

République Algérienne Démocratique
et Populaire
Ministère de l'Enseignement
Supérieur et la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
المدرسة الوطنية العليا للبيطرة



MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de Magister

Option : Epidémiologie des Maladies Animales et Santé Publique

Thème :

**Cryptosporidiose chez la faune sauvage à intérêt
patrimonial vivant en captivité au niveau du Zoo du
jardin d'Essai du Hamma et le Centre Cynégétique de
Zéralda**

Présenté par : Mlle BELLATRECHE Aicha Yasmine

Soutenu le : 14 Décembre 2016

Les membres du jury :

	Nom & Prénom	Grade	Institution
Président	KHELEF Djamel	Professeur	ENSV, ALGER
Promoteur	AIT OUDHIA Khatima	Professeur	ENSV, ALGER
Examineur 1	GHALMI Farida	Maitre de conférences A	ENSV, ALGER
Examineur 2	BOUZID Riad	Maitre de conférences A	ENSV, ALGER

Année Universitaire : 2015 /2016.

Dédicaces

A mes parents

Je mets entre vos mains le fruit de longues années d'études. Si je suis arrivée à ce niveau, cela est grâce à vous. Chaque mot, chaque ligne, chaque paragraphe et chaque feuille de ce mémoire, vous exprime la reconnaissance, l'estime et le respect que je vous dois.

Je vous dédie ce travail pour :

Le soutien que vous m'avez apporté, et vos multiples encouragements, pour votre amour sincère et vos précieux conseils, pour votre confiance en moi, pour votre sourire et tendresse, pour votre compréhension. Vous êtes ma source de confiance et d'espoir, vous êtes ma plus grande fierté.

Que dieu le plus puissant vous donne une longue vie et une bonne santé.

A ma sœur KARIMA et à mes deux frères KRIMO et HAMOUDI

Pour votre présence à mes côtés, pour les bons moments passés avec vous, pour votre soutien, pour le bel esprit de famille que vous dégagez. Je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès.

Que Dieu le tout puissant vous protège et vous garde.

A mes deux mamies chéries

Pour vos prières

Je vous aime beaucoup. Que Dieu le plus puissant vous protège et vous donne une longue vie.

A ma promotrice

Je ne pourrais jamais traduire en écrit ce que vous représentez pour moi.

Un merci sincère pour vos multiples encouragements. Vos conseils m'avaient toujours servis. Merci pour les agréables moments passés ensemble. Je vous remercie pour votre engagement à mes côtés. Merci pour votre enseignement et votre soutien durant ces deux années de post graduation. Si j'ai une préférence envers le module des maladies infectieuses et la spécialité d'épidémiologie, sachez que cela est grâce à vous. Vous êtes cette perle rare que le Bon Dieu m'a permis de rencontrer.

A mes copines AIDA, KARIMA, KAMELIA, SELMA et LOUBNA

Merci pour les moments passés ensemble. Nous partageons beaucoup de souvenirs, que nous raconterons, un jour, à nos enfants. Votre amitié est un trésor qui ne s'use.

A mon groupe de post graduation KARIMA, NOUSSAYBA, HACENE, SAMIR, YOUNES, HOUSSEM et ABD EL DJALILE

Pour les magnifiques moments partagés ensemble, les belles sorties et promenades. J'espère qu'on ne se perdra pas de vue. Votre connaissance est l'une des belles choses qui m'est arrivée.

A tous mes amis hors école

Soyez rassuré de mon amitié indéfectible

A mes tantes LYNDA et YASMINA, à mes deux petites cousines BIBA et LYNA

Merci pour votre amour et pour votre présence et soutien.

A mes deux petites princesses ZINETTE et TWIXY

Vous contribuez tant à mon bonheur

Je ne peux imaginer un instant sans vous caresser ou vous bisouter, je vous aime tant.

A mon TOMMY

Tu nous as laissé un grand vide à la maison. Aucun matou ne pourra combler le vide que tu nous as laissé. Tu me manques tellement. Je t'aimais et je t'aimerai toujours. Tu es toujours vivant dans mes pensées.

M^{lle} BELLATRECHE Aicha Yasmine

REMERCIEMENTS

J'adresse mes remerciements aux personnes qui m'ont aidé dans la réalisation de ce mémoire :

A Ma promotrice, le Professeur AIT OUDHIAKhatima,

pour avoir accepté de m'encadrer, pour le temps que vous m'avez consacré, pour les précieux enseignements et conseils.

A Monsieur KHELEF Djamel, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour avoir accepté la présidence de mon mémoire de Magistère. Je tiens à vous remercier également pour tous les précieux conseils et votre aide durant la réalisation de la partie immunologique de mon mémoire.

A Monsieur BOUZID Riad, Maître de conférence, classe A, à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, merci pour avoir accepté de faire partie de mon jury.

A Madame GHALMI Farida, Maître de conférence, classe A, à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, merci pour avoir accepté de faire partie de mon jury. Je vous remercie également pour le temps que vous m'avez consacré pour l'identification des parasites intestinaux.

Au directeur du jardin d'Essai d'El Hamma,

merci de m'avoir autorisé à réaliser mon travail au sein de votre structure.

A l'équipe vétérinaire et aux animaliers du Zoo du jardin d'Essai d'El Hamma,

Merci pour votre précieuse aide.

A Monsieur GUICHICHEM'Hamed, Directeur du Centre Cynégétique de Zéralda,

merci respectueusement de m'avoir autorisé à réaliser mon travail au sein de votre structure. Merci pour toutes les bonnes conditions que vous m'avez offertes.

Aux vétérinaires du centre cynégétique de Zéralda ainsi qu'à tous les animaliers et techniciens,
merci pour votre aide et vos conseils.

Aux professeurs HAMRIOUI et ACHIR, au Docteur DAHMEN et à la Maître – Assistante CHEHBOUB, du laboratoire de parasitologie du CHU Mustapha Bacha,

Merci pour vos précieux conseils et assistance lors des analyses parasitologiques, et pour votre précieuse contribution.

A tout le personnel du laboratoire de parasitologie du CHU Mustapha Bacha,

Merci pour votre disponibilité et votre aide.

A Monsieur KAIDI, Professeur à l'Institut National Vétérinaire de l'Université de Blida, Merci de nous avoir autorisés à réaliser une partie de notre expérimentation au niveau de votre laboratoire de recherche.

A Monsieur DADAAnis, merci pour vos précieux conseils et votre aide durant la réalisation de la technique ELISA. Je vous remercie également pour votre générosité.

A Monsieur SALHI Omar, pour votre aide et collaboration.

A messieurs ANSAL Samir et ABDELLAH Mohamed Cherif, je vous remercie pour votre aide et votre collaboration et pour votre assistance durant la réalisation de la technique de Copro ELISA.

A Madame MILA et Madame MERNICHE de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour m'avoir autorisé à accéder au laboratoire de zoologie, pour votre aide, pour les informations et pour vos conseils.

A Monsieur BELLATECHE Mohammed, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'Alger, pour toute l'attention accordée à mon travail, pour vos conseils et votre assistance durant les deux années de magistère, mais aussi pour votre disponibilité et pour vos encouragements multiples.

A Madame MOUSSAOUI Yasmina, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Polytechnique, pour vos critiques sur mon mémoire de magistère. Je vous remercie pour votre disponibilité, vos encouragements et vos précieux conseils.

Je remercie également toutes les personnes, qui de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de mon travail de magistère

M^{lle} BELLATRECHE Aicha Yasmine

TABLE DES MATIERES

RESUME

DEDICACES

REMERCIEMENTS

SOMMAIRE

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

LISTE DES ANNEXES

LISTE DES ABREVIATIONS

INTRODUCTION GENERALE

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : GENERALITES SUR LA CRYPTOSPORIDIOSE

I- Historique	2
1- Chez les mammifères et les reptiles	2
2- Chez les oiseaux	3
3- Chez l'homme	3
II- Position taxonomique et classification	4
III- Biologie	7
1- Description du cycle biologique	7
2- Morphologie des différents stades évolutifs de <i>Cryptosporidium</i>	10
IV- Epidémiologie	12
1- Cryptosporidiose animale	12
1-1- Chez les mammifères et reptiles	12

1-2- Chez les oiseaux	14
2- Cryptosporidiose humaine	14
3- Source et modes de transmission	15
4- Critères de sensibilités	16
4-1- Espèce	16
4-2- Age	16
4-3- Statut immunitaire	17
5- Facteurs de risque	17
5-1- Saison	17
5-2- Densité animale	18
5-3- Conditions d'élevage	18
6- Pathogénie	18
7- Signe cliniques	18
7-1- Chez les mammifères et reptiles	18
7-2- Chez les oiseaux	19
7-3- Chez l'homme	20
V- Identification des <i>Cryptosporidium</i>	20

CHAPITRE 2 : VALEUR PATRIMONIALE DES ESPECES DE FAUNE ALGERIENNE EN CAPTIVITE (concernée par l'étude)

1. DONNEES GENERALES	22
1-1- Cas des oiseaux	22
1-2- Cas des mammifères	22
2- Espèces concernées par les prélèvements	22
2-1- CAS DES OISEAUX	23

2-2- CAS DES MAMMIFERES	25
3- VALEUR PATRIMONIALE PROPREMENT DITE DES ESPECES RETENUES DANS NOTRE TRAVAIL	26
Introduction	26
3-1- Définitions de la Valeur patrimoniale	26
3-2- Evaluation de la situation des espèces retenues en matière de protection	27
3-3- Les espèces d'oiseaux protégées	27
3-4- Les espèces de mammifères protégées	29
3-5- Les espèces gibiers	31
3-6- Les espèces menacées	31
3-7- Les espèces symbole d'Algérie	31

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 3 : MATERIELS ET METHODES

1. - Sites d'étude	32
1.1. - Le Zoo du Jardin d'Essais du Hamma	32
1.1.1. - Historique	32
1.1.2. - Localisation et climat	32
1.1.3. - Missions du parc zoologique d'El- Hamma	32
1.2. - Centre cynégétique de Zéralda	33
1.2.1. - Historique	33
1.2.2. - Localisation et climat	33
1.2.3. - Missions du centre	34
2. – Matériel biologique	35
2.1. - Données générales	35
2.2. - Collecte des données	37
2.3. - Collecte et conservation des échantillons	37
2.4. - Déroulements des prélèvements	38

2.5. Analyse des échantillons	40
2.5.1. - Analyse macroscopique	40
2.5.2.- Analyse microscopique	40
1.5.2.1.- Examen directe	41
1.5.2.2.-Détection de <i>Cryptosporidium</i>	41
- A. Coloration de ZihelNeelsen	42
- B. Technique de test ELISA (Copro – ELISA)	45
- C. Test de diagnostic rapide de <i>Cryptosporidium</i> / <i>Giardia</i> Duo – Strip	46

CHAPITRE 4 : RESULTATS ET DISCUSSION

I- RESULTAS	48
1. Détection de <i>Cryptosporidium</i>	48
2. Examen direct	53
II- DISCUSSION	66
1. Choix de la méthode	66
2. Limites de travail	67
3. Détection de <i>Cryptosporidium sp</i>	68
4. Examen direct	72
4-1- Captivité et parasitisme	72
4-2- Captivité et vermifugation	75
5. Valeur patrimoniale	77
CHAPITRE 5 : CONCLUSION	78

Références bibliographiques

Annexes

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Historique des découvertes des différentes espèces de cryptosporidium (LAATAMNA, 2014)

Tableau 2 : Classification et taxonomie de *Cryptosporidium spp*(O'Donogue E, 1995 et LE CONTE, 2013, In Marion 2014).

Tableau 3 : différentes espèces de cryptosporidies et leur date de découverte (FAYER, 2004, IN MOURIER, 2007).

Tableau 4 : Morphologie des différents stades évolutifs du Cryptosporidium

Tableau 5 : Distribution des espèces concernées par l'étude entre les 02 sites d'étude retenus

Tableau 6 : Diversité systématique et statut phénologique des 13 espèces d'oiseaux concernées par notre étude

Tableau 7 : Diversité systématique des 12 espèces de mammifères concernées par notre étude

Tableau 8 : Espèces d'oiseaux protégées (**13 espèces**)

Tableau 9: Espèces de mammifères protégées concernées par l'étude (**12 espèces**)

Tableau 10 : Espèces de mammifères et d'oiseaux du Centre Cynégétique de Zéralda et du parc zoologique d'El- Hamma, concernées par notre étude.

Tableau 11 : Déroulement des prélèvements durant notre période d'étude au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda et le zoo du Jardin d'Essai d'El – Hamma

Tableau 12: Le nombre de prélèvements positifs chez les animaux captifs

Tableau 13 : la prévalence de Cryptosporidium chez les oiseaux et les mammifères des deux sites d'étude

Tableau 14 : La prévalence de Cryptosporidium chez les espèces de mammifères concernées par notre étude

Tableau 15: Les résultats obtenus par la technique de ZihelNeelsen modifiée, la technique de Copro – ELISA et le test rapide de diagnostic de Cryptosporidium / Giardia.

Tableau 16 : Les Caractéristiques morphologiques des parasites trouvés dans les échantillons collectés et analysés

Tableau 17 : les parasites identifiés chez la faune sauvage captive

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Life cycle of Cryptosporidium in farm animals (Smith et al., 2007)

Figure 2 : localisation du Centre Cynégétique de Zéralda (source : CCZ, 2016)

Figure 3 : Diluer les excréments avec du formol a 10 %

Figure 4 : Verser 2/3 de la dilution dans un tube à essai et compléter avec 1/3 éther

Figure 5 : Centrifuger : 45000 tours par 3 minutes

Figure 6 : Jeter le surnageant et garder le culot de concentration

Figure 7 : A l'aide d'une pipette pasteur, bien mélanger le culot de concentration et prendre quelques gouttes

Figure 8 : Confectionner un frottis mince et laisser sécher à l'air libre, puis appliquer la technique de coloration de ZihelNeelsenmodifié

Figure 9 : Fixer le frottis avec le méthanol pendant 5 minutes et laisser sécher à l'air libre

Figure 10 : Colorer avec la Fuschine phéniquée de Zihel pendant 1 heure

Figure 11 : Après rinçage sous l'eau du robinet, décolorer avec l'Acide sulfurique pendant 20 secondes

Figure 12 : Rincer sous l'eau du robinet, puis colorer avec le vert de malachite pendant 5 minutes puis rincer une autre fois et laisser sécher à l'air libre

Figure 13 : Lire le frottis à l'aide d'un microscope photonique aux grossissements 40, puis 100 avec l'huile d'immersion.

Figure 14 : Trousse pour le diagnostic antigénique de la cryptosporidiose

Figure 15 : Ajouter la solution tampon dans chaque tube

Figure 16 : Faire diluer les matières fécales dans la solution tampon

Figure 17 : Tremper les bandelettes dans la direction de la flèche rouge (dans chaque tube), et laisser agir 15 minutes

Figure 18 : La lecture doit se faire sur des bandelettes encore humides

Figure 19 : observation microscopique des oocystes de *Cryptosporidium* par coloration de ZihelNeelsen chez la Gazelle leptocère (Grossissement 100, microscope photonique).

Figure 20 : oocystes de *Cryptosporidium* observés par coloration de ZihelNeelsen chez le Faisan commun (Grossissement 100, microscope photonique).

Figure 21 : observation microscopique des oocystes de *Cryptosporidium* par coloration de ZihelNeelsen chez l'Écureuil de Berbérie (Grossissement 100, microscope photonique).

Figure 22 : Oocystes de *Cryptosporidium* observés par coloration de ZihelNeelsen chez le le Cerf de Berberie (Grossissement 100, microscope photonique).

Figure 23 : Résultats positifs de *Cryptosporidium* par la technique de Copro ELISA chez l'Écureuil de Berberie.

