile et un tube à essai par tortue. Les propriétaires étaient chargés de remplir la fiche et de récolter les selles avec l'aide des organisateurs lors de leur passage dans les stands. Des boîtes de Pétri et des écouvillons stériles ont été utilisés pour les prélèvements que nous avons effectués sur les carapaces.

Le suivi des animaux a été organisé de la manière suivante. La fiche, le flacon stérile, le tube à essai, les écouvillons et les boîtes de Pétri ont été numérotés. La fiche est composée de deux parties : l'une concerne le propriétaire et l'autre concerne la tortue, chaque partie porte le même numéro. A l'issue de la journée de prélèvements, la partie renseignements concernant les propriétaires a été désolidarisée de la partie renseignements sur les tortues. La partie renseignements "propriétaires" a été confiée à la secrétaire de la SPTO. Un lien est ainsi gardé avec les propriétaires mais la recherche épidémiologique est anonyme.

Afin d'étudier les champignons de la carapace des tortues, nous avons effectué la démarche générale suivante:

- prélèvement de lésions de la carapace.
- observation des examens directs.
- ensemencement des squames et des écouvillons.
- incubation.
- recherche des champignons filamenteux et des levures (prélèvements de mai 2000).

Une fois les résultats connus nous avons sélectionné les tortues chez lesquelles des champignons potentiellement kératinophiles ont poussé. Nous avons pris contact, avec l'aide de la SPTO, avec leur propriétaire, afin de prélever une deuxième fois leur(s) tortue(s). Nous avons appelé ces prélèvements : prélèvements de septembre 2000.

La recherche des parasites digestifs se fait à partir de selles de tortues. La démarche générale pour la recherche des Protozoaires est la suivante :

- récolte des selles.
- conservation à long terme.
- observation microscopique des lames.

La démarche générale pour la recherche des Helminthes est la suivante :

- récolte des selles fraîches.
- conservation au réfrigérateur.
- Observation microscopique des lames dans les 4 jours.

1.2. Les animaux.

Le jour de la réunion annuelle de la SPTO, en mai 2000, 113 tortues étaient présentes. Des prélèvements de carapace ont été récupérés à partir de 53 animaux et les prélèvements fécaux à partir de 55 animaux, ces derniers n'étant pas nécessairement ceux qui ont fournis les squames. Les renseignements sur les tortues ont été donnés par leur propriétaire, à l'aide d'une fiche qui leur a été remise lors de leur inscription à la réunion (annexe 3). La fiche permet de connaître l'espèce, l'âge approximatif, le mode de vie, le lieu d'hibernation et la présence d'autres animaux en contact avec celui concerné par la fiche. Les prélèvements de la carapace sont effectués sur des lésions de la carapace. Chaque tortue est examinée par les membres de l'association avant d'être mise à la reproduction. Celles qui présentent des lésions de la carapace nous sont présentées et nous les prélevons. La récolte des selles est faite sur les tortues qui ont émis des selles lors de leur passage dans les stands.

1.3. Les prélèvements.

1.3.1. Prélèvements en vue de l'étude de la flore fongique de la carapace des tortues terrestres.

Les prélèvements de la carapace ont été réalisés comme suit :

- nettoyage préalable de la lésion avec une compresse stérile et de l'eau distillée.
- grattage de la carapace avec un scalpel à usage unique (Paragon®).
- récolte des squames dans des petites boîtes de Pétri stériles.
- dessin des lésions sur la fiche de la tortue.
- humidification (dans de l'eau distillée) et application de l'écouvillon stérile sur la lésion.
- conservation des squames et des écouvillons à 4°C en attendant la mise en culture.

1.3.2. Prélèvements en vue de l'étude du parasitisme digestif des tortues terrestres.

Le parasitisme digestif des tortues est étudié à partir de leurs selles. Ces tortues ne présentent pas *a priori* de signes cliniques. La défécation est facilitée par le fait que lors de leur manipulation les tortues émettent souvent des selles. Celles-ci sont alors immédiatement récoltées à l'aide d'un abaisse langue, une partie dans un tube à essai contenant un liquide de MIF (Merthiolate Iode Formol) reconstitué extemporanément, l'autre partie dans un flacon stérile. Le MIF permet la fixation et la coloration des Protozoaires et ainsi une meilleure observation de leurs caractéristiques nucléaires. L'observation des Protozoaires se fait quand les selles sont restées au moins 24h dans le liquide de MIF. Les Protozoaires peuvent se conserver ainsi plusieurs mois dans ce liquide. Le flacon stérile est immédiatement mis dans une glacière. Le soir même, les selles fraîches sont mises au réfrigérateur à 4°C. Elles permettent la recherche des Helminthes. Certaines selles ont été récoltées dans le panier de la tortue si elles avaient été émises avant l'arrivée au stand. Cependant, nous n'avons pas récolté les selles dans les paniers lorsque plusieurs tortues étaient ensemble.

1.4. Techniques de mise en évidence des parasites.

1.4.1. La flore fongique.

1.4.1.1. Examens directs.

Dans un premier temps, les lames pour les examens directs sont préparées. Les squames sont déposées sur une lame dans du chloral-lactophénol et recouvertes d'une lamelle porte-objet. Le chloral-lactophénol permet un éclaircissement des squames et ainsi une mise en évidence des éléments fongiques à l'examen direct.

1.4.1.2. Mise en culture.

Les squames sont mises en culture dans des boîtes de Pétri, sur un milieu de Sabouraud avec chloramphénicol (0,5g/l) et cycloheximide (Actidione®) à 1 g/l. Les écouvillons sont humidifiés avec de l'eau distillée stérile puis étalés dans des boîtes de Pétri, sur milieu Yeast Peptone Dextrose Agar (YPDA) qui est un milieu de Sabouraud avec du chloramphénicol à 0,5g/l. Les milieux utilisés sont préparés au laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers. Les boîtes de culture sont numérotées et mises à incuber, au maximum un mois, à 25°C.

Lorsque plusieurs champignons poussent au même point et qu'ils ne se développent pas correctement, on les repique sur milieu YPDA.

1.4.1.3. Technique d'identification des champignons filamenteux.

L'identification des champignons se fait en confrontant leurs aspects microscopique et macroscopique (32, 37, 38, 110). Pour l'examen microscopique, on prépare une lame porte-objet sur laquelle est déposée une goutte de bleu lactique. Un morceau de ruban adhésif (scotch) est appliqué sur le champignon et est déposé ensuite sur la goutte de bleu lactique. Une autre goutte de bleu lactique est déposée sur le ruban adhésif. Le tout est recouvert d'une lamelle. Le champignon peut ainsi être observé au microscope. Le bleu lactique permet sa coloration. Si le champignon sporule et qu'il est connu, il peut ainsi être identifié. S'il ne sporule pas, il

est repiqué sur gélose au malt (Bacto-agar, 15g ; Malt extracte, 15g ; chloramphénicol, 0,5g ; eau distillée 1000ml) ou sur un milieu Lactrimel de Borelli (miel pur, 7g ; farine de blé, 14g ; lait écrémé en poudre, 14g ; Agar-agar, 20g ; chloramphénicol, 0,5g ; cycloheximide, 0,5g ; eau distillée, 1000ml). Le choix du milieu se fait en fonction de l'aspect macroscopique de la colonie et de son délai de pousse. L'œil et l'expérience de celui qui réalise la diagnose sont, bien sûr, déterminants : si le champignon semble être un contaminant du sol, il est repiqué sur une gélose au malt et s'il ressemble à un champignon kératinophile, il est repiqué sur un milieu de Borelli.

1.4.1.4. Technique d'identification des champignons levuriformes.

Dans les boîtes sans Actidione®, nous avons trouvé un grand nombre de levures. Ces levures ont été repiquées sur un milieu chromagar Candida® (Becton Dickinson). Ce milieu contient des substrats chromogènes pouvant être clivés lors de la croissance du champignon. En fonction de l'appareil enzymatique de la levure, propre à chaque espèce, les colonies auront une couleur particulière. Ce milieu facilite alors le dépistage d'association de levures. De plus, si les colonies sont vertes, ce milieu permet l'identification directe de l'espèce *Candida albicans*. Si les colonies sont d'une autre couleur, il faut faire une identification biochimique (assimilation des composés carbonés) sur galerie ID 32 C (bioMérieux).

En cas de difficulté diagnostique avec le test biochimique, nous réalisons une identification morphologique sur une gélose Rice cream-Agar-Tween : R.A.T. (Crème de riz, 2,5g ; Agar-agar, 20g ; Tween 80, 10ml ; chloramphénicol, 0,5g ; eau distillée, 1000ml). Cette technique permet la différenciation morphologique des principaux genres de levures. Les levures du genre *Candida* sont reconnaissables par la présence de pseudo-mycélium et de blastospores. En cas de suspicion d'un Cryptocoque, nous recherchons l'uréase sur galerie Fungiscreen 4 heures (Bio Rad).

1.4.2. Les parasites digestifs.

1.4.2.1. Recherche des Protozoaires.

Après la sédimentation, un échantillon de liquide est prélevé au niveau de l'interface selles/solution et il est déposé sur une lame porte-objet. Il est recouvert d'une lamelle couvre-objet et les Protozoaires sont observés au microscope. Dans la pratique, le liquide de MIF (Merthiolate Iode Formol) étant un excellent conservateur, nous avons observé les protozoaires après avoir effectué d'une part la lecture de selles fraîches et d'autre part l'étude des champignons.

1.4.2.2. Recherche des Helminthes.

La recherche des parasites est faite selon la technique de KATO-KATZ. Cette technique permet un éclaircissement des selles. En pathologie humaine elle est très utilisée, notamment en épidémiologie car une adaptation permet de faire une analyse quantitative. Elle est destinée à la recherche des oeufs d'helminthes dans les selles. La préparation est la suivante. On pose sur une lame porte-objet un échantillon de selles. Cette selle est recouverte d'une bandelette de cellophane imprégnée, au moins 24h, de liquide de Kato (Eau distillée : 100 ml, glycérine 100 ml, vert malachite (sulfate) 0,3 mg). Le tout est écrasé à l'aide de papier buvard qui élimine le surplus de liquide. La lecture se fait théoriquement dans les 15 minutes suivant la préparation mais l'éclaircissement complet est obtenu en 24 heures. Les selles de tortue étant parfois difficiles à étaler et très fibreuses, nous avons dû souvent attendre 24h ou plus pour un éclaircissement suffisant. Cependant, les lames ont toutes été regardées une première fois 15 minutes après leur préparation.

2. Les résultats.

La synthèse des données des fiches remplies par les propriétaires, la réalisation de prélèvements et la présence de champignons, de parasites et de Salmonelles sont répertoriées en annexe 4.

2.1. Les animaux.

2.1.1. Origine géographique de cette population ouverte.

La population étudiée se répartit dans le Grand Ouest. La plupart des propriétaires habitent Angers et sa région. Mais un nombre non négligeable de personnes vient d'autres départements. La carte de la région de l'Ouest (figure 6) précise l'origine géographique des tortues prélevées. La carte répertorie les tortues présentes.

2.1.2. Les espèces de tortues présentes, leur nombre et leur âge.

Parmi les fiches qui ont été récupérées le jour de la réunion, il y avait trois espèces de tortues présentes, dont la répartition est présentée dans le tableau 7.

Tableau 7 : Les espèces de tortues présentes, leur nombre et leur âge.

Espèce	Tortues présentes	Age moyen (ans)
<i>Testudo hermanni</i>	28	31,5
<i>Testudo graeca</i>	51	33,8
<i>Testudo horsfieldii</i>	3	**
Espèce non notifiée*	31	39,1
Total	113	33,2

*Les fiches n'ont pas toutes été correctement remplies par les propriétaires.

**Seule une tortue Horsfield a son âge notifié : 10 ans.

Figure 6 : Origine géographique de la population des tortues prélevées.



La tortue la plus âgée avait environ 90 ans tandis que la tortue la plus jeune était un bébé de l'année précédente.

2.1.3. Mode de vie des tortues présentes.

Les fiches remplies par les propriétaires ont permis de récolter des informations sur le mode de vie et le lieu d'hivernation des tortues. Elles sont resumées dans le tableau 8.

Tableau 8 : Mode de vie et lieu d'hivernation des tortues.

		Nombre	Pourcentage
Nombre de tortues présentes à la réunion		113 tortues	
Mode de vie	jardin	97 tortues*	85,84
	terrarium	7 tortues*	6,2
Lieu d'hivernation	jardin	55 tortues*	48,67
	intérieur	47 tortues*	41,59

*Certaines fiches n'étant pas complètes, les totaux ne sont pas de 100%.

Dans le cadre d'une étude sur le parasitisme de la tortue, la présence éventuelle d'autres animaux en contact avec les tortues prélevées a été recherchée.

- A la question : Avez-vous d'autres tortues ? Si oui, combien ? La synthèse des réponses est :

Nombre de propriétaires	78 personnes
Nombre de tortues déclarées	136 tortues
Nombre de tortues vivant seules	47 tortues
Nombre de personnes ayant au moins deux tortues	31 personnes

- A la question: Avez-vous d'autres animaux vivant en contact avec vos tortues ? Si oui, lesquels ? 46 personnes déclarent d'autres animaux. Parmi ceux-ci :

Chats	8 personnes
Chiens	23 personnes
Oiseaux	3 personnes
Chiens, chats	8 personnes
Chiens, chats, oiseaux	1 personne
Chiens, chats, oiseaux, tortues d'eau	1 personne
Chats, oiseaux	1 personne
Chats, cochons d'Inde	1 personne

2.2. Prélèvements des carapaces de tortue.

2.2.1. Nombre de prélèvements.

En mai 2000, 53 carapaces de tortues ont été prélevées, souvent en plusieurs endroits. Le tableau 9 présente le nombre de tortues dont la carapace a été prélevé, par espèce.

Tableau 9 : Nombre de carapaces de tortues prélevées.

Espèce	Tortues présentes	Carapaces prélevées	Pourcentage
<i>Testudo hermanni</i>	28	13	16,43
<i>Testudo graeca</i>	51	25	49,02
<i>Testudo horsfieldii</i>	3	3	100
Espèce non notée	31	12	38,71
Total	113	53	46,90

Nous avons prélevé au maximum deux lésions par tortue ; exception faite de deux tortues en début de journée, alors que nous ne pensions pas encore avoir tant de "malades". En septembre 2000, 9 tortues ont été prélevées une deuxième fois. Une à 4 lésions ont été prélevées, en fonction du nombre de lésions présentes.

2.2.2. Résultats de la recherche sur les prélèvements de mai 2000.

Pour chaque tortue sont notés le résultat de l'examen direct, puis les champignons qui ont poussé en culture. Le milieu YPDA sans cycloheximide (Actidione®) sur lequel sont cultivés les écouvillons est noté : culture A-. Le milieu YPDA avec cycloheximide sur lequel sont cultivés des squames de carapace est noté : culture A+. Une carapace ayant pu être prélevée en plusieurs endroits, nous avons nommé les prélèvements par des lettres : a,b,c...

Tortue 2

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aureobasidium* sp., *Alternaria* sp.
culture A+ : *Cryptococcus albidus*.

Tortue 4

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Cladosporium* sp.

Tortue 6

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*, *Wallemia sebi*, *Fusarium* sp., ANI¹, DNI².

Tortue 8

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Candida globosa*, *Cladosporium* sp.

Tortue 10

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Rhodotorula* sp.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, DNI.

Tortue 13

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments fins.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Doratomyces* sp., *Gliocladium* sp., *Chrysosporium keratinophilum*, *Cladosporium* sp.

¹ANI : Arthrosporé Non Identifiable

²DNI : Dématiaccée Non Identifiable

Tortue 14

- Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Penicillium* monoverticillé, *Acremonium* sp., NI³, *Cladosporium* sp.
- Prélèvement b examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Alternaria* sp., DNI.
- Prélèvement c examen direct positif : filament septé brun.
culture A- : *Gliocladium* sp., NI.
culture A+ : *Acremonium* sp., *Penicillium* biverticillé, *Oidiodendron* sp., *Chrysosporium pannorum*, CFS⁴.

Tortue 15

- Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines.
culture A- : *Penicillium* sp., *Aspergillus fumigatus*, *Cladosporium* sp., *Acremonium* sp., *Stephanosporium cereale*, *Oidiodendron* sp., CFS.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Ceratocystis* sp., *Chrysosporium pannorum*, *Acremonium* sp., *Stephanosporium cereale*, *Aspergillus versicolor*.
- Prélèvement b examen direct positif : spores hyalines, spores de *Cladosporium*.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Aspergillus nidulans*, *Aspergillus* sp., *Penicillium* biverticillé, *Oidiodendron* sp.

Tortue 16

- Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Fusarium* sp.
culture A+ : *Acremonium* sp., *Doratomyces* sp., *Oidiodendron* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*, *Chrysosporium pannorum*, *Ceratocystis* sp., *Arthrographis* sp., DNI.

Tortue 19

- Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : négatif.
culture A+ : DNI.

Tortue 20

- Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Cryptococcus albidus*, *Alternaria* sp., *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Ceratocystis* sp.

Tortue 21

- Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus fumigatus*.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp.

³NI : Non Identifiable

⁴CFS : Champignon Filamenteux Stérile

Tortue 22

- Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Cryptococcus albidus*, *Alternaria* sp.,
Pithomyces sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Aureobasidium* sp., *Penicillium* sp., DNI.
- Prélèvement b examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Cryptococcus albidus*.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., *Acremonium* sp.

Tortue 23

- Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, filaments fins.
culture A- : *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., DNI.

Tortue 24

- Prélèvement a examen direct négatif, spores d'*Alternaria* et de *Cladosporium*.
culture A- : Sphaeropsidales, *Exophiala* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., *Fusarium* sp., DNI, NI.

Tortue 25

- Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Cryptococcus albidus*, *Aureobasidium* sp.
culture A+ : négatif.
- Prélèvement b examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*.

Tortue 26

- Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Verticillium* sp., DNI.
culture A+ : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Verticillium* sp., *Cladosporium* sp.,
Penicillium biverticillé, *Acremonium* sp., *Fusarium* sp., *Beauveria* sp., DNI.
- Prélèvement b examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns, filaments fins.
culture A- : *Penicillium* sp.
culture A+ : *Acremonium* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*, *Verticillium* sp.,
Anixiopsis stercoraria.
- Prélèvement c examen direct positif : spores hyalines.
culture A- : *Saccharomyces* sp., *Anixiopsis stercoraria*, CFS.
culture A+ : *Paecilomyces marquandii*, *Anixiopsis stercoraria*, CFS,
Penicillium sp.

Tortue 27

- Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Candida guilliermondii*, *Candida globosa*,
Saccharomyces sp., *Cryptococcus laurentii*, *Exophiala* sp., *Cladosporium* sp.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Alternaria* sp., *Aureobasidium* sp.

Tortue 34

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Penicillium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp.

Tortue 37

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus glaucus*, *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Cladosporium* sp., CFS.

Tortue 41

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Penicillium* sp., DNI.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., DNI.

Tortue 42

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus glaucus*.
culture A+ : *Aspergillus fumigatus*, *Cladosporium* sp., *Beauveria* sp.

Tortue 44

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
(planche 1, photo 1)
culture A- : *Cryptococcus laurentii*, *Cryptococcus albidus*, Sphaeropsidales,
Alternaria sp., *Cladosporium* sp., *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Aspergillus fumigatus*, *Alternaria* sp., DNI.

Tortue 45

Prélèvement a examen direct positif : un filament vésiculé, spores de *Cladosporium*.
culture A- : négatif.
culture A+ : négatif.

Tortue 46

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Chrysosporium* sp., *Acremonium* sp., CFS.

Tortue 50

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Penicillium* sp., Mucorale.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Geotrichum* sp.

Tortue 51

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns. (planche 1, photo 3 et 4)
culture A- : *Aspergillus fumigatus*.
culture A+ : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Phaeosclera dematioides*.

Prélèvement b examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Penicillium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp.

Tortue 53

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Aspergillus fumigatus*.
culture A+ : négatif.

Tortue 54

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Aspergillus fumigatus*, *Cladosporium* sp., DNI.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Phaeosclera dematioides*.

Tortue 62

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Fusarium* sp.
culture A+ : *Ceratocystis* sp., *Phaeosclera dematioides*.

Tortue 67

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*, CFS.

Tortue 74

Prélèvement a examen direct positif : filaments fins.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Cryptococcus laurentii*, *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Aureobasidium* sp.

Tortue 78

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Candida colliculosa*, *Candida zeylanoïdes*,
Candida famata, *Candida guilliermondii*.
culture A+ : *Alternaria* sp.

Tortue 79

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, filaments bruns fins, spores brunes, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*.

Tortue 80

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Candida famata*, *Penicillium* sp., Mucorale.
culture A+ : *Fusarium* sp.

Tortue 83

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Aureobasidium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp.

