

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Recherche de parasites intestinaux chez les psittaciformes du jardin d'essai et de quelques animaleries d'Alger

Présenté par : M^{lle} BOUDOUA Bahdja

Soutenu le : 01 – 07 -2017

Devant le jury composé de

- | | | |
|------------------|-------------------------|---------------------------------------|
| - Président : | Madame Aissi Miriem | (Professeur) ENSV |
| - Promoteur : | Madame Milla Amel | (MCA) ENSV |
| - Co-promoteur : | Khouchoune Nouzha | (Vétérinaire) Jardin d'essai du Hamma |
| - Examineur 1: | Monsieur Baroudi Djamel | (MCB) ENSV |
| - Examineur 2 : | Madame Benatalah Amel | (MCB) ENSV |

Année universitaire : 2016-2017

Liste des figures

Figure 1 : Répartition géographique des psittaciformes (Google modifiée, 2017)

Figure 2 : Squelette vue latérale (ROSSKOPF et WOERPEL, 1996)

Figure 3 : Vue crâniale d'un membre pelvien (STEINER et DAVIS, 1981)

Figure 4 : Photographie d'un *Ara ararauna* (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 5 : Tractus digestif d'un psittacidé : vue ventrale (GLENN et SUSAN, 2000)

Figure 6 : Cacatoès atteint de la maladie du bec et des plumes ([http : // grisdugabon.overblog.fr/](http://grisdugabon.overblog.fr/))

Figure 7 : Lésions au niveau du bec <http://www.perruche.org/t33760-acariose-gale-du-bec-et-des-pattes> (2013)

Figure 8 : Lésions au niveau des pattes : <http://www.perruche.org/t33760-acariose-gale-du-bec-et-des-pattes> (2013)

Figure 9 : *Dermanyssus* sp. : <http://www.birdmites.org/FAQ.html>

Figure 10 : Poux rouges à l'intérieur d'une cage : <http://www.birdmites.org/FAQ.html>

Figure 7 : Localisation du jardin d'essai : vue par satellite (Google map)

Figure 12 : Photographie de l'allée principale du jardin botanique (www.jardindessai.com)

Figure 13 : Couple d'*Ara chloroptère* (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 14 : Perruches callopsittes (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 15 : Cacatoès rosablin sur son nid (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 16 : Couple d'*Eclectus* (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 17 : Perruches de Patagonie (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 18 : Produit de déparasitage chez les animaliers <http://www.tupienso.fr/tabernil-vermicida>

Figure 19 : Boîtes de coprologie (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Figure 20 : Les différentes étapes de la technique de flottaison (Photos originales, BOUDOUA, 2017)

Figure 21 : Importance des parasites en fonction des phylums

Figure 22 – Variation de la richesse totale des parasites en fonction des mois chez les Psittacidés

Figure 23 : Intensités moyennes des parasites des Psittacidae

Liste des tableaux

Tableau 1 -Principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de minéraux et d'oligo-éléments

Tableau 2 - Principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de vitamines

Tableau 3 : Différents parasites internes, leurs symptômes, lésions et diagnostic

Tableau 4 : Différentes solutions denses utilisé pour la flottaison

Tableau 5 : Parasites intestinaux chez les psittacidés de la région d'Alger

Tableau 6 : Parasites des Psittacidés trouvés par date, lieu et hôtes

Tableau 7 – Richesses totales et moyennes des parasites des Psittacidés

Tableau 8 – Variation mensuelle de la fréquence centésimale des parasites des psittacidés

Remerciements

Je tiens d'abord à remercier ma promotrice Melle MILLA Amel (Maître de conférences à l'ENSV) qui m'a accueillie dans son laboratoire et guidée durant toutes les étapes de la réalisation de ce travail avec gentillesse, patience et compréhension.

Ma gratitude va aussi envers mes professeurs et membres de jury qui ont accepté de juger mon travail, Pr AISSI Miriem, Dr BAROUDI Djamel et Dr BENATALLAH Amel.

Je n'oublie pas de remercier Mme MEGHENICHE Faiza et monsieur DALIL Khaled pour leur aide et pour leurs encouragements.

Je tiens aussi à remercier les commerçants et oiseleurs pour l'intérêt qu'ils ont porté à ce modeste travail, pour leur aide, et pour leurs précieux conseils.

Au jardin d'essai je voudrais remercier les vétérinaires Nouzha, Amina et Ibtissem, les travailleurs et bien-sûre les animaliers en particulier Halim, merci infiniment pour votre accueil chaleureux et pour votre confiance.

Pour finir un grand merci à tous les enseignants de l'ENSV, pour tout ce qu'ils m'ont apporté durant ces cinq années d'études, j'espère que ce travail sera la hauteur de leur engagement.

Puisse cette étude apporter la pleine satisfaction à ceux qui la lisent.

Merci à vous tous.

Dédicaces

A mon papa « le Stig » Merci pour ton soutien et pour toutes les fois ou tu m'as accompagné à l'ENSV, en musique en plus !

A ma maman Merci pour ton soutien, tes encouragements, tes délicieux gâteaux, et pour m'avoir appris à correctement gérer mon temps.

A mon petit frère « Kimo » qui m'a beaucoup aidé avec sa bonne humeur ses talents d'informaticien.

A ma grande sœur Sarah, merci pour tes conseils et ton aide (peut-être qu'un jour on rédigera ensemble une thèse sur les mouffettes).

Je vous aime merci d'être la pour moi.

Une pensée pour toi « Luzil » le meilleur chat du monde.

Bahdja.

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre 1 – Données bibliographiques sur les psittacidés.....	2
1 .1 – Systématique.....	2
1.2 – Distribution géographique.....	2
1.3 – Morphologie.....	3
1.3.1 – Caractéristiques générales des psittaciformes.....	3
1.3.2 – L'appareil digestif.....	5
1.4 – Physiologie digestive.....	6
1.4.1 – Digestion mécanique.....	6
1.4.2 – Digestion chimique.....	6
1.4.3 – Aspect des fientes.....	7
1.5 – Alimentation.....	7
1.5.1 – Intoxications et carences alimentaires.....	9
1.5.1.1 – Les métaux lourds.....	9
1.5.1.2 – Les plantes toxiques.....	10
1.5.2 – Produits et aliments du quotidien.....	12
1.6 - Les maladies : virus, bactéries, parasites, champignons.....	14
1.6.1 – Maladies virales.....	14
1.6.2 – Maladies bactériennes.....	16
1.6.3 – Maladies parasitaires.....	16
1.6.3.1 – Parasites externes.....	16
1.6.3.1.1 - Acariens et agents de gale.....	16
1.6.3.1.2 - Acariens des voies respiratoires.....	17
1.6.3.1.3 - Acarien des plumes et surface des téguments.....	17
1.6.3.2 – Phytoparasitoses (mycoses).....	18
1.6.3.3 - Parasites internes.....	18
1.6.4 – Traitement.....	19

Chapitre 2 – Méthodologie.....	21
2.1 - Présentation de la zone d'étude.....	21
2.1.1 - Présentation des enclos des psittacidés.....	22
2.1.2 - Conditions de vie.....	24
2.1.3 - Soins et moyens prophylactique en place.....	24
2.2 - Méthode utilisé sur terrain.....	25
2.3 - Méthode utilisés au laboratoire.....	25
2.3.1 - Analyses parasitologiques des fientes.....	25
2.4 - Exploration des résultats par des indices écologiques et statistiques.....	28
2.4.1 - Méthodes par utilisation des indices écologiques.....	28
2.4.1.1 - Richesses totale et moyenne.....	28
2.4.1.2 - Fréquence centésimale.....	28
2.4.2 - Exploitation des résultats par quelques indices parasitaires.....	28
2.4.2.1 - La prévalence (P).....	29
2.4.2.2 - L'intensité moyenne (IM).....	29
Chapitre 3 : Résultats et discussions.....	30
3.1 – Résultats.....	30
3.1.1 - Inventaire des parasites rencontrés chez les psittacidae.....	30
3.1.2 - Richesse totale et moyenne des parasites rencontrés chez les Psittacidae.....	32
3.1.3 - Fréquences centésimales des parasites rencontrés chez les psittacidae.....	33
3.1.4 - Prévalences et intensités moyennes des parasites rencontrés.....	38
3.2. Discussion.....	39
Conclusion.....	46
Références bibliographiques.....	47
Résumés.....	50

Introduction

En Algérie les oiseaux de cage font sans aucun doute partie des animaux domestiques des plus appréciés, par leur caractère vif, leur intelligence, leurs belles couleurs et leur chant. Parmi ces oiseaux : les psittacidés ; cette famille d'oiseaux exotiques de l'ordre des psittaciformes, dont la classification a toujours été délicate et continue de subir des modifications jusqu'à maintenant (GILL et DONSKER, 2016).

La famille des Psittacidés regroupe plus de 300 espèces d'oiseaux, parmi lesquelles environ 70 espèces de perroquets et de perruches (provenant de tous les continents) peuvent être rencontrées en captivité (DESCHAMPS, 2008). Plusieurs études ont été menées sur les oiseaux de volières et leurs pathologies. Nous pouvons citer par exemple ANDRE (1990) en Europe, ERICKSON (1977) aux états unis. En Algérie une seule étude a été faite par BOUSTA et *al.* en 2004.

Il n'existe malheureusement pas de données de proportions des psittacidés parmi les oiseaux de cage et de volière mais leur nombre est loin d'être négligeable. Le vétérinaire praticien sera donc obligatoirement amené à les voir en clinique, or le diagnostic, la prophylaxie et le traitement des pathologies qui peuvent toucher ces nouveaux animaux de compagnie nécessitent des connaissances spécifiques. Parmi ces pathologies nous citons les maladies parasitaires qui sont très fréquentes, qui peuvent parfois coûter la vie de l'animal mais que l'on peut aussi traiter et éviter.

C'est pourquoi nous nous sommes intéressés aux parasites intestinaux des perroquets vivants en captivité au niveau de la région d'Alger. Pour cela nous avons effectué plusieurs prélèvements et analyses coprologiques au niveau de deux animaleries différentes, puis au niveau du Jardin d'essai du Hamma sur une période allant de Juillet 2016 à Mai 2017. Notre travail sera présenté selon le plan suivant ; un premier chapitre qui regroupera les données bibliographiques sur les psittacidés allant de la classification et répartition géographique aux maladies les plus courantes, en passant par la morphologie, l'alimentation et les intoxications, puis dans le second chapitre nous exposerons les méthodes utilisées sur le terrain et au laboratoire, et enfin un troisième et dernier chapitre qui comportera les résultats de nos analyses ainsi qu'une discussion et nous terminons notre travail par une conclusion et des perspectives.

Chapitre 1 : Données bibliographiques sur les Psittacidés

1.1. Systématique

La classification des oiseaux de l'ordre des Psittaciformes a toujours été délicate à cause des particularités propres à ces drôles d'animaux colorés. Depuis des siècles, nombreux sont ceux à échouer dans cette entreprise. En 2009, les conclusions des spécialistes sont parvenues globalement à déterminer l'existence de 348 espèces de psittacidés ANIMOGENE (2015).

Mais aujourd'hui, selon GILL & DONSKER (2016), la classification de référence du Congrès ornithologique international inclut quatre familles par ordre phylogénique :

- **Strigopidae**

Ce sont les perroquets de nouvelles Zélande, cette famille comprend 2 genres (*Nestor* et *Strigops*) et 3 espèces dont une éteinte.

- **Cacatuidae**

Comprend 7 genres et 21 espèces, par exemple le cacatoès blanc (*Cacatua alba*)

- **Psittacidae**

Comprend 37 genres (*Aras*, *Amazones*, *Loris* ...) et 350 espèces dont 15 éteintes.

- **Psittaculidae**

Comprend 48 genres et 192 espèces dont 18 éteintes.