Figure 24 : *Endolimax nana* identifié chez le singe magot (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 25: *Entamoeba coli* chez le singe magot (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 26 : *Ascaris sp et Porrocaecumsp* identifiés chez la Perdrix gambra (Microscope photonique, grossissement 40)

Figure 27 : *Toxocarasp* chez le Fennec (Microscope optique Grossissement 40)

Figure 28: *Heterakissp* chez le Faisan commun (Microscope optique Grossissement 40)

Figure 29 : *Eimeriasp* chez la Gazelle dorcas (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 30: *Eimeriasp* chez la Perdrixgambra (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 31: *Hymenolepissp* chez le Faisan commun (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 32 : *Dypilidiumcaninum* chez la Buse féroce(Microscope optique, grossissement 40)

Figure 33 : *Trypanoxyurissciurichez* l'Écureuil de Berbérie (Microscope photonique, grossissement 40)

Figure 34 : Larve de strongle chez la Gazelle cuvier

Figure 35: Larve de strongoïdes chez le Faisan commun

Figure 36: *Syngamustrachea* chez la Perdrix gabra

Figure 37 : œuf de strongle chez la Gazelle leptocère

Figure 38: *Trichuris* sp chez la Buse féroce (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 39 : *Trichuris* sp chez le Faisan commun (Microscope optique, grossissement 40)

Figure 40: Infestation mixte chez le Canard colvert mâle Observée au microscope optique au grossissement 40

LISTE DES ANNEXES

ANNEXE 1 : Mammifères sauvages

ANNEXE 2 : Avifaune

ANNEXE 3 : Antiparasitaires utilisés au niveau des deux centres d'études

ANNEXE 4 : Signification des annexes A et B de la Convention Africaine et de l'annexe II de la Convention de Washington

ANNEXE 5 : FICHE D'ENQUETE

LISTE DES ABREVIATIONS

ADN : Acide Désoxyribon ucléique

CCZ : Centre Cynégétique de Zéralda

CHU : Centre Hospitalo- Universitaire

C.I.T.E.S : Convention on International Trade of Endangered Species (La Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction).

CR : Critique d'Extinction

DD : Data Deficient (Données Insuffisantes)

DGF : Direction Générale des forêts

DO : Densité Optique

ELISA : Enzyme-Linked immuno sorbentassay

EN : En Danger d'Extinction

JE : Jardin d'Essai

LC :Least concern (Préoccupation mineure)

PCR : Polymerase chain reaction

RELP : *Restriction fragment length polymorphism*

PNEK : Parc National d'El Kala

PZ : Parc Zoologique

PZLA : Parc Zoologique et de Loisirs d'Alger

RCZ : Réserve de Chasse de Zéralda

U.I.C.N : Union Internationale de la conservation de la nature

VU : Vulnérable

Z. : Zoo du Jardin d'Essai

ZN :Zihel Neelsen

INTRODUCTION

L'un des problèmes qui se pose avec acuité en matière de santé animale est représenté par différents parasites responsables d'infestations diverses.

Parmi les nombreuses parasitoses décrites chez les animaux de la faune sauvage, nous citons la cryptosporidiose qui est causée par un protozoaire d'origine hydrique ; d'une importance clinique et économique affectant les humains et de nombreux animaux y compris le bétail mais aussi la faune sauvage (HEITMAN et al, 2002).

Sa répartition est cosmopolite aussi bien chez les Mammifères que chez les Reptiles, les oiseaux ou poissons. L'agent causal peut être à l'origine d'un syndrome gastro-entérique, dont les conséquences peuvent être lourdes. La sévérité de la maladie est en fonction du système immunitaire de l'individu (MANENT – MANENT, 2014).

La présence de cryptosporidiose a déjà été relevée dans plus 117 espèces de mammifères dans le monde, parmi les artiodactyles, les carnivores, les chiroptères, les lagomorphes, les marsupiaux, les monotrèmes, les proboscidiens, les siréniens et les primates (GOMEZ et al, 2000).

Cryptosporidium est fortement prévalent dans les pays en voie de développement. Cependant, et malgré les nombreuses recherches sur la cryptosporidiose en Algérie, peu d'études ont été répertoriées sur ce parasite chez la faune sauvage.

De plus, la population faunistique représente un patrimoine naturel de notre pays qui mérite d'être conservé. Certaines espèces sont en voie d'extinction, ce qui actuellement préoccupe la communauté scientifique mais aussi les pouvoirs publics. C'est pourquoi la connaissance de l'état sanitaire des espèces sauvages demeure un objectif majeur pour pouvoir établir des plans de prophylaxie afin de préserver notre patrimoine naturel.

Dans cette optique, nous avons voulu connaître la prévalence de *Cryptosporidium* auprès de la faune sauvage captive algérienne, qui peut constituer un risque zoonotique potentiel chez les humains, mais aussi d'évaluer l'impact de cette captivité sur la présence ou absence de la cryptosporidiose chez notre faune, qui aujourd'hui connaît des perturbations caractérisées par des déséquilibres importants. En fonction des résultats obtenus, des mesures préventives peuvent être recommandées pour limiter la dispersion du parasite, et donc préserver nos espèces patrimoniales captives.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE



CHAPITRE 1 : GENERALITES SUR LA CRYPTOSPORIDIOSE

I- Historique

1- Chez les mammifères et les reptiles

Le *Cryptosporidium*, protozoaire à caractère zoonotique, fut décrit pour la première fois en 1907 par le parasitologue de l'Université de Harvard Boston (USA), Ernest Edward TYZZER.

En 1907, TYZZER met en évidence un parasite intracellulaire au niveau de l'épithélium gastrique de la souris, qu'il nomme *Cryptosporidium muris*. Cinq (5) ans après, une autre espèce du même parasite fut isolée chez la même espèce animale, au niveau de la bordure en brosse de son intestin grêle, dont la forme et la taille des oocystes différent de ceux de *Cryptosporidium muris*. Cette espèce fut nommée en 1912 *Cryptosporidium parvum* (TYZZER, 1912).

TRIFFIT décrit en 1925, le *Cryptosporidium crotali* chez le serpent (LEVINE, 1984 ; O'DONOGHUE, 1995).

Chez le lapin, le *Cryptosporidium* fut décrit par TYZZER en 1929 (CENAC et al, 1984).

En 1964, le parasite fut mis en évidence chez le Dingo d'Australie par BARUPT (MORIN, 2002 ; BAROUDI, 2014).

Ce n'est qu'en 1971 que PANCIERA et al. (1971), décrivent le *Cryptosporidium* chez une génisse de 8 mois, qui présentait une diarrhée chronique, et absence de tous autres agents entéro-pathogènes (BOURGOUIN, 1996, FAYER 2004).

La même année, VETTERLING et al. (1971), décrivent le parasite chez le cobaye (*Caviaporcellus*). Le parasite fut nommé *Cryptosporidium wrairi*. (CENOC et al, 1984, EUZEBY, 2002). Tandis qu'en 1972, KOVATSCH et WHITE décrivent le parasite chez un jeune singe Rhésus. (EUZEBY, 2002).

En 1979, *Cryptosporidium felis* fut décrit chez le chat (*Felis catus*) par IZEKI. (EUZEBY, 2002).

En 1980, une autre espèce du genre *Cryptosporidium* fut décrite par LEVINE, chez plusieurs espèces de serpents, nommée le *Cryptosporidium serpentis* (EUZEBY, 2002).

Chez les poissons, deux espèces furent décrites à savoir le *Cryptosporidium nazorum* en 1981, par HOOVER et al. (1986), et le *Cryptosporidium saurophilum*, en 1998, par KOUDELA et MORDY (EUZEBY, 2002).

En 2013, KOINARI et al. (2013), découvrent une nouvelle espèce de *Cryptosporidium* à caractère zoonotique chez les poissons, nommé *Cryptosporidium piscine* génotype 8 (KOINARI et al 2013).

2- Chez les oiseaux

En 1955, la diarrhée aigüe chez un dindon a permis à SLAVIN de décrire une espèce de *Cryptosporidium* « *Cryptosporidium meleagridis* » (SLAVIN, 1995).

En 1986, une espèce isolée chez le poulet (*Gallus gallus*) fut décrite par CURRENT et al. (1986) est nommée *Cryptosporidium baileyi*.

Deux autres espèces isolées chez les oiseaux à savoir *Cryptosporidium anserinum* chez l'oie (*Anser domesticus*) et *Cryptosporidium tyzzeri* chez le poulet (*Gallus gallus domesticus*), sont considérées comme invalides, et cela en absence d'informations sur ces deux espèces (BAROUDI, 2014).

En 1999, et suite à une caractérisation moléculaire, PAVLASEK décrit une nouvelle espèce de *Cryptosporidium* chez le poulet, au niveau du pro ventricule, nommé en 2003 *Cryptosporidium galli* (RYAN et al., 2003 b).

3- Chez l'homme

Les épidémies de Cryptosporidioses touchent aussi bien les pays développés que les pays en voie de développement.

Le premier cas humain de *Cryptosporidium* est apparu en 1974 aux Etats –Unis (MEISEL et al., 1976 ; NIME et al., 1976).

Entre 1979 et 1982 aux Etats Unis, un centre en Alabama dénombre 21 cas de *Cryptosporidium* chez des sujets atteints de Sida (MORIN, 2002).

En 1992, la cryptosporidiose a été diagnostiquée chez trois sujets immunocompétents et deux sujets immunodépressifs par Azzam- Bouчек à l'hôpital El-Kettar, Algérie. (AZZAM - BOUCHEK, 1992).

Ce n'est qu'en 1993 que la cryptosporidiose est reconnue comme un problème de santé publique, suite à la surprenante épidémie à Milwaukee (Wisconsin, Etats Unis) et qui avait touché plus de 400.000 personnes (FAYER, 2004).

Tableau 1 : Historique des découvertes des différentes espèces de *Cryptosporidium* (in LAATAMNA, 2014)

Année	Espèce décrite	Hôte	Références
1907	<i>Cryptosporidium muris</i>	Souris de laboratoire	TYZZER (1907)
1912	<i>Cryptosporidium parvum</i>	Souris de laboratoire	TYZZER (1912)
1925	<i>Cryptosporidium crotali</i>	Serpent à sonnette	TRIFFIT (1925)
1955	<i>Cryptosporidium meleagridis</i>	Dindon	SLAVIN (1955)
1971	<i>Cryptosporidium wrairi</i>	Cobaye	VETTERLING et al. (1971)
1976	<i>Cryptosporidium</i>	Homme	MEISEL et al, NIME et al. (1976)
1979	<i>Cryptosporidium felis</i>	Chat domestique	IZEKI (1979)
1980	<i>Cryptosporidium serpentis</i>	Serpent	LEVINE (1980)
1986	<i>Cryptosporidium baileyi</i>	Poussin	CURRENT et al. (1986)

II- Position taxonomique et classification

Le *Cryptosporidium* est un protozoaire appartenant à l'embranchement des Apicomlexa et au groupe des coccidies, comprenant également : *plasmodium*, *Toxoplasma*, *Eimeria* et *Theileria* (CERTAD, 2008).

Les différentes techniques de biologie moléculaire pour la mise en évidence des espèces de *Cryptosporidium*, ont aidé à clarifier la taxonomie du genre en validant l'existence de plusieurs espèces (XIAO *et al.*, 2004).

Une session intitulée « La taxonomie du genre *Cryptosporidium* » a eu lieu en 2002 à l'Institut Pasteur de Paris, et a été dédiée à la 6^{ème} réunion « Molecular Epidemiologie and

Evolutionary Genetic In Infectious Disease ». Cette session avait comme objectif de réviser les critères les plus employés pour nommer les espèces du genre *Cryptosporidium*.

Le consensus entre les chercheurs a été que, pour nommer de nouvelles espèces de ce parasite, quatre conditions devraient être réunies :

- Une étude morphologique des oocystes (taille, forme, structure des différents stades du Développement ;
- Une caractérisation génétique (analyses des séquences nucléotidiques des différents gènes) ;
- Une étude du spectre d'hôtes naturels et une analyse de la spécificité d'hôtes naturels ou expérimentaux lorsque cela est possible ;
- La conformité aux règles de l'international « code of zoological nomenclature » (XIAO et al., 2004).

Toutefois, il est difficile de nommer une nouvelle espèce de *Cryptosporidium* tout en essayant de réunir ces conditions à la fois (ABRIELLA, 2008).

D'après SLAPETA (2013), KVAC et al. (2013 a), il existe actuellement 36 espèces et plus de 50 génotypes au sein du genre *Cryptosporidium*, reconnus et identifiés aussi bien chez l'homme que chez diverses espèces animales.

Tableau 2 : Classification et taxonomie de *Cryptosporidium spp* (O'DONOGUE, 1995 ; LE CONTE, 2013).

Classification	Nom	Caractéristiques
Hyper-royaume	<i>Eucaryote</i>	- Le contenu de la cellule est divisé en zones ayant des fonctions définies
Royaume	<i>Protiste</i>	- Eucaryote unicellulaire
Super-phylum	<i>Alveolata</i>	- Présence d'alvéoles (Système d'espaces péri-basaux sous-membranaires)
Phylum	<i>Apicomplexa</i>	- Présence d'un complexe apicale chez le parasite
Classe	<i>Sporozoasida</i>	- Reproduction asexuée et sexuée - Production d'oocystes
Sous-classe	<i>Coccidiasina</i>	- Cycle évolutif faisant intervenir les stades : schizogonie, gamétogonie et sporogonie - Présence de gamonte de petite taille
Ordre	<i>Eucoccidiorida</i>	- Présence des stades de mérogonie et schizogonie
Sous-ordre	<i>Eimeriorina</i>	- Développement indépendant des macrogamètes et des microgamètes - Zygote immobile
Famille	<i>Cryptosporidiidae</i>	- Oocyste à 4 sporozoites nus - Stade endogène comprenant une organelle d'attachement - Cycle de développement monoxène
Genre	<i>Cryptosporidium</i>	- Développement intracellulaire mais extra-cytoplasmique - Microgamètes non flagellés - Très grande prolifération - Oocystes atypiques possibles - Absence de spécificité chez certaines espèces

Tableau 3 : différentes espèces de cryptosporidies et leur date de découverte (FAYER, 2004).

Espèces	Date de découverte (Première publication)
<i>Cryptosporidium muris</i>	1910
<i>Cryptosporidium parvum</i>	1912
<i>Cryptosporidium meleagridis</i>	1955
<i>Cryptosporidium wrairi</i>	1971
<i>Cryptosporidium felis</i>	1979
<i>Cryptosporidium serpentis</i>	1980
<i>Cryptosporidium nasorum</i>	1981
<i>Cryptosporidium baileyi</i>	1986
<i>Cryptosporidium varanii</i>	1995
<i>Cryptosporidium saurophilum</i>	1998
<i>Cryptosporidium andersoni</i>	2000
<i>Cryptosporidium canis</i>	2001
<i>Cryptosporidium molnari</i>	2002
<i>Cryptosporidium hominis</i>	2002
<i>Cryptosporidium galli</i>	2003

III- Biologie

1- Description du cycle biologique

(D'après CURRENT et GARCIA, 1991 ; FAYER, 1997 ; GABRIELA, 2008).

Les espèces du genre *Cryptosporidium* sont des parasites monoxènes. Le cycle évolutif étant direct, est initié par l'ingestion des oocystes infectants excrétés avec les fèces des sujets infectés.

Les oocystes infectants renferment 4 sporozoïtes. Après l'ingestion, l'oocyste se excyste sous l'action de la trypsine et des sels biliaires. Il en résulte la libération des 4 sporozoïtes qui présentent des éléments infectants. Une fois à l'extérieur de l'oocyste, les sporozoïtes se déplacent par glissement grâce à leur système micro tubulaire jusqu'à la bordure en brosse des cellules épithéliales de l'intestin.

Dès que les sporozoites présentent leur complexe apical à la membrane de la cellule entérocyte, ils seront progressivement recouverts par la membrane plasmique des cellules épithéliales. En parallèle, durant ce cycle parasitaire, il y aura la formation d'une vacuole dite parasitophore où se logeront les sporozoites, qui vont acquérir une position atypique, intra et extra cellulaire. Ce stade parasitaire est dit « trophozoite ».

Le *Cryptosporidium* est caractérisé par un cycle comprenant deux types de multiplications, deux mérogonies ou schizogonies (multiplication asexuée), et une multiplication sexuée dite aussi gamétogonie.

Le trophozoite donne naissance à un méronte de type I, contenant 8 mérozoites de type I (cellules filles). Ces dernières vont infecter les cellules voisines. Elles auront deux destins possibles : soit donner naissance à de nouveaux mérontes de type I (recyclage), soit une initiation de la mérogonie II (deuxième génération), qui donneront naissance à des mérozoites de type II, qui sont à l'origine de la gamétogonie. Ils se différencient soit en microgamonte mâle ou en macrogamonte femelle.

Les microgamontes mâles deviennent multinucléés, chaque noyau sera incorporé dans un microgamète. Les microgamontes femelles demeurent uninucléés en devenant des macrogamètes.