Tortue 84

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns. (planche 1, photo 2)
culture A- : *Aureobasidium* sp., *Penicillium* monoverticillé., *Alternaria* sp.,
Cladosporium sp.
culture A+ : *Rhodotorula* sp., *Trichosporon* sp., *Ceratocystis* sp.

Tortue 88

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Scopulariopsis brevicaulis*.
culture A+ : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Penicillium* sp., *Ceratocystis* sp.,
Paecilomyces sp.

Tortue 89

Prélèvement a examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Aspergillus* sp., *Cladosporium* sp.

Prélèvement b examen direct positif : spores hyalines.
culture A- : *Aspergillus glaucus*.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp.

Tortue 90

Prélèvement a: examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, CFS.
culture A+ : *Penicillium* sp.

Tortue 92

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Kloeckera* sp., *Fusarium* sp.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*

Prélèvement b examen direct négatif.
culture A- : *Aureobasidium* sp.
culture A+ : CFS.

Tortue 93

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : Sphaeropsidales, CFS.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*, Périthèces.

Tortue 95

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Pleospora infectoria* (stade *Alternaria*),
Aureobasidium sp.
culture A+ : *Phaeosclera dematioides*, *Alternaria* sp., *Anixiopsis stercoraria*,
Penicillium sp.

Tortue 97

Prélèvement a examen direct négatif.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Fonsecaea* sp.

Tortue 99

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : négatif.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Acremonium* sp.

Tortue 100

Prélèvement a examen direct négatif, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Aspergillus fumigatus*, *Ulocladium* sp.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Chrysosporium pannorum*.

Tortue 101

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns (un seul filament vu).
culture A- : négatif.
culture A+ : négatif.

Tortue 102

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aureobasidium* sp., Sphaeropsidales.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Aureobasidium* sp.

Tortue 103

Prélèvement a examen direct négatif, spores de *Cladosporium*, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Penicillium* sp.
culture A+ : *Paecilomyces* sp.

Tortue 104

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Penicillium* sp., *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*.

Tortue 110

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Penicillium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*, *Cladosporium* sp.,
Penicillium sp., CFS.

Tortue 111

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Penicillium* sp., Sphaeropsidales.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Aureobasidium* sp.

Tortue 112

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Penicillium* sp., *Mucor* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Mucor* sp.

Le tableau 10 présente le nombre d'examens directs positifs et négatifs en comparaison au nombre de cultures positives et négatives. Le tableau 11 rapporte les champignons isolés et le nombre de tortues porteuses de chaque espèce ou genre pour les prélèvements de mai 2000.

Tableau 10 : Nombre d'examens directs et de cultures positifs et négatifs pour les prélèvements de mai 2000.

Nombre de prélèvements 63		
	Examens directs positifs	Examens directs négatifs
	46 (73%)	17 (27%)
cultures positives	44 (69,84%)	17 (27%)
cultures négatives	2 (03,28%)	0

Tableau 11 : Les champignons isolés et le nombre de tortues porteuses de chaque espèce ou genre pour les prélèvements de mai 2000.

Champignons	Nombre de tortues porteuses	Champignons	Nombre de tortues porteuses
Absence de culture	2	Hyphomycètes	
Champignons filamenteux stériles (CFS)	10	Mucedinae	
Champignon Non Identifiable (NI)	2	<i>Acremonium</i> sp.	7
ZYGOMYCOTA		<i>Arthrographis</i> sp.	1
Mucorale	2	Arthrosporé Non Identifiable (ANI)	1
<i>Mucor</i> sp.	1	<i>Aspergillus fumigatus</i>	8
ASCOMYCOTA		<i>Aspergillus</i> sp.	2
Hemiascomycètes		<i>Aspergillus</i> type <i>glaucus</i>	3
<i>Candida colliculosa</i> (anamorphe de <i>Torulasporea delbrueckii</i>)	1	<i>Aspergillus versicolor</i>	8
<i>Candida famata</i> (anamorphe de <i>Debaryomyces hansenii</i>)	2	<i>Beauveria</i> sp.	2
<i>Candida globosa</i> (anamorphe de <i>Citeromyces matritensis</i>)	2	<i>Chrysosporium keratinophilum</i>	1
<i>Candida guilliermondii</i> (anamorphe de <i>Pichia guilliermondii</i>)	2	<i>Chrysosporium pannorum</i>	4
<i>Kloeckera</i> sp. (anamorphe de <i>Hanseniaspora</i> sp.)	1	<i>Chrysosporium</i> sp.	1
<i>Saccharomyces</i> sp.	2	<i>Fusarium</i> sp.	7
Euascomycètes		<i>Geotrichum</i> sp.	1
<i>Anixiopsis stercoraria</i>	2	<i>Gliocladium</i> sp.	2
<i>Aspergillus nidulans</i> (anamorphe de <i>Emericella nidulans</i>)	1	<i>Paecilomyces marquandii</i>	1
<i>Ceratocystis</i> sp.	6	<i>Paecilomyces</i> sp.	2
Périthèces	1	<i>Penicillium biverticillé</i>	3
<i>Pleospora infectoria</i> (anamorphe de <i>Alternaria</i>)	1	<i>Penicillium monoverticillé</i>	2
DEUTEROMYCOTA		<i>Penicillium</i> sp.	17
Blastomycètes		<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	5
<i>Candida zeylanoides</i>	1	<i>Verticillium</i> sp.	1
<i>Cryptococcus albidus</i>	5	Dematiaceae	
<i>Cryptococcus laurentii</i>	3	<i>Alternaria</i> sp.	25
<i>Rhodotorula</i> sp.	9	<i>Aureobasidium</i> sp.	17
<i>Trichosporon</i> sp.	1	<i>Cladosporium</i> sp.	22
		Dématiacée non identifiable (DNI)	11
		<i>Doratomyces</i> sp.	2
		<i>Exophiala</i> sp.	2
		<i>Fonsecaea</i> sp.	1
		<i>Oidiodendron</i> sp.	3
		<i>Phaeosclera dematioides</i>	9
		<i>Pithomyces</i> sp.	1
		<i>Stephanosporium cereale</i>	1
		<i>Ulocladium</i> sp.	1
		<i>Walleimia sebi</i>	1
		Coelomycètes	
		Sphaeropsidales	5

2.2.3. Résultats de la recherche sur les prélèvements de septembre 2000.

A l'issue des résultats des prélèvements de mai 2000, des champignons du genre *Chrysosporium* (*Chrysosporium* spp. et *Anixiopsis stercoraria*) et de l'espèce *Scopulariopsis brevicaulis* ont été isolés. Ces champignons ont une activité kératinolytique. Ils sont rarement pathogènes mais ont déjà été décrits dans des cas d'onychomycoses. *Scopulariopsis brevicaulis* est connu pour surinfecter des lésions. Sur les tortues prélevées, s'ils sont pathogènes ils seront toujours présents. Nous avons donc prélevé 4 mois plus tard les tortues porteuses de ces champignons. Onze tortues sont alors concernées et nous avons réussi à revoir neuf d'entre elles. Les tortues qui présentaient de nombreuses lésions ont été prélevées jusqu'à 4 endroits différents. Ayant plus de temps pour prélever, nous avons pu décrire les lésions de façon précise. Des photos des lésions de carapace des tortues sont présentées planche 2, photos 5 et 6.

Tortue 14

- Prélèvement a Première écaille vertébrale, lésion circulaire avec décollement et décoloration de la kératine sur sa circonférence. La kératine sous-jacente paraît normale.
examen direct positif : spores hyalines, spores brunes, filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Rhodotorula* sp., *Aspergillus versicolor*, *Paecilomyces* sp., *Penicillium* sp., *Alternaria* sp., *Ceratocystis* sp.
- Prélèvement b Première écaille costale gauche, décollement de la kératine au niveau de la moitié de l'écaille. Partie au-dessus : kératine nouvelle, et partie en dessous : kératine ancienne plus foncée.
examen direct positif : spores hyalines, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*, filaments bruns fins.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp. *Penicillium* sp. *Chrysosporium pseudomerdarium*
- Prélèvement c Deuxième écaille costale gauche, idem lésion b.
examen direct positif : spores hyalines, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Penicillium* sp., *Ceratocystis* sp., *Aspergillus fumigatus*, CFS.
- Prélèvement d Quatrième écaille costale gauche, décoloration de la kératine en partie haute de l'écaille.
examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns, filaments fins bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Penicillium* sp., *Gliocladium* sp., *Acremonium* sp., *Scopulariopsis* sp.

Tortue 15

- Prélèvement a Troisième costale droite, décollement de la kératine au niveau de stries de croissance.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus versicolor*, *Alternaria* sp.
- Prélèvement b Dernière vertébrale, idem lésion a.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Ceratocystis* sp., *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp., *Absidia* sp., *Acremonium* sp., *Aspergillus nidulans*.
- Prélèvement c Quatrième costale gauche, idem lésion a.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Rhizopus* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus versicolor*, *Phialospora* sp.

Tortue 16

- Prélèvement a Ecaille cervicale et les marginales qui l'entourent, absence d'écaille et perte de substance. Lésion cicatrisée et n'évoluant pas (d'après propriétaires).
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Mucor* sp., *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp., *Acremonium* sp., *Trichothecium roseum*, *Penicillium* sp.

Tortue 26

- Prélèvement a Dernière vertébrale, décollement de la kératine.
examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Mucor* sp., *Trichoderma* sp., *Ceratocystis* sp., CFS.
culture A+ : *Rhodotorula* sp., *Paecilomyces* sp., *Alternaria* sp., *Verticillium chlamydosporium*, *Penicillium* sp., ANI.
- Prélèvement b Quatrième costale gauche, décollement de la kératine.
examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Kloeckera apis*, *Mucor* sp., *Paecilomyces variottii*, *Cladosporium* sp., *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Trichosporon cutaneum*, *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Phoma* sp., DNI.

- Prélèvement c Plastron, écaille abdominale gauche, tâches blanchâtres sur un diamètre de 2,5cm.
examen direct positif : spores hyalines, filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Candida colliculosa*, *Candida parapsilosis*, *Kloeckera apis*, *Phoma glomerata*.
culture A+ : *Trichosporon* sp., *Cladosporium* sp., *Absidia corymbifera*, *Penicillium* sp., *Ceratocystis* sp., *Geotrichum* sp.
- Prélèvement d Troisième vertébrale, à l'origine lésion de cicatrisation (accident de tondeuse à gazon). Lésion actuelle, décollement de la kératine.
examen direct positif : spores hyalines, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Verticillium* sp., *Aureobasidium* sp., CFS.
culture A+ : *Trichosporon cutaneum*, *Absidia* sp., *Alternaria* sp., *Myrodonium keratinophilum*

Tortue 46

- Prélèvement a Deuxième vertébrale, lésion blanche sans kératine à son niveau.
examen direct négatif.
culture A- : *Cladosporium* sp., DNI.
culture A+ : *Cryptococcus albidus*, *Aspergillus fumigatus*, *Penicillium* sp., *Alternaria* sp., *Acremonium* sp.
- Prélèvement b Troisième costale gauche, décollement de la kératine.
examen direct négatif.
culture A- : *Penicillium* sp., *Aureobasidium* sp., *Cladosporium* sp., DNI.
culture A+ : *Cryptococcus albidus*, *Cryptococcus laurentii*, *Stachybotris* sp., *Cladosporium* sp., *Chrysosporium lobatum*, *Acremonium* sp., CFS.
- Prélèvement c Dernière vertébrale, décollement de la kératine.
examen direct négatif.
culture A- : *Exophiala* sp. *Aureobasidium* sp. *Penicillium* sp., *Verticillium* sp., DNI.
culture A+ : *Cryptococcus albidus*, *Paecilomyces* sp., *Verticillium* sp., *Chrysosporium lobatum*, *Cladosporium* sp., *Acremonium* sp.

Tortue 51 planche 2, photo 6.

- Prélèvement a Dernière vertébrale et supra caudale, perte de substance.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Mucor* sp., *Ulocladium* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*.
- Prélèvement b Troisième costale droite, décollement de la kératine
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Cladosporium* sp., *Ulocladium* sp., *Aureobasidium* sp., *Paecilomyces* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Cladosporium* sp.
- Prélèvement c Avant dernière marginale droite, lésion blanche, absence d'écaille à son niveau.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Aspergillus candidus*, *Cladosporium* sp., *Aspergillus versicolor*, DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria* sp., DNI.

Tortue 95

- Prélèvement a Première écaille marginale gauche, perte de substance d'origine inconnue et décollement de la kératine autour.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Alternaria* sp., *Trichoderma* sp., *Cladosporium* sp., *Mucor* sp., *Fusarium* sp., CFS.
culture A+ : *Penicillium* sp., *Aspergillus versicolor*.

Tortue 100 Planche 2, photo 5

- Prélèvement a Deuxième vertébrale, décollement de la kératine.
examen direct négatif.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Scopulariopsis brumptii*, *Stemphileium* sp.
culture A+ : *Acremonium* sp.
- Prélèvement b Deuxième et troisième costale droite, décollement et perte de la kératine.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*, spores brunes.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Cryptococcus albidus*, *Cladosporium* sp., *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus glaucus*, *Scopulariopsis* sp., *Scytalidium* sp., *Aureobasidium* sp., *Arthrinium* sp.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, CFS.

Tortue 110

- Prélèvement a Première cervicale, décoloration blanchâtre de la kératine.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Cryptococcus albidus*, *Kloeckera apiculata*, *Phoma* sp.,
Alternaria sp., *Penicillium* sp., *Aureobasidium* sp., *Cladosporium* sp., DNI.
culture A+ : *Metarhizium* sp., *Phialospora* sp., CFS.
- Prélèvement b Troisième costale gauche, décoloration brune.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*.
culture A- : *Aureobasidium* sp. *Alternaria* sp. *Exophiala* sp., *Phoma* sp., CFS.
culture A+ : *Paecilomyces* sp., DNI.

Le tableau 12 présente le nombre d'examens directs positifs et négatifs en comparaison au nombre de cultures positives et négatives. Le tableau 13 rapporte les champignons isolés et le nombre de tortues porteuses de chaque espèce ou genre pour les prélèvements de septembre 2000.

Tableau 12 : Nombre d'examens directs et cultures positifs et négatifs pour les prélèvements de septembre 2000.

	Nombre de prélèvements 23	
	Examens directs positifs	Examens directs négatifs
	19 (82,6%)	4 (17,4%)
cultures positives	19	4
cultures négatives	0	0

Tableau 13 : Les champignons isolés et le nombre de tortues porteuses de chaque espèce ou genre pour les prélèvements de septembre 2000.

Champignons	Nombre de tortues porteuses	Champignons	Nombre de tortues porteuses
Absence de culture	0	Hyphomycètes	
Champignons Filamenteux Stériles (CFS)	7	Mucedinae	
ZYGOMYCOTA		<i>Acremonium</i> sp.	6
<i>Absidia</i> sp.	1	Arthrosporé Non Identifiable (ANI)	1
<i>Absidia corymbifera</i>	1	<i>Aspergillus candidus</i>	1
<i>Mucor</i> sp.	4	<i>Aspergillus fumigatus</i>	2
<i>Rhizopus</i> sp.	2	<i>Aspergillus type glaucus</i>	1
ASCOMYCOTA		<i>Aspergillus versicolor</i>	5
Hemiascomycètes		<i>Chrysosporium lobatum</i>	1
<i>Kloeckera apiculata</i> (anamorphe de <i>Hanseniaspora uvarum</i>)	1	<i>Chrysosporium pseudomerdarium</i>	1
<i>Kloeckera apis</i> (anamorphe de <i>Hanseniaspora guilliermondii</i>)	2	<i>Fusarium</i> sp.	1
Euascomycètes		<i>Geotrichum</i> sp.	1
<i>Aspergillus nidulans</i> (anamorphe de <i>Emericella nidulans</i>)	1	<i>Gliocladium</i> sp.	1
DEUTEROMYCOTA		<i>Metarhizium</i> sp.	1
Blastomycètes		<i>Myriodontium keratinophilum</i>	1
<i>Candida parapsilosis</i>	1	<i>Paecilomyces variotii</i>	1
<i>Cryptococcus laurentii</i>	1	<i>Paecilomyces</i> sp.	5
<i>Rhodotorula</i> sp.	4	<i>Penicillium</i> sp.	9
<i>Trichosporon cutaneum</i>	1	<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	1
<i>Trichosporon</i> sp.	1	<i>Scopulariopsis brumptii</i>	1
		<i>Scopulariopsis</i> sp.	2
		<i>Trichoderma</i> sp.	2
		<i>Trichothecium roseum</i>	1
		<i>Verticillium chlamydosporium</i>	1
		<i>Verticillium</i> sp.	2
		Dematiaceae	
		<i>Alternaria</i> sp.	8
		<i>Arthrinium</i> sp.	1
		<i>Aureobasidium</i> sp.	5
		<i>Cladosporium</i> sp.	8
		Dématiacée non identifiable (DNI)	4
		<i>Exophiala</i> sp.	2
		<i>Phialospora</i> sp.	2
		<i>Scytalidium</i> sp.	1
		<i>Stachybotris</i> sp.	1
		<i>Stemphilium</i> sp.	1
		<i>Ulocladium</i> sp.	1
		Coelomycètes	
		<i>Phoma</i> sp.	2
		<i>Phoma glomerata</i>	1

2.3. Prélèvements des selles de tortues.

2.3.1. Nombre de selles prélevées.

Sur 113 tortues présentes, 55 ont émis des selles, c'est-à-dire 48,7%. Le nombre de selles prélevées par espèce de tortue est présenté dans le tableau 14.

Tableau 14 : Nombre de selles prélevées par espèce de tortue et pourcentage.

Espèce	Tortues présentes	Selles prélevées	Pourcentage
<i>Testudo hermanni</i>	28	13	46,43
<i>Testudo graeca</i>	51	21	41,18
<i>Testudo horsfieldii</i>	3	3	100
Espèce non notée*	31	18	58
Total	113	55	48,70

Les selles étaient le plus souvent très fibreuses avec de nombreux débris végétaux, elles l'étaient parfois tellement que la séparation des débris et l'étalement sur une lame ont été délicats. Nous avons ainsi dû laisser certaines lames de Kato s'éclaircir pendant plusieurs jours. Certaines étaient plus liquides et molles, vertes et odoriférantes. Parfois la présence de sable était nette.

2.3.2. Résultats de la recherche des Protozoaires.

Les Protozoaires observés dans les selles des tortues sont présentés dans le tableau 15. Cinquante quatre tortues ont été prélevées (un tube à essai n'avait pas de selle), 43 (79,63%) ont des Flagellés dans leur selle et 25 (46,30%) des Amibes. Parmi ces Amibes, nous avons pu observer *Entamoeba invadens* chez 9 tortues, *Blastocystis* sp. chez 18 tortues et

Tableau 15 : Protozoaires observés dans les selles des tortues.

Tortue n°	Flagellés	Amibes	Autres	Tortue n°	Flagellés	Amibes	
1		1 <i>Blast., E. i.</i>		44	1		
5	1	1		46	1		
6	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		48	1	1 <i>Pseudo.</i>	
8	1			50	1		
9	1	1 <i>Blast.</i>		52		1 <i>Blast.</i>	
10	1	1 <i>Blast.</i>		55	1	1 <i>Blast.</i>	
11	1	1 <i>E. i.</i>		56	1		
12	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		58			
13	1	1 <i>Blast.</i>		59	1	1	
16	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		62	1	1 <i>Blast.</i>	
17	1	1		63	1		
18	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		64	1		
20	1			67			
19	1	1 <i>Blast.</i>		68			
21	1	1 <i>E. i.</i>		69	1		
22	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		70	1		
23	1	1 <i>Blast.</i>		74	1		
25	1			76	1		
24	1	1 <i>Blast.</i>		82			
26	1			86	1	1 <i>E. i.</i>	
31	1	1 <i>Blast.</i>	<i>Eimeria</i> sp.	89			
34				90	1		
32	1	1 <i>Blast., E. i.</i>		93			
36	1			97			
38	1			101			
40	1			102	1	1 <i>Blast., E. i.</i>	
41	1			112	1		
Total			1	Total	54	43	25
Pourcentage			1,85	Pourcentage		79,63	46,30

1 : présence de protozoaires, dont :

Blast. : *Blastocystis* sp.

E. i. : *Entamoeba invadens*

Pseudo. : *Pseudolimax* sp.

Pseudolimax sp. chez une tortue. Deux *Eimeria* sp. ont été observés chez la tortue n°31. Des photos des Protozoaires observés sont présentées sur la Planche 3, photos 7 à 12.

2.3.3. Résultats de la recherche des Helminthes.

Les Helminthes observés dans les selles des tortues sont reportés dans le tableau 16.