1.2. Distribution géographiques des perroquets

D'après JORDA (2009) Nous pouvons dire de façon générale qu'ils habitent actuellement, la zone intertropicale du globe, Pour les voir à l'état sauvage il faut donc mettre le cap au sud, en effet ces oiseaux vivent dans l'hémisphère austral où ils se rapprochent beaucoup plus du pôle que dans l'hémisphère boréal : ainsi, en Patagonie, ils atteignent le 52° de latitude australe; dans l'hémisphère oriental, au Sud de la Nouvelle-Zélande, ils atteignent la même latitude (îles Auckland), tandis que dans le Nord ils ne dépassent pas le 38° de latitude septentrionale (Sud des États-Unis), et même en Asie le 30° (Sud de l'Himalaya). Il n'en existe ni en Europe, ni dans l'Afrique au Nord du Sahara. Le plus grand nombre d'espèces se trouve en Océanie (Australie, Polynésie, etc.), en Nouvelle-Guinée et en Malaisie. L'autre grande région où vivent les Perroquets est l'Amérique du Sud, enfin l'Afrique et l'Asie beaucoup moins riches. On note aussi d'autres régions secondaires caractérisées par la présence de types

spéciaux bien distincts en Nouvelle-Zélande (Strigops, Nestor), à Madagascar (Coracopsis), et même dans les îles Mascareignes; mais ces derniers sont éteints (Fig. 1).

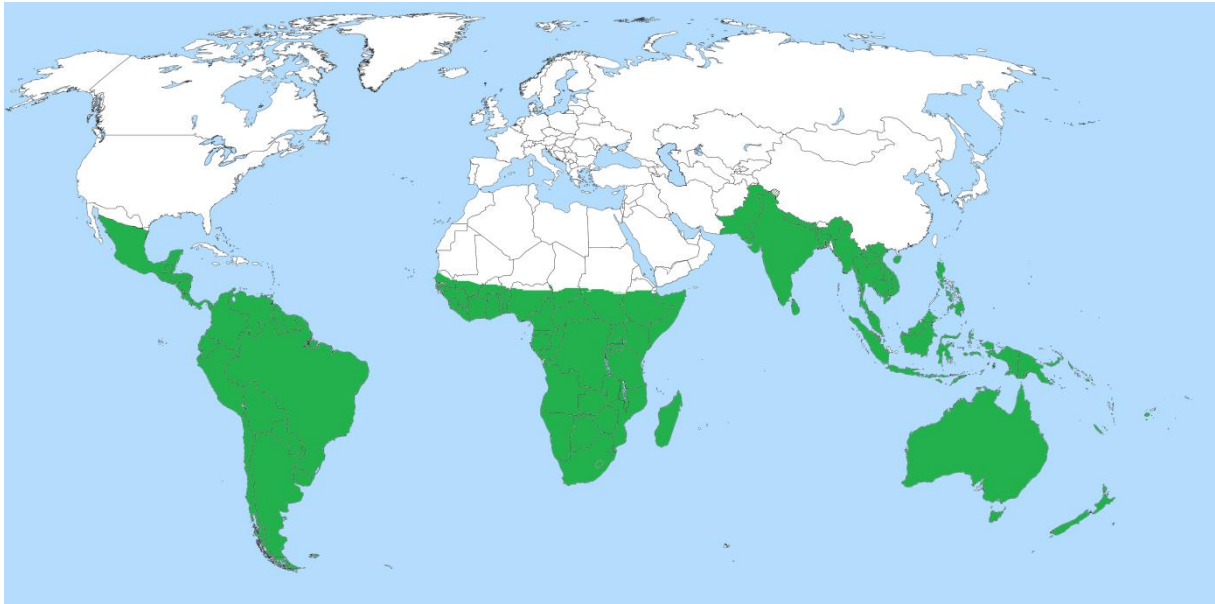


Figure 8 : Répartition géographique des psittaciformes (Google, carte modifiée BOUDOUA 2017)

1.3. Morphologie

1.3.1. Caractéristiques générales des psittaciformes

Selon JORDA (2009), quel que soit les différences de couleur, d'habitat, ou de taille séparant perruches, cacatoès ou aras, tous les membres de cet ordre ont des caractéristiques communes. Ils sont principalement originaires des régions tropicales. Ils ont une silhouette ramassée, leur cou et court est trapu. Leur tête est toujours grosse par rapport au corps (Fig. 2). D'après DUSCHENE (2004), les doigts II et III sont dirigés vers l'avant alors que les doigts I et IV sont dirigés vers l'arrière, cette conformation dite **zygodactyle** permet une prise en pince très efficace et c'est une caractéristique des oiseaux grimpeurs. Tarses courts, trapus, écailleux (Fig. 3). Les ailes courtes ou moyennes, la queue arrondie ou étagée, ces caractères présentent des variations considérables qui ont servi à subdiviser l'ordre des psittaciformes en genres.

Leur plumage aux couleurs vives et brillantes, le vert est la couleur dominante, relevée souvent par du rouge, du jaune et du bleu, le rouge prédomine chez les lorises et quelques aras (le *Ara chloroptère* par exemple), le bleu chez les autres aras (*Ara ararauna* par exemple), le jaune est plus rare. Le blanc, le rose et le gris sont retrouvés chez les Cacatoès.

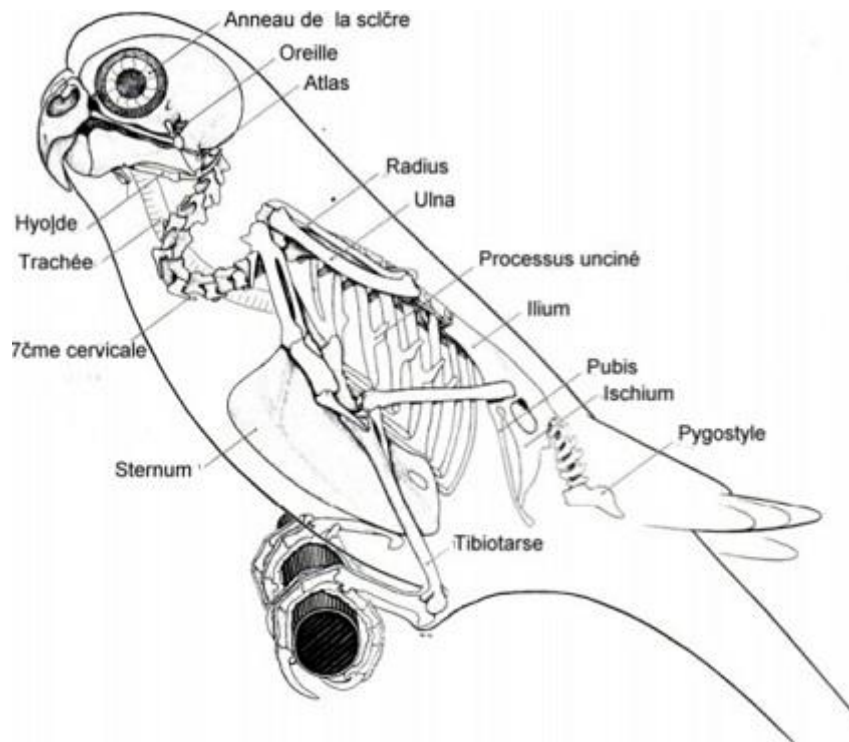


Figure 9 : Squelette vue latérale (ROSSKOPF et WOERPEL, 1996)

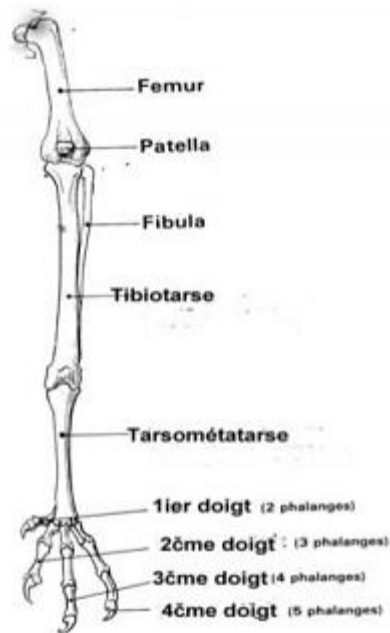


Figure 10 : Vue crâniale d'un membre pelvien (STEINER et DAVIS, 1981)

Vision monoculaire ; c'est-à-dire que chaque œil peut voir indépendamment de l'autre. Les petits à l'éclosion sont nus, leurs yeux clos et sont totalement dépendants de leur parents.

Le grand développement du bec ; qui se singularise par la grande mobilité des mâchoires, la mandibule supérieure fortement courbée vers le bas et crochue, mandibule inférieure légèrement courbée vers le haut en forme de gouge. Leur bec n'est pas seulement un organe

de nutrition : c'est aussi une « troisième patte » dont l'oiseau se sert pour grimper de branche en branche en se fixant solidement à l'aide du crocher de son bec, et même à terre il s'appuie souvent sur l'arête de la mandibule supérieur qui est d'ailleurs très mobile grâce à l'articulation formée par l'os carré de l'os jugal, et les muscles puissants qui relient les deux mâchoires permettent au perroquet de briser la coque des fruits les plus durs (Fig. 4). Les pattes avec leur conformation zygodactyle ressemblent à celles d'un caméléon ou de certains phalangers. Elles servent à porter la nourriture à la bouche.



Figure 11 : Photographie d'un *Ara ararauna* (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

Le bec des perroquets est aussi fascinant à l'intérieur qu'à l'extérieur. Sa voussure interne est munie de plis et de rugosités qui servent à maintenir les fruits, et la musculature du palais est très développée. Le bord des deux mâchoires porte des papilles cornées. Mais ce qui est le plus remarquable c'est la langue qui est volumineuse, cylindrique, recouverte d'un épiderme sec et corné, et ressemble plus à un organe de tact qu'à un organe de goût.

un examen plus approfondi montre que cette langue porte en dessus un sillon allongé et bifurqué dont la rainure est munie de papilles nerveuses: la pointe de l'organe porte, en dessous, un repli d'épithélium en forme d'écaille : enfin, à la base de la langue, on trouve des glandes bien développées; toutes ces parties sont très riches en nerfs.

1.3.2. L'appareil digestif

Selon ANDRE (1990), l'appareil digestif est l'ensemble des organes qui assurent la préhension, le transport, la digestion et l'excrétion des aliments, en vue de leur assimilation. Il s'étend de la bouche au cloaque et les glandes annexes, le foie et le pancréas (Fig. 5).

D'après DUSCHENE (2004), la digestion est rapide ; environ 8 heures. Il faut en tenir compte pour les posologies per os.

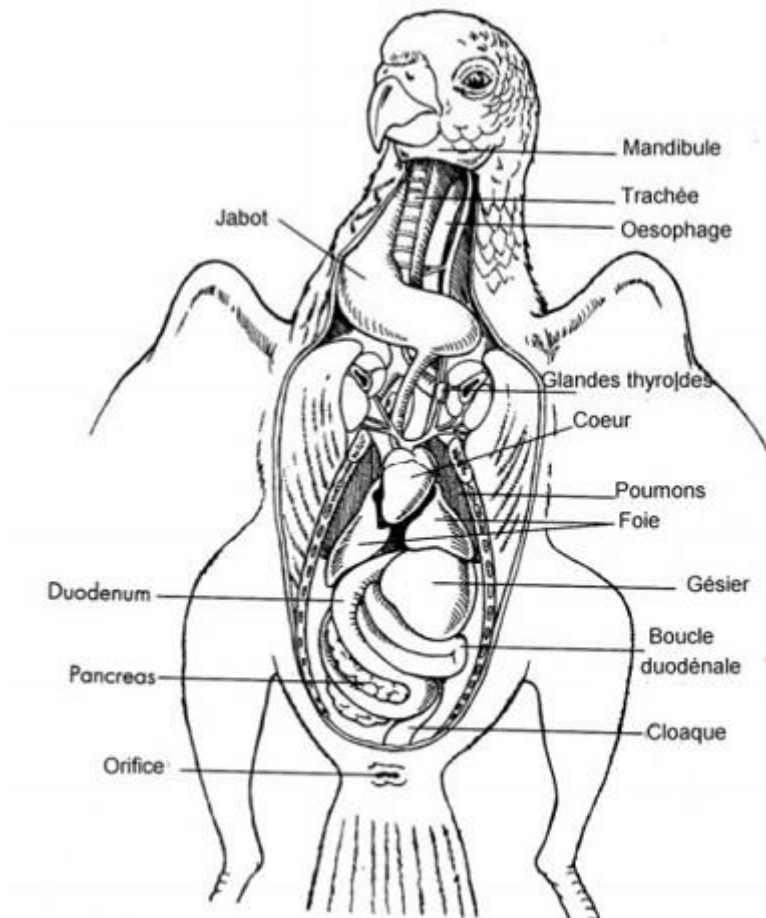


Figure 12 : Tractus digestif d'un psittacidé : vue ventrale (GLENN et SUSAN, 2000)

1.4. Physiologie digestive

1.4.1. Digestion mécanique

C'est celle qui se fait dans un premier temps, grâce aux contractions des estomacs qui sont coordonnées par le remplissage du jabot, la contraction des muscles sous-cutanés et la contorsion du cou vont vidanger son contenu vers les estomacs.