L'union entre les microgamètes et les macrogamètes aboutit à la formation de zygotes (fécondation dans la lumière du tube digestif) qui deviennent des oocystes. La plus part des zygotes vont se couvrir d'une membrane protectrice de 50 nm d'épaisseur pour devenir des oocystes et seront rejetés avec les fèces. (O'DONOGHUE, 1995 ; TZIPORI et GRIFFITHS, 1998) (in RASAMBAINARIVO, 2013).

La période pré patente varie selon l'espèce hôte. Elle est d'environ 2 jours chez le bovin (TZIPORI et al, 1983), 5 à 10 jours chez le chat (FAYER et al, 2006), entre 2 et 14 jours chez le chien (LLOYD et SMITH, 1997). Chez l'homme, elle varie entre 5 et 21 jours.

Une fois les oocystes dans le milieu extérieur, ils sont directement infectants pour un autre hôte sensible.

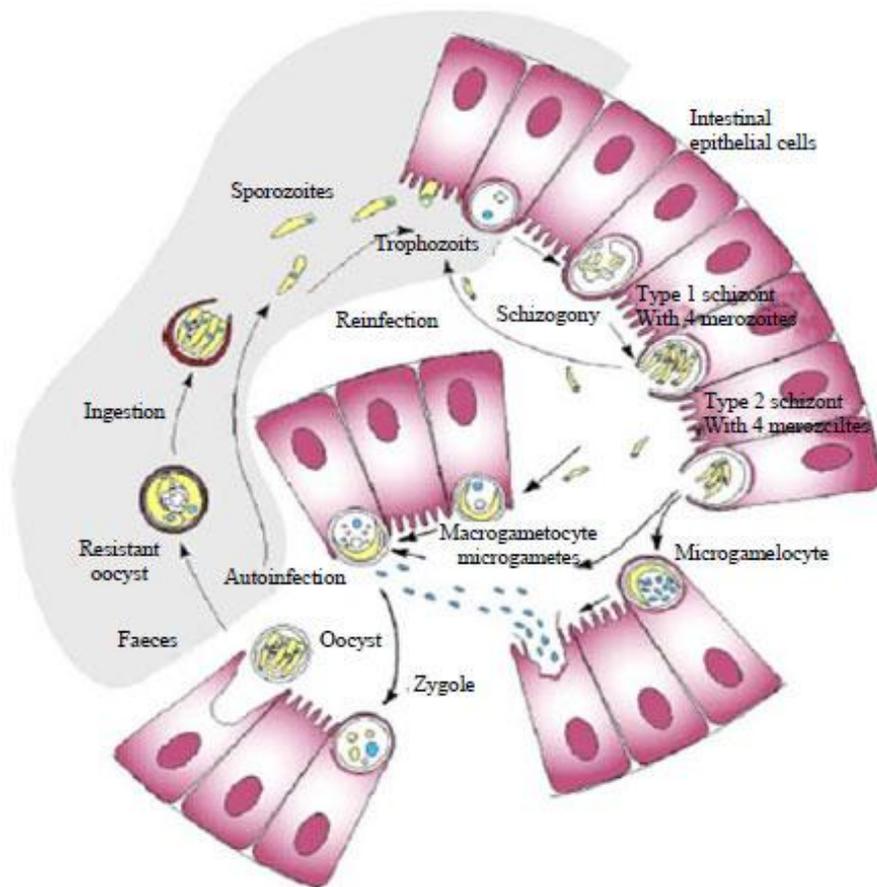
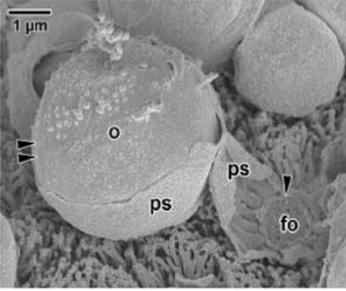


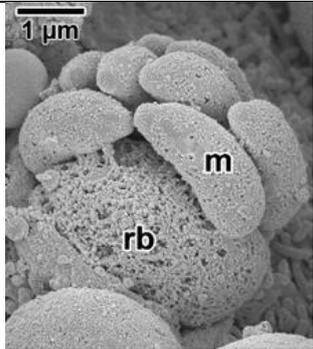
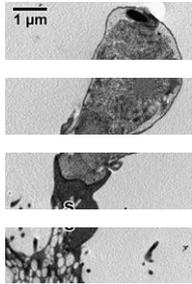
Figure 1: Life cycle of *Cryptosporidium* in farm animals (Smith et al., 2007)

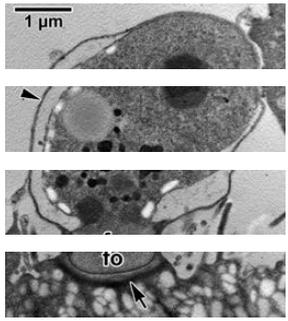
2- Morphologie des différents stades évolutifs du *Cryptosporidium*

Dans le tableau suivant, une description des différents stades évolutifs de parasite du genre *Cryptosporidium*.

Tableau 4 : Morphologie des différents stades évolutifs du *Cryptosporidium* (Description d'après FAYER, 1997, in GABRIELA, 2008).

Formes évolutives	Images	Description
Oocystes	 <p>O : oocyste ps : vacuole parasitophore (« parasitophorus sac ».) fo : organelle nourricier (« feeder organelle »).</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Forme arrondie à ovoïde. - Taille : varie entre 4 et 8 micromètres de diamètre en fonction des espèces - Chaque oocyste contient un corps résiduel, central ou latéral, très réfringent, et 4 sporozoïtes nus c'est-à-dire non renfermés dans un sporocyste. - Paroi formée de deux couches, externe et interne, la couche externe est d'une densité électronique variable, et est composée d'une matrice polysaccharidique qui est immunogène et hautement résistante aux protéases. - La couche interne est peu électrodense, et semble contribuer à l'élasticité de la paroi.
Sporozoïtes et merozoïtes	 <p>mv : microvillosités.</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Forme élancée, virguliforme - Libres et mobiles - Présence d'un complexe apical - Chaque sporozoïte contient un noyau - A l'aide d'un microscope électronique, certains organites sont visibles, à savoir, les rhoptries, les micronèmes, les granules denses, le noyau, les ribosomes, les microtubules ainsi que les anneaux apicaux. - Absence de mitochondries et de micropores - Les sporozoïtes se déplacent par glissement

		<p>grâce à leur système microtubulaire</p> <ul style="list-style-type: none"> - Une fois fixés sur la cellule hôte, les microvillosités l'entourent et forment une vacuole dite parasitophore.
Trophozoite		<ul style="list-style-type: none"> - Position : partie apicale de l'entérocyte en position extracellulaire - Il possède un noyau volumineux, un nucléole, une organelle d'attachement (nourricière) bien développée, un appareil de golgi et un réticulum endoplasmique.
Mérontes (forme de banane)	 <p>m : méronte rb : corps résiduel (« residual body »).</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Sont à l'origine de la multiplication asexuée (mérogonie) et mènent à la formation de mérontes de première génération (chacun renferme 6 à 8 mérozoïtes). - Les mérozoïtes restent attachés à un corps résiduel par leur extrémité postérieure, et se séparent de lui une fois matures. - Les mérontes de type I ont deux issus possibles : soit le recyclage (mérontes de type I), soit donner des mérontes de type II, contenant chacun 4 sporozoïtes.
Microgamontes	 <p>S : « stem »</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Ressemblent aux mérontes, mais contiennent des noyaux plus petits. - Suite à des divisions nucléaires successives, ils donnent naissance à des microgamètes.

<p>Macrogamontes</p>	 <p>Fo : organelle nourricier (« feeder organelle »).</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Forme sphérique à ovoïde - Présence d'un grand noyau avec un nucléole proéminent - Le macrogamétoocyte donne naissance à un macrogamète. - La fécondation se fait entre ce dernier et le microgamète pour produire un zygote qui évolue en oocyste
----------------------	--	---

Images de microscopie électronique par transmission d'après VALIGUROVA et al (2008), (VALIGUROVA et al, 2008). Description d'après FAYER (1997).

IV- Epidémiologie

Le parasite du genre *Cryptosporidium* est retrouvé dans le monde entier (APPELBEE et al., 2005 ; CHARTIER, 2001a).

1- Cryptosporidiose animale

1-1- Chez les mammifères et reptiles

De nombreuses espèces sauvages et domestiques peuvent être touchées par la cryptosporidiose, comme l'oryx (*Oryx gazella dammah*, *Oryx gazella callotis*), les cerfs, les hippotragus noirs (*Hippotragus niger*), les antilopes (*Antilope cervicapra*, *addax nasomaculatus*) (FAYER et UNGAR, 1986).

Le *Cryptosporidium* était isolé aussi chez les sangliers, les renards, les écureuils et les rats musqués.

Certains animaux sauvages partagent leurs habitats avec les animaux domestiques et même les animaux d'élevage, ce qui peut être à l'origine d'une éventuelle contamination de l'environnement et donc une infection possible du bétail (RAMIREZ et al., 2004).

La pathologie bovine fut mise en évidence en 1971 par PANCER et collaborateurs. L'espèce la plus fréquemment retrouvée chez un bovin est le *Cryptosporidium parvum*. L'infection chez les nouveaux nés est plus grande (DARABUS & al., 2001).

Chez les veaux, l'incidence de l'infection varie entre 0% et 100% en fonction de plusieurs facteurs (DARABUS & al. 2001). Dans une enquête épidémiologique menée sur les bovins dans l'est et le centre de l'Algérie, la cryptosporidiose était retrouvée surtout chez les jeunes veaux de 2 à 3 semaines d'âge (KHELEF et al., 2007). Chez les veaux, l'espèce la plus impliquée dans la maladie est le *Cryptosporidium parvum*.

La cryptosporidiose ovine est comparable à celle des veaux. Les agneaux sont plus sensibles à l'infection. Parmi les espèces isolées chez les ovins, le *Cryptosporidium parvum*, le *Cryptosporidium xiaoi* et le *Cryptosporidium ubiquitum* (SHEN et al. 2011 ; SWEENY et al. 2011- 2012 ; YE et al, 2013).

Une étude menée par RYAN et al (2005), montre que les génotypes isolés chez les ovins appartiennent aux génotypes des cervidés. Ces résultats ont été confirmés par GEURDEN et al. (2008) dans son étude chez les agneaux et chevreaux où la quasi- totalité des isolats appartenant au génotype cervidé chez les agneaux contre 100% des isolats chez les chevreaux appartenant à l'espèce de *Cryptosporidium parvum*.

Il est à noter que le taux de mortalité causé par la cryptosporidiose chez les chevreaux dépasse les 50 % (PARAUD et CHARTIER, 2012)

Chez les équidés, la cryptosporidiose était rapportée la première fois aux USA chez les poulains immuns déficients (SNYDER et al., 1978). Cependant, il y a peu d'études sur la prévalence des espèces de *Cryptosporidium* et/ ou les génotypes chez les chevaux, et de leur risque potentiel sur la santé publique (LAATAMNA, 2014).

D'après LAATAMNA et al., (2013), des chevaux en Algérie ont été infectés par un génotype inhabituel, celui de le hérisson (*Cryptosporidium hedgehog*, genotype I).

Chez les reptiles, la cryptosporidiose est rapportée chez près de 80 espèces de serpents, lézards et tortues (GRACRYK, 2008). Deux localisations possibles des espèces de *Cryptosporidium*, à savoir la localisation gastrique du *Cryptosporidium serpentis*, et la localisation intestinale du *Cryptosporidium varanii* (XIAO et al., 2004 ; FAYER, 2010).

Chez les porcins, la prévalence de la maladie est très faible chez les jeunes animaux (DE GRAAF et al., 1999a).

1-2- Chez les oiseaux

La cryptosporidiose est une maladie parasitaire fréquente chez les volailles, mais émergentes chez les rapaces (Bailey, 2008). Très peu d'études ont été consacrées à la cryptosporidiose aviaire par rapport à celle de l'homme et des ruminants.

Les espèces responsables de la cryptosporidiose aviaire sont *Cryptosporidium meleagridis* et *Cryptosporidium bailey*. L'espèce incriminée, l'âge de l'animal ainsi que le mode d'inoculation du parasite ont une influence sur la sévérité de l'infection (O'DONOGHUE, 1995).

Le parasite a été signalé chez plus de 30 espèces d'oiseaux appartenant aux ordres des Ansériformes, Charadriiformes, Colombiformes, Galliformes, Passeriformes, Psittaciforme et Struthioniformes (SRETER et VARGA, 2000 ; NG et al., 2006).

Les études menées sur la cryptosporidiose chez le poulet de chair en Afrique du Nord, montre une prévalence de 34.4% en Algérie (BAROUDI et al., 2013), et de 24 % au Maroc (KICHOU et al, 1996) et de 4.5 % en Tunisie (SOLTANE et al., 2007). Chez le dindon, un taux de 42,63 % a été rapporté par BAROUDI et al. en 2013, en Algérie.

2- Cryptosporidiose humaine

La cryptosporidiose a été reconnue comme un problème de santé publique en 1993, suite à l'épidémie à Milwaukee (Wisconsin, Etas Unis), et qui avait touché plus de 400.000 personnes (FAYER, 2004).

Cette parasitose peut toucher tous les individus de tout âge. Cependant, il existe une catégorie de personnes à risque, dont l'infection peut avoir de lourdes conséquences. Les enfants, en raison de plusieurs facteurs, telle que l'immaturité de leur système immunitaire, les voyageurs, les personnes sous alimentés, et les individus immunodéprimés (FAYER et al., 2000 ; FAYER, 2004 ; CHALMERS et DAVIES, 2010), sont les plus exposés aux risques de contamination et donc, au développement d'une cryptosporidiose.

Les espèces les plus retrouvées chez l'homme sont, le *Cryptosporidium parvum* et le *Cryptosporidium hominis*. D'autres espèces ont été isolées aussi bien chez les sujets

immunocompétentes, qu'immunodéprimées, à savoir le *Cryptosporidium meleagridis*, le *Cryptosporidium felis*, le *Cryptosporidium andersoni*, le *Cryptosporidium canis*, *Cryptosporidium suis* et le *Cryptosporidium muris* (XIAO et al., 2004 ; SMITH et al., 2007).

3- Source et modes de transmission

L'oocyste représente la forme de dissémination du parasite dans le milieu extérieur. Il est très résistant aux conditions environnementales défavorables. Dans un milieu frais et humide, le *Cryptosporidium* peut rester viable plus d'un an. (DUMOULIN et al., 2000).

La source la plus incriminée dans la propagation du parasite et l'apparition de la cryptosporidiose, est l'espèce bovine (BEDNASKA et al., 1998, DUMOULIN et al., 2000). Les sources d'eau potable sont contaminées par le rejet, direct ou indirect, de selles contenant les oocystes infectants. (DUMOULIN et al., 2000).

Toute nourriture incluant les légumes et fruits, rincée par une eau contaminée, non traitée correctement, peut être considérée infectante. (DUMOULIN et al., 2000).

Tout individu malade, représente une source potentielle de cryptosporidiose.

Les animaux sauvages peuvent jouer un rôle dans la contamination et donc une source de celle-ci. A titre d'exemple, on cite les cervidés, les rongeurs, les insectivores et les lagomorphes (MANENT – MANENT, 2014).

Dans un élevage, la présence de rongeurs peut présenter un moyen de transmission d'agents pathogènes notamment le *Cryptosporidium* (ANDERSON, 1998 ; FAYER, 2004).

Certaines espèces jouent un rôle de transporteurs passifs de la cryptosporidiose, telles que les mouches, les rotifères et les oiseaux migrateurs (FAYER et al, 2000).

Les coquillages capables de filtrer des quantités d'eaux importantes, constituent une source de *Cryptosporidium* pour l'homme et la faune, dont la contamination se fait par ingestion. (KING et MONIS, 2006).

La transmission se fait le plus souvent, par ingestion d'aliments ou eau contaminés, par le léchage, la litière, la manipulation du matériel d'élevage souillé par les excréments d'animaux infectés.

4- Critères de sensibilités

4-1- Espèce

La cryptosporidiose touche un grand nombre d'espèces animales sauvages et domestiques. Du point de vue économique, les animaux d'élevage les plus sensibles sont les caprins suivis des bovins et des ovins. (CHARTIER & PARAUD, 2010).