2.3.3.1. Les Plathelminthes.

Dans les selles des tortues n°12 et n°70, des embryophores de Cestodes ont été retrouvés. Ces structures possèdent les caractéristiques d'un embryon hexacanthé : paroi épaisse et crochets par paires. Leur morphologie (planche 5, photo 19) permet de les classer dans l'ordre des Cyclophyllidea (oncosphère, crochets et absence d'opercule). Le pourcentage de tortues parasitées par des Cestodes est de 3,63%.

2.3.3.2. Les Némathelminthes.

2.3.3.2.1. Les oxyures.

La tortue n°39 a eu des oxyures dans ses selles visibles macroscopiquement le jour des prélèvements. Les examens microscopiques ont mis en évidence des œufs d'oxyures et/ou d'attractides dans les selles de 34 tortues. Ceci correspond à 61,82% des tortues prélevées. Nous avons pu voir chez certaines différents types d'œufs sur un même animal. Les œufs pouvaient être différents en taille (espèce différente) et en aspect (stade d'évolution différent). Des photos des oxyures et attractides observés dans les selles sont proposés sur la planche 4, photos 13 à 18.

2.3.3.2.2. Les ascarides.

Une tortue a rejeté par la bouche un ascaridé adulte au cours de la journée de prélèvement. Nous avons trouvé des œufs d'ascarides dans les selles de 6 tortues. Ceci correspond à 10,91% des tortues prélevées. Un œuf d'ascaridés est présenté sur la photo 20, planche 5.

Tableau 16 : Helminthes observés dans les selles des tortues.

Tortue n°	oxyures	ascarides	Cestodes	Tortue n°	oxyures	ascarides	Cestodes
1	1			45	1		
5		1		46	1		
6	1			48			
8				50	1		
9		1		52	1		
10	1	1		55	1	1	
11	1			56			
12	1		1	58	1		
13	1			59			
16				62			
17				63			
18				64	1		
19	1			67			
20	1			68	1		
21	1			69	1		
22	1			70	1		1
23	1			74	1		
24	1			76			
25	1			82	1		
26				86	1		
31				89	1		
32				90	1	1	
34	1	1		93	1		
36				97	1		
38	1			101			
39	1			102	1		
41				112			
44	1						
Totaux				55	34	6	2
Pourcentage					61,81	10,90	3,63

1 : présence d'Helminthes.

3. Discussion.

Plusieurs éléments ont orienté la réalisation de ce travail. D'une part, le choix du sujet a été effectué une semaine avant la réunion annuelle de la SPTO. Le temps de préparation des prélèvements a donc été très court. D'autre part, les animaux sont vus une fois par an et il était difficile d'évaluer la quantité des prélèvements que nous aurions à effectuer. La connaissance de ces éléments nous aurait certainement orientés vers un sujet plus limité et plus précis. Ensuite, l'étude épidémiologique a été effectuée dans un laboratoire de médecine humaine. Les techniques utilisées sont celles du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers. De plus, l'approche du parasitisme fongique de la carapace et du parasitisme digestif est différente. La flore fongique a été étudiée au niveau des lésions de la carapace alors que le parasitisme digestif a été étudié sur des animaux sans symptôme.

3.1. Le cadre général de l'étude.

3.1.1. Les tortues terrestres étudiées vivent dans le Grand Ouest de la France.

Les tortues que nous avons prélevées ne vivent pas à l'état naturel dans l'Ouest de la France. Cette région s'étend du 46^{ème} au 49^{ème} degré de latitude Nord et est caractérisée par un climat océanique relativement doux et humide, un hiver prolongé et 112 jours de pluie par an. En comparaison, dans la région de Nîmes où ces tortues habitent naturellement, la pluie tombe 66 jours par an. Nous avons comparé la température, l'ensoleillement et les précipitations de la région de Nîmes et de celle d'Angers (relevés météo France) dans les tableaux 17, 18, 19 et les figures 7, 8 et 9 qui leur correspondent. Pour les tortues terrestres, la principale conséquence d'une vie dans ce milieu trop froid et humide, avec un éclairage global insuffisant, est une prise alimentaire insuffisante liée à une diminution de l'activité. De plus, les hivers sont longs et la tortue a besoin de suffisamment de réserves pour son hibernation. Il lui faut donc une alimentation adaptée tout au long de la belle saison. Ces conditions météorologiques "décalées" favorisent-elles le parasitisme digestif et fongique des tortues ? Leur système immunitaire n'est-il pas moins efficace chez les tortues habitant l'Ouest que chez les tortues habitant le Sud de la France ? Cependant l'expérience des éleveurs de tortues de la région d'Angers montre que la croissance, la vie et la reproduction des tortues dans des régions plus froides sont possibles.

	janv.	fév.	mars	avril	mai	juin	juil.	août	sept	oct.	nov.	déc.
Nîmes	6.4	7.6	10.3	13	16.9	20.7	23.9	23.3	20	15.3	10.1	7.1
Angers	5.2	5.9	8.3	10.2	14	17	19.4	19.4	16.6	12.6	8	6

**Tableau 17 : Comparaison des températures du Sud et de l'Ouest de la France.
Températures moyennes mensuelles.**

	janv.	fév.	mars	avril	mai	juin	juil	août	sept	oct.	nov.	déc.
Nîmes	6	6	6	6	6	5	3	4	5	7	6	6
Angers	12	10	10	10	11	7	6	6	8	10	11	11

**Tableau 18 : Comparaison des précipitations du Sud et de l'Ouest de la France.
Nombres moyens mensuels de jours avec précipitations.**

	janv.	fév.	mars	avril	mai	juin	juil	août	sept	oct.	nov.	déc.
Nîmes	143	155	204	231	266	308	352	307	237	181	143	128
Angers	70	91.4	143	178	201	229	253	242	188	131	87.1	61.3

**Tableau 19 : Comparaison de l'ensoleillement du Sud et de l'Ouest de la France.
Durées moyennes de l'ensoleillement mensuel en heures**

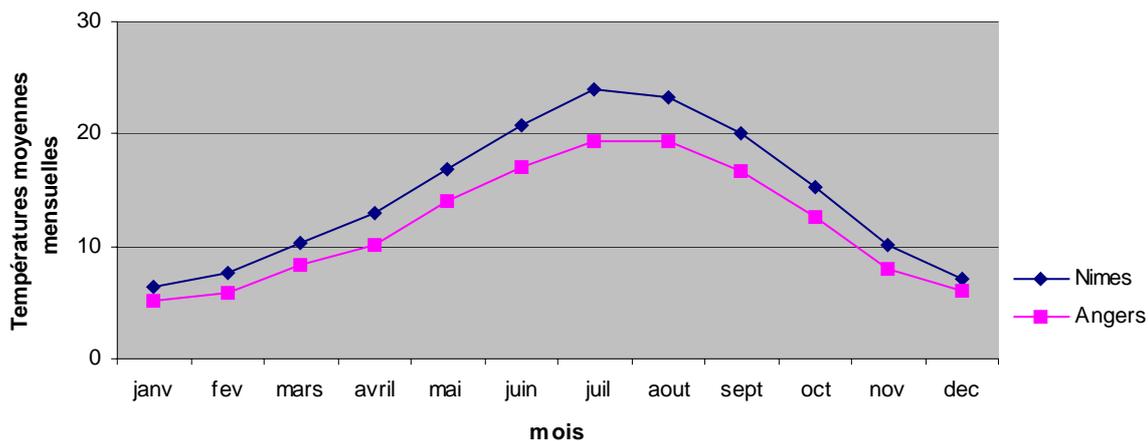


Figure 7 : Comparaison des températures du Sud et de l'Ouest de la France. (Tableau 17)

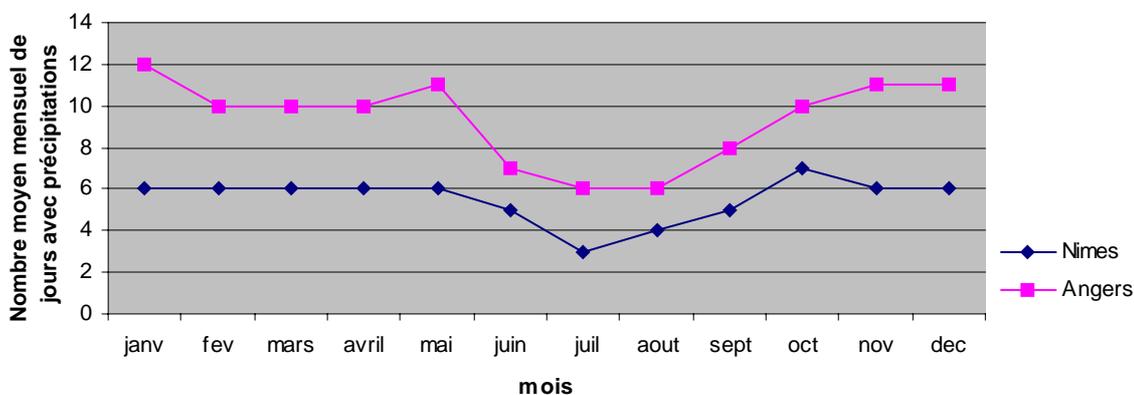


Figure 8 : Comparaison des précipitations du Sud et de l'Ouest de la France. (Tableau 18)

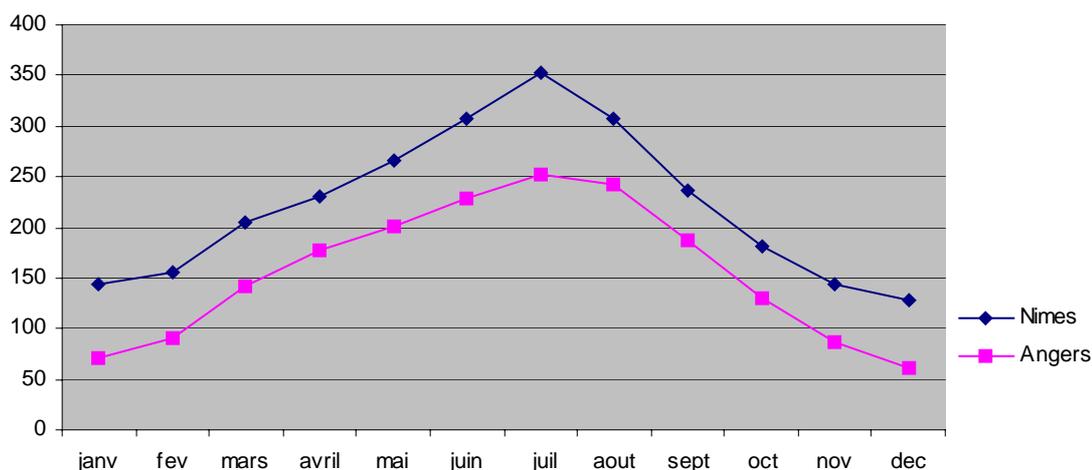


Figure 9 : Comparaison de l'ensoleillement du Sud et de l'Ouest de la France. (Tableau 19)

3.1.2. Les contraintes biologiques et anatomiques et le parasitisme fongique des tortues terrestres.

3.1.2.1. Parasitisme fongique et captivité.

L'ensemble des spécialistes des reptiles rappelle régulièrement que les facteurs favorisant les mycoses sont les mauvaises conditions d'élevage, le manque d'hygiène, la malnutrition, une humidité trop élevée, une surpopulation, une eau de mauvaise qualité, une baisse de température, des transports. Ces facteurs peuvent être responsables d'un stress lui-même responsable d'un déficit immunitaire plus ou moins important. Or les infections systémiques dues à des champignons saprobes sont en général associées à un déficit immunitaire (70, 102).

3.1.2.2. Parasitisme fongique et climatologie.

Les brusques variations de température, notamment à la baisse, peuvent être à l'origine de pathologies respiratoires comme des pneumonies. Une humidité excessive est responsable de dermatite. Des lésions vésiculeuses se forment sur les écailles, surtout au niveau du plastron, puis elles se rompent, le pus s'accumule et les écailles peuvent tomber en laissant la couche osseuse à nu. Les champignons peuvent alors plus facilement envahir ces territoires lésés (121).

3.1.2.3. Parasitisme fongique et mode de vie des tortues.

La tortue est un animal relativement solitaire qui vit au ras du sol et qui a pour habitude de s'enfouir sous des tas de feuilles, branches, souches, plantes, etc. Quand elle hiberne à l'extérieur, elle s'enterre plus ou moins profondément. Elle est donc en contact permanent avec la flore fongique du sol et des plantes. Par conséquent, la flore fongique de la carapace des tortues est très variée. L'interprétation des examens mycologiques sera délicate car de très nombreux champignons sont des contaminants du sol et des plantes. De plus, la poïkilothermie ne permet pas la sélection de champignons thermophiles spécifiques de mycoses internes. Les mêmes champignons peuvent donc être à l'origine de mycoses externes et internes (12).

En accord avec Claro et Bourdeau, on peut donc affirmer que : "La notion de champignon pathogène est très floue chez les tortues" et les cas de mycoses authentiques sont rares mais dus à une très grande variété d'agents (12). A l'étude de cette liste d'agents de mycoses chez la tortue, on peut s'étonner de ne pas trouver les champignons du genre *Chrysosporium*. Il s'agit en effet de champignons kératinophiles largement présents dans le sol. Il serait étonnant que ce genre de champignons ne puisse pas développer de parasitisme de la kératine de tortue, dont la température est proche de celle du sol, alors qu'il est capable occasionnellement de parasiter les animaux homéothermes et l'homme (19).

3.1.3. Les contraintes biologiques et anatomiques et le parasitisme digestif des tortues terrestres.

3.1.3.1. Parasitisme digestif et captivité.

Dans ce travail, les tortues prélevées sont des animaux vivant dans l'environnement humain. Il est difficile d'associer leur parasitisme digestif à celui d'animaux sauvages et ce pour plusieurs raisons. Premièrement, dans la nature, les animaux vivent dans des espaces "illimités" et la pression parasitaire est souvent faible, alors qu'en captivité ils sont dans des espaces restreints, jardins ou terrarium. Les parasites à cycle direct peuvent alors devenir rapidement très nombreux et se révéler de redoutables pathogènes pour leur hôte et pour les autres reptiles présents. Par contre, ceux dont le cycle naturel nécessite un hôte intermédiaire, absent en captivité, peuvent être pathogènes pour l'hôte qui les porte, mais ils ne pourront pas être transmis aux autres reptiles. Deuxièmement, le facteur stress en captivité est bien connu pour engendrer des affections opportunistes du fait de son action immuno-suppressive. Il est important de favoriser le bien-être de son animal et de veiller à ce que son environnement et son alimentation lui soient adaptés. La surpopulation, les transports et les déménagements sont toujours des situations favorisant le stress (83). La plupart des auteurs conseillent de traiter régulièrement les animaux en captivité en se basant sur le principe que les parasites, même s'ils n'ont pas de rôle pathogène, auront toujours un rôle spoliateur. Par conséquent, un animal peu ou pas parasité sera toujours en meilleure santé que son congénère parasité (83, 111).

3.1.3.2. Parasitisme digestif et poïkilothermie.

En ce qui concerne le parasitisme digestif chez les poïkilothermes, de nombreuses interrogations restent sans réponse. Les parasites des animaux poïkilothermes ont certainement une physiologie différente de celle des parasites des animaux homéothermes. Par exemple, on peut remarquer que la température optimale d'*Entamoeba histolytica* est de 37°C alors que celle d'*Entamoeba invadens* est de 25 à 28°C (46). Cela diminue-t-il les risques de zoonoses ? Un parasite interne d'homéotherme et de poïkilotherme doit en effet être capable de se développer au moins entre 25 et 37°C. De plus, nous ne connaissons pas le devenir des parasites pendant l'hibernation. Les Helminthes développent-ils des formes de résistance ? Les parasites ne peuvent-ils pas, par exemple, diminuer en nombre au cours de l'hibernation, les individus survivants pouvant ainsi se multiplier à nouveau lors de la sortie d'hibernation ? Les hypothèses doivent concorder avec le fait que la plupart des maladies se développent dans les deux mois suivant l'hibernation. Ceci correspond-il à une multiplication du nombre de parasites après le réveil ?

3.2. Discussion sur les prélèvements effectués.

Afin d'approfondir l'étude de la flore fongique des tortues, il aurait fallu rechercher les champignons de leur tube digestif. Il a été impossible matériellement de mettre en œuvre ce volet. Il aurait pu, en effet, être intéressant de savoir si la flore cutanée et la flore digestive des tortues est la même. Toutefois les mycoses digestives des tortues sont rares et touchent des individus en mauvais état général. Ce sont les candidoses qui sont les plus souvent mises en causes (4).

En ce qui concerne les prélèvements de selles, nous avons prélevé les tortues qui ont "bien voulues" émettre des selles au cours de la journée. En ce qui concerne les prélèvements de carapaces, ce sont les membres de l'association qui ont orienté les tortues vers le stand de prélèvements. Ces personnes sont des bénévoles qui ont appris au cours de la journée à sélectionner les tortues malades.

3.3. Discussion sur les techniques utilisées.

3.3.1. Les techniques utilisées pour l'analyse de la flore fongique.

3.3.1.1. L'analyse des examens directs.

L'examen direct permet de mettre en évidence la présence de champignons sur les squames. Les examens directs ont été dits positifs dans deux cas :

- (a) lors de la présence de filaments mycéliens développés sur les squames ;
- (b) lors de la présence de spores (levures).

Cependant, chez la tortue, la présence de filaments mycéliens ou de blastospores ne permet pas de rendre un des champignons responsable de la lésion de la carapace. L'analyse histologique de biopsie aurait été nécessaire pour confirmer ou infirmer l'action pathogène du champignon. Or nous n'avons pas pu la mettre en œuvre au laboratoire de Parasitologie-Mycologie.

Dans ce travail, de très nombreux champignons ont été isolés car les carapaces sont contaminées par des champignons saprobes du sol. Il est donc difficile de déterminer si un des champignons est pathogène. L'hypothèse suivante a alors été posée : les champignons pathogènes seront toujours isolés d'une même lésion. Nous avons donc prélevé une deuxième fois les tortues porteuses de champignons kératinophiles. Cependant, si la présence du champignon 4 mois plus tard sur la même lésion de la carapace permet de suspecter une action pathogène, elle ne permet toujours pas de confirmer ou d'infirmer sa pathogénicité.

3.3.1.2. L'utilisation de la cycloheximide.

Les tortues ayant une carapace recouverte de kératine et un mode de vie en contact étroit avec le sol, nous avons voulu montrer la présence de champignons kératinophiles sur la carapace des tortues. Pour ce faire nous avons ajouté de la cycloheximide dans les boîtes de culture. En absence de donnée bibliographique, la quantité de cycloheximide choisie a été de 1g/l. La quantité habituellement utilisée par le laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers dans la recherche des dermatophytes est de 0,5g/l. La tortue vivant en contact étroit avec le sol, nous avons doublé la concentration de cycloheximide, afin d'éliminer les

champignons contaminants. En effet, la cycloheximide stoppe ou ralentit le développement de nombreux champignons contaminants du sol, tels que les *Cryptococcus*, *Rhodotorula*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Aspergillus*, les Mucorales, etc. Cependant la cycloheximide n'a pas permis d'éliminer tous les contaminants. On peut proposer d'étudier des concentrations différentes avant la prochaine étude de ce type. Cependant, étant donné le nombre de champignons mis en évidence dans ce travail il semble que cette concentration soit acceptable.

3.3.2. Les techniques utilisées pour l'analyse des selles.

Frank recommande l'utilisation d'un liquide de MIF pour la mise en évidence d'*Entamoeba invadens* et des autres Protozoaires, en particulier si on ne peut pas examiner immédiatement les selles (46). La technique que nous avons utilisée nous permet donc de trouver la majorité des Protozoaires. En ce qui concerne les Helminthes, Jacobson ER. donne des recommandations pour effectuer un examen des selles chez les reptiles. D'après lui, il faut effectuer un examen direct des selles, une sédimentation et une flottation (71). Dans ce travail, seul l'examen direct des selles a été effectué. Il est donc possible que les parasites n'aient pas tous été vus.

3.4. Discussion des résultats : signification de l'isolement des champignons et des parasites par rapport à leur pouvoir pathogène éventuel.

3.4.1. Les champignons trouvés sur la carapace des tortues ; comparaison avec les examens directs.

3.4.1.1. Le pouvoir pathogène éventuel.

3.4.1.1.1. Pouvoir pathogène des champignons chez les tortues.

Les champignons sont des organismes hétérotrophes se nourrissant par absorption. Ils sont en grande partie des saprobes du sol et des débris de matières organiques. Certaines espèces se sont adaptées à des modes de vie plus particuliers comme la symbiose, le commensalisme ou le parasitisme avec les plantes ou les animaux.