Remarque : après un jeûne, les aliments peuvent toutefois court-circuiter le jabot et gagner directement le pro-ventricule.

1.4.2. Digestion chimique

Début dans le pro-ventricule fait rentrer en jeu plusieurs enzymes.

- Digestion des protéides : au niveau du pro-ventricule est sécrétée la pepsine, celle-ci hydrolyse les protéines en polypeptides. Ces derniers sont ensuite hydrolysés sous

l'action d'endopeptidases d'origine gastrique et pancréatique (trypsine et chymotrypsine) puis les peptidases intestinales les dégradent en acides aminés.

- Digestion des lipides : se fait par la lipase pancréatique.
- Digestion des glucides : a lieu dans le duodénum et l'iléon par l'intermédiaire de l'amylase et du suc pancréatique.

1.4.3. Aspect des fientes

D'après DUSCHENE (2004) les selles proprement dites sont de couleur brun-vert, plus ou moins moulées, de consistance ferme avec une partie blanche d'aspect crémeux au centre. Légère odeur de moisi. - Les urines formées de cristaux d'urates : blanc ou crème semi-solide. Remarque : le nombre de défécations quotidiennes dépend de la taille de l'oiseau : en moyenne de 8 à 15 chez les aras et de 25 à 50 chez les perruches ondulées.

1.5. Alimentation

BLANCHOT et ROQUET (1979) affirment que l'alimentation est le point de départ d'un bon élevage mais aussi de nombreuses maladies. Toute la difficulté réside dans le remplacement de la nourriture très variée que l'oiseau trouve dans son habitat naturel par une nourriture apportée par l'homme.

Les carences nutritionnelles, avec le manque d'hygiène et le stress psychologique sont encore les plus grandes causes de maladies et/ou de morts prématurées chez nos perroquets « domestiques ». Des mois, même des années de diète pauvre ou inadéquate peuvent hypothéquer la santé de l'oiseau pour toujours, les carences nutritionnelles sont la cause d'une vaste variété de maladies, du plumage terne au picage chronique, des pathologies telles que les infections du système respiratoire et surtout, une grande faiblesse du système immunitaire rendant l'oiseau plus sensible aux infections, bactéries, et virus ainsi que tous les problèmes liés à la reproduction .

Il faut savoir que chez ces oiseaux on retrouve 5 types de régimes alimentaires ; granivore, insectivore, frugivore, nectarivore, omnivore. Mais de nombreux adoptent plusieurs régimes alimentaires.

Voici donc une liste de ce que l'on peut donner :

L'aliment composé :

Leur mode d'alimentation est si complexe qu'il est difficile de trouver certains éléments de la ration et surtout de les trouver dans un état de fraîcheur correct et n'ayant subi aucune traitement chimique.

Contient : Une fraction protéique.

Sucre et amidon.

Lipides (2,5 minimum de matière grasse).

Tous ces aliments sont nécessaires en quantité importante et représentent 95 à 98% de la ration alimentaire et sont apportés sous forme de céréales ; maïs de blé et de tourteaux de soja et de tournesol.

Il faut également des minéraux en quantité assez importante (2 à 5% de la ration) qui doivent apporter ; phosphore, calcium, magnésium et chlorure de sodium.

A tout cela il faut ajouter des éléments tout aussi indispensables mais dont les quantités en poids sont infiniment plus faibles :

Vitamines

Oligo-éléments minéraux tels : manganèse, fer, cuivre, cobalt, zinc, iode.

L'aliment composé est présent sous forme de miettes, petites graines synthétiques, homogènes qui permettent une nutrition équilibrée non soumise à des variations de qualité ou de quantité (car l'oiseau ne peut pas trier !)

Ce mode d'alimentation est facile mais ne doit se faire que tous les deux ou trois jours en cas de besoin.

MAINDIAUX (2008) affirme qu'il est important de connaître ces quelques spécificités :

- Le ara adore les noix de palmier.
- Le perroquet gris du Gabon a besoin de beaucoup de calcium.
- Les frugivores (grand éclectus par exemple) sont nourris principalement avec des fruits complémentés avec des légumes et des graines.
- Les nectarivores (lori) reçoivent un nectar artificiel ou naturel à base de fruits, de miel, d'huile de foie de morue, de céréales et des vers de farine.
- L'amazone a tendance à l'embonpoint : donc éviter chez eux encore plus que chez les autres, les aliments et graines qui contiennent beaucoup de graisses.

En ce qui concerne les perruches et les inséparables :

En plus de l'os de seiche ou du bloc à minéraux et du gravier marin et/ou anisé, ils doivent recevoir les aliments suivants :

Pour les inséparables :

Graines (tournesol, millet, alpiste, avoine, chènevis), fruits, verdure, graines germées et vers de farine en période de reproduction. Ils adorent le millet en grappe.

Pour les perruches ondulées et callopsittes :

Graines (millet, alpiste, gruau d'avoine auxquelles on ajoute du tournesol dans le cas des "grandes" perruches), graines germées, millet en grappe, verdure, fruits et pâtée d'élevage en période de reproduction ou deux fois par semaine en complément à l'alimentation de base.

Il est nécessaire de donner une alimentation équilibrée même si ils vont préférer un certain type d'aliments !

1.5.1. Intoxications et carences alimentaires

Selon CUVELIER *et al.* (2009), Le terme « intoxication » est défini comme étant l'ensemble de troubles dus à l'introduction d'une substance toxique dans l'organisme. La seconde définition importante est celle de « substance toxique » elle est définie comme toutes molécules étrangère à l'organisme et capable de causer des effets néfaste sur les organismes vivants.

Même si les infections sont la première cause de maladies chez le perroquet, les intoxications ne sont pas rares, à cause de la nature curieuse de ces oiseaux et de leurs habitudes de mâchonnement.

En effet de nombreuses substances présentes dans notre environnement quotidien pouvant paraître sans danger sont en réalité toxiques pour le perroquet. C'est le cas du chocolat, du tabac, des pièces de monnaie, et de nombreuses plantes d'intérieur par exemple.

1.5.1.1. Les métaux lourds

- **Plomb**

L'intoxication au plomb est aussi appelée « saturnisme » elle est le plus souvent aigue (à différencier de l'intoxication chronique qui apparait lors d'ingestions répétées de petites quantités).

Un perroquet ayant ingéré du plomb présentera des symptômes principalement d'ordre digestifs et nerveux, la sévérité de ses manifestations cliniques dépendra de la quantité ingérée.

Dans la plupart des cas, l'animal va d'abord donner l'impression d'être fatigué et amorphe, et va arrêter de s'alimenter.

D'autres symptômes vont ensuite apparaître, diarrhée, amaigrissement, émission fréquente d'urines, mais aussi l'impression que le perroquet est « saoul » et aveugle. Il peut également présenter un torticolis tourner en rond, avoir des difficultés à se déplacer ou être paralysé, montrer des tremblements de la tête ou avoir des convulsions.

Il faut savoir que la survie de l'animal dépendra de la rapidité de la mise en place du traitement et de la quantité de plomb ingéré.

Les principales sources de plomb sont ; les peintures à base de plomb (notamment la peinture anti rouille), certains lubrifiants, certains vernis, jouets en plombs, poids de pêche et poids de chasse, poids d'instruments analytiques, piles et batteries. D'après CUVELIER et *al.* (2009)

- **Zinc**

L'intoxication au zinc est une pathologie qui touche principalement les oiseaux domestiques suites à l'ingestion d'objets divers de la maison contenant du zinc.

Les principales sources de zinc sont des objets aussi anodins que des pièces de monnaie, des abreuvoirs et des barreaux de cages galvanisés. D'après CUVELIER et *al.* (2009).

La teneur des pièces de monnaie en zinc varie fortement selon leur origine, par exemple le penny américain contient environ 98% de zinc, alors que la teneur relative des euros varie entre 5% et 20% de zinc.

La galvanisation est l'action de recouvrir une pièce métallique avec une mince couche de zinc dans le but de la protéger de la corrosion, c'est donc une source très importante de zinc certains revêtements galvanisés contiennent près de 100% de zinc.

Dans les années 90, des auteurs ont d'ailleurs décrit une intoxication au zinc chez 77 perruches à ventre orange (*Neophemachrysogaster*) vivant en captivité. La source de zinc était précisément la cage des animaux : les perruches ingéraient quotidiennement du zinc en grimpaient sur les barreaux galvanisés de la cage à l'aide de leur bec.

Pour réduire le risque d'intoxication au zinc, on conseille alors de frotter les barreaux de la cage avec une brosse imbibée d'acide acétique (vinaigre).

Les symptômes sont très similaires à ceux développés lors d'intoxication au plomb.

Le traitement de ces affections repose sur l'administration de chélateurs de métaux et éventuellement sur le retrait de la pièce ingérée par lavage gastrique, par endoscopie ou chirurgie, et l'administration de laxatifs.

Le pronostic d'une telle intoxication est toujours réservé.

1.5.1.2. Les plantes toxiques

Selon CUVELIER et *al.* (2009), Certains aliments faisant partie du régime alimentaire de l'homme constituent un réel danger pour les oiseaux de compagnie, puisque les propriétaires partagent leur nourriture avec leurs animaux domestique.

Ainsi l'**avocat**, les **rhubarbes**, l'**oignon** et l'**ail** contiennent des principes toxiques qui peuvent être à l'origine d'intoxications s'ils sont ingérés en **quantités suffisantes**.

En ce qui concerne les perroquets, relativement peu d'informations sont disponibles dans la littérature scientifique. Ainsi il faudra souvent extrapoler aux perroquets les données relatives à la toxicité des plantes chez les autres types d'oiseaux/animaux.

- **Avocat**

Selon GWALTNEY-BRANT (2016), ce n'est pas seulement la chair du fruit qui est toxique mais aussi les feuilles et l'écorce de l'arbre. L'ingestion d'avocat (*Persea americana*) qui a pour principe toxique la « persine » a été associée avec une nécrose du myocarde chez les mammifères et les oiseaux et avec des mammites stériles chez les animaux en lactation.

Les perruches y sont le plus sensibles, les études ont montrés que l'ingestion d'1g d'avocat entraînait la mort de ces oiseaux en 24 à 48 heures, les symptômes présentés étaient cependant peu spécifiques (fatigue, aspect ébouriffé des plumes, respiration difficile). D'autres espèces d'oiseaux y sont sensibles. Ainsi, en République d'Afrique du Sud, 9 autruches sont mortes d'une défaillance cardiaque suite à l'ingestion de feuilles et de fruits immatures d'avocatier.

- **Oignon et l'ail**

Leur dose toxique n'est pas encore connue chez les perroquets, Des auteurs rapporté le cas d'une conure de Weddell (*Aratinga weddelli*) de 67 g, morte 2 jours après avoir ingéré une demi gousse d'ail (soit approximativement 1 g d'ail). Ces végétaux contiennent notamment des substances soufrées insaturées à action oxydante responsables d'une altération de l'hémoglobine. Les symptômes qui en résultent (fatigue, faiblesse, muqueuse pales accélération du rythme cardiaque) apparaissent quelques jours après l'ingestion du toxique. CUVELIER et *al.* (2009).

- **Rhubarbes**

Selon CUVELIER et *al.*(2009)Les rhubarbes font partie de la famille des polygonacées qui comprend 30 genres et 750 espèces. La toxicité de ces végétaux est liée à la présence d'acide oxalique, ce dernier est pourvu de propriétés corrosives à l'origine d'une irritation sévère du tractus digestif et est responsable d'une altération des reins.

Remarque

À côté de ces aliments, il est important de mentionner la toxicité des noyaux de certaines espèces du genre *Prunus*. Par exemple les noyaux d'abricots, de pêches, de prunes renferment des composés cyanogènes, c'est-à-dire des substances qui après mastication et digestion, libèrent du cyanure.

Le cyanure est un poison puissant provoquant une intoxication foudroyante : convulsions, difficultés respiratoires et mort en quelques minutes.

1.5 .2. Produits et aliments du quotidien

- **Tabac**

CUVELIER et *al.* (2009) affirme que l'exposition à long terme aux fumées de cigarettes, aura des conséquences au niveau respiratoire, dermatologique, oculaire et comportemental.

En effet il n'est pas rare d'observer chez les perroquets vivant dans les habitations de fumeurs des problèmes de conjonctivites, de toux et de sinusites.