4-2- Age

Chez les ruminants, la cryptosporidiose s'observe essentiellement chez les jeunes animaux dont la tranche d'âge varie de 5 jours à 3 semaines. (CHARTIER 2002a ; DUBEY et al., 1990).

L'étude de SANTIN et al. (2008), a montré que l'espèce de *Cryptosporidium* diffère en fonction de l'âge des animaux. Les veaux non sevrés sont principalement atteints de *Cryptosporidium parvum*, alors que d'autres espèces de *Cryptosporidium*, (*C. bovis* ; *C. andersoni* ; *C. ubiquitum*) ont été décrites chez les autres tranches d'âge d'animaux.

D'après PARAUD et CHARTIER (2012), la prévalence de cryptosporidiose chez les petits ruminants semble être plus élevée chez les jeunes que chez les adultes.

Chez le chien, les cas décrits de cryptosporidiose ont été rapportés chez des chiots de moins d'un an. (MANENT – MANENT, 2014).

Chez le poulet, le parasite n'a pas été retrouvé chez les animaux âgés de moins de 3 semaines, ce qui a été rapporté par certains auteurs, notamment BAROUDI et al (2009). Cela est dû probablement à la présence des anticorps maternels chez les individus jusqu'à 2 semaines d'âge ou encore, suite aux bonnes conduites d'élevage.

Il semblerait que la perdrix rouge, dont les individus sont âgés de moins de 7 jours sont sensibles à la cryptosporidiose. Cela pourrait être probablement expliqué par l'espèce du *Cryptosporidium* en cause.

De plus, les jeunes Colins de virgine déclarent le plus souvent la maladie, (HOERR et al., 1986).

Comme cité précédemment, l'espèce de *Cryptosporidium* incriminée diffère en fonction de l'âge, ce qui a été mené dans l'étude de BAROUDI et al. (2013), ou *Cryptosporidiumgalli* touche les poulets adultes (poulet de chair), et d'autres espèces d'oiseaux (généralement âgés). Cette affinité reste à mieux éclaircir. (BAROUDI, 2014).

Chez l'homme, la cryptosporidiose a été retrouvée aussi bien chez les jeunes sujets que chez les adultes, en association avec des signes cliniques (CHERNETTE et BOUFASSA, 1988).

4-3- Statut immunitaire

En médecine vétérinaire, il est maintenant clair que la cryptosporidiose touche les animaux jeunes dont le système immunitaire est encore immature.

En médecine humaine, l'immunité est un facteur important dont la défaillance peut être à l'origine d'un tableau clinique sévère.

De plus, les enfants de moins de 5 ans ont un système immunitaire immature, ce qui les expose à des possibilités de développement de la maladie suite à un contact avec l'agent mis en cause.

Il a été conclu que le système immunitaire chez l'homme joue un rôle fondamental sur la gravité et la durée de la maladie. (CHAMBON 1990 ; NACIRI 1994 ; FAYER, 2004).

5- Facteurs de risque

Parmi les facteurs de risques, nous citons :

5-1- Saison

L'infection par le *Cryptosporidium* est répandue tout au long de l'année. (ATWILL et al., 2004).

Une étude menée sur les veaux allaités au Canada a démontré l'augmentation de la prévalence de *Cryptosporidium* en hiver et au printemps, coïncidant avec les périodes de vêlage. Une autre étude aux Etats Unis conduite dans un élevage laitier avec des vêlages tout au long de l'année, a rapporté une prévalence élevée en été (DE GRAAF et al., 1999a).

TROTZ – WILLIAMS et al., ont mené une étude en 2007 au Canada, dont le résultat a indiqué une prévalence plus élevée chez les nouveaux nés en été qu'en hiver. Ces résultats

obtenus peuvent probablement être expliqués par un regroupement d'animaux pendant les périodes d'études, d'où la contamination de l'environnement. (MANENT – MANENT, 2014)

5-2- Densité animale

Une densité animale importante pourrait être un facteur prédisposant au développement de la maladie. (BAROUDI, 2014).

5-3- Conditions d'élevage

La cryptosporidiose a fait preuve de présence dans beaucoup d'élevages dont les conditions d'ambiance et d'hygiène sont défectueuses. Ceci est valable aussi bien chez les oiseaux que chez les mammifères et l'homme (BAROUDI, 2014).

La prévalence de nurseries dans les élevages, le stress d'un sevrage trop précoce ou les transports, représentent eux aussi des facteurs de risques de la cryptosporidiose (MANENT – MANENT, 2014).

6- Pathogénie

D'après KOUDELA et JIRI (1997), les mécanismes pathogéniques de *Cryptosporidium* sont peu connus. Il semblerait que les parasites brisent la barrière épithéliale, ce qui provoque un raccourcissement et une fusion des villosités intestinales (KOUDELA & JIRI, 1997).

Ce phénomène est à l'origine de diminution de la surface intestinale d'où la diminution de la capacité d'absorption intestinale (TZIPORI & WARD, 2002 ; RASAMBAINARIVO. F, 2013).

Comme conséquence de ce phénomène, l'apparition d'une diarrhée dû à la mal nutrition ou à la malabsorption. (RAVARY & SATTLET, 2000 ; VALLET. D, 2006 ; MAES, 2010).

7- Signe cliniques

7-1- Chez les mammifères et reptiles

D'une manière générale, les manifestations cliniques chez les mammifères sont semblables à celles de l'homme. Ils présentent généralement une diarrhée accompagnée avec de l'anorexie et la perte de poids (O'DONGHUE, 1995).

La pathologie bovine fut mise en évidence en 1971 par PANCIERA et collaborateurs (KHELEF et al., 2007), avec une description de la clinique sur une génisse de 8 mois. Trois (03) ans plus tard, deux autres cas de cryptosporidiose bovine ont été rapportés dont un chez un veau âgé de deux semaines (MEUTEN et al. 1974).

Les petits ruminants ne sont pas exempts d'un tableau clinique provoqué par cette parasitose. En cas d'infection, ils peuvent présenter de la diarrhée accompagnée de douleurs abdominales, anorexie, l'apathie et retard de croissance. La diarrhée peut persister jusqu'à deux semaines dans les cas les plus sévères. (DE GRAAF & al., 1999a).

Chez le chien, la cryptosporidiose est généralement asymptomatique. Cependant, des symptômes frustrés ont été observés dans de très rares cas. Une diarrhée chronique ou intermittente de l'intestin grêle, l'amaigrissement, et parfois une dysorexie chronique et des vomissements ont été rapportés. (BOURDAIS – MASSENET, 2008).

Pour l'espèce féline *Feliscatus*, RAMIREZ et al., (2004), ont rapporté que 50% de chats infectés de cryptosporidiose présentaient une diarrhée.

Chez le cheval, l'infection peut être asymptomatique. Des cas de diarrhées sévères ont été décrits chez les poulains souffrant de SCID (Sever Combined Immunodeficiency) (FAYER & UNGAR, 1986).

Chez les jeunes primates, la cryptosporidiose peut être à l'origine de diarrhée étalée sur plusieurs jours, allant de trois jours jusqu'à 66 jours. (FAYER & UNGAR, 1986).

Chez les reptiles, la cryptosporidiose peut engendrer des régurgitations chroniques et une perte de poids progressive (SILVERAT, 2014). La plus part des cas de cryptosporidiose chez le lézard sont des infections gastriques sub-cliniques, bien que l'anorexie, perte de poids et de léthargie, ont été rapportés chez un caméléon.

Chez la tortue, le tableau clinique est conditionné par des régurgitations, une gastrite et un dépérissement progressif de l'animal. (O'DONOGHUE, 1995).

7-2- Chez les oiseaux

Plusieurs études ont été réalisées dans le monde sur la cryptosporidiose chez les oiseaux. Les espèces du genre *Cryptosporidium* retrouvées, *Cryptosporidium meleagridis*, qui infecte préférentiellement le tractus digestif, la bourse de Fabricius et le cloaque. Cette espèce peut

être à l'origine d'une mortalité modérée (DE GRAAF & al., 1999 (a), BAROUDI & al., 2013).

La deuxième espèce incriminée dans la cryptosporidiose aviaire est *Cryptosporidium baileyi*, qui atteint le tractus respiratoire, la bourse de Fabricius et le cloaque (DE GRAAF et al., 1999 (a)).

D'après FAYER et UNGAR (1986), les symptômes associés à cette espèce sont des symptômes respiratoires et oculaires, à savoir, une toux, des éternuements, une détresse respiratoire, jetage, épiphora, distension des sinus infra-orbitaires, etc....

7-3- Chez l'homme

Les principaux signes cliniques décrits chez les sujets atteints de cryptosporidiose sont les diarrhées liquides et profuses contenant parfois du mucus et qui sont rarement sanguinolentes (FAYER & UNGAR, 1986).

En plus de la diarrhée, d'autres symptômes peuvent apparaître telle que la fièvre, l'anorexie et les céphalées (O'DNOGHUE, 1995).

Chez les enfants, l'infection sous clinique peut provoquer une perte de poids et un retard de croissance (CHECKLEY & al., 1997, CHECKLEY & al., 1998).

La durée et l'intensité des signes cliniques chez les sujets atteints dépendent de leur système immunitaire. Les personnes immunocompromises (exemple des sidéens), la cryptosporidiose peut être fatale (BLANSHARD & al., 1992 ; FLANIGAN & al., 1992).

V- Identification des *Cryptosporidium*

Le tableau clinique de la cryptosporidiose n'est pas spécifique. Les signes cliniques et les critères épidémiologiques permettent de suspecter une infection et non pas de la confirmer. (MANENT-MANENT, 2014).

Plusieurs agents pathogènes peuvent engendrer de la diarrhée (virus, parasites et bactéries), d'où la nécessité d'un diagnostic de laboratoire.

Actuellement, plusieurs techniques sont exercées au niveau des laboratoires, pour la mise en évidence du parasite du genre *Cryptosporidium*.

Il existe des techniques de coloration, telles que la coloration à l'auramine phénol (avec l'utilisation d'un flurochrome composé d'auramine et de phénol) ; coloration de Heine, qui est basée sur l'utilisation d'un colorant de fuchsine de Ziehl pour la préparation des frottis fécaux ; et la coloration de ZiehlNeelsen modifiée, qui est la technique de référence qui consiste à confectionner des frottis directement après les techniques de concentration. Les *Cryptosporidium* apparaissent alors rose foncé ou rouge sur un fond vert. D'autres colorations sont disponibles pour la mise en évidence du parasite du même genre. (LAATAMNA, 2014).

Cependant, bien que ces techniques soient peu onéreuses, elles requièrent un œil exercé, et elles demandent beaucoup de temps pour la lecture des frottis.

D'autres techniques ont été développées pour la détection du *Cryptosporidium*, il s'agit des techniques immunologiques « technique de Copro- ELISA » dont le principe est l'utilisation des anticorps monoclonaux ou poly clonaux qui reconnaît les antigènes de surface des *Cryptosporidium* dans les fèces des individus suspects. (LAATAMNA, 2014).

Toutefois, les techniques moléculaires comme la PCR (PCR nichée, PCR RELP.....) ont permis d'obtenir une meilleure sensibilité, mais aussi de déterminer les espèces et les génotypes qui sont en cause. (GABRIELLA, 2008).

CHAPITRE 2 : VALEUR PATRIMONIALE DES ESPECES DE FAUNE ALGERIENNE EN CAPTIVITE (concernée par l'étude)

1. - DONNEES GENERALES

Etant donné que les espèces de faune concernées par notre étude appartiennent à la faune vertébrée des oiseaux et des mammifères, nous avons jugé utile de présenter de succincte quelques données générales sur les oiseaux et les mammifères d'Algérie.

1.1. - Cas des oiseaux

D'après ISENMANN & MOALI (2001), au plan systématique, les oiseaux sont représentés en Algérie par 406 espèces qui se distribuent dans 19 Ordres et 65 Familles.

Au plan statut phrénologique, on trouve :

- * **214 espèces nicheuses** parmi lesquelles 136 espèces sont sédentaires ((présentes toute l'année en Algérie), 64 espèces nicheuses estivantes (qui arrivent au début du printemps pour se reproduire avant de quitter l'Algérie en été) et 14 espèces nicheuses occasionnelles (dont la nidification n'est pas régulière d'une année à l'autre) ;
- * **138 espèces hivernantes** (viennent en Algérie au début de l'automne et repartent à la fin de l'hiver) ;
- * **54 espèces migratrices de passage** qui ne font que transiter par l'Algérie lors des migrations d'automne et de printemps.

1.2. - Cas des mammifères

D'après ABDELGUERFI et BELLATRECHE (2003), au plan systématique, les mammifères sont représentées en Algérie par 91 espèces de mammifères sauvages terrestres qui se rapportent à 10 Ordres , 27 Familles. .

2. Espèces concernées par les prélèvements

En ce qui concerne les espèces concernées par des prélèvements dans le cadre de notre étude, elles se répartissent comme suit dans les deux sites d'étude :

Tableau 5 : Distribution des espèces concernées par l'étude entre les 02 sites d'étude retenus

Site \ Espèces	Oiseaux	Mammifères	Total
Jardin d'essais du Hamma	-Aigle royal -Buse féroce -Milan noir -Circaète Jean Le blanc -Vautour fauve -Vautour percnoptère -Chouette effraie -Hibou grand-duc -Canard colvert	-Gazelle de Cuvier -Gazelle dorcas -Gazelle leptocère -Mouflon à manchettes -Fennec du Sahara -Mangouste ichneumon -Genette commune -Porc épic -Hyène rayée -Ecureuil de Berbérie -Singe magot	20 espèces
Centre Cynégétique de Zéralda	-Faisan de Colchide -Perdrix gabra -Perdrix chukar -Ibis chauve	-Cerf de Berbérie	05 espèces
Total	13 espèces	12 espèces	25 espèces

Les espèces étudiées se distribuent comme suit entre les deux sites d'étude :

- * 20 espèces se trouvent au niveau du Jardin d'essais du Hamma : 09 oiseaux et 11 mammifères ;
- * 05 espèces se trouvent au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda : 04 espèces d'oiseaux et 01 espèce de mammifères.

2.1. - CAS DES OISEAUX

Cependant les espèces d'oiseaux concernées par notre étude sont représentées dans le tableau 6

Tableau 6 : Diversité systématique et statut phénologique des 13 espèces d'oiseaux concernées par notre étude

Ordre	Famille	Espèce	Statut phénologique à l'état sauvage (naturel)
Accipitriformes	Accipitridae	Aigle royal (<i>Aquila chrysaetos</i>)	NS
		Buse féroce (<i>Buteo rufinus</i>)	NS
		Milan noir (<i>Milvus migrans</i>)	NE
		Circaète Jean Le Blanc (<i>Circaetus gallicus</i>)	NE
		Vautour fauve (<i>Gyps fulvus</i>)	NS
		Vautour percnoptère (<i>Neophron percnopterus</i>)	NE
Ansériformes	Anatidae	Canard colvert (<i>Anas platyrhynchos</i>)	NS + H
Galliformes	Phasianidae	Faisan de colchide (<i>Fasianus colchicus</i>)	NS (introduit en 1977)
		Perdrix gabra (<i>Alectoris barbara</i>)	NS
		Perdrix chukar (<i>Alectoris chukar</i>)	NS (introduit en 1977)
Péléciformes	Threskiornithidae	Ibis chauve (<i>Geronticus eremita</i>)	NE (très rare)
Strigiformes	Strigidae	Hibou grand - duc (<i>Bubo bubo</i>)	NS
	Tytonidae	Chouette effraie (<i>Tyto alba</i>)	NS

NS : Nicheur -sédentaire

NE : Nicheur- estivant

Les 13 espèces concernées par notre étude se rapportent à 05 Ordres, 06 Familles et couvrent 11 genres.

Sur le plan statut phrénologique, les 13 espèces se distribuent comme suit : 09 espèces sont nicheuses sédentaires et 04 espèces nicheuses estivantes. Deux espèces (le Faisan de Colchide et la Perdrix chukar), ont été introduites en 1977 en tant que gibiers exotiques.

2.2. - CAS DES MAMMIFERES

➤ Les mammifères concernés par notre étude :

Les 12 espèces concernées par notre étude se rapportent à 04 Ordres, 08 Familles et couvrent 10 genres.

An plan statut phrénologique, les 12 espèces de mammifères sont sédentaires.