En pathologie humaine se développent depuis plusieurs années des maladies en relation avec les états d'immunodépression : SIDA, traitements et infections chroniques ou maladies induisant une immunodépression, néo-natalité et vieillesse ainsi que la prématurité, etc. Les champignons dits opportunistes sont alors apparus assez nombreux. Cependant tous les champignons ne sont pas capables de s'implanter chez les animaux, surtout chez les homéothermes. Le rôle des animaux de compagnie et notamment des tortues comme porteurs sains vis-à-vis des immunodéprimés doit être reconsidéré au fur et à mesure des nouvelles connaissances des médecines humaine et vétérinaire.

Les tortues terrestres ayant un épiderme kératinisé, il semble logique qu'elles puissent développer des mycoses dues à des champignons kératinolytiques. Les dermatophytes (*Trichophyton* sp., *Microsporum* sp., *Epidermophyton floccosum*) et *Chrysosporium* spp. pourraient à ce titre être pathogènes des reptiles. Or les seuls cas jamais rapportés sont une découverte fortuite de *Chrysosporium* sp. chez un Varan (*Varanus* sp.) lors d'un contrôle sur de la peau saine et la présence de *Trichophyton* sp. dans une lésion granulomateuse au niveau d'un doigt chez un alligator juvénile (92).

Pour la plupart des auteurs, les infections mycosiques sont rares chez les tortues. Jacobson a fait une recherche bibliographique en 1994 sur les autopsies des chéloniens et il rapporte que seulement 3% des morts sont dues à des mycoses, principalement des mycoses pulmonaires. Pour lui aucun cas de mycose n'a été rapporté chez les tortues sauvages. Les infections mycosiques sont souvent associées à des facteurs prédisposants comme l'humidité, la malnutrition, le surpeuplement ou des surfaces inadaptées. Des températures environnementales trop froides ont souvent été mises en cause (72). Sur 240 reptiles vus en consultation (78 tortues terrestres), Philips a rapporté seulement 2 cas de dermatites fongiques chez des tortues d'eau (101) et sur 144 autopsies de tortues terrestres, aucune infection fongique n'a été diagnostiquée par Keymer (76). Cependant dans les études de Jacobson et de Keymer, les auteurs travaillent sur des autopsies et ils recherchent la cause du décès. On peut considérer avec eux que les mycoses mortelles chez les tortues sont rares.

3.4.1.1.2. Pouvoir pathogène des champignons isolés.

Les champignons isolés dans notre étude sont des saprobes du sol et des végétaux, le plus souvent ubiquiste et rarement pathogènes. Ce sont des champignons qui sont présents sur la carapace des tortues comme ils sont présents dans le sol. Certains n'ont pas de rôle pathogène connu mais d'autres peuvent déterminer des affections opportunistes en cas d'immunodéficience. Nous avons détaillé le pouvoir pathogène éventuel de ces derniers.

- LES ZYGOMYCETES :

Des Mucorales ont été retrouvées régulièrement sur les carapaces des tortues. Les genres *Mucor*, *Absidia* et *Rhizopus* ont été isolés. Ces champignons peuvent devenir parasites de l'homme ou des animaux de façon opportuniste. Ils entraînent alors des maladies respiratoires (broncho-pneumonie), des maladies gastro-intestinales ou des maladies rhino-encéphaliques pouvant être graves chez les patients immunodéprimés ou ceux présentant un état physiologique précaire (20, 39). Ils sont également sporadiquement impliqués dans les avortements mycosique chez les ruminants(23). Chez les tortues, étant donné leur mode de vie à proximité du sol et des végétaux, il n'est pas étonnant de retrouver des Mucorales sur la carapace. De plus, ce sont des habitants communs de la flore intestinale des reptiles (74) et elles envahissent facilement leur membrane dermique (92). Leur présence pose cependant un

problème technique car les Mucorales envahissent très rapidement la boîte de Pétri et elles peuvent masquer tous les autres champignons présents.

- LES ASCOMYCETES :

- Hemiascomycètes

Le genre *Candida* est celui des levures le plus fréquent en pathologies humaine et animale. De nombreuses espèces sont des levures saprobes du sol, des fruits, de milieux sucrés divers et des produits de laiterie. Elles peuvent profiter de nombreux facteurs pour devenir de redoutables pathogènes. L'espèce *C. albicans* est la plus fréquente de toutes puisqu'elle est commensale du tube digestif de l'homme, des mammifères et des oiseaux. Mais elle semble ne parasiter que les homéothermes. Cependant dans la première partie de ce travail (p35), *C. albicans* est rapportée chez une tortue terrestre (*Dipsochelys elephantina*), mais elle semble opportuniste. Parmi les espèces que nous avons rencontrées, *Candida parapsilosis* peut être responsable chez l'homme de mycoses cutanées et d'onychomycoses (40, 78).

- Euascomycètes

Anixiopsis stercoraria est la forme parfaite de *Chrysosporium keratinophilum*. Il est très répandu dans différents types de sol. Il a une activité kératinolytique et peut déterminer des lésions cutanées chez l'homme et chez l'animal. Le portage sain par les animaux à fourrure est assez fréquent (2, 19).

- LES DEUTEROMYCETES:

- Blastomycètes

Le genre *Cryptococcus* est composé de champignons levuriformes, saprobes du sol et du bois. Seul *C. neoformans* est réputé régulièrement pathogène pour l'homme et les mammifères. Les oiseaux sont en général des porteurs sains et diffusent les levures. *C. neoformans* reste un pathogène opportuniste et se développe principalement chez les sujets immunodéprimés. Elle est considérée comme l'un des révélateurs du SIDA (40). *Cryptococcus*

albida est une levure ubiquiste, très répandue dans le milieu extérieur. Elle est fréquemment isolée de la peau de l'homme (78). Ce champignon a déjà été décrit dans certaines affections de façon tout à fait exceptionnelle lors d'immunodépression. Récemment deux cas mortels de cryptococcose à *C. albida* ont été décrits chez des patients VIH positifs (81, 85). *C. laurentii* est exceptionnellement pathogène et seulement chez des sujets immunodéprimés (75, 81).

Le genre *Rhodotorula* est souvent isolé du tégument et même du sang chez les animaux et l'homme. Ces levures ne sont en général pas pathogènes. Elles ont pourtant été décrites lors de septicémie, de méningo-encéphalite, d'endocardite. L'infection se fait souvent à partir d'un cathéter. Chez les animaux, des dermatomycoses ont été rapportées chez un chat et des poussins (40).

Les *Trichosporon* sp. sont des saprobes du sol, du bois et des fruits. Certaines espèces sont également commensales de l'homme et se retrouvent sur la peau glabre. Lors de déséquilibre, ils peuvent devenir des agents de la piedra blanche ou de mycoses systémiques mais dans ce dernier cas les malades sont en général immunodéprimés. *T. cutaneum* est responsable notamment d'onychomycoses et d'intertrigos (40). Il a déjà été retrouvé dans des lésions de la bouche et du pharynx chez un crocodile du Nil (92).

– Hyphomycètes *Mucedinae*

Le genre *Acremonium* est principalement saprobe du sol et des végétaux. Certaines espèces sont parasites des végétaux et ce sont des parasites opportunistes chez l'homme et les animaux. Ce genre anciennement nommé *Cephalosporium* est réputé pour la synthèse d'antibiotiques : les céphalosporines (22, 40).

Le genre *Aspergillus* est composé de champignons saprobes du sol et des plantes (céréales, fruits, légumes, etc.) mais bien adaptés au parasitisme et responsables d'aspergilloses dues à l'inhalation de spores. Ils se développent facilement dans des ambiances humides et chaudes. Les aspergilloses sont sans doute les mycoses les plus fréquentes chez les reptiles. Certaines ont déjà été décrites chez les tortues terrestres (voir première partie) et sont responsables comme chez les autres animaux principalement d'affections respiratoires. *Aspergillus fumigatus* est l'espèce la plus pathogène. *Aspergillus versicolor* est rarement pathogène mais il a été rapporté notamment comme agent

d'onychomycoses (22, 120). De même *Aspergillus candidus* est rarement pathogène mais il a été cité dans de rares cas d'onychomycoses et d'affections respiratoires (28, 66, 82).

Le genre *Beauveria* est saprobe du sol et des végétaux. Il est souvent parasite d'insectes. Il a été rapporté deux fois lors d'affections pulmonaires de tortues terrestres par Georg *et al.* en 1962. L'une des tortues avait des abcès pulmonaires tandis que l'autre des plages de nécroses dans les poumons (92). En 1995 est rapportée une infection pulmonaire chez une tortue de captivité *Trachemys scripta* (tortue d'eau), due à *Beauveria bassiana* (52). Ceci confirme la potentialité pathogène de ce champignon chez les chéloniens. Cependant, ce champignon semble rester un facteur accidentel d'infection chez les reptiles (41).

Le genre *Chrysosporium* est saprobe du sol et kératinophile. Il participe à la dégradation de la kératine morte. On le retrouve souvent sur la peau saine. Il est rarement pathogène mais intervient parfois dans des cas d'onychomycoses. Il pourrait être à l'origine d'affections de la couche cornée de la peau ou de la carapace des chéloniens. Bien que nous l'ayons retrouvé plusieurs fois sur la carapace des tortues prélevées, nous n'avons pas pu démontrer une quelconque action pathogène. *Chrysosporium keratinophilum* a été isolé à partir de lésions de deux iguanes *Iguana iguana* décédés au Zoo Royal de Rotterdam. L'un avait une lésion nécrotique de la paroi stomacale, le deuxième des lésions nécrotiques du tissu biliaire et des lésions miliaires dans le foie (92). Un serpent *Thamnopsis* est décédé suite à une infection générale due à *Chrysosporium queenslandicum*. L'animal présentait des lésions de la peau autour du cloaque. Le champignon poussait bien à 28°C, la température optimale pour le serpent, peu à 34°C et pas du tout à 37°C (123).

Le genre *Fusarium* est composé de champignons en général saprobes du sol et parasites des végétaux. Cependant, ces dernières années ils ont été mis en cause lors d'infections opportunistes chez l'homme et chez l'animal (114) et ce de manière de plus en plus fréquente (17). La principale espèce incriminée est *F. solani*. Chez les poïkilothermes, des fusarioses ont été rapportées chez des poissons et des crustacés. Chez les chéloniens plusieurs cas sont connus. En 1981, Rebell rapporte des cas d'infection de la peau et de la carapace de bébés tortues marines dus à *F. solani*, au Bahamas (103), et en 1997 est rapportée une infection cutanée due à *F. solani* sur une tortue de mer méditerranéenne (16). P. Bourdeau lors de ses consultations à Maisons-Alfort a isolé le genre *Fusarium* lors d'exams mycologiques

cutanés (12). Chez les tortues terrestres, *Astrochelys radiata* a été victime d'une dermatite à *Fusarium* sp. au niveau des écailles (44, 92).

Le genre *Geotrichum* est très répandu dans la nature. Il se retrouve dans le sol, les plantes, les produits laitiers et également le tractus digestif de l'homme et des animaux. *G. candidum*, *G. capitatum* et *G. clavatum* sont les seules espèces ayant un intérêt médical. Elles sont responsables de mycoses opportunistes du tractus respiratoire principalement. Cependant, on a déjà vu des mycoses locales et systémiques à *Geotrichum* chez l'homme et les animaux (40). Chez les tortues terrestres deux infections à *Geotrichum candidum* ont déjà été rapportées : la première par Georg *et al.* en 1962 et la deuxième par Ruiz en 1980 (voir première partie).

Le genre *Paecilomyces* est saprobe des plantes. Il n'est que très exceptionnellement pathogène mais est alors responsable de maladies dévastatrices (18). *Paecilomyces variotii* est connu pour être le champignon le plus souvent responsable de mycoses systémiques chez les reptiles (87). D'après Posthaus, les mycoses à *Paecilomyces* spp. doivent être envisagées lors de lésions granulomateuses chez les reptiles (102). Une hyalohyphomycose à *Paecilomyces lilacinus* est rapportée chez une tortue éléphantine d'Aldabra, *Dipsochelys elephantina* (59). *P. lilacinus* est très proche morphologiquement de *P. marquandii*. Ils produisent des pigments de couleur différente sur le verso de la colonie mais la différenciation de ces deux espèces reste peu évidente.

Le genre *Penicillium* est essentiellement saprobe du sol et de l'air et est le contaminant le plus fréquent des cultures. Les *Penicillium* sont bien connus pour leur rôle thérapeutique puisque qu'ils produisent la pénicilline (*P. notatum*) et la griséofulvine (*P. griseofulvum*). Seule l'espèce *P. marneffeii* est régulièrement pathogène et elle est présente dans le Sud-Est asiatique. L'infection à *P. marneffeii* est considérée comme une mycose systémique émergente chez les patients sidéens qui vivent ou voyagent dans ces régions (34). Les autres espèces sont exceptionnellement pathogènes. Elles ont déjà été rapportées chez les Testudinidae avec une grave infection systémique chez *Chelonoidis nigra* (92).

Le genre *Scopulariopsis* est saprobe du sol et très répandu. La seule espèce ayant un intérêt médical est *Scopulariopsis brevicaulis* qui a une activité kératolytique. Elle est responsable d'onychomycoses, de kératites, d'otites et peut être associée à des

dermatomycoses chez l'homme et les animaux (40). Il agit à la faveur d'un traumatisme préexistant de l'ongle ou surinfecte une onychopathie dermatophytique (22). A notre connaissance, il n'est pas connu en tant que pathogène chez les poïkilothermes.

Le genre *Trichothecium* est saprobe du sol. Il a été observé chez le chien lors de pseudodermatophyties (40, 51).

– Hyphomycètes *Dematiaceae*

Le genre *Alternaria* est composé de champignons saprobes du sol ou du bois mort. De nombreuses espèces sont parasites des végétaux et sont responsables, notamment, de la pourriture noire des légumes (8). Ces champignons sont responsables, chez les mammifères, de phaeohyphomycoses, en général sur des individus en état d'immunodépression dans le cas des phaeomycoses systémiques (40).

Le genre *Aureobasidium* est saprobe du sol et des végétaux. Il n'a pas de rôle pathogène connu, mais il peut intervenir dans des pneumopathies d'hypersensibilité connus chez les travailleurs du bois (22).

Le genre *Cladosporium* est cosmopolite et en général saprobe du sol et des végétaux. Certaines espèces ont une importance médicale et sont responsables de chromoblastomycose, de phaeohyphomycose encéphalique et de tinea nigra. Des phaeohyphomycoses ont déjà été rapportées chez les amphibiens (40).

Le genre *Exophiala* est saprobe des bois pourris et des sols riches en matière organique. Il est responsable de mycétomes et de lésions kystiques sous-cutanées chez l'homme. Il est également retrouvé lors de phaeohyphomycoses chez certains animaux (truites, chats). En général, il devient pathogène après une inoculation accidentelle transcutanée (40, 78).

Le genre *Fonsecea* est saprobe du sol. Il peut être responsable de chromomycose lors d'inoculation accidentelle du champignon (22).

Le genre *Phaeosclera* est saprobe. Il a déjà été décrit lors de phaeohyphomycose des muqueuses chez des bovins (40).

Le genre *Scytalidium* est saprobe du sol et des végétaux, et parasites d'arbres fruitiers. Il est parfois retrouvé dans des infections de la couche cornée chez l'homme et est responsable d'intertrigo, d'onxyxis et d'hyperkératose des mains et des pieds (1, 22).

– Coelomycètes

Le genre *Phoma* est saprobe ou parasite de végétaux. Il a déjà été rapporté comme pathogène chez l'homme, les cervidés, les bovins et les poissons. Il peut être responsable d'allergies fongiques domestiques (40).

3.4.1.2. Signification des résultats.

3.4.1.2.1. Comparaison entre les champignons isolés en culture et ceux vus aux examens directs.

Sur 113 tortues présentes, 53 ont été prélevées (46,9%) et 46 ont eu des examens directs positifs (86,8%). On peut donc conclure que les tortues vues à la SPTO ont de nombreuses lésions de la carapace mais notre étude ne permet pas de confirmer que ces lésions sont d'origine fongique.

Les arguments favorables à une mycose sont :

- (a) Les lésions de la carapace sont des lésions de la kératine. Cette dernière devient friable et se désolidarise de l'écaille.
- (b) Les examens directs montrent des filaments mycéliens en développement sur les squames.

Les arguments en défaveur des mycoses sont :

- (c) Ce travail ne met pas en évidence la présence de champignons kératinophiles stricts bien que certaines espèces soient kératinophiles non strictes.

- (d) Les champignons trouvés sont des saprobes du sol.
- (e) La flore trouvée est multiple et il n'y a pas de sélection de champignons pathogènes.

L'hypothèse la plus probable semble donc que les lésions traumatiques de la carapace sont souvent colonisées par des champignons. De plus ce travail montre qu'il n'y a pas plus de champignons kératinophiles que de champignons non kératinophiles.

3.4.1.2.2. Comparaison des résultats de ce travail avec la flore fongique connue des chéloniens.

On peut comparer les résultats de ce travail avec ceux de P. Bourdeau et N. Tronco, et de J. Bouvard. On peut également rappeler que, au cours du premier colloque international des reptiles et amphibiens à Angers en 1982, Jacobson rapporte des agents fongiques cultivés à partir de lésions cutanées de reptiles. Il cite *Fusarium*, *Geotrichum*, *Trichoderma*, *Aspergillus* et *Mucor*.

Les études de Bourdeau et Bouvard rapportent respectivement 10 et 13 genres de champignons. Nous avons retrouvé tous les genres précédemment rapportés à l'exception du genre *Dreschlera* rapporté sur une lésion dans le travail de Bouvard. Dans notre travail il est décrit 45 genres. Les genres les plus fréquemment rencontrés sont *Alternaria*, *Cladosporium* et *Aureobasidium* chez les Dématiacées, *Aspergillus* et *Penicillium* chez les Hyphomycètes hyalins. Arrivent ensuite les genres *Candida* et *Rhodotorula* pour les levures et le genre *Phaeosclera*. Ce dernier n'est pas rapporté dans les deux études ci-dessus. On peut également citer les genres *Chrysosporium* et *Cryptococcus* que l'on retrouve sur 15% des tortues.

Ces écarts de résultats peuvent s'expliquer d'une part parce que nous avons systématiquement recherché les champignons sur la carapace des tortues alors que Bourdeau et Bouvard ont fait cette recherche au cours de consultations générales de chéloniens pour le premier, et au cours d'une étude des affections tégumentaires des *Testudo* pour le second. D'autre part, dans ce travail, les champignons sont cultivés sur milieu YPDA sans et avec actidione® (cycloheximide), alors que Bourdeau et Bouvard ont cultivé les champignons sur milieu YPDA sans Actidione®. La cycloheximide stoppe ou ralentit le développement de certains champignons et notamment celui des *Cryptococcus*, *Rhodotorula*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Aspergillus*, les Mucorales, etc. Or ces champignons

sont ceux retrouvés dans les études de Bourdeau et Bouvard et ceux que nous retrouvons sur la plupart des tortues dont les prélèvements ont étéensemencés sur des boîtes sans cycloheximide. Ces champignons contaminants empêchent ou masquent le développement des autres genres. Notamment les *Alternaria* et les Mucorales envahissent rapidement les boîtes de Pétri et les autres champignons présents passent alors inaperçus.

Afin de mieux comprendre l'importance de ces champignons, on peut étudier leur présence dans ce travail. Sur les prélèvements de mai 2000 qui concernent 53 tortues prélevées au maximum deux fois, 47,2% sont porteuses d'*Alternaria*, 41,5% sont porteuses de *Cladosporium* et de *Penicillium*. Sur les 9 tortues prélevées à nouveau en septembre 2000 et sur lesquelles une à quatre lésions ont été prélevées, les *Alternaria* et les *Cladosporium* sont présents chez 88,89% des tortues et les *Penicillium* chez 100%. La cycloheximide qui les inhibe permet la mise en évidence des champignons à croissance plus lente, comme les *Chrysosporium*.

Cette comparaison d'études permet de conclure que la flore fongique de la carapace des tortues est beaucoup plus abondante que celle décrite auparavant. Elle a pu être mise en évidence grâce à l'utilisation de la cycloheximide qui inhibe la croissance des champignons contaminants.

3.4.1.2.3. Etude d'un cas.

A l'issu des résultats de septembre 2000, seule la tortue n°51 présente des examens directs positifs et la présence de *S. brevicaulis* de manière répétée, sur les prélèvements de mai et de septembre. Pour plus de clarté, nous reportons ici les résultats.

Tortue 51 prélèvement de mai 2000.

Prélèvement a examen direct positif : filaments toruloïdes bruns (planche 1, photo 3 et 4).
culture A- : *Aspergillus fumigatus*.
culture A+ : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Phaeosclera dematioides*.

Prélèvement b examen direct positif : filaments toruloïdes bruns.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Penicillium* sp.
culture A+ : *Alternaria* sp.

Tortue 51 prélèvement de septembre 2000 (planche 2, photo 6).