Il arrive que même le comportement de l'animal soit modifié, on observe alors un picage des plumes qui sera responsable sur le long terme d'un plumage terne et hétérogène.

Chez les embryons et les jeunes oiseaux la nicotine peut aussi entraîner des déformations du cœur et du bec.

- **Gaz de cuisson**

D'après CUVELIER et *al.*(2009), les casseroles, fers à repasser, et certaines lampes chauffantes, soumis à des températures excessives (environ 260-280°C) peuvent dégager des particules et des gaz toxiques, qui sont inodores et invisibles.

Les oiseaux y sont particulièrement sensibles, selon le degré d'exposition apparaissent des symptômes tels que de la somnolence, de l'incoordination, des difficultés respiratoires, des convulsions et parfois même une mort brutale de l'animal.

- **Sel**

ANDRE (1990) souligne le fait que les oiseaux soient très sensibles à l'intoxication par les sodiums trouvés dans le sel de cuisine ou dans l'utilisation de sable marin non rincé.

Selon CUVELIER et *al.*(2009) Les symptômes observés seront alors une augmentation de la fréquence et du volume des urines et de l'abreuvement, de la fatigue, de la diarrhée, de même que différents signes nerveux : tremblements, incoordination et convulsions. Il faut donc éviter de nourrir les psittacidés avec aliment dédié à la consommation humaine comportant des suppléments en sel. Il faudra également éviter d'utiliser du sable marin non rincé comme substrat dans le fond des cages.

Les principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de minéraux et d'oligo-éléments sont mentionnés dans le tableau 1.

Tableau 3 -Principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de minéraux et d'oligo-éléments

Oligo-élément	Source	Stockage	Rôle	Carence	Excès
Ca	Œuf, os de seiche, graines carencées	squelette	Développement osseux, activité osmotique, systèmes enzymatiques, conduction nerveuse et fonction cardiaque	Rachitisme ostéomalacie, troubles de l'œuf, tétanie	
P Ca/P doit être entre 1,5/1 et 2/1	Lait, poisson, plante	squelette	Constituant des protéines du noyau cellulaire, rôle dans le métabolisme (glucides, lipides), développement osseux	Dystrophie osseuse, stérilité	Ostéofibrose, hyperparathyroïdisme nutritionnel secondaire
Mg			Développement osseux en association avec Ca et P		Diarrhée
Na Cl	Sel		Régulation pH sang, échanges osmotiques tissulaire équilibre acide-base		Inappétence, polydipsie, diarrhée, mortalité

*Service Alimentation, Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. ANDRE (1990)

Dans le tableau 2, nous avons représenté les principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de vitamines.

Tableau4 -Principaux troubles entraînés par la carence ou l'excès de vitamines

Vitamines	Source	Stockage	Rôle	Carence	Excès
A (axerophtol) Provitamine A(carotène)	Lait entier, jaune d'œuf, huile de foie de morue, carotte, mais	foie	Protection des épithéliums, croissance, reproduction, rôle dans la vision	Croissance perturbée, troubles oculaires, respiratoires et troubles de l'appareil reproducteur, lésions bucco-pharyngées	Destruction de la vitamine E
D ₃ (cholécalférol)	Foie de poissons marins, synthèse par l'animal	foie	Formation de l'os, équilibre Ca/P, augmentation absorption Ca et P, diminution excrétion Ca et P	Déformation du bec, rachitisme œufs à coquille molle et rétention d'œuf, ostéomalacie	Troubles rénaux
E (a-tocophérol)	Graines germées, plantes vertes, œufs (jaunes)	foie	Vitamine de la reproduction, réduit l'oxydation de la vitamine A	Troubles de la reproduction, encéphalomalacie, pérose	
K	Synthèse limitée par micro-organismes intestinaux, choux, épinard, tomate	foie	Facteur de la coagulation sanguine	Déficiences en cas de déséquilibre de la flore intestinale (usage d'antibiotiques), lésions d'excès de sulfamides	

*Service Alimentation, Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. ANDRE (1990)

1.6. Les maladies : virus, bactéries, parasites, champignons

1.6.1. Maladies virales

- **Maladie de New Castle** (zoonose)

D'après ANDRE (1990) les psittacidés et surtout les perroquets (amazoniens, gabonais, cacatoès) y sont particulièrement sensibles. Due à un virus du genre Paramixovirus de la famille des Paramixoviridae. Suivant leur siège préférentiel on distingue selon ERICKSON (1977) des souches viscerotropiques, pneumotropiques, ou neurotropiques.

Les symptômes observés sont surtout des troubles nerveux (contorsion de la tête, tremblements de la tête et du corps). ERICKSON (1977) notait une paralysie uni ou bilatérale

des ailes ou des pattes. Chez l'homme la maladie est très bénigne, peut provoquer une conjonctivite mais cette dernière guérit spontanément au bout de quelques jours.

- **Maladie du bec et des plumes**

L'agent causal est un circovirus ; le BFDV (beak and feather disease virus) elle a été décrite pour la première fois en Australie. Et a récemment été détectée chez une large population de perroquets d'Afrique du Sud selon REGNARD et *al.* (2014). PERRY et PASS (1981) affirme que le cacatoès blanc est l'espèce la plus sensible, ce syndrome touche les psittacidés âgés de moins de 3ans. Les animaux affectés perdent leurs plumes et ces dernières sont remplacées par des plumes de croissance et de formes anormales (plus petites, enroulées, moins pigmentées). PERRY et PASS (1981) Leur bec est décalcifié et fragilisé, et présente aussi une hyperkératose et hyperplasie (Fig. 6).



Figure 13 : Cacatoès atteint de la maladie du bec et des plumes

- **Hépatite viral des perroquets (Orthoréovirose)**

L'agent causal est un orthoréovirus de la famille des réoviridae, isolé chez les psittacidés par MEULEMANS et *al.* (1983). Les gabonais, youyous du Sénégal, perruches à collier et inséparables y sont très sensibles selon ANDRE (1990). Il en résulte des troubles respiratoires, oculaires, entérite et une mortalité importante en 4 à 5 jours.

- **Maladie de dilatation du proventricule**

Selon WEISSENBOCK et *al.* (2009) la PDD (ou Proventricule Dilatation Disease) a été décrite pour la première fois à la fin des années 1970 en Australie, en Suisse et en Allemagne elle touche plus de 50 espèces de l'ordre des psittaciformes et principalement les Aras. Des analyses ont mis en évidence une séquence de bornavirus chez les oiseaux atteints selon

HONKAVUORI (2009). Cette maladie entraîne des régurgitations, une mal digestion et des symptômes nerveux qui peuvent inclure l'ataxie et les convulsions.

1.6.2 Maladies bactériennes

Parmi les plus caractéristiques des maladies bactériennes chez les Psittacidae, nous citons la chlamydiose aviaire.

- **Chlamydiose aviaire (Psittacose-Ornithose) (zoonose)**

D'après VAN WETTERE et *al.* (2016), La chlamydiose aviaire peut-être une infection subclinique inapparente, ou une maladie aigue subaigüe ou chronique caractérisé par des symptômes respiratoires et digestifs. Cette maladie a été décrite dans le monde entier est identifié chez au moins 460 espèces aviaires.

ANDRE (1990) affirme que les Psittaciformes sont relativement résistants mais représentent des réservoirs naturels.

1.6.3 Maladies parasitaires

Il s'agit d'un très large et complexe de la pathologie des psittaciformes, nous allons donc aborder les grandes lignes seulement.

ANDRE (1990) souligne le fait que se sont les oiseaux vivant en groupe qui sont le plus concernés, tandis que les oiseaux élevés isolément ou en petits nombre sont plus rarement touchés. Le diagnostic cliniques des parasitoses est confirmé par la mise en évidence du parasite (à l'œil nu ou au microscope).

1.6.3.1. Parasites externes

1.6.3.1.1. Acariens et agents de gale

- **Gale de la perruche**

Selon ANDRE (1990) L'agent responsable est un acarien du genre *Cnemidocoptes pilae*, a également été décrit chez le perroquet ; *C. jamaicensis* et *C. laevis*.

L'atteinte parasitaire débute au niveau des commissures du bec et de la cire puis s'étend jusqu'à la tête (Fig.7 et 8). On observe alors la présence d'une matière gris-blanchâtre ou jaunâtre, granuleuse formant des croûtes, Ces mêmes lésions peuvent être observées au niveau des pattes Traitement : Ivermectine (IVOMEC N.D)



Figure 7 : Lésions au niveau du bec (2013)



Figure 8 : Lésions au niveau des pattes (2013)

1.6.3.1.2. Acariens des voies respiratoires

D'après FAIN (1968) il s'agit des acariens parasitant les fosses nasales, et les poumons des psittaciformes, il cite notamment les genres *Sternostoma*, *Mesonyssoides* et le genre *Bodaya*.

1.6.3.1.3. Acariens des plumes et surface des téguments

Dermanyssus gallinae est un acarien hématophage aussi appelé poux rouge, MENTRE (2017) affirme que même si ils sont moins redoutables que les maladies infectieuses les poux rouges sont une grande source d'inconfort pour le perroquet et peuvent être à l'origine de picage et d'anémie (Fig. 9).



Figure 9 : *Dermanyssus* sp.

Une bonne hygiène de la cage est nécessaire afin d'éviter ce type d'affection. Selon ANDRE (1990) ce parasite dont la taille varie entre 0,5 et 1mm est actif la nuit et se cache le reste du temps dans les moindres interstices de la cage (Fig. 11).

La pose d'une feuille blanche sur le perchoir et le fond de la cage peut permettre de les repérer MENTRE (2017).



Figure 10 : Poux rouges à l'intérieur d'une cage

1.6.3.2. Phytoparasitoses (mycose)

Les deux principaux types sont l'aspergillose et la candidose, sans oublier la teigne causée par des Gymnoscacées. Cette maladie qui est contagieuse même pour l'homme se traduit par une atteinte de la peau, l'épiderme est recouvert de nombreux points blancs duveteux et les plumes finissent par tomber BLANCHOT et ROQUET (1979).

1.6.3.3 Parasites internes

Les différents parasites internes, ainsi que leurs symptômes, leurs lésions et leurs diagnostics sont mentionnés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Différents parasites internes, leurs symptômes, lésions et diagnostic

	Parasites	Espèces	Symptômes et lésions	Diagnostic
Protozoaires	Giardiose (<i>Giardia</i> sp.) zoonose	Fréquent chez les perruches ondulées et calopsittes, inséparables. Jeunes Psittacidés	-Souvent pas de signes cliniques. -Diarrhées intermittentes, fientes verdâtres, mucoïdes et chargées en graisses. - Perte de poids. -Lésions cutanées parfois, prurit, alopecie, peau sèche et squameuse. -Mortalité des jeunes au nid.	-Trophozoïtes flagellés sur un raclage intestinal ou dans les fientes fraîchement émises (<30mn).
	Trichomonose (<i>Trichomonas gallinae</i>)	Perruches	-Anorexie, amaigrissement progressif, diarrhée jaunâtre. -Plaques caséuses dans la cavité orale, l'œsophage, le jabot, (et au niveau des voies respiratoires supérieures)	-Raclage des lésions ou lavage et aspiration du jabot. -Recherche du flagellé mobile si juste prélevé
	Coccidiose (<i>Eimeria</i> sp., <i>Isospora</i> sp.)	Perruches ondulées (relativement rare)	-Dépérissement, diarrhée mucoïde parfois hémorragique, polydipsie. -Perte de poids. -Distension, congestion, hémorragie intestinale. -Parfois signes nerveux.	Coproscopie (recherche d'ookystes)
	Cryptosporidiose (<i>Cryptosporidium</i> sp.)	Perroquets et perruches	-Gastro-entérite -Diarrhée liquide non sanglante -amaigrissement Inappétence	-Mise en évidence du parasite par coproscopie

Helminthes	Ascaridiose (<i>Ascaridia</i> sp.)	Psittacidés, mais surtout perruches australiennes. Surtout en extérieur.	-Parfois pas de signes. -Souvent une perte de poids (perte d'appétit) avec de la diarrhée -Somnolence. -Adultes : péritonite (obstruction, perforation intestinale).	Coproscopie (recherche d'œufs) -Adultes parfois dans les fientes
	Cestodose (Cestodes)	Psittacidés. (Rares)	-Diarrhées suivies de perte de poids. -Appétit diminué. -Entérite chronique catarrhale ou hémorragique, obstruction intestinale.	-Présence de proglottis dans les fientes ou d'œufs
	Capillariose (capillaires)	Toutes espèces. Surtout en extérieur.	-Diarrhées. -Dysphagies dues à une obstruction, anémie.	-Coproscopie (recherche d'œufs).