Tableau 7 : Diversité systématique des 12 espèces de mammifères concernées par notre étude

Ordre	Famille	Espèce	
		Nom commun	Nom scientifique
Artiodactyles	Bovidae	- Gazelle de Cuvier	<i>Gazella cuvieri</i>
		- Gazelle dorcas	<i>Gazella dorcas</i>
		- Gazelle leptocère	<i>Gazella leptoceros</i>
		- Mouflon à manchettes	<i>Ammotragus lervia</i>
	Cervidae	- Cerf de Berbérie	<i>Cervus elaphus barbarous</i>
Carnivores	Canidae	- Fennec du Sahara	<i>Fennecus zerda</i>
	Viverridae	- Mangouste ichneumon	<i>Herpespets ichneumon</i>
		- Genette commune	<i>Genetta genetta</i>
	Hyaenidae	- Hyène rayée	<i>Hyaena hyaena</i>
Rongeurs	Hystricidae	- Porc – épic	<i>Hystrix cristata</i>
	Sciuridae	- Ecureuil de Berbérie	<i>Atlantoxerus getulus</i>

Au plan statut phrénologique, toutes les espèces sont sédentaires.

3. - VALEUR PATRIMONIALE PROPEMENT DITE DES ESPECES RETENUES DANS NOTRE TRAVAIL

Introduction

Notre travail a été réalisé dans deux sites (Jardin d'Essais du Hamma et Centre Cynégétique de Zéralda) dans lesquels nous avons récolté des matières fécales devant être analysées pour la recherche de parasites intestinaux, plus spécialement du genre *Cryptosporidium*. Nous avons sélectionné 25 espèces de vertébrés présentant un certain intérêt patrimonial, parmi lesquelles on trouve 13 espèces d'oiseaux et 12 espèces de mammifères.

3.1. - Définitions de la Valeur patrimoniale

D'après PIEGAY et al. (2003), le **Patrimoine naturel** est « l'ensemble des éléments naturels et des systèmes qu'ils forment, susceptibles d'être soit transformés, soit transmis aux générations futures ». Pour ces mêmes auteurs, l'expression Valeurs **patrimoniales** « en pratique est synonyme de valeurs **intrinsèques**, désignant les attributs non évaluables en termes économiques (à la différence des services naturels). Elles recouvrent notamment des aspects de biodiversité et des aspects socioculturels».

Pour JORDI et al. (2005), les espèces protégées «ont une valeur particulière, on leur accorde une valeur intrinsèque de par leur rareté et leur risque de disparition ».

Selon ANONYME (2016), les espèces patrimoniales sont l'ensemble des espèces protégées, des espèces menacées (liste rouge) et des espèces rares, ainsi que (parfois) des espèces ayant un intérêt scientifique ou symbolique. Pour le même auteur, « le statut d'espèce patrimoniale n'est pas un statut légal. Il s'agit d'espèces que les scientifiques et les conservateurs estiment importantes d'un point de vue patrimonial, que ce soient pour des raisons écologiques, scientifiques ou culturelles ».

Nous considérons dans ce travail comme espèce d'intérêt patrimonial les espèces protégées par la législation nationale et internationale et/ou qui figurent dans les listes rouges de certaines institutions internationales, ainsi que les espèces gibiers, les espèces menacées et les espèces symboles.

3.2. - Evaluation de la situation des espèces retenues en matière de protection

Au plan national, l'évaluation des espèces en matière de protection est réalisée en référence à deux textes réglementaires qui sont :

- L'Ordonnance n° 06-05 du 15 juillet 2006 relative à la protection et à la préservation de certaines espèces animales menacées de disparition ;
- Le décret exécutif n° 12-235 du 24 mai 2012 fixant la liste des espèces animales non domestiques protégées.

Au plan international, l'évaluation est réalisée en référence à deux conventions internationales qui sont :

- La Convention africaine sur la conservation de la nature et de ses ressources naturelles (dite convention d'Alger) ratifiée par l'Algérie en 1982 ;
- La Convention de Washington = convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (dite convention de la C.I.T.E.S), (ratifiée par l'Algérie en 1982).
- Catégories de l'U.I.C.N ;

Enfin, nous nous référons également aux Catégories de menaces de l'IUCN (Union Internationale pour la conservation de la nature). A cet effet, signalant que la liste Rouge de l'I.U.C.N constitue l'inventaire mondial le plus complet de l'état de conservation global des espèces animales et végétales. Cette liste est reconnue comme l'outil de référence le plus fiable sur l'état de la diversité biologique (UICN, 2014).

Sur les 25 espèces oiseaux et mammifères) de notre travail, 21 bénéficient d'une protection légale, au plan national et/ou international et se distribuent comme suit : 09 espèces d'oiseaux et 12 espèces de mammifères.

Seules 04 espèces ne bénéficient d'aucune protection au plan national, ceux sont des espèces gibiers (donc chassables) et ont par conséquent un intérêt cynégétique.

3.3. - Les espèces d'oiseaux protégées

Les **13 espèces d'oiseaux protégées** (Tableau 5) se distribuent dans 06 familles ornithologiques parmi lesquelles 11 espèces d'oiseaux concernées par notre étude bénéficient d'une protection légale aux plans national et international. Les 02 espèces sans statut de protection sont des espèces gibiers (Faisan de Colchide et Perdrix chukar).

Tableau 8 : Espèces d'oiseaux protégées (13 espèces)

Famille	Nom commun	Protection en Algérie depuis :	Protection par la convention africaine : Classe :	Protection par la C.I.T.E.S., dans l'annexe :	Catégorie des Listes Rouge IUCN
Accipitridae	-Aigle royal	-2012	-B	II	Lc
	-Buse féroce	-2012	-B	II	Lc
	-Milan noir	-2012	-B	II	Lc
	-Circaète Jean Le Blanc	-2012	-B	II	Lc
	-Vautour fauve	-2012	-A	II	Lc
	-Vautour percnoptère	-2012	-A	II	EN
Antidate	-Canard colvert *	-	-		Lc
Phasianidae	-Faisan de Colchide *	-	-	-	-
	-Perdrix gabra *	-	-	-	Lc
	-Perdrix chukar *	-	-	-	-
Threskiornithidae	-Ibis chauve	-2006	A	-	CR
Strigidae	-Hibou grand-duc	-2012	-	II	Lc
Tytonidae	-Chouette effraie	-2012	-	II	-

* = Espèces gibiers

Au plan national :

- **01 espèce** est protégée depuis 2006 (l'Ibis chauve) ;
- **08 espèces** sont protégées depuis 2012.

Au plan international :

- **07 espèces** bénéficient d'une protection dans le cadre de la convention africaine sur la conservation de la nature et de ses ressources naturelles, parmi lesquelles 03 espèces figurent dans l'annexe A et 04 espèces dans l'annexe B (BURHENNE, 1970) de cette convention.
- **08 espèces** figurent dans l'annexe II de la convention de Washington sur le commerce international des animaux sauvages menacés d'extinction dont l'Algérie est membre adhérent depuis 1982.

Sur les 13 espèces concernées par notre étude, 10 espèces figurent sur les listes Rouge de l'I.U.C.N (Union Internationale de la conservation de la nature) qui regroupe les espèces menacées d'extinction. Elles se distribuent comme suit dans les trois Catégories de Menaces de l'IUCN comme suit :

- 01 espèce dans la Catégorie « En Danger Critique d'Extinction (**CR**) » ;
- 01 espèce dans la Catégorie « En Danger d'Extinction (**EN**) » ;
- 08 espèces dans la Catégorie « Préoccupation mineure (**Lc**) » ;

Les trois espèces qui ne figurent dans aucune Catégorie de menaces de l'IUCN sont des espèces gibiers, il s'agit du Faisan de Colchide, de la Perdrix chukar et de la Chouette effraie.

3.4. - Les espèces de mammifères protégées

Toutes les espèces de mammifères concernées par notre étude bénéficient d'une protection légale, dont certaines au double plan national et international.

Tableau 9 : Espèces de mammifères protégées concernées par l'étude (**12 espèces**)

Famille	Nom commun	Protection en Algérie depuis	Protection par la convention africaine Dans Classe :	Protection par la C.I.T.E.S., dans l'annexe :	Catégorie des Listes Rouge IUCN
Bovidae	Gazelle dorcas	2006	A		VU
	Gazelle leptocère	2006	A		EN
	Gazelle de Cuvier	2006	A		EN

	Mouflon à manchettes	2006	B	II	VU
Cervidae	Cerf de Berbérie	2006	A		Lc
Canidae	Fennec du Sahara	2006			DD
Viverridae	Mangouste ichneumon	2012			Lc
	Genette commune	2012			Lc
Hyénidés	Hyène rayée	2006	B		Lc
Hystriidae	Porc-épic	2012			Lc
Sciuridae	Ecureuil de Berbérie	2012			Lc
Cercopithécidés	Magot (macaque d'Afrique du Nord)	2012	A	II	VU

Au plan national :

Les 12 espèces de mammifères bénéficient d'une protection, parmi lesquelles : 07 espèces sont protégées depuis 2006 et 05 espèces depuis 2012.

Au plan international :

Au plan international, nos 12 espèces de mammifères sauvages bénéficient également d'une protection sur le plan international. Ces espèces se distribuent comme suit :

- 07 espèces sont protégées dans le cadre de la convention africaine sur la conservation de la nature et de ses ressources naturelles, 05 espèces figurent dans l'Annexe A et 02 espèces dans l'Annexe B de la convention africaine.
- 02 espèces sont protégées au titre de la convention de Washington (CITES) sur le commerce international des espèces de faune et de flore menacées d'extinction. Ces 02 espèces figurent sur l'Annexes II de la convention.

Les 12 espèces concernées par notre étude figurent sur les listes Rouge de l'I.U.C.N (Union Internationale de la conservation de la nature) qui regroupe les espèces menacées d'extinction. Elles se distribuent comme suit dans les différentes Catégories de Menaces de l'IUCN :

- 02 espèces dans la Catégorie « En Danger d'Extinction (EN) » ;

- 03 espèces dans la Catégorie « Vulnérable (**VU**) » ;
- 06 espèces dans la Catégorie « Préoccupation mineure (**Lc**) » ;
- 01 espèce dans la Catégorie « Données Insuffisantes (**DD**) ».

3.5. - Les espèces gibiers

Parmi les espèces concernées par notre étude, on trouve 04 espèces d'oiseaux gibiers qui sont : le Canard colvert, le Faisan de Colchide, la Perdrix gabra et la Perdrix chukar. Ces quatre espèces font partie du patrimoine cynégétique national, elles ont un intérêt cynégétique et économique.

Le Canard colvert et la Perdrix gabra figurent dans la Catégorie de menaces « Préoccupation mineure » de l'IUCN.

3.6. - Les espèces menacées

Les espèces protégées, sont toutes des espèces rares et/ou menacées. A l'exception des 04 espèces gibiers, nous considérons que les 21 autres espèces concernées par notre étude (09 oiseaux et 12 mammifères) sont toutes des espèces menacées.

3.7. - Espèce symbole d'Algérie

La Gazelle dorcas est l'espèce symbole de la Biodiversité Algérienne.

PARTIE EXPERIMENTALE



CHAPITRE 3 : MATERIELS ET METHODES

1. - Sites d'étude

1.1. - Le Zoo du Jardin d'Essais du Hamma

1.1.1. - Historique

Le jardin d'essais d'El – Hamma a été créé en 1832 comme pépinière du gouvernement sous la direction du commandant Bernard (AME, 1889). Le parc animalier lui est implanté à l'intérieur des limites du Jardin d'Essais du Hamma, plus connu sous le nom de Zoo du Jardin d'Essais du Hamma, il a été créé en 1900 sous la houlette de Joseph d'Ange, et dont la collection d'animaux selon CARRA et GUEIT (1952), constituait le seul Jardin Zoologique de l'Afrique du Nord à cette époque.

1.1.2. - Localisation et climat

Le jardin d'Essais se déploie sur environ 32 ha. Il s'étend en amphithéâtre des abords immédiats de la rue HassibaBenbouali à la colline des arcades du côté de la rue Mohamed Belouizdad. Sa situation géographique lui confère un climat exceptionnel et unique en Afrique du Nord (d'après CARRA, 1952). La proximité immédiate de la mer, la présence de la colline en direction opposée aux vents chauds du sud et courants d'air froids en hiver, y font régner un climat tempéré chaud (Température minima 2° c, maxima 35°c).

Lieu de promenade et d'intérêts incomparables, chef d'œuvre architectural, véritable musée botanique, station active d'expérimentation et de production des plantes, centre d'études horticoles, autant de qualités qui assuraient au jardin d'Essais un rayonnement universel et qui lui ont valu d'être classé parmi les premiers jardins botaniques au monde.

1.1.3. - Missions du parc zoologique d'El- Hamma

Le parc zoologique d'El- Hamma est une structure à vocation socioculturelle et à caractère scientifique et pédagogique. Il a pour mission de :

1. Constituer une collection de faune nationale et exotique, en assurant le développement et la préservation des espèces ;
2. Présenter et reproduire des espèces animales menacées ;
3. Echanger des animaux et des informations avec les établissements nationaux et étrangers ;

4. Mener des programmes de recherche appliquée en matière de zoologie, en liaison avec les organismes spécialisés nationaux et étrangers ;
5. Vulgariser et sensibiliser en matière de conservation de la faune.

1.2. - Centre cynégétique de Zéralda

1.2.1. - Historique

L'idée de créer une Réserve de Chasse dans les alentours d'Alger remonte aux années 1969, le choix a été porté sur la forêt des Planteurs de Zéralda. C'était la première fois qu'un aménagement spécifique pour la chasse a été envisagé, qui devrait offrir un gibier nombreux et de qualité.

L'absence de station de reproduction et d'élevage du gibier, a incité les techniciens de l'époque à la création d'un centre d'élevage pour accueillir les premiers faisans de chasse introduits de France. Cette station fut nommée « Faisanderie de Zéralda », pour porter plus tard le nom de Centre Cynégétique de Zéralda (ANONYME, 2016).

1.2.2. - Localisation et climat

Le Centre Cynégétique de Zéralda est situé à 30 km à l'ouest d'Alger (**figure 2**). Il correspond à un ancien arboretum mis en place dès les années 60, au niveau de la forêt des Planteurs. Cette station est située en région côtière dont les coordonnées géographiques sont : longitude : 2° 53' Est et latitude : 36° 45' Nord. L'altitude moyenne est de 100m. Le centre cynégétique couvre une superficie de 19.75 ha.

Le climat de Zéralda reflète bien les caractéristiques du climat méditerranéen, caractérisé par deux grandes saisons : une saison Hivernale peu rigoureuse et assez pluvieuse, s'étalant du mois de Novembre à Avril et une saison chaude qui s'étale de mai à octobre (saison sèche).

Le Centre est situé dans l'étage bioclimatique Sub – Humide à hiver chaud.



Figure 2 : localisation du Centre Cynégétique de Zéralda (source : CCZ, 2016)

1.2.3. - Missions du centre

Conformément au décret de création N° 83/ 76 du 08 janvier 1983, les principales missions de Centre Cynégétique de Zéralda sont :

- La production des espèces cynégétiques ou exotiques en vue d'enrichir le patrimoine cynégétique National ;
- La promotion et le développement de la Cynégétique par la sélection des espèces cynégétiques locales et par l'introduction de nouvelles espèces et leur acclimatation ;
- L'organisation de recherche en matière Cynégétique et notamment en matière alimentaire et sanitaire ;
- La participation à l'organisation des lâchers et le suivi de ces opérations en vue de tirer les conséquences de l'acclimatation du gibier introduit.

En mars 2013, une Cellule Nationale de Réhabilitation du Cerf de Berbérie (*Cervuselaphus barbarus*), domicilié au centre, a été mise en place par décision du Directeur Général des Forêts.

Cette dernière est dirigée par un cadre du Centre Cynégétique, elle est composée de plusieurs membres de différentes structures (DGF, CCZ, RCZ, PNEK, PZLA, Conservations des Forêts de : Bejaia, Jijel, Skikda, Annaba, El -Tarf, Guelma et Souk Ahras).