Prélèvement a Dernière vertébrale et supra caudale, perte de substance.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Mucor* sp., *Ulocladium* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*.

Prélèvement b Troisième costale droite, décollement de la kératine
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Aspergillus versicolor*, *Cladosporium* sp., *Ulocladium* sp., *Aureobasidium* sp., *Paecilomyces* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Cladosporium* sp.

Prélèvement c Avant dernière marginale droite, lésion blanche, absence d'écaille à son niveau.
examen direct positif : filaments toruloïdes bruns, spores d'*Alternaria*, spores de *Cladosporium*.
culture A- : *Rhodotorula* sp., *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria* sp., *Penicillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Aspergillus candidus*, *Cladosporium* sp., DNI, CFS.
culture A+ : *Aspergillus versicolor*, *Scopulariopsis brevicaulis*, DNI, *Alternaria* sp.

Ces résultats permettent de supposer que *S. brevicaulis* est pathogène chez cette tortue. Pour le confirmer, il faudrait prélever un morceau d'écaille et en faire une analyse histologique. *S. brevicaulis* a une activité kératinolytique et est parfois responsable

d'onychomycoses. Cependant le champignon *Aspergillus versicolor* est comme *S. brevicaulis*, présent sur une lésion en mai et sur les trois lésions en septembre. *A. versicolor* est rarement pathogène mais il a déjà été rapporté comme agent d'onychomycose (22, 120). L'observation des filaments à l'examen direct est plutôt compatible avec une infection par *S. brevicaulis* (planche 1, photos 3 et 4)

En ce qui concerne les autres tortues, les champignons du genre *Chrysosporium* et *Anixiopsis stercoraria* n'ont pas poussé sur les prélèvements de septembre. Il est donc impossible de conclure à un éventuel rôle pathogène de ces champignons kératinophiles malgré des examens directs positifs. *Chrysosporium* sp. et *Chrysosporium lobatum* ont été isolés de la tortue n°46, respectivement en mai et en septembre. Mais nous ne savons pas si l'espèce est la même. De plus, tous les examens directs chez cette tortue sont négatifs. Ceci ne permet pas d'envisager une mycose de la carapace chez cette tortue.

Les résultats de ces prélèvements des lésions de la carapace des tortues ont permis de mettre en évidence de nombreux champignons qui n'avaient pas encore été rapportés. Les champignons rapportés ici sont des champignons cosmopolites et saprobes. Il n'est donc pas étonnant de les retrouver sur la carapace des tortues qui vivent en contact étroit avec le sol. Ces champignons ont été mis en évidence grâce à l'utilisation de cycloheximide incorporée à la dose de 1g/l dans le milieu YPDA.

Le travail effectué n'a pas permis avec les techniques utilisées de confirmer une éventuelle pathogénicité de certains de ces champignons.

Les champignons kératinophiles sont-ils pathogènes de la carapace de tortue ? Ce travail montre que ces champignons ne semblent pas être plus facilement pathogène de la kératine des tortues que d'autres champignons non kératinophiles. Une seule tortue a peut-être une mycose de la carapace due à *S. brevicaulis*, champignon qui peut avoir une activité kératinophile ou à *A. versicolor*, parfois responsable d'onychomycoses (22).

3.4.2. Pouvoir pathogène des Protozoaires.

D'une manière générale, le pouvoir pathogène des Protozoaires chez les chéloniens est souvent méconnu. Notre étude des selles de tortues montre qu'ils sont présents en grand nombre chez des animaux *a priori* sains.

3.4.2.1. Pouvoir pathogène des Rhizopodes.

Les Rhizopodes ne sont pas pathogènes pour les tortues. Ce travail confirme cette hypothèse puisque 46,3% des tortues sont parasitées par des Amibes et les trois espèces de tortues présentes sont régulièrement parasitées par *Entamoeba invadens* et par *Blastocystis* sp.

3.4.2.2. Pouvoir pathogène des Flagellés et des Ciliés.

Les Flagellés ne sont pas pathogènes pour les reptiles. Ils peuvent cependant être responsables d'entérites et de néphrites en association avec d'autres agents pathogènes comme des bactéries (*Pseudomonas* spp. ou *Aeromonas* spp.) et en cas de surpopulation parasitaire. Les symptômes de la maladie sont alors de l'anorexie, une perte de poids et une léthargie (83). Les résultats de ce travail montrent que les Flagellés sont souvent présents dans les selles de tortues. De plus, lorsqu'ils sont présents, ils le sont en très grand nombre. Chez les tortues examinées les Flagellés peuvent donc être considérés comme non pathogènes.

D'après Lane, les Ciliés sont très courants dans les selles des chéloniens. Ils sont des commensaux et leur présence lors d'affections digestives ne suffit pas à les rendre responsables de la maladie. Même s'ils sont en grand nombre, il faut songer à chercher un autre élément pathogène (83). Nous n'avons pas vu de Ciliés. S'ils se trouvent sous forme kystique dans les selles il est alors difficile de les reconnaître. Mais s'ils se trouvent sous forme végétative, il est peu probable qu'ils soient tous passés inaperçus. Nous pouvons donc conclure que les tortues prélevées n'ont pas de Ciliés sous forme végétative dans leurs selles.

3.4.2.3. Pouvoir pathogènes des Sporozoaires.

La pathogénicité des coccidies chez les tortues reste inconnue. Seul un cas d'infection à *Cryptosporidium* a été rapporté chez *T. kleinmanni* (55). Les *Cryptosporidium* retrouvés chez les chéloniens n'ont jamais été retrouvés chez l'homme. Il semble donc que les reptiles ne puissent pas être considérés comme des réservoirs pour l'homme. Cependant, la découverte des différentes espèces de *Cryptosporidium* est récente et on ne peut exclure des cryptosporidioses d'origine animale chez des patients immunodéprimés. En effet des cas d'infection à *C. felis* et un *C. "dog type"* ont été récemment décrit chez cinq patients dont trois sont immunocompétents (99)! Cependant, dans notre étude, nous n'avons pas utilisé les techniques permettant la mise en évidence des cryptosporidies.

Seule la tortue 31 est porteuse de coccidies du genre *Eimeria*. Il semble donc que *Eimeria*, qui a été le Sporozoaire le plus souvent décrit chez les tortues, ne soit pas un parasite très fréquent chez les espèces étudiées.

3.4.3. Les Helminthes.

Les tortues sont souvent parasitées par des Helminthes mais ils se révèlent rarement pathogènes.

3.4.3.1. Les Plathelminthes.

On peut noter la présence de cestodes chez 2 tortues sur 55 prélevées (3,64%). Ces parasites nécessitent un hôte intermédiaire et ils sont rares chez les tortues terrestres (83). La morphologie des œufs trouvés permet de les classer dans l'ordre des Cyclophillidea. Dans cet ordre se trouve la famille des Anoplocéphalidés qui a une importance clinique chez les chéloniens (83). Cependant nous n'avons pas pu déterminer plus précisément la taxinomie des cestodes trouvés. Les hôtes intermédiaires des Anaplocéphalidés sont des Arthropodes acariens oribates (33). Les tortues peuvent ingérer au cours de leur repas ces hôtes intermédiaires s'ils se trouvent sur les végétaux.

3.4.3.2. Les Nématelminthes.

3.4.3.2.1. Les oxyures.

Le pouvoir pathogène éventuel : sur ce sujet les auteurs se divisent ! Un travail magistral et conséquent a été effectué en 1965 par Mme Petter. Sa conclusion est que les Testudinidés sont naturellement parasités par des oxyures et des atractides, et en grand nombre. Pour Mme Petter, la relation entre les espèces de chéloniens et d'Helminthes serait plutôt du type commensalisme ou symbiotique, comme chez les mammifères herbivores (Ruminants, Eléphants, Périssodactyles, Kangourous) avec le parasitisme des strongles (100).

On peut rappeler que pour Mme Petter, les tortues dans un état physiologique normal, hébergent 50 000 à 200 000 nématodes (15 espèces ou sous-espèces différentes) (100). Certains auteurs ont suggéré que dans la nature les oxyures sont des commensaux et préviennent la constipation en agissant sur la masse fécale (72). Jacobson en 1994 confirme la théorie de Madame Petter à partir d'études menées sur d'autres espèces de tortues terrestres (*Gopherus polyphemus*, *Gopherus flavomarginatus*, *Gopherus agassizii*). Il précise que dans la plupart des cas, les Nématodes ne sont pas pathogènes même lors d'une infestation massive (72, 118). Pour d'autres auteurs, la santé des tortues en captivité sera satisfaisante si elles arrivent à conserver un équilibre parasitaire. Or cela est difficile si le lieu de vie est restreint, car les parasites monoxènes (ascarides, oxyures, *Kalicephalus* sp. ...) vont être constamment réingérés et peuvent devenir pathogènes. Ces auteurs préconisent donc souvent de vermifuger lorsqu'ils trouvent des parasites et de changer régulièrement les terrarium (11, 27, 111).

La signification des résultats : soixante deux pour cent des tortues parasitées par des oxyures ou des atractides dans notre étude est un nombre qui correspond aux travaux de Mme Petter (100). Les prélèvements ont été effectués sur des animaux en bonne santé et ceci confirme l'absence de rôle pathogène de ces vers. Il nous semble que la découverte d'oxyures ou d'atractides dans les selles de tortues ne soit pas une raison suffisante pour traiter. En cas d'affection digestive, la présence de ces vers ne permet pas de les rendre responsables de la maladie. Dans le cas des tortues prélevées à la SPTO, le fonctionnement de cette association favorise l'élevage des tortues en extérieur et en jardin. Les tortues vivant dans un espace relativement vaste, il ne nous paraît pas nécessaire de les traiter. Pour les 6,2% d'individus

élevés en terrarium, il convient de rappeler au propriétaire de changer régulièrement le bac afin de ne pas surcharger les animaux en parasites.

3.4.3.2.2. Les ascarides.

Le pouvoir pathogène éventuel : Philips rapporte que sur 78 tortues terrestres vues en consultation, 13 étaient parasitées par des *Ascaris* (20,51%). Aucune ne présentait de signes cliniques, mais les propriétaires avaient observé les vers dans les selles (101). De même sur 70 tortues, Holt rapporte 21 cas d'Helminthoses intestinales (30%). Les tortues étaient apportées en consultation car les vers avaient été vus par les propriétaires. Seules quelques tortues fortement infectées ont présenté de l'anorexie et des vomissements contenant des vers (61). Sur 144 tortues autopsiées par Keymer, 25 étaient parasitées par des *Angusticaecum* sp. Dans quelques cas d'infestation massive, l'auteur pense qu'*Angusticaecum* pouvait causer une obstruction (76). Il semble donc que le pouvoir pathogène des ascarides chez les tortues est faible et que seule une infestation massive peut être responsable de signes cliniques : il peut être à l'origine d'inflammation pariétale, d'occlusion et parfois même de perforation du tube digestif. La larve, ayant un développement tissulaire (poumon, tube digestif), est sans doute responsable, au moins, d'inflammations tissulaire.

Signification des résultats : Il n'est pas possible de comparer nos chiffres avec ceux ci-dessus. En effet les tortues apportées en consultation le sont car elles présentent des signes cliniques, alors que les tortues que nous avons prélevées n'avaient pas de signes cliniques. Le nombre de 10,91% de tortues parasitées par des ascarides montre que ce parasitisme n'est pas rare. On peut traiter les individus parasités car les ascarides en trop grand nombre deviennent pathogènes (61, 76). Cependant le nombre d'œufs vus lors de l'examen des selles ne correspond au degré d'infestation (7).

CONSEQUENCES PRATIQUES DE CE TRAVAIL ET CONCLUSION.

- **Informations données à l'issue des résultats bruts.**

A l'issue de la recherche des champignons, des Protozoaires et des Helminthes, les personnes dont les tortues ont été prélevées ont été contactées par lettre (annexe 5). Le but de cette lettre est de rassurer les adhérents et de les prévenir qu'aucun traitement n'est nécessaire à l'issue des résultats. Les 11 personnes dont les tortues ont été sélectionnées pour être prélevées une deuxième fois ont été contactées individuellement. Un rendez-vous a été pris, les tortues ont été prélevées et photographiées, et les lésions notées.

- **Informations données à l'issue de la thèse.**

Des informations plus précises ont été données au président de la SPTO et aux membres présents lors de la réunion de parrainage des tortues. Le parrain est celui qui prend en charge des tortues juvéniles issues de naissances au sein de l'association. Il a été rappelé, en ce qui concerne la flore fongique de la carapace des tortues, que :

- Ce travail a permis de mettre en évidence de nombreux champignons qui n'avaient pas été décrits chez les tortues jusqu'à présent.
- Ce travail n'a pas permis de montrer quels sont les champignons responsables de mycoses de la carapace.
- Lors de lésions de la carapace, nous conseillons d'enlever la kératine morte, de nettoyer à la Bétadine[®] et d'appliquer un film plastique antibiotique (Négérol[®]) (47).

En ce qui concerne le parasitisme digestif :

- Les tortues sont très souvent parasitées et par de nombreux parasites.
- Ces parasites sont rarement pathogènes.
- Les oxyures sont des commensaux du tube digestif. Il ne nous paraît pas nécessaire de traiter les animaux non malades porteurs d'oxyures.
- Les autres vers (ascarides, Cestodes) peuvent être traités, même s'ils sont rarement pathogènes.
- Les Protozoaires digestifs ne sont pas pathogènes.
- Les parasites digestifs peuvent devenir pathogènes en cas d'immunodépression.
- L'immunodépression est due à de mauvaises conditions d'entretien, d'alimentation, des températures insuffisantes, de mauvaises conditions d'hibernation et tout ce qui est responsable d'un stress. La captivité favorise tous ces facteurs.
- La vie des tortues en terrarium favorise le stress. Il est important, pour diminuer la quantité de parasites, de nettoyer les terrariums régulièrement.

- **Conclusion.**

Les tortues terrestres sont des animaux poïkilothermes et herbivores dont le mode de vie assure des contacts importants avec le sol. Leur carapace est une boîte osseuse recouverte d'un épiderme fortement kératinisé. Lors de la réunion annuelle de la Société Protectrice des Tortues de l'Ouest (SPTO) en mai 2000, ont été prélevées 53 carapaces et 55 selles de tortues qui ont fait l'objet d'analyses mycologiques et parasitologiques.

Les prélèvements de la carapace ont permis d'étudier la flore fongique de la carapace des tortues présentes au cours de la réunion. Des squames ont été prélevées et un écouvillonnage a été réalisé au niveau des lésions de la carapace des tortues. Au laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers, des examens directs ont été réalisés, les écouvillons ont été mis en culture sur milieu YPDA avec chloramphénicol et les squames ont été mises en culture sur milieu YPDA avec chloramphénicol et cycloheximide (1g/l).

Quarante cinq genres de champignons sont rapportés. L'utilisation de la cycloheximide a permis la mise en évidence de nombreux champignons qui n'avaient jamais été répertoriés chez les tortues à mode de vie terrestre. La plupart sont des saprobes du sol et des végétaux, leur présence s'explique par le mode de vie proche du sol des tortues. Soixante-treize pour cent des examens directs sont positifs, mais le travail effectué ne permet pas de savoir quels sont ces champignons. Des études plus poussées avec notamment des biopsies des lésions permettraient peut-être de connaître les champignons en cause, et de confirmer ou d'infirmer leur rôle pathogène. La poïkilothermie des tortues nous a permis de dire qu'il n'y avait pas de sélection de champignons se développant sur les parties externes ou à l'intérieur du corps. Une étude comparant la flore fongique externe et la flore digestive des tortues pourrait être une première étape pour confirmer ce phénomène.

En ce qui concerne le rapport entre l'homme et les chéloniens, il convient de rappeler que les tortues terrestres sont porteuses de très nombreux champignons. Il est donc nécessaire de se laver les mains après un contact avec ces animaux. Il est également recommandé de ne pas favoriser le contact de ces animaux avec les sujets immunodéprimés. En effet pratiquement tous les champignons rapportés sont capables de devenir de redoutables pathogènes lors de déficit immunitaire.

La récolte des selles a permis la recherche des parasites digestifs et des Salmonelles. La recherche des Protozoaires a mis en évidence la présence de Flagellés chez 79,63% des tortues et la présence de Rhizopodes chez 46,3% des tortues. *Entamoeba invadens* et *Blastocystis* sp. ont été trouvés respectivement chez 9 et 18 tortues.

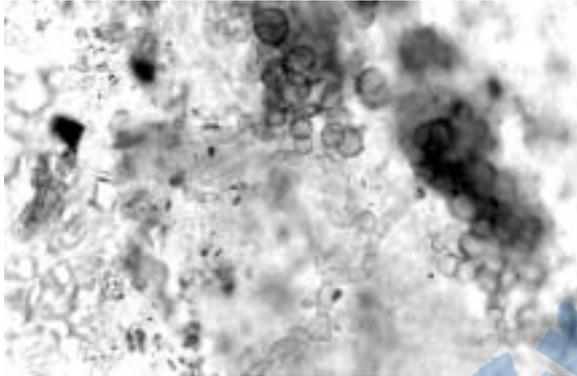
La recherche des Helminthes a mis en évidence des oxyures ou des atractides chez 61,82% des tortues prélevées, des ascarides chez 10,91% et des Cestodes chez 3,63%. D'après certains auteurs (Petter, Jacobson), les oxyures et les atractides sont des commensaux du tube digestif. Les genres les plus souvent rencontrés, chez les adultes, sont *Thachygonetria*, *Mehdiella* et *Atractis*. A l'issue de ce travail, nous avons conseillé au président de la SPTO de ne pas traiter les tortues contre les oxyures. Les ascarides sont plus rares. Le genre le plus souvent rencontré est *Angusticaecum* sp. On sait que les ascarides sont rarement pathogènes sauf lors d'infestation massive. Des Cestodes de l'ordre des Cyclophyllidea ont été trouvés chez 3,63% des tortues. Les parasites digestifs des tortues sont spécifiques et ils semblent ne pas présenter de danger pour l'homme. Cependant les tortues sont parfois porteuses de

Salmonelles (annexe 2) et le contact avec leurs excréments ne doit pas être considéré comme anodin.

Le pouvoir pathogène des parasites digestifs est discuté dans ce travail. Les tortues terrestres semblent peu sensibles à l'action de ces parasites. Même *Entamoeba invadens*, si redoutée chez les autres reptiles et surtout chez les serpents, n'a pas d'action pathogène chez les tortues terrestres. La discussion reste, cependant, largement ouverte sur le sujet de l'association oxyures-tortues. Est-elle une association du type parasitaire, symbiotique ou commensale ? Est-il nécessaire de traiter les tortues vivant en jardin ? en terrarium ? Des études méritent d'être entreprises sur ce sujet car la littérature est contradictoire. Le rôle pathogène de l'ascaride *Angusticaecum holoptera* est également discutable. La plupart des auteurs considèrent qu'une infestation massive est pathogène mais des renseignements précis manquent dans ce domaine. De plus la migration larvaire exacte et ses conséquences pour les tortues sont peu connues. Nous pourrions ainsi proposer de très nombreuses études, mais les tortues terrestres étant des animaux protégés par les conventions de Washington et de Berne, les études doivent se limiter à celles considérant l'animal vivant, dans son milieu. Les chéloniens et les reptiles sont cependant trop peu étudiés. Un grand espoir peut être placé dans les futures générations qui s'intéressent tant aux premiers reptiles que sont les dinosaures...

Planche 1 : examens directs des squames de la carapace des tortues.

Photo 1



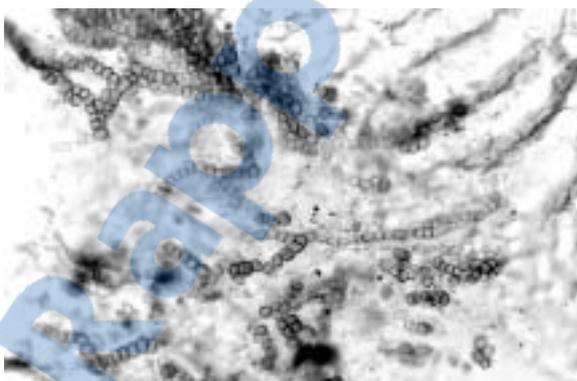
Tortue 44 : filaments toruloïdes bruns obj. 40.

Photo 2



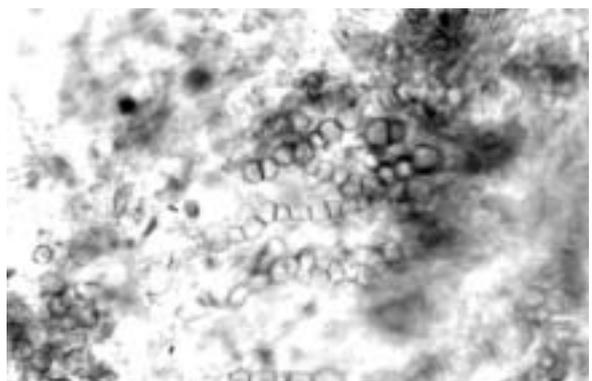
Tortue 84: filaments toruloïdes bruns obj. 40.