1.6.4. Traitemet

Le traitement utilisé est caractéristique des parasites qui atteignent les Psittacidae :

- **Coccidiose** : sulfamides, toltrazuril.
- **Trichomonose** : métronidazole.
- **Cestodoses ou téniasis** : praziquantel, niclosamide, oxfendazole.
- **Nématodoses** : lévamisole, fenbendazole, ivermectine, pyrantel, oxfendazole.
- **Giardiose** : diméridazole, métronidazole, fenbendazole, oxfendazole.

Chapitre 2 – Méthodologie

Nous avons représenté dans ce chapitre les stations d'études, les méthodes utilisées sur le terrain et au laboratoire et les indices écologiques et statistiques appliqués pour interpréter nos résultats.

2.1. Présentation de la zone d'étude et des modes de vie des psittacidés dans cette zone

Le jardin d'acclimatation communément appelé jardin d'essai est un joyau de la ville d'Alger, situé dans le quartier d'El Hamma il est bordé par la mer méditerranée et les premières montagnes qui dominent la ville ceci lui permet de profiter d'un microclimat exceptionnel. Le jardin botanique fut créé en 1832 et s'étend sur une superficie d'environ 32ha.



Figure 14 : Localisation du jardin d'essai : vue par satellite (Google map)

Quant au jardin zoologique c'est en 1900 qu'il a vu le jour sous l'initiative du Dr Joseph Ange (correspondant du muséum de Paris) sur une superficie initiale d'environ 1ha à l'entrée Nord du jardin.



Figure 15 : Photographie de l'allée principale du jardin botanique (Site officiel du jardin d'essai)

2.1.1. Présentation des enclos des psittacidés

La voilière aussi appelée secteur L en raison de la disposition de ses enclos, comprend une dizaine d'enclos renfermant d'impressionnantes espèces de psittaciformes vivant en groupe ou en couple parmi elleson compte les perruches callopsittes, les perruches anglaises, les perruches ondulées, les perruches à collier, un Ara noble, les inséparables, un couple de Ara chloroptère, un Ara ararauna un cacatoès blanc, des cacatoès rosalbin et des gabonais (Fig. 13, 14 et 15).



Figure 13 : Couple d'Ara chloroptère (Photo originale, BOUDOUA, 2017)



Figure 14 : Perruches callopsittes (Photo originale, BOUDOUA, 2017)



Figure 15 : Cacatoès rosablin sur son nid (Photo originale BOUDOUA, 2017)

Lors d'arrivée de nouveaux pensionnaires ces derniers sont mis en observation un certain temps au niveau de la clinique du zoo c'était le cas cette année pour un couple de perruches (ou conures) de Patagonie, un couple de grand Eclectus, un Ara ararauna et des Gris du Gabons (Fig. 16 et 17).



Figure 16 : Couple d'Eclectus
(Photo originale, BOUDOUA, 2017)



Figure 17 : Perruches de Patagonie
(Photo originale BOUDOUA, 2017)

2.1.2. Condition de vie

- **Alimentation**

Alimentation très variée (équilibrée) à base de graines, de fruits et de légumes frais distribués quotidiennement dans les différents enclos, citons à titre d'exemple ; pommes, oranges, bananes séchées, carottes, cacahuètes et graines de tournesols.

Il y a au minimum deux mangeoires et deux abreuvoirs par enclos ce qui permet d'éviter les phénomènes de compétition.

2.1.3. Soins et moyens prophylactique en place

- **Au niveau du jardin d'essai**

- nettoyage quotidien des enclos.
- application de spray antiparasitaire.
- traitement prophylactique à l'ivermectine (IVOMEC N.D) 1 à 2 fois par an.
- cure vitaminique (surtout en période d'accouplement)

- **Au niveau des animaleries**

- nettoyage quotidien des cages (1 à 2 fois par jour)
- vermifugation au levamisol (TABERNIL N.D) deux (2) fois par an (Fig. 18).



Figure 18 : Produit de déparasitage chez les animaliers

2.2. Méthode utilisé sur terrain

Il suffisait de récolter, à l'aide d'une spatule des fientes fraîches éliminés pendant au moins une journée. La récolte se faisait tôt la matinée avant le nettoyage des voilières, les échantillons étaient ensuite conservés dans des boîtes hermétiques et emmenées au laboratoire.

Les fientes étaient conservées entre à +4°C dans du bichromate de potassium (Fig. 19).



Figure 19 : Boîtes de coprologie (Photo originale, BOUDOUA, 2017)

2.3. Méthode utilisés au laboratoire

2.3.1. Analyse parasitologique des fientes

La méthode utilisée était la flottaison qui consiste à écraser et mélanger les fientes dans un mortier pilon avec une solution dense qui est le NaCl ($d= 1,2$) (Fig. 20 a), le mélange était

ensuite filtré dans un autre récipient (Fig. 20 b) et centrifugé (Fig. 20 c). Le liquide était ensuite versé dans des tubes à essai jusqu'à ménisque convexe. Enfin des lamelles étaient placées sur l'ouverture de chaque tube (Fig. 20 d) et au bout de 15 minutes chaque lamelle était retirée et placée sur une lame (Fig. 20 e) pour être observée sous microscope photonique (Fig. 20 f).

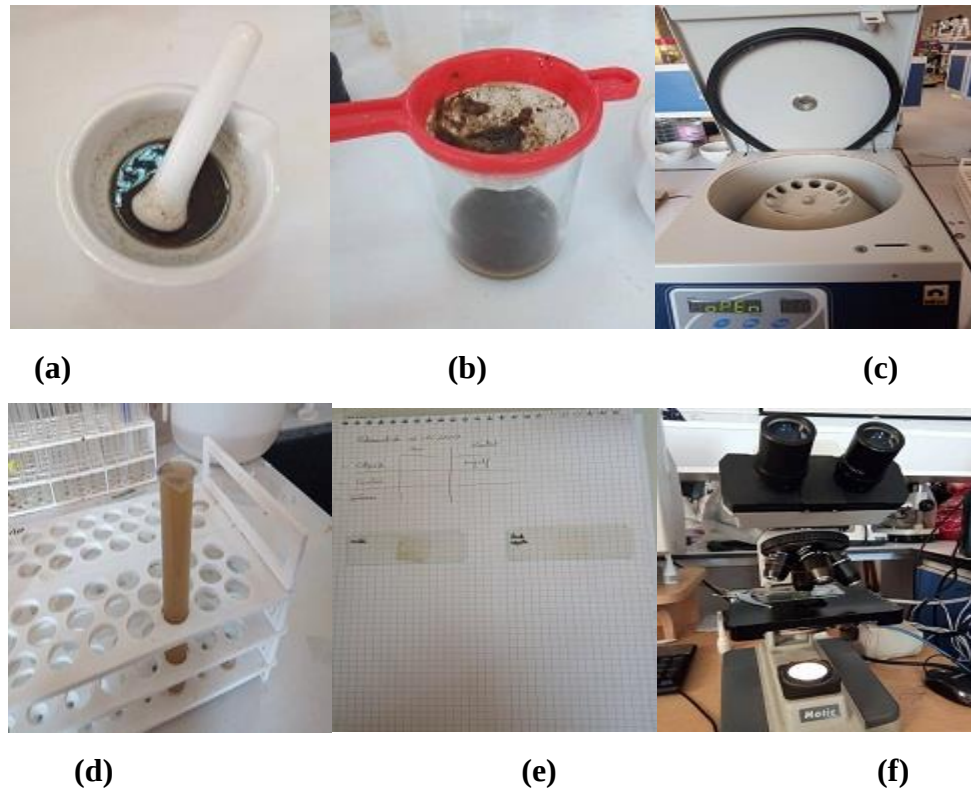


Figure 19 : Les différentes étapes de la technique de flottaison (Photo originale BOUDOUA 2017)

- **Avantage**

- technique simple
- nécessite un matériel rudimentaire (peu coûteux)
- réalisable en série

- **Inconvénients**

- tendance à former des cristaux
- remontée importante de débris

D'autres solutions denses peuvent être utilisées, représentées dans le tableau 4.

Tableau 4 : Différentes solutions denses utilisé pour la flottaison

Solutions denses	Avantages	Inconvénients	Préparation
Solution de Seather (sucrée saturée) d = 1,12 ou 1, 27	- Très peu coûteux - Facile à préparer - Pas de déformation des œufs de Nématodes - Indiquée pour la recherche de <i>Cryptosporidium</i>	- Solution trop visqueuse, collante - Contamination possible par des moisissures	d = 1,12 : - 680 g de sucre en poudre - eau qsp 1000 ml d= 1,27 : - 454 g de sucre en poudre - 355 g d'eau
Nitrate de sodium d = 1, 22	- Cette solution donne de très bons résultats pour les Nématodes	- Tendance à former des cristaux - Déforme les éléments parasitaires en quelques minutes	- 400 g de NaNO₃ - eau qsp 1000 ml
Sulfate de zinc à 33% d = 1,18	- Concentre très bien les kystes de <i>Giardia</i>	- Remontée importante de débris - Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture)	- 371 g de ZnSO₄ - eau qsp 1000 ml
Sulfate de zinc modifié d = 1, 44	- Efficacité comparable à l'iodo-mercure - Pas polluant	- Remontée importante de débris - Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture)	- 330 g de ZnSO₄ - 150 g d'acétate de zinc - eau qsp 1000 ml
Chlorure de sodium d = 1,18 à 1,2	- Très peu coûteux - Facile à préparer	- Corrosif - Remonte presque uniquement les kystes de coccidies - Tendance à former des cristaux - Déformation importante des œufs	- 400 g de sel de cuisine - eau qsp 1000 ml
Sulfate de magnésium à 35% d = 1,28	- Peu coûteux - Indiqué pour la recherche de <i>Trichuris</i> - Remonte peu de débris	- Tendance à former des cristaux	- 350 g de MgSO₄ - eau qsp 1000 ml
Iodo-mercure de potassium d = 1, 44	- Remonte tous les œufs y compris ceux des Trématodes	- Déforme les œufs - Polluant - Corrosif	

Remarque : d = densité

2.4. Exploration des résultats par des indices écologiques et statistiques

Les résultats obtenus sont exploités par l'emploi de plusieurs méthodes ou paramètres, ces derniers sont appliqués aux parasites retrouvés dans les fientes des psittaciformes des différentes stations d'étude.

2.4.1. Méthodes par utilisation des indices écologiques

Les indices écologiques de composition combinent le nombre des espèces ou richesse totale et leur quantité exprimée en abondance, en fréquence ou en densité d'individus contenus dans le peuplement (BLONDEL, 1975). Ces indices sont représentés par la richesse spécifique et la fréquence centésimale.

2.4.1.1. Richesses totale et moyenne

La richesse représente un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. Elle peut être envisagée sous deux aspects différents soit la richesse totale S , qui est le nombre total des espèces contactées au moins une fois au terme des N relevés et la richesse moyenne S_m qui correspond au nombre moyen des espèces contactées à chaque relevé (BLONDEL, 1975, 1979 ; RAMADE, 1984).

2.4.1.2. Fréquence centésimale

La connaissance de la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (RAMADE, 1984). La fréquence F est le pourcentage des individus d'une espèce n_i par rapport au total des individus N_i (DAJOZ, 1971 ; BLONDEL, 1975). Cette fréquence traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement. Plusieurs auteurs parlent de dominance plus ou moins grande pour exprimer l'influence qu'une espèce est supposée exercer au sein de la biocoenose (DAJOZ, 1971).

$$F (\%) = \frac{n_i \times 100}{N_i}$$

2.4.2. Exploitation des résultats par quelques indices parasitaires

Les analyses parasitologiques utilisés tels que l'état de l'hôte, la prévalence, l'abondance et l'intensité moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel « Quantitative Parasitology V 3.0. » (ROZSA et al., 2000).