Parmi les missions de cette cellule, citons :

- Identification et préservation des habitats naturels du Cerf de Berbérie existants en Algérie.
- Contribuer à la restauration des populations de Cerf de Berbérie et à la création d'aires protégées.
- Elaborer des programmes de formation à l'échelle nationale et internationale dans le domaine de la conservation des espèces d'Ongulés en voie de disparition.
- Assurer la liaison entre les homologues Tunisiens, le Point Focal National de la Cellule de Réhabilitation du cerf de Berbérie et les organisations internationales.

2. – Matériel biologique

2.1. - Données générales

Notre étude a été menée sur 25 espèces animales au niveau des deux sites de l'étude.

Nous nous sommes intéressés uniquement aux espèces à intérêt patrimonial d'Algérie. Sur les 25 espèces retenues, les prélèvements ont été effectués sur 13 espèces d'oiseaux et 12 espèces de mammifères, vivant en couple ou en groupe.

La reproduction, la mise bas et la ponte, se font de manière naturelle. En cas de dominance, les mâles seront séparés des femelles.

Dans le tableau suivant nous présentons les espèces animales concernées par notre étude.

Tableau 10 : Espèces d'oiseaux et de mammifères concernées par notre étude, vivant au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda et du parc zoologique d'El- Hamma

Espèces	Nombre *	Mâles	Femelles	Petits (sub-adultes)	Site d'étude
Oiseaux					
Aigle royal	2	1	?	/	Z. du Jardin d'Essais
Buse féroce	3	?	?	/	
Canard colvert	2	1	1	/	
Chouette effraie	1	?	?	/	
Circaète Jean le blanc	1	?	?	/	
Hibou grand-duc	2	?	?	/	
Milan noir	3	2	1	/	
Vautour fauve	2	1	1	/	
Vautour percnoptère	1	?	?	/	
Faisan commun	6 par cage (30 cages)	1	5	/	C.C.Z
Ibis chauve	2	?	?	/	
Perdrix chukar	205	61	144	/	
Perdrix gabra	25 par cage (27 cages)	10	15	/	
Mammifères					
Cerf de Berbérie	2	1	1	/	C.C.Z
Ecureuil de Berbérie	6	5	1	/	Z. du Jardin d'Essais
Fennec du Sahara	10	8	2	/	
Gazelle de Cuvier	1	/	1	/	
Gazelle dorcas	4	3	1	1	
Gazelle leptocère	2	2	/	/	
Genette commune (**)	4	1	1	/	
Hyène rayée	3	1	2	/	
Mangouste ichneumon	1	1	/	/	
Mouflon à manchettes	5	2	3	1	
Porc -épic	2	?	?	/	
Singe magot	Cage 3	5	1	4	
	Cage 5	1	/	1	/
	Cage 8	1	1	/	1

* : Nombre par cage ou enclos

(**) : Deux individus dont le sexe n'a pas été révélé

2.2. - Collecte des données sur les espèces retenues

La collecte des données pour cette étude s'est déroulée entre le 20 juin et le 28 juin, soit pendant la saison sèche.

Pour chaque espèce, nous avons noté, le nombre d'individus par cage ou par enclos, le sexe et l'âge, la date de vermifugation et les produits utilisés, ainsi que la date d'arrivée des espèces au niveau des sites d'étude.

En ce qui concerne l'âge, nous l'avons défini par sub-adulte : les animaux qui semblent immatures et dont les caractères morphologiques sont immatures, par opposition aux adultes.

Par ailleurs, le sexe exact de certaines espèces de l'avifaune concernées par notre étude ne nous a pas été donné, car il faut une détermination par l'ADN (acide désoxyribonucléique) des espèces à partir de leurs rectrices (plumes caudales). Pour les autres oiseaux, le sexe était déjà identifié avant la réception des espèces dans les parcs. L'âge des gallinacés de notre étude (Faisan commun, Perdrix gabra et Perdrix chukar) était connu. Ceux sont les individus de l'année, regroupés pour la reproduction, qui a coïncidé avec la période de notre étude.

2.3. - Collecte et conservation des échantillons

De février 2016 à mai 2016, 3 séries de prélèvements de fèces ont été effectuées sur les 25 espèces animales, soit **au total 219** prélèvements.

Un prélèvement a été réalisé en moyenne chaque mois, pour chaque espèce concernée.

Les échantillons ont été obtenus d'une manière non invasive. Un échantillon issu de chaque individu a été récolté directement sur le sol. Durant les prélèvements, certaines mesures de sécurité ont été prises en compte (port de gants, stérilisation du matériel de prélèvement des fèces, récolte des échantillons en présence d'un animalier ... etc.).

Pour chaque cage concernée, les échantillons ont été prélevés dans différents coins, en l'occurrence aux extrémités de la cage et au centre.

Pour les espèces individuelles, nous avons réalisé un seul prélèvement.

Nous avons prélevé les excréments à l'aide d'une pince. Quant aux oiseaux (cas des rapaces), nous avons fait appel à de petites cuillères, vue la viscosité des fientes. Les

échantillons sont placés directement dans des boîtes hermétiques, étiquetées, en mentionnant le nom de l'espèce, la date de prélèvement, et pour certaines espèces, le numéro de la cage (Faisan commun, Perdrix gabra).

Pour chaque échantillon, un examen macroscopique a eu lieu, pour évaluer la viscosité des excréments et déceler la présence éventuelle des Helminthes.

Les prélèvements sont par la suite conservés à + 4C °, puis analysés dans les jours qui suivent.

2.4. - Déroulements des prélèvements

Dans le tableau suivant, nous donnons les périodes et le nombre de prélèvements au niveau des deux sites d'étude : le Centre Cynégétique de Zéralda et le Zoo du jardin d'Essai d'El – Hamma.

Tableau 11 : Périodes et nombres de prélèvements réalisés durant notre étude au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda et du Zoo du Jardin d'Essais d'El – Hamma

Date et Nombre de prélèvements				
Espèces	Février (CCZ : 24/02/2016) (J.E : 15/02/2016 18/02/2016 23/02/2016)	Mars (CCZ : 24/03/2016) (JE : 16/03/2016 22 /03/2016)	Avril (CCZ 24/04/2016) (J.E 22 et 24/04/2016)	Mai (23/05/2016)
Oiseaux				
Aigle royal	1	1	1	/
Buse féroce	2	2	1	
Canard colvert	2	/	/	
Chouette effraie	1	1 (pas de Z.N)	1	
Circaète Jean le blanc	1	1	1	
Faisan commun	30	30	30	
Hibou grand-duc	1	1	1	
Ibis chauve	1	1	1	
Milan noir	1	1	1	
Perdrix choukar	1	1	1	
Perdrix gabra	13	13	16	6
Vautour fauve	1	1	1	
Vautour percnoptère	1	1	1	
Mammifères				
Cerf de Berbérie	2	2	1	
Ecureuil de Berbérie	1	1	1	
Fennec du Sahara	1	1	1	
Gazelle cuvier	1	1	1	
Gazelle dorcas	2	2	2	
Gazelle leptotène	1	1	1	
Genette commune	1	1	1	
Hyène rayée	1	1	1	
Mangouste ichneumon	1	1	1	
Mouflon à manchette	1	1	1	
Porc – épic	1	1	1	
Singe magot	3	3	3	
Total	72	70	71	6
Totale général	219			

2.5. Analyse des échantillons

2.5.1. - Analyse macroscopique

Avant de procéder à l'analyse microscopique pour la mise en évidence des *Cryptosporidium* et des autres parasites, par les différentes techniques, qui seront développées plus tard, nous avons établi un examen macroscopique de tous nos échantillons.

L'examen macroscopique a pour but de révéler les éléments suivants :

- La consistance : molle, aqueuse
- La couleur des excréments
- La présence de mucus : qui peut nous renseigner sur une éventuelle inflammation des parties distales du tube digestif
- La présence de parasites (Helminthes)
- La contamination par des éléments étrangers : présence de brins d'herbes, de graviers ... etc.

Ces éléments représentent un indice d'un tableau clinique pour expliquer la présence d'une pathologie, notamment les parasitoses accompagnées de diarrhées ou autres symptômes.

Notre examen macroscopique n'a révélé aucune anomalie de ces éléments. Les excréments étaient normaux, avec une consistance visqueuse chez les rapaces, de couleur variable et absence d'éléments parasitaires observables à l'œil nu (Vers).

2.5.2. - Analyse microscopique

Pour déterminer la prévalence de l'infection cryptosporidienne au niveau des deux centres d'étude, nous avons soumis à un examen coproscopique les échantillons de fèces des 25 espèces retenues. Les animaux étaient d'âge très varié.

Les échantillons ont été analysés au niveau du Laboratoire de Parasitologie du CHU Mustapha Bacha d'Alger.

Une partie seulement de notre expérimentation s'est déroulée au niveau de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger et au niveau de l'Institut National de Médecine Vétérinaire de l'Université Saad Dahleb, Blida.

Nous avons divisé notre protocole en deux parties, la première consiste à faire un examen direct des échantillons afin de déceler la présence de parasites autres que le *Cryptosporidium*, qui fait l'objet de notre étude. Quant à la deuxième partie, elle repose sur la mise en évidence de *Cryptosporidium* dans les excréments avec la technique de Zihel Neelsen modifiée. Les cas positifs ont fait l'objet d'un autre examen de confirmation, à savoir le test de diagnostic rapide de *Cryptosporidium/ Giardia*, et la technique de Copro ELISA.

2.5.2.1. - Examen direct

L'examen direct est un examen de routine des matières fécales, qui permet l'identification des œufs et larves des Helminthes mais aussi, les kystes et les formes végétatives des Protozoaires.

Il nécessite le matériel suivant :

- Verre à pied
- Agitateur
- Eau physiologique
- Microscope optique
- Lames et lamelles
- Lugol (pour certains cas).

La technique consiste à faire diluer les matières fécales dans le verre à pied, avec de l'eau physiologique. Une goutte de la dilution sera déposée entre lame et lamelle, et observée à l'aide d'un microscope optique aux différents grossissements (objectif *10 et objectif *40).

2.5.2.2. - Détection de *Cryptosporidium*

Afin de détecter la présence éventuelle de ce parasite à caractère zoonotique, nous avons fait appel à la technique de Coloration de Zihel Neelsen.

Les échantillons positifs par cette technique ont fait l'objet d'une confirmation par d'autres techniques à savoir la technique de diagnostic rapide de *Cryptosporidium* et la technique Sérologique Copro- ELISA.

A. Coloration de Zihel Neelsen

- Matériel utilisé :

- Verre à pied
- Agitateur
- Formol 10%
- Tube conique
- Ether
- Centrifugeuse
- Pipette et embouts
- Lames
- Méthanol
- Colorants : la Fuchsine phénique, Vert de malachite à 5%
- Acide sulfurique à 2%
- Microscope optique
- Huile d'immersion

-Protocole :

* Technique de concentration de Ritchie

Elle permet de concentrer les oocystes de *Cryptosporidium* dans un petit volume de matières fécales.

- Elle consiste à faire diluer dans un verre à pied les excréments dans du formol à 10 %, et à laisser sédimenter pendant 2 minutes.
- Agiter le tout à l'aide d'un agitateur en verre, jusqu'à l'obtention d'une solution homogène.
- Verser 2/3 de la dilution dans un tube conique, le 1/3 restant le compléter avec de l'éther
- Agiter doucement le tube puis centrifuger (45000 tours / 3 minutes).
- Jeter le surnageant et garder le culot de concentration

A l'aide d'une pipette pasteur, prélever une goutte du culot de concentration et confectionner un frottis mince sur une lame dégraissée, puis appliquer la technique de coloration de Zihel Neelsen modifiée.



Figure 3 : Diluer des excréments avec du formol a 10 %



Figure 4 : Verser 2/3 de la dilution dans un tube à essai et compléter avec 1/3 éther



Figure 5 : Centrifuger : 45000 tours par 3 minutes

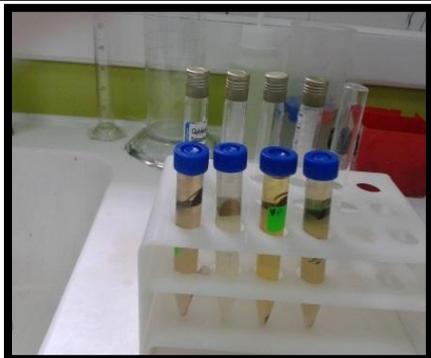


Figure 6 : Jeter le surnageant et garder le culot de concentration



Figure 7 : A l'aide d'une pipette pasteur, bien mélanger le culot de concentration et prendre quelques gouttes



Figure 8 : Confectionner un frottis mince et laisser sécher à l'air libre, puis appliquer la technique de coloration de

***Technique de coloration Zihel Neelsen modifiée**

Après la confection d'un frottis mince :

- Sécher les lames par agitation
- Fixer dans le méthanol pendant 5 minutes
- Sécher à l'air
- Colorer à froid 1 heure dans la Fuchsine phénique
- Rincer à l'eau du robinet
- Immerger en agitant la lame 20 secondes dans l'acide sulfurique à 2%

- Rincer à l'eau du robinet
- Effectuer la contre coloration 5 minutes dans le vert de malachite à 5%.
- Rincer à l'eau du robinet
- Sécher par agitation
- Lire à l'objectif * 40 puis à * 100 à l'immersion.



Figure 9 : Fixer le frottis avec le méthanol pendant 5 minutes et laisser sécher à l'air libre

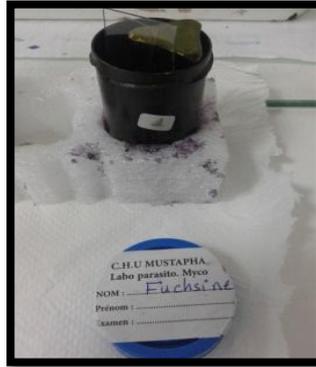


Figure 10 : Colorer avec la Fuchsine phéniquée de Zihel pendant 1 heure



Figure 11 : Après rinçage sous l'eau du robinet, décolorer avec l'Acide sulfurique pendant 20 secondes

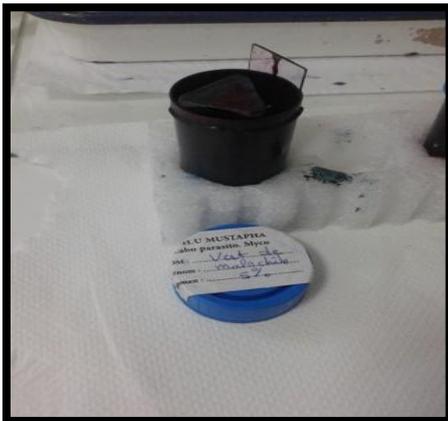


Figure 12 : Rincer sous l'eau du robinet, puis colorer avec le vert de malachite pendant 5 minutes puis rincer une autre fois et laisser sécher à l'air libre

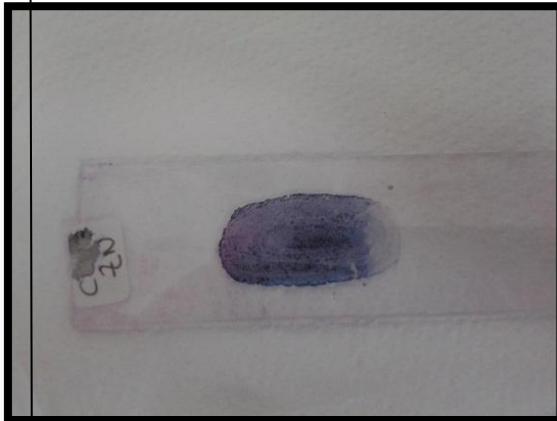


Figure 13 : Lire le frottis à l'aide d'un microscope photonique aux grossissements 40, puis 100 avec l'huile d'immersion.

B. Technique de test ELISA (Copro – ELISA)**- La technique a nécessité le matériel suivant :**

- Eau distillée,
- Solution tampon (Buffer solution),
- Echantillons,
- Micropipette monoclonale,
- Trousse ELISA *Cryptosporidium* (trousse pour le diagnostic antigénique de la cryptosporidiose),
- Incubateur,
- Laveur,
- Spectrophotomètre à DO 450.

-Protocole :

- Faire une pré-dilution des échantillons avec l'eau distillée (cas de matières fécales dures) ;
- Dilution avec solution tampon (0.5 ml ou 1 ml d'échantillon + 0.5 ou 1 ml de diluant) ;
- Remplir les cupules de microplaque par les échantillons fécaux dilués, et par le contrôle positif ;
- Couvrir la plaque et incuber à 21 +/- 3 C° pendant 1h ;
- Laver la plaque avec un laveur ;
- Ajouter les conjugués ;
- Couvrir la plaque et incuber dans 21 +/- 3C° pendant 60 minutes ;
- Laver la plaque 3 fois avec la solution de lavage ;
- Ajouter le substrat ;
- Ajouter la solution d'arrêt ;
- Lire avec un spectrophotomètre à DO 450 – 640.