Photo 3



Tortue 51 : filaments toruloïdes bruns obj. 20.

Photo 4



Tortue 51 : filaments toruloïdes bruns obj.40.

Planche 2 : Lésions de carapaces.

Photo 5



Tortue 100

Lésion b

Photo 6



Tortue 51

Lésion a

lésion b

lésion c

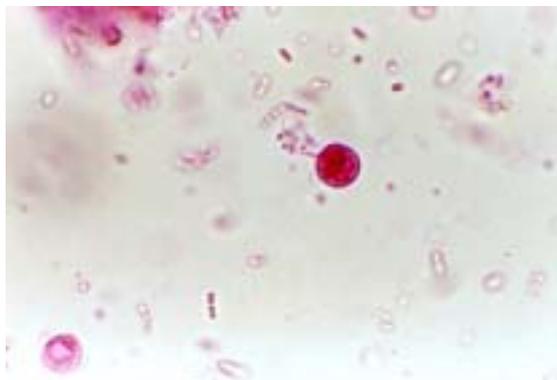
Planche 3 : Protozoaires observés dans les selles des tortues.

Photo 7



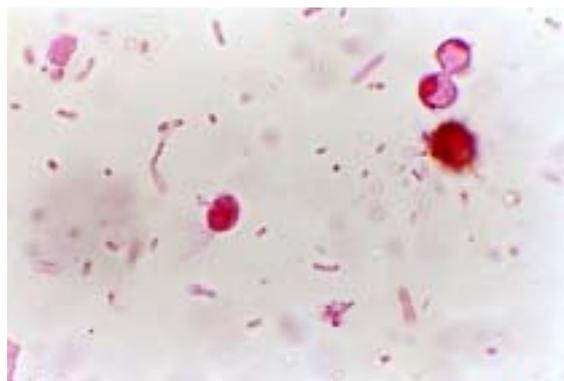
Tortue 21 : Flagellé, obj. 40.

Photo 8



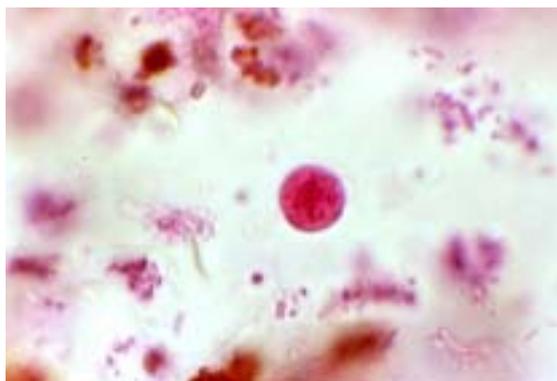
Tortue 32 : Flagellés, obj. 40.

Photo 9



Tortue 32 : Flagellé et *Bastocystis* sp. en division, obj. 40.

Photo 10



Tortue 32 : *Entamoeba invadens*, obj. 40

Photo 11



Tortue 32 : *Blastocystis* sp., obj. 40.

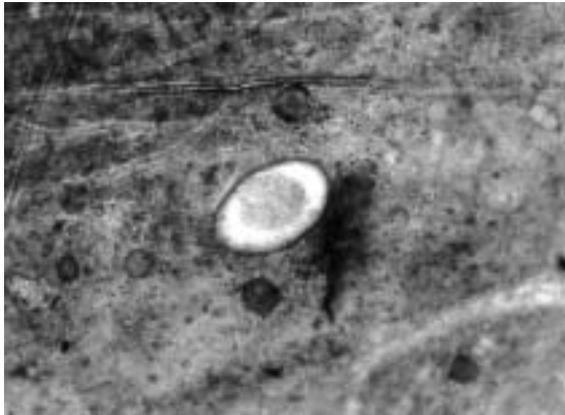
Photo 12



Tortue 31 : *Eimeria* sp., obj. 40.

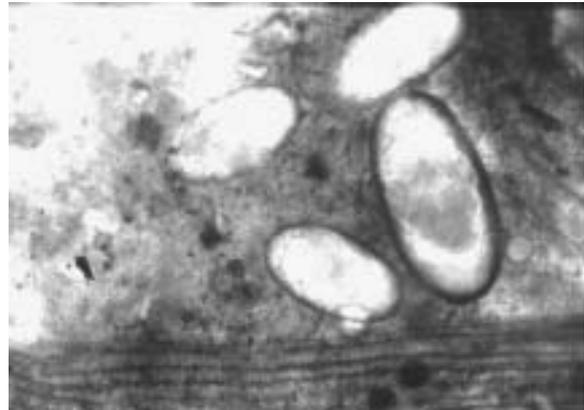
Planche 4 : oxyures et atractides observés dans les selles fraîches, œufs et adultes.

Photo 13



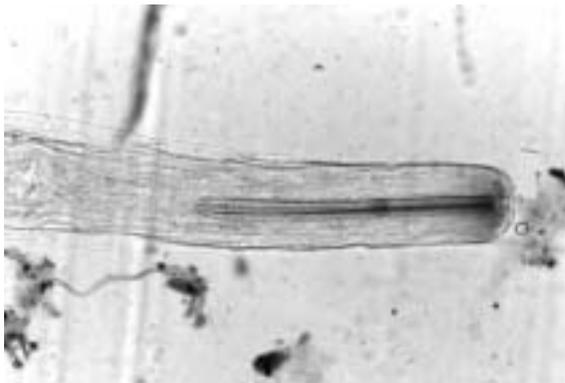
Tortue 6 : œuf d'oxyure ou atractides, obj.10.

Photo 14



Tortue 89 : œufs d'oxyures ou atractides, obj.10.

Photo 15



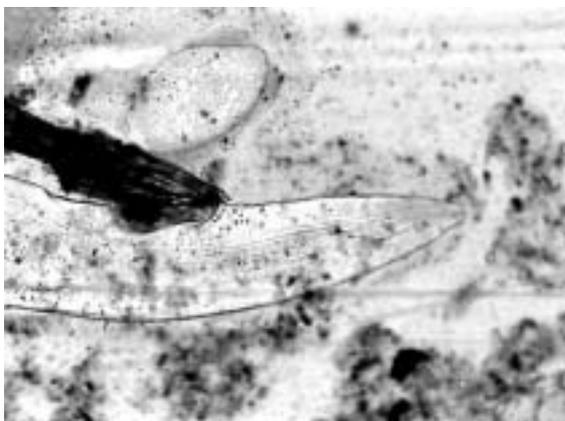
Tortue 34 : atractide adulte, extrémité céphalique, obj. 10.

Photo 16



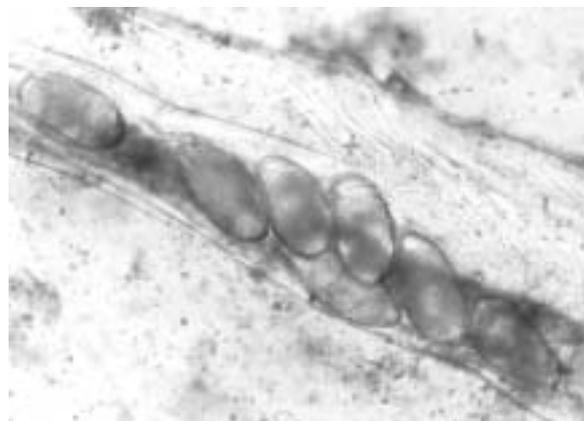
Tortue 34 : atractide adulte mâle, extrémité caudale, obj. 25

Photo 17



Tortue 23 : oxyure ou atractide adulte, extrémité céphalique, obj. 10.

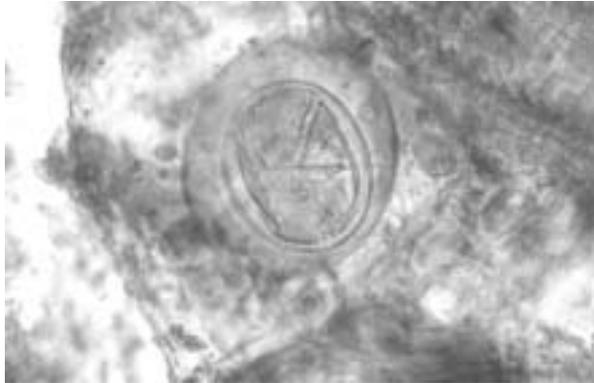
Photo 18



Tortue 23 : femelle oxyure ou atractide, utérus avec œufs, obj. 10.

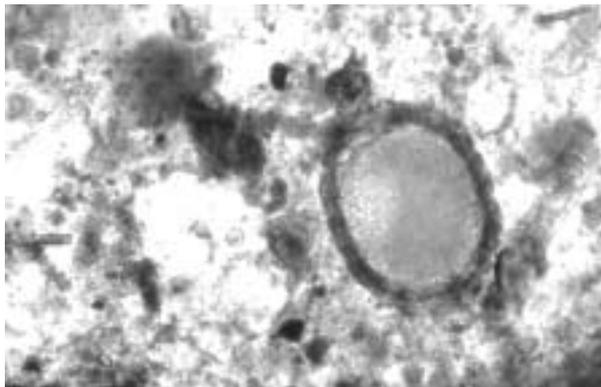
Planche 5 : Autres parasites observés dans les selles fraîches des tortues.

Photo 19



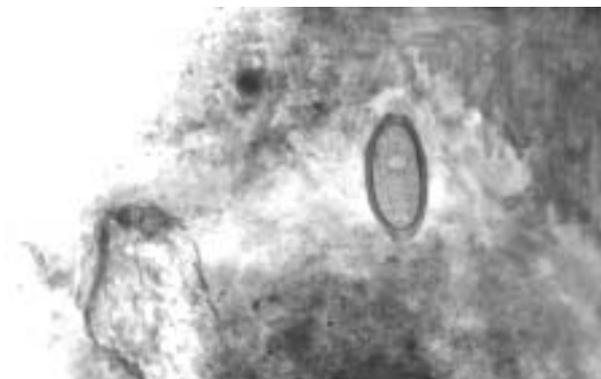
Tortue 12 : oncosphère de Cestode, cyclophyllidea, obj. 20.

Photo 20



Tortue 5 : œuf d'ascaride, obj. 20.

Photo21



Tortue 58 : œuf de *Capillaria*, obj. 20.

Annexe 1 : Classification des chéloniens. (d'après Claro et Bourdeau) (9, 26, 30, 89)

Classe : REPTILIA

Sous-classe : ANAPSIDA

Ordre : CHELONII

<i>Sous-ordre</i>	<i>famille</i>	<i>sous-famille</i>	<i>genre</i>	<i>espèce</i>
PLEURODIRA (cou rétractile dans un plan horizontal, vie en eau douce, hémisphère sud)				
PELOMEDUSIDAE				
CHELIDAE				
CRYPTODIRA (cou rétractile dans un plan vertical)				
CHELIDRIDAE (tortues aquatiques)			<i>Chelydra serpentina</i> <i>Macrolemys temmenckii</i>	
PLATYSTERNIDAE (tortue d'eau)			<i>Platysternon</i> <i>P. megacephalum</i>	
KINOSTERNIDAE (t. aquatiques)			<i>Kinosternon</i> sp. (t. bourbeuses) <i>Sternotherus</i> sp. (t. musquées)	
EMYDIDAE				
emydinae			<i>Chrysemys</i> sp. <i>Terrapene</i> sp. <i>T. carolina</i> (semi-terrestre, mode de vie terrestre) <i>Graptemys</i> sp. <i>Emys</i> sp. <i>E. orbicularis</i> : Cistude d'Europe (t. d'eau)	
batagurinae			<i>Mauremys</i> sp. (t. aquatiques) <i>Cuora</i> sp. (t. aquatiques)	
TESTUDINIDAE (t. terrestres)			<i>Testudo</i> sp. <i>T. hermanni</i> <i>T. graeca</i> <i>T. horsfieldii</i> <i>T. marginata</i> <i>Astrochelys</i> sp. <i>Geochelone</i> sp. <i>Dipsochelys</i> sp. <i>Chelonoidis</i> sp. <i>Kinixys</i> sp. <i>Gopherus</i> sp.	
TRIONYCHIDAE (t. aquatiques)			trionychidae <i>Trionyx</i> sp. <i>Lissemys</i> sp.	

ANNEXE 2 : LES SALMONELLES.

Les chéloniens sont réputés porteurs sains de Salmonelles et sont parfois considérés comme un danger pour la Santé publique. Ayant à notre disposition des selles fraîches de tortues, nous avons recherché le nombre d'animaux excréteurs de Salmonelles.

Les Salmonelles : Etude bibliographique.

- Importance des Salmonelles chez les tortues.

Les Salmonelles sont des entérobactéries (bacilles Gram négatif) anaérobies facultatives très communes. En effet, les Salmonelles semblent faire partie de la flore normale des reptiles où la prévalence du portage peut atteindre 83 à 93% des animaux selon la technique d'isolement utilisée (24, 65, 80). Toutefois, chez les tortues, le taux d'infestation habituellement rapporté est de l'ordre de 12% (67). Mais l'excrétion des Salmonelles par une même tortue n'est pas constante, ce qui rend difficile l'identification des animaux porteurs. Dans la littérature, les prévalences du portage sont très variables, entre 5 et 80% (98) selon les études et les animaux étudiés (sauvages ou familiers, terrestres ou aquatiques). Nicolas rapporte les études du portage des tortues terrestres de 1951 à 1977 dans le monde et les pourcentages varient de 2,5% à 100% (95). Peu d'études ont été faites sur la prévalence des salmonelloses chez les tortues terrestres européennes. Pasmans rapporte que 79% des tortues sont porteuses de Salmonelles. Les tortues étudiées sont des *T. graeca* et *T. hermanni* qui viennent toutes du même centre de conservation des tortues en Italie. Les souches isolées appartiennent toutes à l'espèce *Salmonella enterica*. Le sérotype *abony* représente 10% des isolats. Il pense que ce sérotype est peut-être spécifique des *Testudo* (98).

- Risque pour l'homme.

Les Salmonelles sont parfois à l'origine de Toxi-Infections Alimentaires Collectives (TIAC) et peuvent être graves chez l'enfant, la femme enceinte, les personnes âgées et les immunodéprimés. Seules *S. typhi* et *S. paratyphi* sont les agents de la fièvre typhoïde. Aux Etats-Unis, la responsabilité des tortues d'agrément dans les cas de salmonelloses humaines a

clairement été démontrée. Une étude rapporte ainsi que 14% des cas humains sont liés à la présence récente d'un chélonien dans l'environnement immédiat (25).

Etude épidémiologique.

L'objectif est de connaître le nombre de porteurs de Salmonelles dans la population étudiée.

- **Matériels et méthodes.**

- **Méthodologie générale.**

Les animaux prélevés sont ceux qui ont émis des selles lors de la réunion de la SPTO en mai 2000. Les 55 selles ont été récoltées dans des flacons stériles et réfrigérées à 4°C. La recherche des Salmonelles a été effectuée par le laboratoire de bactériologie du CHU d'Angers, à partir des selles fraîches prélevées. La méthode utilisée est donc celle utilisée par ce laboratoire.

- **Techniques de mise en évidence des parasites.**

Les selles sont incubées pendant 18 heures à 37°C dans un bouillon Müller Kaufman. Il permet un enrichissement et une sélection des germes. Une goutte de bouillon (50µl) est déposée sur milieu Hektoen qui est incubé à 37°C pendant 24 heures. Les boîtes lactose négatives sont éliminées. Sur les autres boîtes, deux colonies suspectes sont repiquées sur une gélose OPLED avec colistine. Les colonies sensibles sont identifiées sur une galerie API 20E : c'est l'identification biochimique des Salmonelles. Elle permet d'obtenir un diagnostic de genre et sous-genre. Ensuite les colonies vont être sérotypées. Ceci permet un diagnostic d'espèce.

Seules les souches identifiées biochimiquement pourront être sérotypées. La technique est une agglutination sur lame et il faut utiliser des cultures humides pour étudier les antigènes flagellaires (ou antigènes H). Il convient de déterminer en premier les antigènes somatiques (ou antigènes O) puis de rechercher les antigènes H compatibles. Lorsque la batterie de

sérums que possède le laboratoire est insuffisante, les souches sont adressées au laboratoire de référence à l'Institut Pasteur de Paris.

- Les résultats.

Sur les 55 selles récoltées, 8 tortues ont excrété des Salmonelles le 7 mai 2000, soit 14,54%. Nous n'avons pu faire aucun diagnostic d'espèce avec les sérums à notre disposition. Les résultats des sérotypages sont présentés dans le tableau 20.

Tableau 20 : Résultat du sérotypage des Salmonelles.

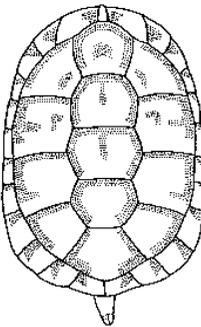
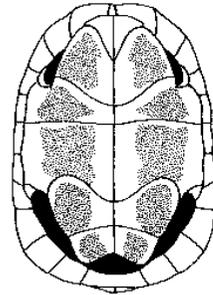
Tortue n° :	Antigène somatique O		Antigène flagellaire H	
	Sérums polyvalents	Sérums monovalents	Sérums polyvalents	Sérums monovalents
22	OMB+	13,22,23+	Pas de phase flagellaire	
23	OMB+	6,7,8+ ; 8+	HMB+	E+
24	OMC+			
39	OMA+	1,2- ; 4,5+ ; 5-	HMA+	b+ ; pas de 2° phase flagellaire.
45	OMC+			
86	OMB+	6,7,8+ ; 7+	HMC+	L+ : E+, z ₁₅ +
89	OMB+	6,7,8+ ; 7-,8-	Pas de phase flagellaire	
90	OMD+			

Les résultats des sérotypages ne permettent de nommer les espèces de Salmonelles présentes. Cependant chez deux tortues le sérotypage est plus précis : la tortue numéro 89 pourrait porter *Salmonella schleissheim* et la tortue 86 est porteuse de *Salmonella neukoelln* ou de *Salmonella postdam*.

Discussion : pouvoir pathogène des Salmonelles et zoonoses.

Près de 15% des tortues prélevées sont porteuses de Salmonelles. Ce pourcentage est assez faible comparé à ce qui est rapporté dans la bibliographie. Toutefois ce nombre est comparable aux 12% rapportés par Jackson. Ce résultat est rassurant car il montre que le portage n'est pas aussi élevé qu'on aurait pu le penser. Il peut s'expliquer car les animaux étudiés sont isolés ou en petit nombre. La transmission des Salmonelles d'une tortue à l'autre est donc faible. En ce qui concerne la virulence des souches, le laboratoire de bactériologie a la possibilité de sérotyper les souches de Salmonelles retrouvées le plus fréquemment chez l'homme. Les souches présentes, chez les tortues étudiées, sont donc rarement responsables de salmonelloses chez l'homme. Les propriétaires de tortues doivent cependant connaître le portage éventuel de Salmonelles par leur animal. Et il convient de leur rappeler de se laver les mains après avoir pris soin de leur tortue.

Annexe 3 : Fiche remplie par les propriétaires.