2.4.2.1. La prévalence (P)

La prévalence exprimée en pourcentage, le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés. Les termes "espèce

dominante’’ (prévalence > 50%), ‘‘espèce satellite’’ (15 <prévalence< 50%), ‘‘espèce rare’’ (prévalence < 15%), ont été définis selon (VALTONEN et *al.*, 1997).

$$\text{Prévalence en \%} = \text{pi} \times 100/\text{pt}$$

2.4.2.2.L’intensité moyenne (IM)

L’intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d’une espèce parasite dans un échantillon d’une espèce hôte et le nombre d’hôtes infestés par le parasite. Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de BILONG-BILONG et NJINE (1998) :

- IM < 15 : intensité moyenne très faible,
- 15 < IM 50 : intensité moyenne faible,
- 50 < IM 100 : intensité moyenne moyenne,
- IM > 100 : intensité moyenne élevée.

Chapitre 3 : Résultats et discussions des parasites intestinaux des Psittacidae

3.1. Résultats

Dans cette partie, tous les résultats concernant les parasites des psittacidés sont exploités et interprétés par des indices écologiques et statistiques.

3.1.1. Inventaire des parasites rencontrés chez les psittacidae

Le tableau 5 et la figure 20, représentent la classification des espèces de parasites intestinaux retrouvées dans les fientes des différents psittacidés rencontrés dans le jardin d'essai du Hamma et quelques animaliers d'Alger.

Tableau 5 : Parasites intestinaux chez les psittacidés de la région d'Alger

Phyllums	Classes	Ordres	Familles	Espèces
<u>Apicomplexa</u>	<u>Conoidasida</u>	Eucoccidiorida	Eimeriidae	<i>Eimeria</i> sp.
Nemathelmintha	Nematoda	Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaridia</i> sp.
		Trichurida	Capillariidae	<i>Capillaria</i> sp.
Plathelmintha	Costoda	Cyclophyllidea	taeniidae	<i>Cestoda</i> sp.
Arthropoda	Arachnides	Acari	Acari F.	<i>Acari</i> sp.
Total = 4	4	5	5	5

Nous avons recensé 5 espèces de parasites appartenant à 4 phylums, 4 classes, 5 ordres et 5 familles. Nous remarquons que le phylum des némathelminthes et la classe nématodes renferment 2 espèces de parasites, par rapport aux autres catégories qui renferment une seule espèce de parasites.

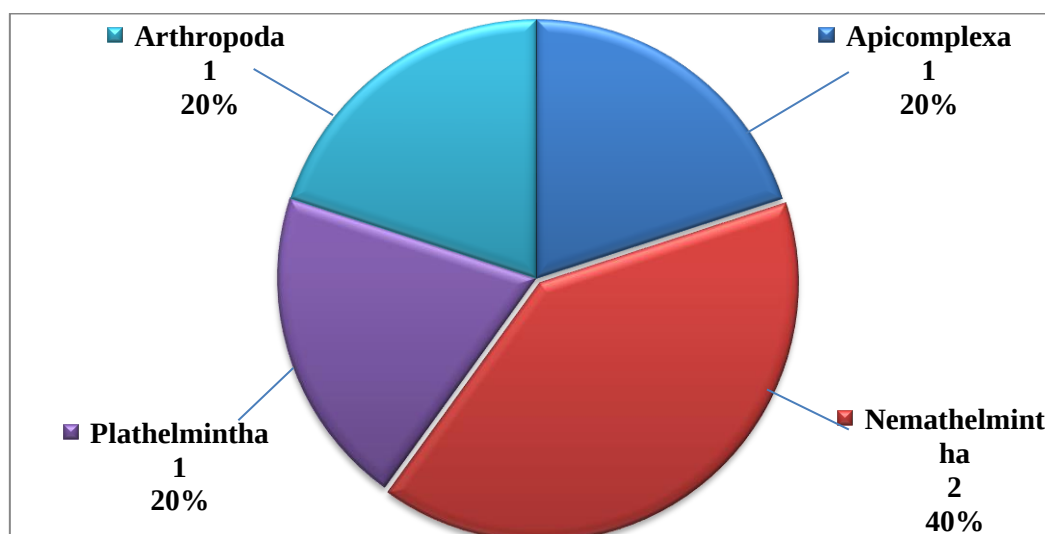
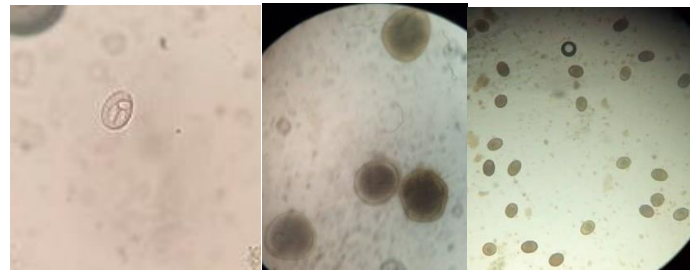


Figure 20 : Importance des parasites en fonction des phylums



Ascaridia sp. G x 1000

Cestoda sp. G x 400



Eimeria sp. G x 400

Toxocara sp. G x 400

Toxocara sp. G x 100

Figure 20 : Parasites des animaux analysés au jardin d'essai du Hamma

Nous avons mis dans le tableau 6, le numéro des échantillons des fientes récoltés, le dates de récoltes, le lieu de provenance, l'espèce de Psittacidés concernée, ainsi que les parasites trouvés.

Tableau 6 : Parasites des Psittacidés trouvés par date, lieu et hôtes

N	Dates	Provenances	Espèces de Psittacidés	Parasites (Œufs ou oocystes /g)
1	Juillet/20016	Animalerie Kouba	Gabonais	-
2	Juillet/2016	Animalerie Kouba	Gabonais	-
3	Juillet/2016	Animalerie Kouba	Inséparable de Fisher	-
4	Septembre/2016	Animalerie Kouba	Gabonais	-
5	Septembre/2016	Animalerie Kouba	Gabonais	-
6	Septembre/2016	Animalerie Kouba	Perruches ondulées	-
7	Octobre/2016	Animalerie Meissonier	Perruches calopsittes	-
8	Octobre/2016	Animalerie Meissonier	Inséparables	-
9	Octobre/2016	Animalerie Meissonier	Canaris	-
10	Octobre/2016	Animalerie Meissonier	Youyou du Sénégal	-
11	Début Février/2017	Jardin d'essai	Ara chloroptère	
12	Début Février/2017	Jardin d'essai	Ara ararauna	-
13	Début Février/2017	Jardin d'essai	Cacatoès blanc	-
14	Début Février/2017	Jardin d'essai	Gabonais	-
15	Début Février/2017	Jardin d'essai	Cacatoès rosablin	-
16	Début Février/2017	Jardin d'essai	Perruches ondulées	-

17	Début Février/2017	Jardin d'essai	Perruches à collier	-
18	Début Février/2017	Jardin d'essai	Ara noble	-
19	Début Février/2017	Jardin d'essai	Perruches Callopsittes	100 <i>Eimeriasp.</i>
20	Début Février/2017	Jardin d'essai	Inséparables	-
21	Début Février/2017	Jardin d'essai	Canaris (clinique)	500 Œufs de <i>Strongyloides sp.</i>
22	Début Février/2017	Jardin d'essai	Gabonais (clinique)	-
23	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Perruches Callopsittes	1000 œufsd' <i>Ascaridia sp.</i>
24	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Inséparables	-
25	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Ara noble	-
26	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Ara Chloroptère	100 œufs de <i>Cestoda sp.</i> + 100 œufs d' <i>Acari sp.</i>
27	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Cacatoès blanc	-
28	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Ara Ararauna	-
29	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Fennecs	+20000 <i>Toxocarasp.</i>
30	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Chacals	10000 <i>Toxocarasp.</i>
31	Mi-Février/2017	Jardin d'essai	Paons	100œufs de <i>Capillaria sp.</i> + 400 œufs <i>Ascaridia sp.</i>
32	Avril/2017	Jardin d'essai	Perruches ondulées	-
33	Avril/2017	Jardin d'essai	Perruches à collier	-
34	Avril/2017	Jardin d'essai	Perruches Callopsittes	-
35	Avril/2017	Jardin d'essai	Ara chloroptère	-
36	Avril/2017	Jardin d'essai	Ara Ararauna	-
37	Avril/2017	Jardin d'essai	Gabonais (Lot de saisie)	-
38	Avril/2017	Jardin d'essai	Perruches de Patagonie	-
39	Avril/2017	Jardin d'essai	Canaris	-
40	Avril /2017	Jardin d'essai	Couple Eclectus	-
41	Avril/2017	Jardin d'essai	Gabonais (clinique)	-
42	Avril/2017	Jardin d'essai	Tigresse	300 œufs <i>Toxocara leonina</i>
43	Avril/2017	Jardin d'essai	Perruche de Patagonie	-
44	Avril/2017	Jardin d'essai	Autruches	-
45	Mai/2017	Jardin d'essai	Ara noble	-
46	Mai/2017	Jardin d'essai	Perruches ondulées	-
47	Mai/2017	Jardin d'essai	Cacatoès blanc	-
48	Mai/2017	Jardin d'essai	Ara chloroptère	-
49	Mai/2017	Jardin d'essai	Inséparables	-
50	Mai/2017	Jardin d'essai	Gabonais (clinique)	-
51	Juin/2017	Jardin d'essai	Ours	+ 100 œufs <i>Toxocara sp.</i>

N : Numéro d'échantillons

Nous avons effectué 51 prélèvements d'excréments pour faire des analyses coprologiques, dont 46 échantillons concernaient les Psittacidés. 4 prélèvements seulement sont positifs. Nous avons même analysé les excréments des fennecs, des chacals, d'une tigresse et d'un ours, car leurs cages étaient proches des volières des psittacidés, afin de voir s'il y'aurait des contaminations. En fait les parasites sont spécifiques aux hôtes.

3.1.2. Richesse totale et moyenne des parasites rencontrés chez les Psittacidae

Les valeurs de la richesse totale et la richesse moyenne des parasites des Psittacidés sont notées dans le tableau 7 et la figure 21.

Tableau 7 – Richesses totales et moyennes des parasites des Psittacidés

Mois Paramètres	VII	IX	X	1 ^{er} II	½ II	IV	V
S	0	0	0	2	4	0	0
Sm	0	0	0	0,17	0,44	0	0

Les richesses totales et moyennes varient en fonction des mois. La richesse totale est plus élevée à la mi-février avec 4 espèces. La richesse moyenne est également élevée en mi-février.

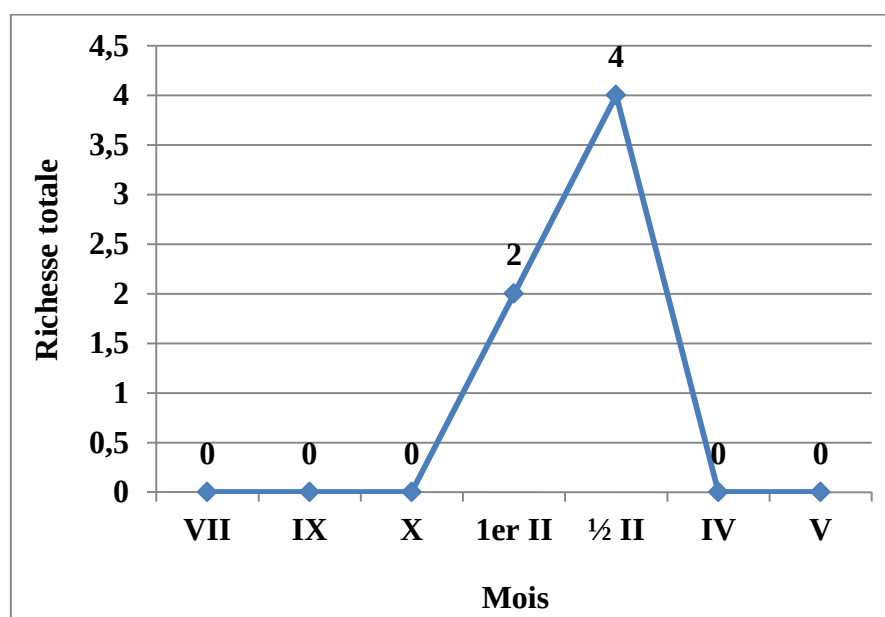


Figure 21 – Variation de la richesse totale des parasites en fonction des mois chez les Psittacidés

3.1.3. Fréquences centésimales des parasites rencontrés chez les Psittacidae

Nous avons exploité nos résultats des parasites par la fréquence centésimale chez les oiseaux vivants en captivité chez les animaliers et au jardin d'essai du Hamma.

Le tableau 8 et la figure 22 représentent la variation de la fréquence centésimale des parasites chez tous les oiseaux en fonction des mois.