La spécificité du test est de 90,9%. La sensibilité est de 97.1 %.



Figure 14 : Trousse pour le diagnostic antigénique de la cryptosporidiose

C. Test de diagnostic rapide de *Cryptosporidium* / *Giardia* Duo – Strip

Il s'agit d'un test rapide qui permet de révéler la présence de *Cryptosporidium* mais aussi de *Giardia*. La spécificité du test est de 100%, la sensibilité est de 95,7 %

-Matériel :

- Tubes à essai,
- Porte tubes,
- Pack : Tampon de dilution, bandelettes, contrôle positif,
- Prélèvements.

-Protocole :

- Faire sortir les composants du Kit, et les mettre à une température ambiante
- Identifier les tubes à essai et les mettre sur le porte- tubes
- Ajouter 14 gouttes de la solution tampon dans chaque tube
- Ajouter de petites quantités de matières fécales dans les tubes
- Mélanger le tout. L'ensemble de l'échantillon doit être suspendu dans la solution
- Tremper la bandelette dans la direction de la flèche rouge dans chaque tube
- Laisser agir pendant 15 minutes

Les résultats positifs peuvent être signalés plus tôt au moment où les lignes de test de contrôle deviennent visibles.

Les résultats doivent être lus sur des bandelettes encore humides

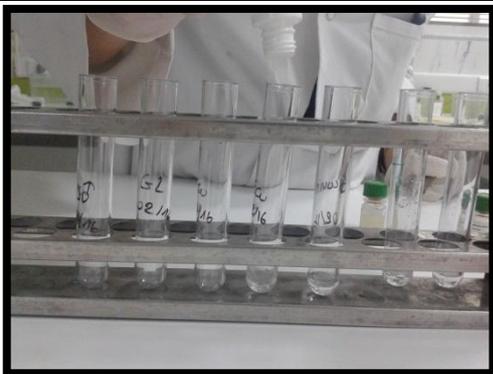


Figure 15 : Ajouter la solution tampon dans chaque tube

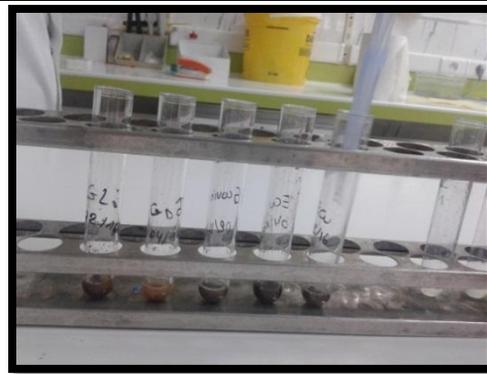


Figure 16 : Faire diluer les matières fécales dans la solution tampon

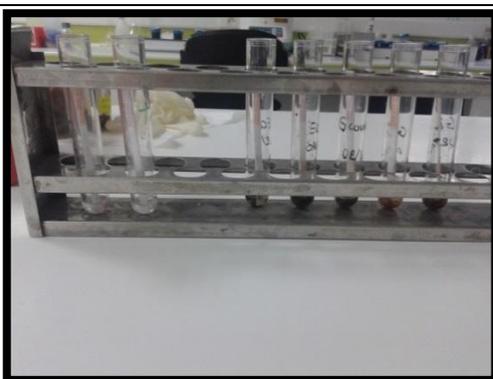


Figure 17 : Tremper les bandelettes dans la direction de la flèche rouge (dans chaque tube), et laisser agir 15 minutes



Figure 18 : La lecture doit se faire sur des bandelettes encore humides

CHAPITRE 4 : RESULTATS ET DISCUSSION

I- RESULTATS

Entre février et Mai 2016, un total de 219 échantillons de fèces a été prélevé sur divers espèces captives de faune sauvage à intérêt patrimonial vivant au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda et du Zoo du Jardin d'essai d'El-Hamma.

Les échantillons collectés présentaient une consistance normale et aucun parasite n'a été observé macroscopiquement. L'analyse s'est déroulée au niveau du laboratoire de parasitologie de l'hôpital de Mustapha Bacha, Alger.

1. Détection de *Cryptosporidium*

Notre analyse microscopique a révélé la présence de *Cryptosporidium* d'une structure ovoïde et de couleur rose ou rouge vif sur un fond vert (Figure 19). La proportion de couleur varie avec les oocystes. Les diamètres sont très variables.

Notre présente étude nous a permis d'identifier le *Cryptosporidium* sp chez 6 espèces de faune sauvage à intérêt patrimonial appartenant à l'ordre des artiodactyles, rongeurs et gallinacés, par la technique de ZihelNeelsen modifiée.

Les 7 prélèvements positifs appartiennent à deux centres différents, seulement deux proviennent du Centre Cynégétique de Zéralda, et concernent le Cerf de Berbérie et le Faisan commun, les cinq autres prélèvements positifs proviennent du Zoo du Jardin d'Essai d'El Hama, et concernent l'Ecureuil de Berbérie (02 cas positifs), la Gazelle leptocère, la Gazelle Dorcas et la Gazelle Cuvier.

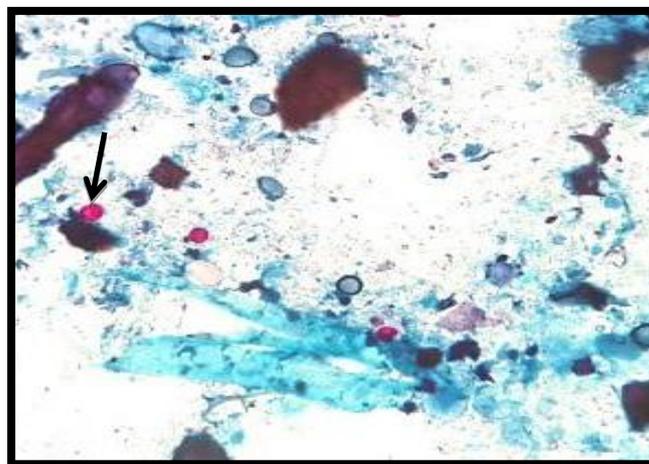


Figure 19 : Observation microscopique des oocystes de *Cryptosporidium* sp par coloration de ZihelNeelsen chez la Gazelle leptocère (Grossissement 40, microscope photonique)

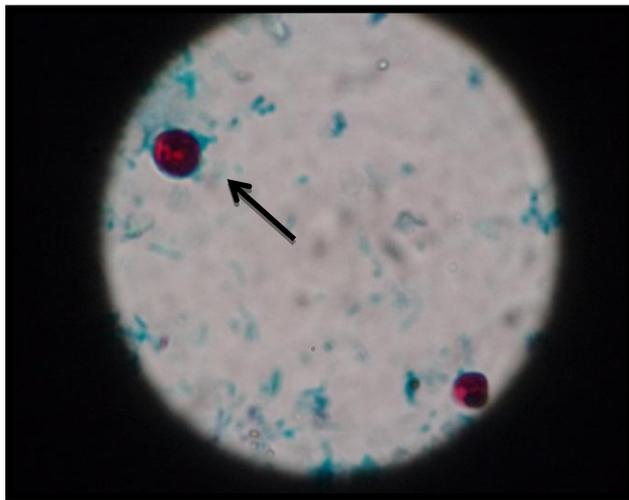


Figure 20 : Oocystes de *Cryptosporidium* observés par coloration de ZihelNeelsen chez le Faisan commun (Grossissement 100, microscope photonique).

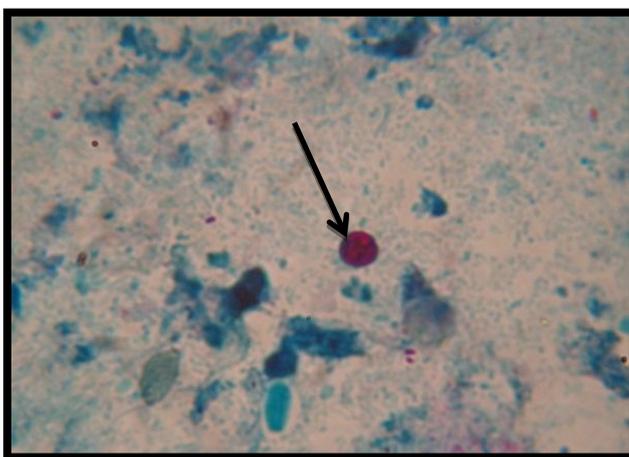


Figure 21 : Observation microscopique des oocystes de *Cryptosporidium* par coloration de ZihelNeelsen chez l'Ecureuil de Berbérie (Grossissement 100, microscope photonique).

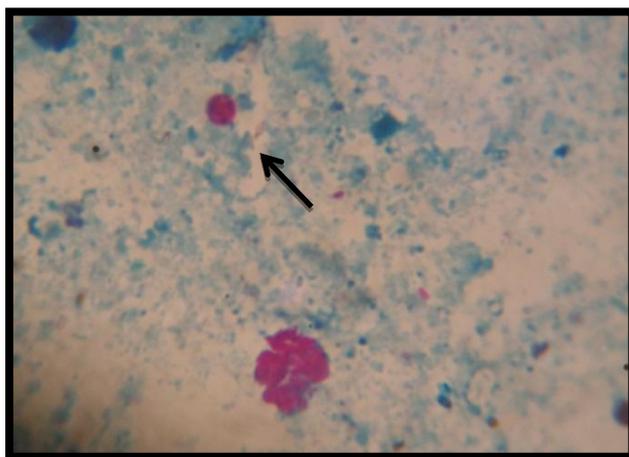


Figure 22 : Oocystes de *Cryptosporidium* observés par coloration de ZihelNeelsen chez le Cerf de Berbérie (Grossissement 100, microscope photonique).

La prévalence globale de *Cryptosporidium* sp est de 3.2 %, soit une prévalence de 2.29% au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El-Hamma, et de 0.91% au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda.

Sur 219 échantillons effectués sur les animaux sauvages, 218 seulement ont fait objet d'une recherche de *Cryptosporidium* sp.

Notre examen microscopique a révélé l'absence de *Cryptosporidium* sp chez les espèces des ordres des carnivores et primates. Un seul échantillon du groupe aviaire était positif (0.46 %, 1/218) et concernait l'ordre des gallinacés. Quatre espèces appartenant à l'ordre des artiodactyles étaient positifs (1.83%, 4/218). Des six prélèvements examinés chez les Rongeurs, deux seulement se sont révélés positifs (0.92%, 2/218).

Les espèces sur lesquelles l'étude a été lancée, vivaient en groupe, ce qui a rendu difficile l'étude de la relation entre l'âge et le sexe des cas positifs, et la présence éventuelle de *Cryptosporidium*.

Aucun animal n'a été signalé diarrhéique au moment du prélèvement des fèces. Toutes les espèces étaient asymptomatiques.

La prévalence des oocystes de *Cryptosporidium* chez les espèces faunistiques captives est présentée dans les tableaux 13 et 14.

Tableau 13 : Prévalence de *Cryptosporidium* chez les oiseaux et les mammifères des deux sites d'étude

	Nombre de prélèvements	Positifs	%
Oiseaux	171	1	1/171 = 0.58%
Mammifères	47	6	6/47 = 12.77%
Total	218	7	3.2 %

Tableau 14 : Prévalence de *Cryptosporidium* chez les espèces de mammifères concernés par notre étude

Espèces animales	Nombre de prélèvement	Nombre de prélèvements positifs	% positifs
Cerf de Berbérie	5	1	20%
Ecureuil de Berbérie	3	2	66.66%
Fennec	3	0	0
Gazelle de cuvier	3	1	33.33%
Gazelle dorcas	6	1	16.66%
Gazelle leptocère	3	1	33.33%
Genette commune	3	0	0
Hyène rayée	3	0	0
Mangouste ichneumon	3	0	0
Mouflon à manchettes	3	0	0
Porc- épic	3	0	0
Singe magot	9	0	0
Total	47	6	12.77%

Nous avons fait appel à d'autres techniques de détection de *Cryptosporidium*, pour les 7 prélèvements positifs, à savoir la technique de Copro ELISA et le test de diagnostic rapide de *Cryptosporidium* / *Giardia*.

Aucun prélèvement n'a été positif par le test de diagnostic rapide de *Cryptosporidium* / *Giardia*. Seuls, deux prélèvements appartenant à l'Ecureuil de Berbérie sont positifs par la technique de Copro – ELISA.

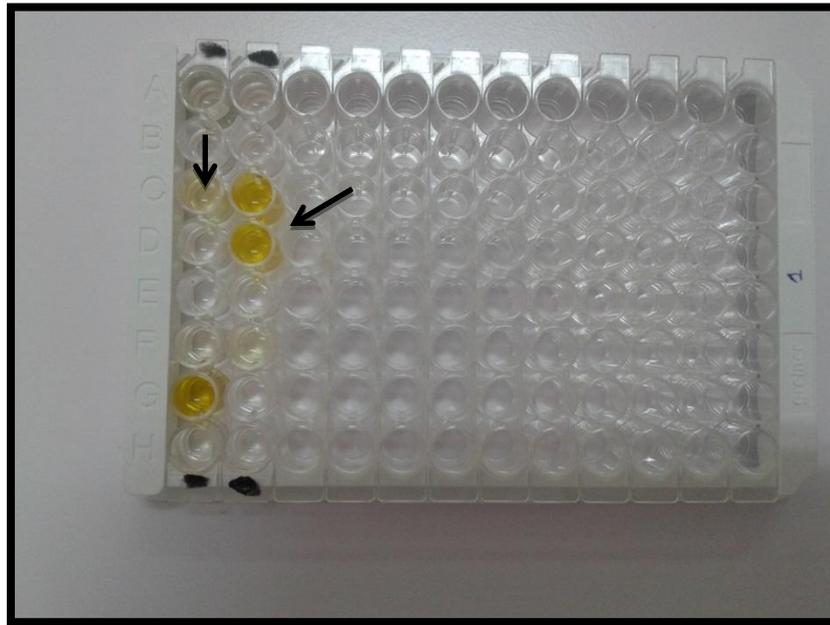


Figure 23 : Résultats positifs de *Cryptosporidium* par la technique de Copro ELISA chez l'Ecureuil de Berbérie.

Le tableau 15 présente les résultats obtenus par les trois techniques utilisées pour l'identification de *Cryptosporidium sp.*

Tableau 15: Résultats obtenus par la technique de ZihelNeelsen modifiée, la technique de Copro – ELISA et le test rapide de diagnostic de *Cryptosporidium / Giardia*.

Animaux	Nombre de résultats négatifs	Nombre de cas positifs par microscopies	Nombres de cas positifs par Copro-ELISA	Nombre de cas positifs par le Test de diagnostic rapide
Oiseaux	170	1	0	0
Mammifères	41	6	2	0
Total	211	7	2	0

2. Examen direct

Analyse de l'état d'infestation chez les différentes espèces animales faunistiques

L'ensemble des résultats nous montre un parasitisme assez diversifié. Les œufs et larves d'Helminthes étaient les plus présents dans notre analyse. Le nombre de parasites est parfois élevé chez certaines espèces animales. Néanmoins, il nous a été difficile de tous les identifier.

Certaines espèces parasitaires sont ainsi non déterminées par une simple observation, seuls les genres ont été mentionnés, à l'exception de *Syngamustrachea* chez le Faisan Commun et la Perdrix gabra ; *Eimeria sciurorum*, *Trypanoxyuriss ciuri* chez l'Ecureuil de Berbérie ; *Dipylidium caninum* chez la buse féroce. Chez le singe magot, les deux espèces identifiées étaient l'*Endolimax nana* et l'*Entamoeba coli*.

Les parasites identifiés ont été confirmés par le Professeur de Parasitologie, Mlle GHALMI.F, de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger.

Nous avons constaté la dominance de certains parasites, les œufs et larves de strongles, *Trichuris* sp et *Eimeria* sp. Des infestations mixtes ont été observées chez plusieurs espèces animales.

Aucune modification de l'état d'infestation n'a été observée après la vermifugation des espèces faunistiques concernées par notre étude. (Annexe III indiquant les molécules utilisées au niveau des deux centres d'études, pour la vermifugation).