<p>Dossier n°:</p> <p>Renseignements propriétaire:</p> <p>Nom:</p> <p>Adresse:</p> <p>Code postal:</p> <p>Ville:</p> <p>Tel:</p> <p>Cette partie de la fiche fait l'objet d'un fichier séparé auquel seul le secrétariat de la SPTO a accès.</p>	<p>Dossier n°:</p> <p>Dans le cadre d'une thèse en médecine vétérinaire, nous vous proposons de participer à une enquête sur la flore fongique (champignons) de la carapace de la tortue et sur les parasites qu'elle peut éventuellement héberger. Nous vous remercions de bien vouloir remplir la fiche jointe en cochant la réponse. Les résultats globaux de cette enquête seront donnés à l'occasion de la prochaine réunion de mai 2001. Si un traitement s'avère nécessaire pour votre tortue la SPTO vous contactera personnellement.</p> <p>Nom de la tortue:.....</p> <p>Age approximatif:.....</p> <p>Espèce: Hermann <input type="checkbox"/> Grecque <input type="checkbox"/> Horsfield <input type="checkbox"/></p> <p>Mode de vie: jardin <input type="checkbox"/> terrarium <input type="checkbox"/></p> <p>Lieu d'hibernation: jardin <input type="checkbox"/> intérieur <input type="checkbox"/></p> <p>Avez-vous d'autres tortues? Oui <input type="checkbox"/> Combien?..... Non <input type="checkbox"/></p> <p>Avez-vous d'autres animaux vivants en contact avec votre (vos) tortue(s)? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/></p> <p>Si oui, précisez: chien <input type="checkbox"/> chat <input type="checkbox"/> oiseaux <input type="checkbox"/> autres reptiles <input type="checkbox"/> (précisez les espèces)</p> <p>Autres (précisez)</p> <p>Symptômes éventuels (partie remplie par la SPTO)</p> <div style="display: flex; justify-content: center; gap: 50px;">   </div>
---	---

Annexe 4 : Rapport des fiches remplies par les propriétaires et des recherches.

numéro tortue	âge (an)	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Testudo graeca</i>	<i>Testudo horsfieldii</i>	vie jardin	vie terrarium	Hiberne jardin	Hiberne intérieur	Autres tortues	Autres animaux	Selles prélevées	Résultat kato	résultat MIF	résultat salmo	direct	culture
1	50	1	0	0	1	0	1	0	4	0	1	1	1	*	*	*
2	52	1	0	0	1	0	1	0	*	0	*	*	*	*	1	1
3	70	1	0	0	1	0	0	1	3	1	*	*	*	*	*	*
4	4	1	0	0	1	0	0	1	*	1	*	*	*	*	1	1
5	4	1	0	0	1	0	0	1	*	1	1	1	1	0	*	*
6	50	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	1	1
7	*	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*		*	*
8	8	0	1	0	1	0	0	1	1	1	1	0	1	0	0	1
9	70	0	1	0	1	0	1	0	4	0	1	1	1	0	*	*
10	90	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	0	1
11	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	1	1	1	0	*	*
12	6	1	0	0	1	0	1	0	6	1	1	1	1	0	*	*
13	6	1	0	0	1	0	1	0	*	1	1	1	1	0	1	1
14	*	0	1	0	1	0	1	0	2	0	*	*	*	*	1	1
15	*	0	1	0	1	0	1	0	*	0	*	*	*	*	1	1
16	75	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1
17	6	0	1	0	1	0	0	1	2	0	1	0	1	0	*	*
18	6	0	1	0	1	0	0	1	*	0	1	0	1	0	*	*
19	*	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	1	1	0	0	1
20	*	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	1	1
21	*	1	0	0	1	0	0	1	1	0	1	1	1	0	1	1
22	24	1	0	0	1	0	0	1	2	0	1	1	1	1	1	1
23	21	1	0	0	1	0	0	1	*	0	1	1	1	1	1	1
24	*	0	1	0	0	1	0	1	23	0	1	1	1	1	0	1
25	*	0	1	0	0	1	0	1	*	0	1	1	1	0	1	1
26	20	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	0	1	0	1	1
27	*	0	1	0	1	0	*	*	2	0	*	*	*	*	1	1
28	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
29	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
30	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
31	*	*	*	*	1	0	1	0	2	1	1	0	1	0	*	*
32	*	*	*	*	1	0	1	0	*	1	1	0	1	0	*	*

Annexe 4 : Rapport des fiches remplies par les propriétaires et des recherches.

numéro tortue	âge (an)	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Testudo graeca</i>	<i>Testudo horsfieldii</i>	vie jardin	vie terrarium	Hiberne jardin	Hiberne intérieur	Autres tortues	Autres animaux	Selle prélevée	résultat kato	Résultat MIF	résultat salmo	direct	culture
33	*	*	*	*	0	1	1	0	3	1	*	*	*	*	*	*
34	*	*	*	*	1	0	1	0	*	1	1	1	0	0	1	1
35	8	0	1	0	1	0	1	0	2	1	*	*	*	*	*	*
36	8	0	1	0	1	0	1		*	1	1	0	1	0	*	*
37	77	0	1	0	1	0	1	0	1	0	*	*	*	*	1	1
38	45	1	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	*	*
39	*	1	0	0	1	0	1	0	9	1	1	1	*	1	*	*
40	*	1	0	0	1	0	1	0	*	1	*	*	*	*	*	*
41	*	*	*	*	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1
42	*	1	0	0	1	0	1	0	1	0	*	*	*	*	1	1
43	7	0	1	0	1	0	1	0	2	0	*	*	*	*	*	*
44	7	0	1	0	1	0	1	0	*	0	1	1	1	0	1	1
45	*	1	0	0	1	0	0	1	1	0	1	1	*	1	1	0
46	*	0	0	1	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	0	1
47	*	1	0	0	1	0	1	0	1	1	*	*	*	*	*	*
48	*	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	1	1	0	*	*
49	*	*	*	*	1	0	1	0	6	1	*	*	*	*	*	*
50	*	*	*	*	1	0	1	0	*	1	1	1	1	0	0	1
51	*	*	*	*	1	0	1	0	*	1	*	*	*	*	1	1
52	*	1	0	0	1	0	1	0	5	1	1	1	1	0	*	*
53	35	0	1	0	1	0	1	0	*	1	*	*	*	*	0	1
54	35	1	0	0	1	0	0	1	*	1	*	*	*	*	1	1
55	80	0	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1	0	*	*
56	30	0	1	0	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	*	*
57	4	0	1	0	0	1	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
58	*	0	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	0	0	*	*
59	5	0	1	0	0	1	0	1	1	0	1	0	0	0	*	*
60	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
61	50	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*	*	*	*
62	60	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	1
63	30	*	*	*	1	0	0	1	1	1	1	0	1	0	*	*

Annexe 4 : Rapport des fiches remplies par les propriétaires et des recherches.

numéro tortue	âge (an)	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Testudo graeca</i>	<i>Testudo horsfieldii</i>	vie jardin	vie terrarium	Hiberne jardin	Hiberne intérieur	Autres tortues	Autres animaux	Selle prélevée	résultat kato	Résultat MIF	résultat salmo	direct	culture
64	*	0	1	0	1	0	0	1	6	0	1	1	1	0	*	*
65	*	1	0	0	1	0	0	1	*	0	*	*	*	*	*	*
66	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
67	*	*	*	*	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	1
68	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	1	1	0	0	*	*
69	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	1	1	1	0	*	*
70	40	1	0	0	1	0	1	0	3	1	1	1	1	0	*	*
71	35	1	0	0	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
72	*	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*	*	*	*
73	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
74	50	0	1	0	1	0	1	0	2	1	1	1	1	0	1	1
75	*	1	0	0	1	0	1	0	2	1	*	*	*	*	*	*
77	*	0	1	0	1	0	1	0	*	1	*	*	*	*	*	*
78	2	0	1	0	0	1	0	1	2	1	*	*	*	*	1	1
79	50	0	1	0	1	0	1	0	2	1	1	0	1	0	1	1
80	*	0	1	0	1	0	0	1	2	1	*	*	*	*	1	1
81	*	0	1	0	1	0	0	1	*	1	*	*	*	*	*	*
82	*	*	*	*	1	0	1	0	1	1	1	1	0	0	*	*
83	*	0	1	0	1	1	0	1	4	1	*	*	*	*	1	1
84	*	0	1	0	1	0	0	1	*	1	*	*	*	*	1	1
85	*	0	1	0	1	0	1	0	1	0	*	*	*	*	*	*
86	*	0	1	0	1	0	0	1	2	1	1	1	0	1	*	*
87	*	0	1	0	1	0	0	1	*	1	*	*	*	*	*	*
88	4	*	*	*	1	0	1	0	1	1	*	*	*	*	1	1
89	*	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1
90	65	0	1	0	1	0	0	1	3	1	1	1	1	1	1	1
91	28	1	0	0	1	0	1	0	3	1	*	*	*	*	*	*
92	35	1	0	0	1	0	1	0	*	1	*	*	*	*	1	1
93	65	*	*	*	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	0	1
94	34	1	0	0	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
95	50	1	0	0	1	0	1	0	1	1	*	*	*	*	1	1

Annexe 4 : Rapport des fiches remplies par les propriétaires et des recherches.

numéro tortue	âge (an)	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Testudo graeca</i>	<i>Testudo horsfieldii</i>	vie jardin	vie terrarium	Hiberne jardin	Hiberne intérieur	Autres tortues	Autres animaux	Selle prélevée	résultat kato	Résultat MIF	résultat salmo	direct	culture
96	*	1	0	0	1	0	1	0	1	0	*	*	*	*	*	*
97	25	1	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	0	0	0	1
98	*	0	1	0	1	0	1	0	1	1	*	*	*	*	*	*
99	*	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*	*	1	1
100	15	1	0	0	1	0	1	0	1	0	*	*	*	*	0	1
101	10	0	0	1	1	0	0	1	2	0	1	0	0	0	1	0
102	45	0	1	0	1	0	0	1	20	*	1	1	1	0	1	1
103	10	0	1	0	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	0	1
104	50	0	1	0	1	0	1	0	1	1	*	*	*	*	1	1
105	15	*	*	*	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
106	15	0	1	0	1	0	0	1	2	0	*	*	*	*	*	*
107	15	0	1	0	1	0	0	1	*	0	*	*	*	*	*	*
108	80	0	1	0	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
109	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
110	15	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*	*	1	1
111	62	0	1	0	1	0	0	1	2	1	*	*	*	*	*	*
111a	*	0	1	0	1	0	0	1	1	0	*	*	*	*	1	1
112	*	*	*	*	1	0	1	0	2	1	1	0	1	0	1	1
113	36	0	1	0	1	0	0	1	1	1	*	*	*	*	*	*
totaux	33.2	29	51	3	97	7	55	47	183	62	55	38	42	8	39	51

L'âge est donné en année

1= positif

0= négatif

*= pas de renseignement ou pas de prélèvement.

Les traits noirs séparent les propriétaires de tortues.

Annexe 5 : Lettre aux propriétaires de tortues à l'issue des résultats bruts.

Angers, le 4 septembre 2000.

Chers adhérents de la SPTO,

Vous souvenez-vous de la dernière réunion de la SPTO et de ses stands supplémentaires ? Dans le cadre de ma thèse vétérinaire (Maisons-Alfort) j'ai effectué des prélèvements sur vos tortues. Le sujet de mon travail est le parasitisme des tortues.

Après avoir regardé des dizaines et des dizaines de lames au microscope, nous avons enfin analysé tous les prélèvements (selles et carapaces). Nous n'avons rien trouvé qui aurait pu nous mettre en alerte rapidement. De nombreuses tortues ont des parasites digestifs multiples et variés. L'analyse des articles scientifiques montre, dans un premier temps, que ces agents ne semblent pas rendre les tortues malades. Il convient donc d'être rassurant, votre (vos) tortue(s) n'a besoin d'aucun traitement particulier. Nous vous rappelons toutefois qu'après avoir manipulé votre tortue il convient de se laver les mains. Les conseils de votre président préféré restent valables jusqu'au printemps prochain.

Les quelques propriétaires dont la tortue présente des lésions de la carapace qui intéressent ma thèse, ont été contactés individuellement.

Je vous prie de croire, chers adhérents de la SPTO, en l'expression de mes sincères salutations et de rappeler à votre (vos) cher(s) compagnon(s) à carapace notre plus aimable souvenir.

BIBLIOGRAPHIE.

1. ARRESE JE., PIERARD- FRANCHIMONT C. & PIERARD GE., Unusual mould infection of the human *stratum corneum.*, J. Med. Vet. Mycol., 1997, **35**, 225- 227.
2. BADILLET G., BIEVRE (de) C., GUEHO E., Champignons contaminants des cultures, champignons opportunistes - Atlas clinique et biologique, Ed Varia, Paris, 1987, Tome II, 228p.
3. BALLASINA D., Health care and management of terrestrial and fresh water chelonians based upon their ecological needs and techniques of stress reduction, *In* : the first international congress of chelonian pathology, Gonfaron, Var, France, 25-27 avril 1992, Gonfaron, SOPTOM, 1992, 19-27.
4. BALZEAU F., La pathologie de l'appareil digestif des reptiles., Thèse Med. Vet., Toulouse, 1995, n°26.
5. BARTHOLOMEW GA., Physiological control of body temperature, *In* : Biology of reptilia, ed. C. Gans & Gans, Academic press N.Y.,1982, **12**, 167-211.
6. BELOVA LM., *Blastocystis agrionemidis* sp. nov.(Rhizopoda: Lobosea) from Horsfield's tortoise *Agrionemys horsfieldi*, Parazitologiya, 1997, **31**: 3, 269-272.
7. BEYNON PH. & COOPER JE., Manual of exotic pets, Grafos, Barcelona, 1991.
8. BONDOUX P., BULIT J., DARPOUX H., FLECKINGER J., VIENNOT- BOURGIN G., Les champignons parasites des arbres fruitiers à pépins, éd. Maurice Ponsot, Paris, 1966, 150p.
9. BONIN F., DEVAUX B., DUPRE A., Toutes les tortues du monde, Ed. Dealachaux et Niestlé, Lausanne, 1996, 254p.
10. BOUR R., L'identité des Tortues terrestres européennes : spécimens-types et localités-types, Revue Fr. Aquariol., 1986, **13**, 4, 111-120.
11. BOURDEAU P., Pathologie des tortues, 2° partie : affections cutanées et digestives, Le Point Vétérinaire, 1988 , **20**, 871-884.
12. BOURDEAU P., TRONCO N., Pathologie des tortues de compagnie : bilan de consultations à Maisons-Alfort, *In* : the first international congress of chelonian pathology, Gonfaron, Var, France, 25-27 avril 1992, Gonfaron, SOPTOM, 1992, 174-188.
13. BOUVARD J., Contribution à l'étude des affections tégumentaires des tortues terrestres méditerranéennes. Observations personnelles dans le village des Tortues de Gonfaron (France), Thèse Med. Vet., Alfort, 1992, n°96.
14. BOYER TH., BOYER DM., Turtles, tortoises, and terrapins, *In* Reptile Medicine and Surgery, section II Biology, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 61-78.
15. BOYER TH., Turtles, tortoises, and terrapins, *In* Reptile Medicine and Surgery, Section V Differential diagnosis by symptoms, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996b, 332-336.
16. CABAÑES FJ., ALONSO JM., CASTELLA G., ALEGRE F., DOMINGO M., PONT S., Cutaneous hyalohyphomycosis caused by *Fusarium solani* in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta* L.), J. of Clin. Microbiol., 1997, **35**:12, 3343-3345.
17. CASTELLA G.,CANO J.,GUARRO J.,CABAÑES FJ., DNA fingerprinting of *Fusarium solani* isolates related to a cutaneous infection in a sea turtle. Med. Mycology, 1999, **37**,223-226.

18. CASTRO LGM., SALEBIAN A., SOTTO MN., Hyalohyphomycosis by *Paecilomyces lilacinus* in a renal transplant patient and a review of human *Paecilomyces* species infections., *J. Med. Vet. Myc.* 1990, **28**, 1, 15-26.
19. CHABASSE D., Flore kératinophile tellurique isolée en France, Aspects taxinomiques, écologiques, pathologiques, morphologiques et biologiques. Application à l'étude des *Chrysosporium*., Thèse Doct. Biol. Hum., Univ. Lyon I, 1987, n°68, 416p.
20. CHABASSE D., Classification des champignons d'intérêt médical, *Encycl. Méd. Chir., Maladies infectieuses*, 8-088-B-10, 2001, 15p.
21. CHABASSE D. & CONTET-AUDONNEAU N., Du saprophytisme au parasitisme épidémiologie des champignons kératinophiles isolés en France., *J. Mycol. Méd.*, 1994, **4**, 80-89.
22. CHABASSE D., GUIGUEN C. & CONTET-AUDONNEAU N., *Mycologie médicale*, Ed. Masson, Paris, 1999, 324p.
23. CHERMETTE R., BUSSIERAS J., *Abrégé de Parasitologie vétérinaire, Fascicule V Mycologie vétérinaire*, Service de Parasitologie E.N.V.A., 1993, 179p.
24. CHIODINI RJ, Salmonellosis in reptiles : a public health hazard, *In : Premier colloque international de pathologie des reptiles et des amphibiens*, 29.9-2.10.1982, Angers, éd. C. VAGO et G. MATZ, 1983, 87-89.
25. CHIODINI RJ, The pathogenicity of Salmonella in snakes, *In : Premier colloque international de pathologie des reptiles et des amphibiens*, 29.9-2.10.1982, Angers, éd. C. VAGO et G. MATZ, 1983b,45-48.
26. CLARO F. & BOURDEAU P., *Tortues d'eau douce et Tortues terrestres*. 2nd ed., Ed. du point vétérinaire, Maisons-Alfort, 1994, 128.
27. CLAUSSEN J. & FORSTNER MJ., Untersuchungen über die Helminthen der Landschildkröten und Versuche zur medikamentellen Entwurmung, *Berl. Münch. Tierärztl.*, 1981, **94**, 411-414.
28. CORNERE BM., EASTMAN M., Onychomycosis due to *Aspergillus candidus* : case report., *N. Z. Med. J.*, 1975, **82**, 13-15.
29. CRANFIELD MR., CRACZYK TK., Cryptosporidiosis, *In : Reptile Medicine and Surgery*, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 359-363.
30. DAVID P., Liste des reptiles actuels du monde, I. Chelonii, *Dumerilia*, 1994, 1, 128p.
31. de GRAAF DC., VANOPDENBOSCH E., ORTEGA-MORA LM., ABBASSI H., PEETERS JE., A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals, *Int. J. Parasitol.*, 1999, **29**, 8, 1269-87.
32. de HOOG GS. & GUARRO J., *Atlas of clinical fungi*, C.B.S./Universitat Rovira i Virgili, 1995, 720p.
33. DENEGRI G., BERNADINA W., PEREZ-SERRANO J. & RODRIGUEZ-CAABEIRO F., Anoplocephalid cestodes of veterinary and medical significance: a review., *Folia Parasitol.(Praha)*, 1998, **45**, 1, 1-8.
34. DROUHET E., Penicilliosis due to *Penicillium marneffeii* : a new emerging systemic mycosis in aids patients travelling or living in southeast Asia., *J. Mycol. Méd.*, 1993, **4**, 195-224.
35. DUMOULIN A., GUYOT K., LELIEVRE E., DEI-CAS E., CAILLIEZ JC., *Cryptosporidium* et faune sauvage : un risque pour l'homme ? *Parasite*, 2000, **7**, 167-172.
36. ELKAN E. and COOPER JE., Skin biology of reptiles and amphibians, *Proc. Roy. Soc. Edinburgh*, 1980, **79B**, 115-125.
37. ELLIS MB., *Dematiaceous hyphomycetes*, C.A.B. International, 1971, 608p.
38. ELLIS MB., *More dematiaceous hyphomycetes*, C.A.B. International, 1976, 507p.

39. EUZEBY J., Mycologie médicale comparée, Les mycoses des animaux et leurs relations avec les mycoses de l'homme, Tome I, Ed. Fondation Mérieux, Lyon, 1992, 452p.
40. EUZEBY J., Mycologie médicale comparée, Les mycoses des animaux et leurs relations avec les mycoses de l'homme, Tome II, Ed. Fondation Mérieux, Lyon, 1994, 530p.
41. FARQUES J. & REMAUDIER G., Considerations of the specificity of entomopathogenic fungi, *Mycopathologia*, 1977, **62**, 31-37.
42. FAUBERT GM Evidence that giardiasis is a zoonosis, *Parasitol. Today*, 1988, **4**, 66-68.
43. FAYER R., SPEER CA., DUBEY JP., The general biology of *Cryptosporidium*., *In: Cryptosporidium and Cryptosporidiosis*, Ed Fayer R., CRC Press, 1997, 1-41.
44. FRANK W. Multiple hyperkeratose bei einer Bartagame, *Amphibolurus barbatus* (Reptilia, Agamidae), hervorgerufen durch eine pilzinfektion ; zugleich ein bertrag zur problematik von mykosen bei reptilien., *Salamandra*, 1966, **2**,6-12.
45. FRANK W. Mykotische erkrankungen der haut und der inneren organe bei Amphibien und reptilien, XII Int. Symp. Erkr. Zootiere, Budapest, 1970, 231-235.
46. FRANK W., Non hemoparasitic protozoans, *In: Diseases of Amphibians and Reptilians*, Eds. GL. Hoff FL. Frye ER Jacobson, Plenum Press, NY, 1984, 259-384.
47. FRETARD B., Pathologie des tortues., *Aquarama*, 1987, **97**, 38-39.
48. FRYE FL., Reptiles care, an Atlas of disease and treatments., TFH publications, Neptune city, New Jersey, 1991, **vol. I**, 325p.
49. FRYE FL., Infectious diseases. Fungal, Actinomycete, Bacterial, Rickettsial and viral diseases., *In: Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry*, Melbourne Fl., Krieger Publishing, 1991b, 101-160.
50. GARCIA LS., Flagellates and ciliates, *Clin. Lab. Med.*, 1999, **19**, 3, 621-638.
51. GILMAN JC., A manual of soil Fungi., Iowa state univ. Press, Ames, 1957, 450p.
52. GONZALES CABO JF., ESPEJO SERRANO J., BARCENA ASENSIO MC., Mycotic pulmonary disease by *Beauveria bassiana* in a captive tortoise, *Mycoses*, 1995, **38**, 167-169.
53. GOODMAN JD., New auriculate telorchiid trematodes, including two new species of *Auritelorchis*, and erection of *Allotelorchis n. gen.* and *Allotelorchinae n. subf.* (Trematoda: Telorchiiidae), *Transactions of the American Microscopical Soc.*, 1988, **107**: 4, 362-368.
54. GRACZYK TK., FAYER R. & CRANFIELD MR., Zoonotic potential of cross-transmission of *Cryptosporidium parvum* : implication for waterborne cryptosporidiosis., *Parasitol. today*, 1996, **13**, 348-351.
55. GRACZYK TK., CRANFIELD MR., MANN J., STRANBERG J.D., Intestinal *Cryptosporidium* sp. infection in the Egyptian tortoise, *Testudo kleinmanni*, *Int. J. Parasitol.*, 1998, **28**, 12, 1885-1888.
56. GRAHAM-JONES D., Some clinical conditions in the North African tortoise ("Greek" tortoise), *Testudo graeca*, *Vet. Rec.*, 1961, **73**, 317-321.
57. GRASSE PP., *Traité de zoologie, Reptiles, Caractères généraux et Anatomie.*, Ed. Masson et Cie, Paris, 1970, Tome XIV, fasc. II, 680p.
58. GUPTA V. & NAIYER N., On a new nematode *Paratractis indica gen. et sp. nov.* from a reptilian host from Lucknow (Nematoda: Atractidae), *Indian J. of Helminthology*, 1990, **41**: 2, 80-85.