Tableau 8 : Variation mensuelle de la fréquence centésimale des parasites des oiseaux.

	Mois		<i>Eimeria</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Capillaria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Acari</i>	Total
Animaleries	Juillet	N	0	0	0	0	0	0	0
		%	0	0	0	0	0	0	0
	Septembre	N	0	0	0	0	0	0	0
		%	0	0	0	0	0	0	0
	Octobre	N	0	0	0	0	0	0	0
		%	0	0	0	0	0	0	0
Jardin d'essai	Début février	N	100	0	500	0	0	0	600
		%	16,67	0	83,33	0	0	0	100
	Mi-février	N	0	1400	0	100	100	100	1700
		%	0	82,35	0,00	5,88	5,88	5,88	100
	Avril	N	0	0	0	0	0	0	0
		%	0	0	0	0	0	0	0
	Mai	N	0	0	0	0	0	0	0
		%	0	0	0	0	0	0	0

N : Effectifs ; % : Fréquences

Nous remarquons que les parasites sont signalés chez les psittacidés en février. En début février, 2 espèces apparaissent, *Eimeria* sp. (16,67%) et *Strongyloides* sp. (83,33%). En mi-février 4 espèces sont mentionnées, *Ascaridia* sp. (82,35), *Capillaria* sp. (5,88), *Cestoda* sp. (5,88) et *Acari* sp. (5,88). Le nombre d'œuf et d'oocystes est comme même très faible, dû aux traitements effectués.

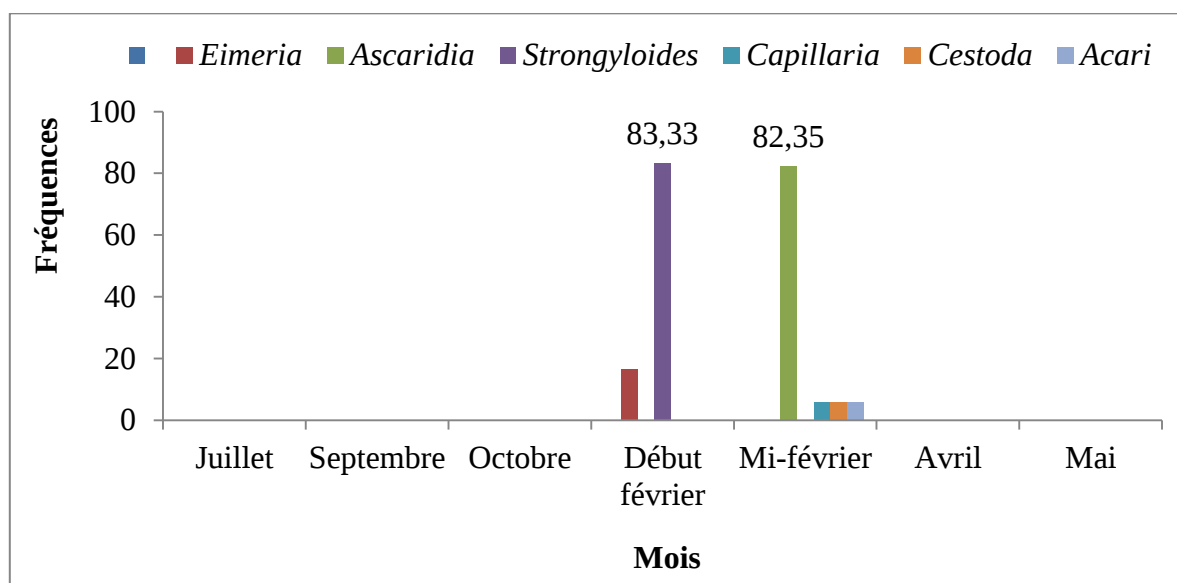


Figure 22 : Variation des fréquences centésimales des parasites chez les psittacidés

Dans les tableaux 9, nous représentons les fréquences centésimales des parasites identifiés dans les fientes par espèce d'oiseaux de Psittacidés dans le jardin d'essai du Hamma.

Tableau 9 : Fréquences centésimales des parasites par espèce d'oiseaux de Psittacidés

Ara chloroptère							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	50	0	0	0	50	100%
Mi-Février	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Ara ararauna, Cacatoès blanc, Cacatoès rosablin							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Perruches callopsittes							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	1	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	0	0	100	0	0	0	100
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Perruches ondulées							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Perruches à collier, Ara noble							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	0	0	0	0	0	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Inséparables							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	0	0	0	0	0	0	0
Avril	--	--	--	--	--	--	--
Mai	0	0	0	0	0	0	0

Gabonais (clinique)							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	0	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	--	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Gabonais (lot de saisie)							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	--	--	--	--	--	--	--
Mi-Février	--	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	--	--	--	--	--	--	--
Perruches de Patagonie							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	--	--	--	--	--	--	--
Mi-Février	--	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	0	0	0	0	0	0	0
Grand Eclectus							Total
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>	
Début Février	--	--	--	--	--	--	--
Mi-Février	--	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0	0
Mai	--	--	--	--	--	--	--

-- : Absence de données

Nous remarquons que parmi les 10 espèces de perroquets et de perruches analysés, deux seulement hébergent des parasites. En effet le Ara chloroptère est parasité par 50% de *Cestoda* et 50% de *Strongyloides*, alors que la Perruches callopsittes est parasitée par seulement *Ascaridia* (100%).

Dans les tableaux 10, nous représentons les fréquences centésimales des parasites identifiés dans les fientes par espèce d'autres oiseaux vivants en captivité proches des Psittacidés dans le jardin d'essai du Hamma.

Tableau 10 : Fréquences centésimales des parasites d'autres oiseaux

Paons						
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>
Début Février	--	--	--	--	--	--
Mi-Février	0	0	80%	20%	0	0
Avril	0	0	0	0	0	0
Mai	--	--	--	--	--	--
Canaris (voilière)						
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>
Début Février	0	0	0	0	0	0
Mi-Février	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0
Mai	--	--	--	--	--	--
Canaris (clinique)						
Parasites Mois	<i>Eimeria</i>	<i>Cestoda</i>	<i>Ascaridia</i>	<i>Capilaria</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Acari</i>
Début Février	0	0	0	0	100%	0
Mi-Février	--	--	--	--	--	--
Avril	0	0	0	0	0	0
Mai	--	--	--	--	--	--

-- : Absence de données

Le paon est parasité par deux espèces *Ascaridiasp.* (80%) et *Capilariasp.* (20%).

3.1.4. Prévalences et intensités moyennes des parasites rencontrés chez les psittacidae

Les prévalences et les intensités moyennes des parasites des Psittacidés sont mentionnées dans le tableau 11 et les figures 23 et 24.

Tableau 11 : Les prévalences et les intensités moyennes sont mentionnées dans le tableau 11.

Parasites	Total des mois	Infectés	Prévalences	Catégories	Intensités moyennes	Catégories
<i>Acari sp.</i>	7	1	14 ,3%	Rare	1	Très faible
<i>Ascaridia sp.</i>	7	1	14 ,3%	Rare	14	Très faible
<i>Capillaria sp.</i>	7	1	14 ,3%	Rare	1	Très faible
<i>Cestoda sp.</i>	7	1	14 ,3%	Rare	1	Très faible
<i>Eimeria sp.</i>	7	1	14 ,3%	Rare	1	Très faible

Les prévalences des parasites des Psittacidés sont inférieures à 15%, ce qui veut dire que les parasites appartiennent à la catégorie rare. Les intensités moyennes des parasites sont également inférieures à 15, ce qui veut dire qu'ils sont très faibles.

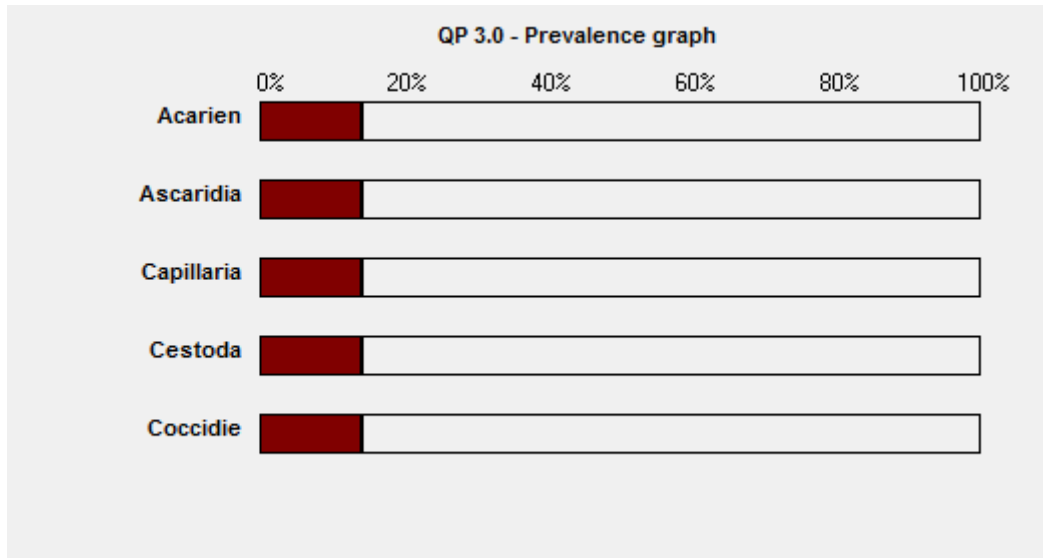


Figure 23: Prévalences des parasites des Psittacidae

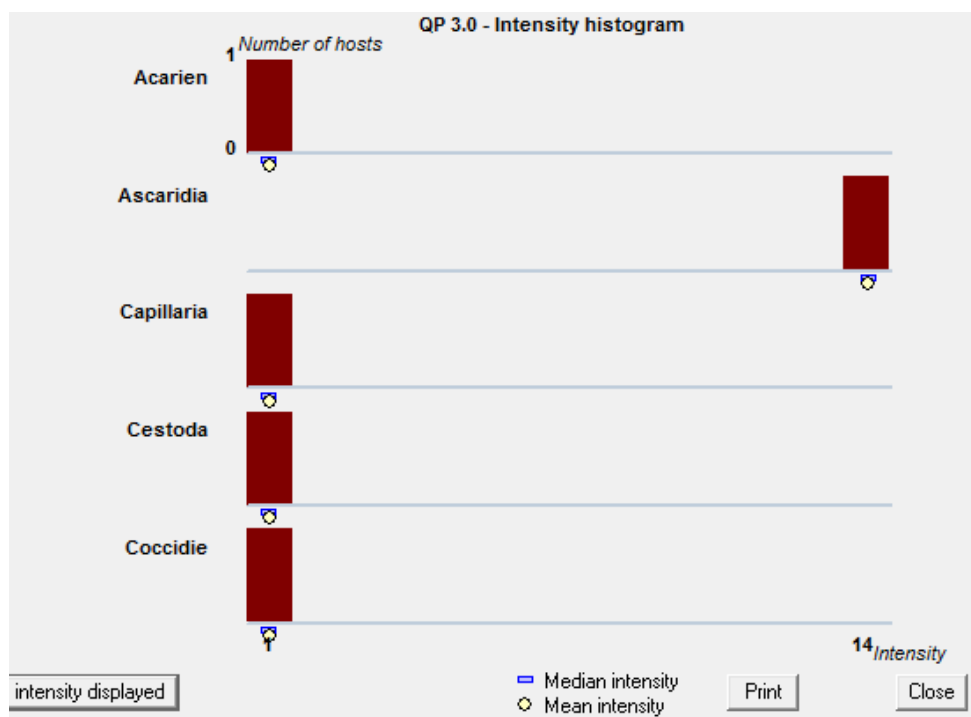


Figure 24 : Intensités moyennes des parasites des Psittacidae

3.2. Discussion

Dans notre étude, nous avons recensé 5 espèces de parasites appartenant à 4 phylums, 4 classes, 5 ordres et 5 familles. Nous remarquons que le phylum des némathelminthes et la classe nématodes renferment 2 espèces de parasites, par rapport aux autres catégories qui renferment une seule espèce de parasites.

Une étude sur les parasites internes retrouvés chez les oiseaux exotiques importés au Canada menée par DOHOO (1982) a permis de mettre en évidence chez ces oiseaux des œufs d'*Ascaridia* sp., *Capilaria* sp., ainsi que des œufs de cestodes.