59. HEARD DJ., CANTOR GH., JACOBSON ER., PURICH B., AJELLO L., PADHYE AA., Hyalohyphomycosis caused by *Paecilomyces lilacinus* in an Aldabra tortoise, J.A.V.M.A., 1986, **189**, 9, 1143-1145.
60. HEUSCHELE WP., OSTERHUIS J., JANSSEN D., ROBINSON PT., ENSLEY PK., MEIER JE. *et al.*, Cryptosporidiosis in captive wild animals, J. Wildl Dis., 1986, **22**, 493-496.
61. HOLT PE., COOPER JE., NEEDHAM JR., Diseases of tortoises : a review of seventy cases, J. small Anim. Pract., 1979, **20**, 269-286.
62. HUEY RB., Temperature, Physiology and Ecology of Reptiles, *In* : Biology of the Reptilia, C. Gans & Gans Eds., Academic press, NY., 1982, **12**, 17-91.
63. HURKOVA L., MODRY D., KOUDELA B., SLAPETA J. Description of *Eimeria motelo* sp. n. (Apicomplexa: Eimeridae) from the Yellow Footed Tortoise, *Geochelone denticulata* (Chelonia: Testudinidae), and replacement of *Eimeria carinii* Lainson, Costa & Shaw, 1990 by *Eimeria lainsoni* nom. Nov., Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 2000, **95**, 6, 829-932.
64. IPPEN R. General review of parasites in turtles and tortoises, *In* : the first international congress of chelonian pathology, Gonfaron, Var, France, 25-27 avril 1992, Gonfaron, SOPTOM, 1992, 79-82.
65. IVESON JB., MACKAY-SCOLLAY EM. & BAMFORD V., J Hyg. (Camb.), 1969, **67**, 13-145.
66. IWASAKI K., TATEGAMI T., SAKAMOTO Y., YASUTAKE T., OTSUBO S., An operated case report of pulmonary aspergillosis by saprophytic infection of *Aspergillus candidus* in congenital bronchial cyst of right lower lobe., Kyobu Geka, 1991, **44**, 5, 429-432.
67. JACKSON CG. jr. & JACKSON M.M., The frequency of Salmonella and Arizona microorganisms in zoo turtles., J. Wildl. Dis., 1971, **7**, 2, 130-132.
68. JACKSON OF., Weight and measurement data on tortoises (*Testudo graeca* and *Testudo hermanni*) and their relationship to health., J. small Anima. Pract., 1980, **21**, 409-416.
69. JACKSON OF., Chelonian hibernation, Vet. Rec., 1985, **26**, 451.
70. JACOBSON ER., Mycotic diseases of the reptiles, Herpetology, 1980, **1**, 235-241.
71. JACOBSON ER., Parasitic diseases of Reptiles, *In*: Current Vet. Therapy Small Animal practice, Ed Kirk, WB Saunders Company, Philadelphia, 1983, **VIII**, 599-606.
72. JACOBSON ER., Causes of mortality and diseases in tortoises : A review., J. Zoo Wildl. Med., 1994, **25**, 1, 2-17.
73. JAKOB W. & WESEMEIER HH., Intestinal inflammation associated with Flagellates in Snakes., J. Comp. Path., 1995, **112**, 417-421.
74. JOHNSON-DELANEY CA., Reptiles zoonoses and threats to public health., *In* Reptile Medecine and Surgery, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 20-33.
75. JOHNSON LB., BRADLEY SF., KAUFFMAN CA., Fungaemia due to *Cryptococcus laurentii* and a review of non- neoformans cryptococcaemia, Mycoses, 1998, **41**, 7-8, 277-280.
76. KEYMER IF., Diseases of Chelonians: (1) Necropsy survey of tortoises, Vet. Rec., 1978, **103**, 548-552.
77. KLINGENBERG RJ., Therapeutics, *In* Reptile Medecine and Surgery, Section IV Special techniques and procedures, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 299-321.
78. KOENIG H., Guide de mycologie médicale, ellipses, Paris, 1995, 284p.

79. KOLLIAS GV. jr., Immunologic aspects of infectious disease. *In: Diseases of Amphibians and Reptilians*, Eds. GL. Hoff FL. Frye ER Jacobson, Plenum Press, NY, 1984, 661- 691.
80. KOOPMAN JP. et HANSSEN F.G.J., *J. Hyg. (Camb.)*, 1969, **71**, 363-371.
81. KORDOSSIS T., AVLAMI A., VELEGRAKI A., STEFANOI I., GEORGAKOPOULOS G., PAPALAMBROU C. *et al.*, First report of *Cryptococcus laurentii* meningitis and fatal case of *Cryptococcus albidus* cryptococcaemia in AIDS patients., *Med. Mycol.*, 1998, **36**, 335-339.
82. KRYSINSKA- TRACZYK E., Microflora of the farming work environment as an occupational risk factor., *Med. Pr.*, 2000, **51**, 4, 351-355.
83. LANE TJ., MADER DR., Parasitology, *In Reptile Medecine and Surgery*, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 185-203.
84. LAWRENCE K., HAWKEY C., Seasonal variations in haematological data from Mediterranean tortoises (*Testudo graeca* & *Testudo hermanni*) in captivity, *Res. Vet. Sc.*, 1986, **40**, 225-230.
85. LOISON J., BOUCHARA JP., GUEHO E., GENTILE L. (de), CIMON B., CHENNEBAULT JM. *et al.*, First report of *Cryptococcus albidus* Septicaemia in an HIV Patient, *J. Infect.*, 1996, **33**, 2, 139-140.
86. MARSHALL MM., NAUMOVITZ D., ORTEGA Y. & STERLING CR., Waterbone protozoan pathogens, *Clinical Microb. Rev.*, 1997, **10**, 1, 67-85.
87. MASLEN M., WHITEHEAD J., FORSYTH WM., McCRACKEN H., HOCKING AD., Systemic mycotic disease of captive crocodile hatchling (*Crocodylus porosus*) caused by *Paecilomyces lilacinus*., *J. Med. Vet. Myc.*, 1988, **26**, 4, 219-225.
88. MATSUO K., GANZORIG S., OKU Y., KAMIYA M., Nematodes of the Indian star tortoise, *Geochelone elegans* (Testudinidae) with description of a new species *Alaeuris geochelone* sp. nov. (Oxyurida: Pharyngodonidae), *J. of the Helminthological Soc. of Wash.*, 1999, **66**:1, 28-32.
89. MATZ G. et VANDERHAEGE M., Guide du terrarium. Delachaux et Niestlé, Paris, 1978, 349.
90. McALLISTER CT., UPTON SJ., *Eimeria ornata* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the ornate box turtle, *Terrapene ornata ornata* (Reptilia: Testudines), in Texas, *J. of Protoz.*, 1989, **36**: 2, 131-133.
91. McALLISTER CT., UPTON SJ. & TRAUTH SE., New host and geographic records for Coccidia (Apicomplexa : Eimeriidae) from North American Turtles, *J. Parasitol.*, 1994, **80**, 6, 1045-1049.
92. MIGAKI G., JACOBSON ER., CASEY HW., Fungal diseases in reptiles, *In : Diseases of Amphibians and Reptiles*, Eds Hoff GL. Frye FL & Jacobson ER., Plenum Press, NY, 1984, 183-204.
93. MORGAN UM., XIAO L., FAYER R., LAL AA & THOMPSON RC, Variation in *Cryptosporidium* : towards a taxonomic revision of the genus. *Int. J. of Parasitology*, 1999, **29**, 1733-1751.
94. MURPHY JB., COLLINS JT., A review of the diseases and treatment of captive turtles. AMS publishing, Lawrence, Kansas, 1983, 56p.
95. NICOLAS M., Contribution à l'étude des salmonelloses transmissibles des chéloniens à l'homme. Thèse Méd. Vét., Lyon, 1983, n° 53.
96. NOZAIS JP., DATRY A. & DANIS M., *Traité de parasitologie médicale*, Editions Pradel, Paris, 1996, 817p.
97. OROS J., RAMIREZ AS., POVEDA J.B., RODRIGUEZ JL., FERNANDEZ A., Systemic mycosis caused by *Penicillium griseofulvum* in a Seychelles giant tortoise (*Megalochelys gigantea*), *Vet. Rec.*, 1996, **139**: 12, 295-296.

98. PASMANS F., de HERDT P., CHASSEUR-LIBOTTE ML., BALLASINA DL., HAESEBROUCK F., Occurrence of Salmonella in tortoises in a rescue centre in Italy, Vet. Rec., 2000, **146**, 9, 256-258.
99. PEDRAZA DIAZ S., AMAR C., IVERSEN AM., STANLEY PJ., McLAUCHLIN J., Unusual *Cryptosporidium* species recovered from human faeces : first description of *Cryptosporidium felis* and *Cryptosporidium* 'dog type' from patients in England., J. Med Microbiol., 2001, **50**, 3, 293-296.
100. PETTER AJ. Equilibre des espèces dans les populations de nématodes parasites du colon des tortues terrestres. Thèse Doc. ès sc. nat. Fac. des sc. de l'université de Paris. 1965. n°5513.
101. PHILIPS R., Reptiles encountered in practice: a survey of two hundred and forty cases, J. small Anim. Pract., 1986, **27**, 807-824.
102. POSTHAUS H., KRAMPE M., PAGAN O., GHEHO E., SUTER C., BACCIARINI L., Systemic paecilomycosis in hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*), J. Mycol. Méd, 1997, **7**, 223-226.
103. REBELL G., *Fusarium* infections in human and veterinary medicine, In: *Fusarium: diseases, biology and taxonomy*, Eds PE Nelson, TA Tousson & RJ Cook, The Pennsylvania State University Press, University Park, 1981, 210-220.
104. REICHENBACH-KLINKE H. & ELKAN E. The principal diseases of lower vertebrates, part. III Reptilia, Academic press, N.Y., 1965, 385-546.
105. REVEILLON F. *Giardia duodenalis* (protozoaire Mastigophora Diplomonadine), agent de la giardiase. Le point à partir d'une revue bibliographique., Thèse Pharma., UFR Angers, 1994, 63p.
106. RIDEOUT BA., MONTALI RJ., PHILIPS LG., GARDINER CH. Mortality of captive tortoises due to viviparous nematodes of the genus *Proatractis* (Family Atractidae). J. Wildl. Dis., 1987, **23**, 1, 103-108.
107. RODNEY DA. The biology of *Giardia spp.*, Microbiological reviews, 1991, **55**, n° 4, 706-732.
108. ROSSI JV., Dermatology, In Reptile Medicine and Surgery, Mader, WB. Saunders company, Philadelphia, 1996, 104-117.
109. RUIZ JM., ARTEAGA E., MARTINEZ J., RUBIO EM. & TORRES JM., Cutaneous and renal geotrichosis in a giant tortoise (*Geochelone elephantopus*), Sabouraudia, 1980, **18**, 51-59.
110. SAINT-GERMAIN G. & SUMMERBELL R., Champignons filamenteux d'intérêt médical. Caractéristiques et identification, Star Publishing Compagny, 1996, 314p.
111. SCHILLIGER L. Les affections parasitaires chez les chéloniens. Applications en consultation vétérinaires. Prophylaxie - Thérapeutique. In: Premier congrès international de pathologie des chéloniens. Gonfaron, Var, France, 25 - 27 avril 1992, 84-109.
112. SIAM MA., SALEM GH., GHONEIM NH., MICHAEL SA., EI-REFAY MAH., Cryptosporidia in ectotherms and human contacts, Assiut Vet. Med. J., 1994, **32**, 63, 126-130.
113. SKOCZYLAS R., Physiology of the digestive tract, In : Biology of the reptilia, Gans & Gans Eds, 1978, **8**, 589-717.
114. SMITH JMB., Opportunistic mycoses of man and other animals, CAB Intern. Mycol. Inst., Kew, United Kingdom, 1989, 196-197.
115. SOAVE R. & JOHNSON WD., *Cryptosporium* and *Isoospora belli* infections, J. of Infectious diseases, 1988, **157**, 225-229.
116. SPRENT JFA., Ascaroid nematodes of amphibians and reptiles: *Angusticaecum* and *Krefftascaaris* n. g., J. of Helminthology, 1980, **54**, 55-73.

117. SPRENT JFA., Ascaroid Nematodes, *In: Diseases of Amphibians and Reptiles* Eds. Hoff GL. Frye FL & Jacobson ER., Plenum Press, NY, 1984, 219-245.
118. TELFORD SR., Parasitic diseases of reptiles, *JAVMA*, 1971, **159**, 11, 1644-1652.
119. TEOW WL., NG G.c., CHAN PP., CHAN YC., YAP EH., ZAMAN V. & SINGH M., A survey of *Blastocystis* in reptiles, *Parasitol. Res.*, 1992, **78**, 453-455.
120. TORRES-RODRIGUEZ JM., MADRENYS-BRUNET N., LOPEZ-JODRA O., JIMENEZ T., *Aspergillus versicolor* as cause of onychomycosis: report of 12 cases and susceptibility testing to antifungal drugs., *J. Eur. Acad. Dermatol. Venereol.*, 1998, **11**, 1, 25-31.
121. TRONCO N., Importance des conditions d'entretien dans la pathologie des chéloniens en captivité, *In: the first international congress of chelonian pathology*, Gonfaron, Var, France, 25-27 avril 1992, Gonfaron, SOPTOM, 1992, 9-18.
122. UPTON SJ., McALLISTER CT., FREED PS., BARNARD SM., *Cryptosporidium spp.* In wild and captive reptiles, *J. Wildl. Dis.*, 1989, **25**:1, 20-30.
123. VISSIENNON T., SCHÜPPEL KF., ULLRICH E. & KUIJPERS AFA., Case report. A disseminated infection due to *Chrysosporium queenslandicum* in a garter snake (*Thamnopsis*), *Mycoses*, 1999, **42**, 107-110.
124. WEITZMAN I., ROSENTHAL SA. & SHUPACK JL., A comparison between *Dactylaria gallopava* and *Scoleobasidium humicola*: first report of an infection in tortoise caused by *S. humicola*, *Sabourodia*, 1985, **23**, 287-293.
125. XIAO L., MORGAN UM., FAYER R., THOMPSON RCA. & LAL AA., *Cryptosporidium* systematic and implications for public health, *Parasito. Tod.*, 2000, **16**, 7, 287-292.
126. XIAO L., BERN C., SULAIMAN I., ROBERTS J., CHECKLEY W., CABRERA L., *et al.*, Identification of 5 types of *Cryptosporidium* parasites in children in Lima, Peru., *J infect. Dis.*, 2001, **183**, 3, 492-497.
127. YAMAGUTI S., *Systema Helminthium*, Interscience Publisher Inc, NY, 1961, 679p.
128. ZWART P. Maladies des reptiles, *Diergeneeskundig Memorandum*, 17^e année, 1970, **4-5**, 27p.
129. ZWART P., TRUYENS EHA., Hexamitiasis in tortoises, *Vet. Paras.*, 1975, **1**, 175-183.

FLORE FONGIQUE CUTANEE ET PARASITISME DIGESTIF DES TORTUES TERRESTRES : ETUDE D'UNE POPULATION COMPOSEE DE *TESTUDO HERMANNI*, *T. GRAECA* ET *T. HORSFIELDII*.

NOM et Prénom : AZEMA de CASTET FLAMANT France

RESUME :

Les tortues terrestres sont considérées, en France, comme des Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC). En région angevine, la Société Protectrice des Tortues de l'Ouest (SPTO) regroupe des propriétaires de tortues des espèces *Testudo hermanni*, *T. graeca* et *T. horsfieldii*. Ils ont le souci de favoriser la reproduction de ces chéloniens. Au cours de la réunion annuelle de la SPTO, en mai 2000, l'auteur a prélevé des carapaces (53 prélèvements de squames et écouvillonnage au niveau de lésions visibles) afin d'étudier la flore fongique des tortues, et également des selles (provenant de 55 tortues non malades) afin d'étudier leurs parasites digestifs.

Les prélèvements ont été mis en culture sur deux milieux différents : YPDA avec chloramphénicol pour les écouvillons ; YPDA avec chloramphénicol et cycloheximide (1g/l) pour les squames. Dans ce travail, l'auteur démontre la présence de nombreux champignons sur les carapaces des tortues prélevées (45 genres). Certains n'avaient jamais été répertoriés chez les tortues terrestres. Les examens directs sont positifs dans 73% des cas, mais ce type d'examen ne permet pas d'identifier les champignons observés. Les lésions de la carapace sont colonisées par des champignons saprobes du sol et les champignons kératinophiles ne semblent pas être plus souvent présents que les autres.

Les parasites digestifs sont très variés avec présence d'Helminthes (oxyures et atractides chez 61,82% des tortues prélevées, ascarides chez 10,91% d'entre elles et Cestodes chez 3,63%) et de Protozoaires (Flagellés chez 79,63% des tortues et Rhizopodes chez 46,3%). Le traitement anthelminthique des tortues parasitées par des oxyures et atractides n'a pas semblé nécessaire.

Mots clés : Flore fongique, Parasitisme digestif, Tortues terrestres.

JURY :

Président Pr

Directeur Pr Chermette

Assesseur Pr Bossé

Invité Dr de Gentile

Adresse de l'auteur :

Madame France FLAMANT

10, clos des coquilles

69340 Francheville

FUNGAL SKIN CONDITION AND DIGESTIVE PARASITES OF TERRESTRIAL TORTOISES: STUDY OF A POPULATION COMPOSED OF *TESTUDO HERMANNI*, *T. GRAECA* AND *T. HORSFIELDII*.

SURNAME: AZEMA de CASTET FLAMANT

Given name: France

SUMMARY:

Terrestrial Tortoises are considered in France as exotic pets. In the Angevine region, the Society for the Protection of Tortoises of the West (SPTW) is managed by owners of *Testudo hermanni*, *T. graeca* and *T. horsfieldii* species of tortoises. Annual meetings are organized for the mating of the tortoises. During the May 2000 meeting, the author sampled shell of the tortoises (taking 53 scales and swabs from visible lesions) in order to study the fungal skin condition, and also the stools (from 55 healthy tortoises) in order to study the digestive parasitism.

Cutaneous samples were seeded onto two different culture media: YPDA with chloramphenicol for the cottonswabs and YPDA with chloramphenicol and cycloheximide (1g/1) for the scales. Numerous fungi were isolated from the scales of tortoises (45 genera). Some had never been reported before from tortoises. Seventy three per cent (73%) of direct examination of the scales were positive but this exam did not allow the identification of the fungi. It seems therefore that the lesions of the shell are colonized by saprobic fungi and that the keratinophilic fungi are not present more often than the others.

Various digestive parasites were reported, including Helminths (*Oxyuridae* and *Atractidae* in 61.82% of the tortoises, ascaridoids in 10.92% and cestodes in 3.63% of them) and Protozoa (Flagellates in 79.63% of the tortoises and Rhizopodes in 46.3% of them). Anthelmintic treatment of the tortoises harbouring *Oxyuridae* and *Atractidae* seems usefulness.

Key words: Fungal Flora, Digestive parasitism, Tortoises.

JURY:

President

Director Pr Chermette

Assessor Pr Bosse

Guest Dr de Gentile

Author's Adress:

France FLAMANT

10, clos des coquilles

69340 Francheville

France