WILSON et al. (1999) a fait le diagnostic post-mortem d'une ascaridiose sévère chez 4 individus de psittacidés (Ara, amazone et cacatoès) les lésions retrouvées comprenaient une obstruction intestinale, ainsi que la découverte d'ascaris dans les canaux pancréatiques et biliaires.

KAJEROVA et al. (2004) (République Tchèque) ont retrouvé des œufs d'*Ascaridia platyceri* et *Ascaridia hermaphrodita* chez 38 psittacidés de 15 espèces différentes

Ces mêmes auteurs affirment que ces deux espèces de nématodes sont celles que l'on détecte le plus souvent chez les psittacidés.

Ils affirment également que les ascarides peuvent causer des problèmes graves et souvent mortels chez les perroquets.

Dans un autre article publié par le même auteur en 2005 il est rapporté la découverte d'autres espèces de *Capillaria* parasitant ces oiseaux. Ces nématodes ont été identifiés comme étant *Baruscapillaria obsignata*.

En 2014 une étude menée en Thaïlande par LEKDUMRONGSAK a permis de mettre en évidence l'efficacité de la Fenbendazole chez les Aras, ainsi l'efficacité globale du Fenbendazole per os et mélangée à la nourriture était de 94,7% et 83,1%, respectivement.

Conclusion

Au terme de cette étude effectuée sur plus 40 de échantillons de 12 différentes espèces de psittaciformes, menée dans un premier temps au niveau des animaleries puis au niveau du jardin d'essai d'Alger, nous avons pu démontrer la présence de parasites dans leur fientes mais en faible quantité. Les espèces retrouvées sont *Capillaria* sp., *Ascaridia* sp., *Eimeria* sp., ainsi que des œufs de nématodes et un œuf de cestode. Le parasite le plus souvent retrouvé était *Ascaridia*. sp. Ces oiseaux semblent très bien répondre au traitement préventif qui leur est administré. La prophylaxie est donc très importante chez ces oiseaux pour qui les

infestations parasitaires peuvent être mortelles, il faut garder à l'esprit que ces animaux sont importés de régions tropicales et peuvent donc constituer des réservoirs de maladies même pour l'homme. Il est aussi important de rappeler que ces oiseaux fascinant tant par leur beauté que par leur intelligence sont victimes du braconnage et de la déforestation ce qui fait que leur nombre décroît de façon inquiétante (Ara hyacinthe et Ara macao par exemple), il est donc important de les préserver dans leur milieu naturel, et de surveiller leur commercialisation qui est bien trop souvent illégale.

En perspectives, il faut approfondir les recherches concernant les psittacidés et les nouveaux animaux de compagnie en général. Pour préserver l'espèce mais aussi parce que leur maladies peuvent représenter un danger même pour l'homme. En plus des analyses parasitologiques nous devons faire des analyses bactériologiques et virales, et réaliser des diagnostics plus précis, et pour une meilleure maîtrise des élevages il est important de sensibiliser aussi bien les vétérinaires que les éleveurs, et les vendeurs sur les conditions de vie de ces oiseaux, leur hygiène et leur alimentation afin de minimiser leur mortalité.

Références bibliographie

1. ANDRE J.P., 1990 - Les maladies des oiseaux de cages et de volières. Point vétérinaire Alfort, 380p.
2. ANIMIOGENE, 2015 - <http://www.animogen.com/2015/02/06/classification-et-quantification-des-psittaciformes-lhistoire-sans-fin/>
3. BLANCHOT. E et ROQUET.J.M., 1979-Du symptôme au traitement des maladies des oiseaux de cage et de volière, 128p.
4. BLONDEL, 1975 – l'analyse des peuplements d'oiseaux – éléments d'un diagnostic écologique : la méthode échantillonnages fréquentiels progressif (E.F.P). Rev. Ecol (terre et vie), 29 (4) : 533-589
5. BLONDEL J., 1979 - *Biogéographie et écologie*. Ed. Masson, Paris, 173 p.
6. BOUSTA L., IRATEN A. et LACHIH., 2004 - Les oiseaux de cages : facteurs de mortalité. Projet de fin d'étude à l'Ecole nationale supérieure vétérinaire.

7. CUVELIER C., SZALO I.M. et GANDAR F., 2009 - Les intoxications chez les perroquets de compagnie. Sur le site de l'association européenne du perroquet, consulté en Mai 2017 : <http://www.aedp.asso.fr/perroquets/sante/informations-sante/126-intoxications-chez-le-perroquet-de-compagnie.html>
8. DAJOZ, 1971 – Précis d'écologie. Ed. Dunod. Paris, 434 p.
9. DESCHAMPS. M.T., 2008 – Dermatologie des psittacidés. Thèse pour le doctorat vétérinaire. Ecole vétérinaire d'Alfort.
10. DOHO, 1982 - Internal Parasites found in Exotic Birds Imported into Canada – Can VET J. 1982 Jul; 23(7):230
11. DUSCHENE. S.G, 2004 - Carnet clinique des psittacidés. Thèse pour le doctorat vétérinaire Ecole vétérinaire d'Alfort.
12. ERICKSON G.A., MARÉ C.J., GUSTAFSON G.A., MILLER L.D., PROCTOR S.J., CARBREY E.A., 1977 – Newcastle diseases virus and pet birds of six species avian disease. Viscerotropic velogenic, vol. 21 n°4, p642-653.
13. FAIN A., 1962 – Acariens parasites des voies respiratoires des psittaciformes. Bulletins et annales de la société royale d'entomologie de Belgique. Tome 98 N° 18.
14. GLENN HO, SUSAN EO., Avian medicine. Saint Louis Missouri: Mosby, 2000, 622p.
15. GILL F. et DONSKER D., 2016 - World birds list. Sur le site du congrès internationale d'ornithologie, <http://www.worldbirdnames.org>
16. GWALTNEY-BRANT S.M., 2016 – Toxicology, Food hazards, Avocado. Sur le site du Merck Veterinary Manual, consulté en Janvier 2017 : <http://www.msdvetmanual.com/toxicology/food-hazards/avocado>
17. HEATHER Wilson, GREENACRE Cheryl B, HOWERTH W. Elizabeth DANA.L – Ascariidiosis in a group of Psittacine Birds – Journal of Avian Medicine and Surgery Vol 13, No. 1 (Mar., 1999), pp. 32-39
18. HONKAVUORI K.S., SHIVAPRASAD H.L., WILLIAMS B.L., QUAN P.L., HORNIG M., STREET C., PALACIOS G., HUTCHISON S.K., FRANCA M. EGHLOM M., BRIESE T. et LIPKIN W.I., 2009 - Novel borna virus in psittacine birds with proventricular dilatation disease, Emerging Infectious diseases. Vol. 14 (12): p1883–1886.
19. JORDA S., 2009 – Perroquet. Sur l'encyclopédie gratuite en ligne; Imago Mundi, consulté en Mars 2017 : <http://www.cosmovisions.com/perroquets.html>

20. KAJEVORA. V., BARUS. V., Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *Baruscapillaria obsignata* – ACTA VET. BRNO 2005, 74: 571-574
21. LEKDUMRONGSAK, T., TIWASIRISUP, S., BANLUNARA, W., PRAPASAWAT, F., PUSSAYANAWIN, M., PROMATHA. N., SUTTIYAPORN, S., - Thai J Vet Med. 2014. 44(2): P 231-235
22. MAINDIAUX. A. 2008 – L'alimentation du perroquet : <http://www.veterinaire-maindiaux.be/alimentationperroquet.php>
23. MENTRE.V., 2017 - Poux et acariens: parasitoses externes. Le blog de vos oiseaux, consulté en Juin 2017 : <http://www.perroquet.biz/poux-acariens-oiseaux-poules/>
24. MEULEMANS G., DEKEGEL D., CHARLIER G., FROYMAN R., VAN TILBURG J., HALEN P., 1983 - Isolation of orthoreoviruses from psittacine birds. Journal of comparative pathology, Vol. 93, Issue 1: p127-134.
25. PERRY R.A. et PASS D.A., 1981 – The pathology of psittacine beak and feather disease. Australian veterinary journal, Vol. 61 N° 03, p 69-74.
26. RAMADE F., 1984 - *Eléments d'écologie - Ecologie fondamentale*. Ed. Mc. Graw-Hill, Paris, 397 p.
27. REGNARD G.L., BOYES R.S., MARTIN R.O., HITZEROTH I. et RYBICKI E.P., 2014 - Beak and feather disease viruses circulating in Cape parrots (*Poicephalus robustus*) in South Africa. Archives of Virology, Vol. 160 Issue 1, p47-54. 8p
28. ROQUET J.M. et BLANCHOT E., 1979 - Du symptôme au traitement des maladies des oiseaux de cage et de volière, 128p.
29. ROSA L., REICZIGEL J. et MAJOROS G., 2000 – Quantifying parasites in samples of hosts Journal of Parasitology, 8 : 228-232
30. VALTONEN E.T., HOLMES J.C. et KOSKIVAARA M., 1997.- Eutrophication, pollution and fragmentation : effects on parasite communities in roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the Central Finland. *Can. J. Aquat. Sci.* 54: 572-585.
31. VAN WETTERE A. J., 2016 - Overview of Avian Chlamydiosis. Sur le site du MerckVeterinaryManual: <http://www.msdsvetmanual.com/poultry/avian-chlamydiosis/overview-of-avian-chlamydiosis>
32. WEISSENBOCK H., BAKONIYI T., SEKULIN K., EHRENSPERGER F., DONELEY R. J.T., DURRWALDR., HOOP R., ERDELIY K., GALJ., KOLODZIEJEK J. et NOWONTYN., 2009 – Avian bornaviruses in psittacine birds from Europe and

Australia with proventricular dilatation disease. *Emerging infectious diseases*, Vol.15 (9): p1453-1459.

Résumé : Afin d'étudier les parasites intestinaux des psittaciformes en captivité dans la région d'Alger nous avons effectué plusieurs prélèvements de fientes et analyses coprologiques au niveau de deux animaleries puis au niveau du parc zoologique du jardin d'essai, sur une période allant de Juillet 2016 jusqu'à Mai 2017, sur plus de quarante échantillons d'une douzaine d'espèces différentes. Les parasites retrouvés étaient *Capillaria* sp. *Ascaridia* sp. *Cestoda* sp. *Eimeria* sp. ainsi qu'un œuf d'acarien. Ces parasites étaient en très faible quantité (les prévalences étaient égales à 14,33% et les intensités moyennes égales à 14 pour *Ascardia* sp. et égale à 1 pour les autres espèces de parasites) en raison du traitement prophylactique qui était administré régulièrement.

Mot clés : Psittaciformes, parasites intestinaux, jardin d'essai, *Ascaridia*, *Capillaria*, *Cestoda*, *Eimeria*.

Abstract: In order to study the intestinal parasites in captive psittacine of Algiers, we carried out several samples and coprological analysis in two pet shops then in the jardin d'essai's zoo, from July 2016 to May 2017, on more than forty samples from twelve different species. The intestinal parasites founded were; *Capillaria* sp. *Ascaridia* sp. *Cestoda* sp. *Eimeria* sp. and a mite's egg. The amount of parasites was very low (The prevalences were equal to 14.33% and the mean intensities equal to 14 for *Ascardia*. sp and equal to 1 for the other species of parasites) because of the prophylactic treatment applied.

Key words: Psittacine, intestinal parasites, jardin d'essai, *Ascaridia*, *Capillaria*, *Cestoda*, *Eimeria*

ملخص :

لدراسة الطفيليات المعوية عند عائلة الببغايات الموجودة داخل أقفاص في ضواحي الجزائر العاصمة، قمنا بجمع عدة عينات و تحاليل للبراز فيعدة مواقع لبيع الحيوانات و أيضا في عدة مواقع لبيع الحيوانات وفي حديقة التجارب و ذلك لمدة تتراوح من جويلية 2016 إلى ماي 2017، تم إجراء التحاليل على أكثر من 40 عينة متحصل عليها من أكثر من 12 فصيلة الطفيليات المعوية التي تم العثور عليها هي: أسكاريديا، كابيلاريا، سيستودا، أكاريكية الطفيليات كانت ضعيفة (كانت معدلات انتشار تساوي 14.33٪ ومتوسط كثافة تساوي 14 لأسكاريديا و 1 للأنواع الأخرى من الطفيليات) نسبة إلى الأدوية الوقائية التي تم استعمالها

كلمات البحث : ببغايات، طفيليات معوية، أسكاريديا، كابيلاريا، سيستودا، أكاري