Le tableau 16 décrit les caractéristiques morphologiques des parasites trouvés dans les échantillons collectés et analysés.

Le tableau 17 présente les parasites identifiés chez la faune sauvage captive

Tableau 16 : Caractéristiques morphologiques des parasites trouvés dans les échantillons collectés et analysés.

Ordre	Genre	Espèce hôte	Longueur Mm	Largeur Mm	Forme	Autres caractères morphologiques
Amoebida	<i>Endolimax (E.nana)</i>	-Singe magot	/	/	Forme kystique ronde ou ovale	Taille variable, noyaux en nombre de 4 groupés par paire vers la périphérie
	<i>Entamoeba (E.coli)</i>					2 à 8 noyaux
Ascaridida	<i>Toxocara</i>	-Fennec	91.08	68	Sphérique	Coque épaisse et granulaire
	<i>Ascaris</i>	-Canard colvert, -Faisan commun, -Perdrix gabra	75.9	55.66	Sphérique à ovoïde	
	<i>Prrocaecum</i>	-Perdrix gabra	35.42	22.77	Ovale	
	<i>Heterakis</i>	-Perdrix gabra -Faisan commun	53.13	27.83	Ovale	Coque épaisse et lisse
Eucoccidiorida	<i>Eimeria</i>	-Perdrix gabra	22.77 /25.3 /30.36	15.18/17.71/15.18	Subsphérique, ellipsoïde	Taille et forme variables
		-Faisan commun	25.3	15.18 – 20.24		
		-Gazelle dorcas				
	-Genette	37.95	27.83			
	<i>Coccidia</i>	-Ecureuil de Berbérie	63.25	27.83	Ovoïde	
		-Perdrix chukar			Sphérique	
Cyclophyllida	<i>Hymenolepis</i>	-Faisan commun	27.83	27.83	Circulaire	

	<i>Dipylidium</i>	-Buse féroce	55.66	55.66	Sphérique	
	<i>Tænia (œuf)</i>	-Singe magot				
Oxyurida	<i>Trypanoxyrius</i>	-Ecureuil de Berbérie	55.66 – 60.72	27.83	Ovoïde	Coque fine avec un côté aplati
Strongylida	Strongle (œuf)	-Faisan commun	70.84	43.01	Elliptique	Coque fine
		-Gazelle léptocère	53.13	27.83		
	<i>Syngamus (S.trachea)</i>	-Faisan commun, -Perdrix gabra	83.49/ 91.08/ 96.14	48.07/ 48.07/ 50.06	Ellipsoïde	Coque lisse, opercule à chaque côté, morula formée de 8 à 16 blastomères
Trichocephalida	<i>Capillaria</i>	-Perdrix gabra	53.13	27.83	Forme de citron	Coque lisse et épaisse, le contenu granuleux non segmenté, bouchons polaires transparents sur les extrémités
	<i>Trichuris</i>	-Perdrix gabra	55.66	25.3		Coque lisse et épaisse avec la proéminence polaire (bouchons polaires) avec un contenu granuleux et non segmenté
		-Faisan commun	53.13	25.3		
		-Ibis chauve	58.19	30.36		
		-Buse féroce	65.78/68.31/70.84- 72.105	30.36- 37.95/27.83/27.83		
		-Gazelle léptocère	63.25	27.83		

Tableau 17 : Parasites identifiés chez la faune sauvage captive

Mois	Espèce animale	Parasites	Infestations mixtes
Février	Canard colvert mâle	- <i>Ascaris sp</i> - Œuf de strongle - <i>Trichuris sp</i>	<i>Ascaris sp</i> , Œuf de strongle, <i>Trichuris sp</i>
	Ecureuil deBerbérie	- <i>Eimerias ciurorum</i>	
	Faisan commun	- <i>Eimeria sp</i> - Larve et œuf de strongle - <i>Ascaris sp</i> - <i>Hymenolepis sp</i> - <i>Hiterakis sp</i>	- <i>Ascaris sp</i> , <i>Eimeria sp</i> , œuf de strongle, larve de strongle, <i>Heterakissp</i> , <i>Hyménolepis sp</i> , larve de <i>Strongyloides</i> - Larve de strongle, <i>Trichuris sp</i> , <i>Porrocaecum sp</i>
	Gazelle cuvier	- Larve de strongle	
	Gazelle Dorcasgroupe	- <i>Eimeria sp</i>	
	Gazelle leptocère	- Oocyste	
	Perdrixgambra	- <i>Ascaris sp</i> - <i>Capillaria sp</i> - <i>Eimeria sp</i> - <i>Porrocaecum sp</i> - <i>Trichuris sp</i>	- <i>Porrocaecum sp</i> , <i>Trichuris sp</i>
	Singe magot	- <i>Entamoeba coli</i> - <i>Endolimax nana</i>	<i>Entamoeba coli</i> et <i>Endolimax nana</i>
Mars	Ecureuil de Berbérie	- <i>Eimeria sciurorum</i> - <i>Trypanoxyuri sciuri</i>	- <i>Eimeria sciurorum</i> , <i>Trypanoxyuris sciuri</i>
	Fennec	- <i>Toxocara sp.</i>	
	Faisan commun	- <i>Eimeriasp.</i> - <i>Hymenolepissp.</i> - Larve de <i>Strongyloidessp.</i> - Œuf de strongle - <i>Trichuris sp.</i>	
	Genette commune	- <i>Eimeria sp</i>	
	Gazelle leptocère	- Œuf de strongle	
	Perdrix chukar	- <i>Coccidie sp</i>	

	Perdrix gabra	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eimeria sp</i> - <i>Hymenolepis sp</i> - <i>Porrocaecum sp</i> - <i>Trichuris sp</i> 	- <i>Eimeria sp, Trichuris sp</i>
	Singe magot	- <i>Entamoeba coli</i>	
Avril	Buse féroce	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Dypilidium caninum</i> - <i>Trichuris sp</i> 	- <i>Dypilidium caninum, Trichuris sp</i>
	Faisan commun	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Ascaris sp</i> - <i>Eimeriasp</i> - Œuf de strongle - Larve de <i>Strongyloides</i> - <i>Syngamus trachea</i> - <i>Trichuris sp</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eimeria sp, Trichuris sp</i> - <i>Trichuris sp, Ascaris sp</i> - <i>Trichuris sp, Syngamus trachea</i> - <i>Syngamus trachea, œuf de strongle</i>
	Ibis chauve	- <i>Trichuris sp</i>	
	Gazelle leptocère	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eimeria sp</i> - <i>Trichuris sp</i> 	
	Perdrix gabra	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eimeria sp</i> - <i>Capillaria sp</i> - Oocyste non sporulé - <i>Trichuris sp</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Eimeria sp, Capillaria sp</i> - <i>Eimeria sp, Trichuris sp</i>
	Singe magot	- Œuf de tænia	
Mai	Perdrix gabra	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Ascaris sp</i> - <i>Eimeriasp</i> - <i>Syngamus trachea</i> - <i>Trichuris sp</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Ascaris sp, Eimeria sp, Syngamus trachea</i> - <i>Eimeria sp, Trichuris sp</i>

1- Ordre Amoebida

Les amibes ont été identifiées chez le Singe magot uniquement. Il s'agit de l'*Endolimax nana* et *Entamoeba coli*. Seuls les kystes ont été observés. Ils ont une forme ronde à ovalaire chez l'*Entamoeba coli* et *Endolimax nana* respectivement.

La distinction entre les deux espèces était basée sur la forme, les dimensions des kystes vues au microscope photonique au grossissement 40, et le nombre de noyaux.

Ainsi, l'*Entamoeba coli* avait 2 à 8 noyaux, tandis que l'*Endolimax nana*, les noyaux étaient an nombre de 4 groupés par paire vers la périphérie.

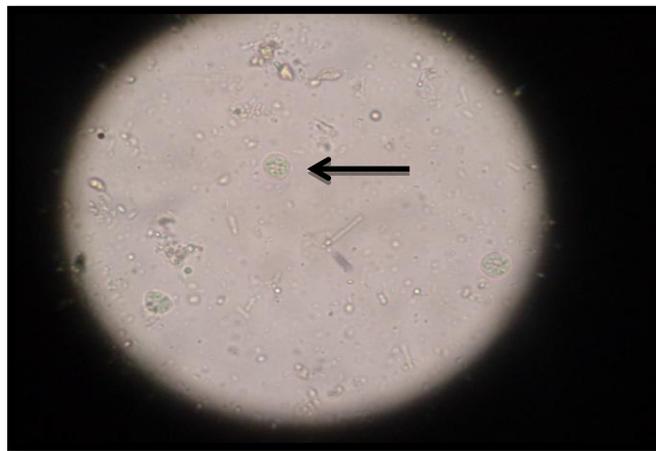


Figure 24 : *Endolimax nana* identifié chez le singe magot (Microscope optique, grossissement 40)

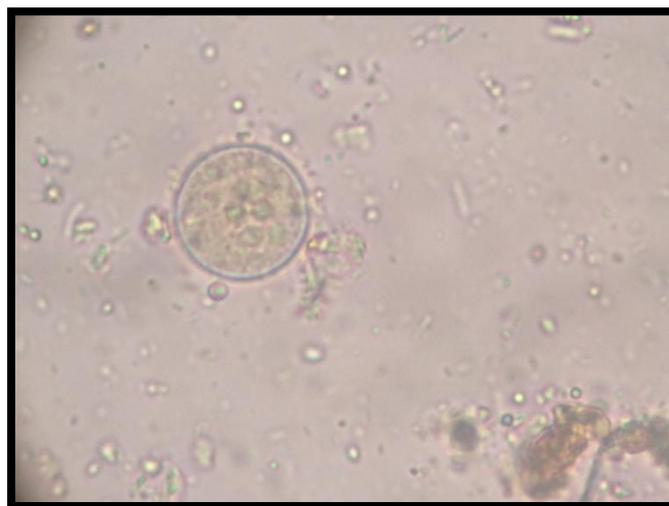


Figure 25: *Entamoeba coli* chez le singe magot (Microscope optique, grossissement 40)

2- Ordre Ascaridida

Globalement, nous avons identifié les genres suivants : *Toxocara*, *Porrocaecum*, *Heterakis*, et les œufs d'*Ascaris*.

Chez le Fennec, nous avons trouvé *Toxocara sp.* uniquement. Il était de forme sphérique, d'environ 91.08 Mm de longueur et 68 Mm de largeur.

La coque est épaisse et granulaire. Il est en faveur de *Toxocara canis*.

Les œufs d'*Ascaris* étaient trouvés chez le canard colvert, le faisan commun et la Perdrix gabra.

Chez le canard colvert, les œufs d'*Ascaris* étaient identifiés chez le mâle uniquement. Il a fait l'objet d'un seul prélèvement, au mois de Février.

Chez le Faisan commun, nous avons trouvé pour cet Ordre, les œufs d'*Ascaris* et l'*Heterakis sp.* Concernant les œufs d'*Ascaris*, une seule cage s'est avérée positive, soit un taux d'infestation de 3.33% (1/30) au mois de février, contre 6.66% (2/30) au mois d'Avril. Ils mesuraient 75.9 Mm de longueur et 55.66 Mm de largeur. Les œufs avaient une forme sphérique à ovoïde.

L'*Heterakis sp.* est de forme ovale. Il mesure environ 53.13 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur, pourvu d'une coque épaisse et lisse. Le parasite était identifié dans une seule cage (1/30) au mois de Février.

Chez la Perdrix gabra, nous avons identifié les œufs d'*Ascaris* et le *Porrocaecum sp.* Pour les œufs d'*Ascaris*, un taux d'infestation de 7.69% (1/13) au mois de Février et de 16.66% (1/6) au mois de Mai. Les œufs avaient une forme sphérique à ovoïde.

Le *Porrocaecum sp.* est de forme ovale et mesurant 35.42 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur. Un taux d'infestation avoisinant 15.38% chez la Perdrix gabra.

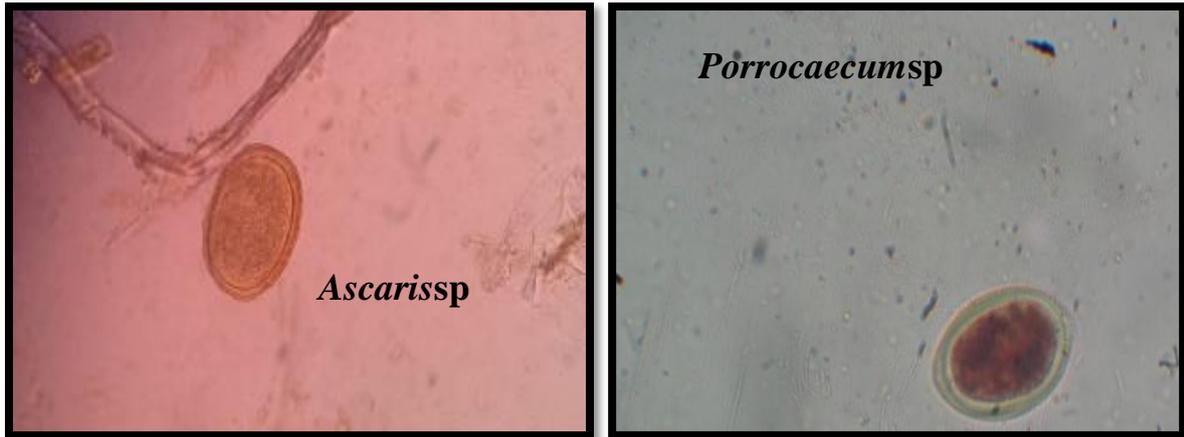


Figure 26 : *Ascaris* sp. et *Porrocaecum* sp. identifiés chez la Perdrix gabra (Microscope photonique, grossissement 40)

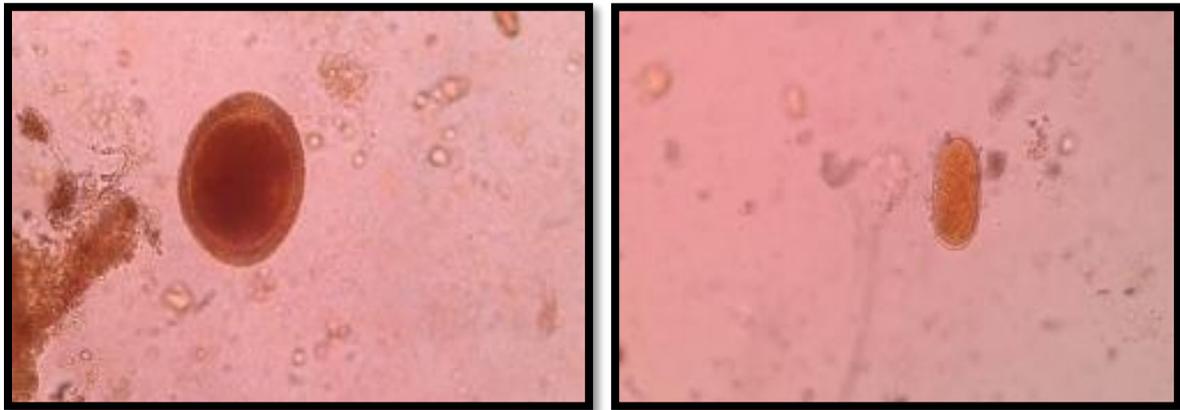


Figure 27 : *Toxocara* sp chez le Fennec (Microscope optique Grossissement 40)

Figure 28: *Heterakis* sp chez le Faisan commun (Microscope optique Grossissement 40)

3- Ordre Eucoccidiorida

Les *Eimeria* sp. sont les plus retrouvés. Elles présentent une forme subsphérique à ellipsoïde.

Chez la Perdrix gabra, les *Eimeria* étaient de formes et de tailles variables mesurant entre 22.77 μ m et 25.3 μ m à 30.36 μ m de longueur et entre 15.18 à 17.71 μ m de largeur.

Le taux d'infestation était différent durant les 3 mois de prélèvement. Il était plus élevé au mois d'avril avec un taux de 56.25 %.

Chez la Perdrix chukar, nous avons identifié un seul oocyste de *Coccidia* sp au mois de mars.

La fréquence d'*Eimeria sp.* était plus élevée chez le Faisan commun avec un taux très important au mois de février 53.33% (16/30).

Nous avons identifié *Eimeria sp.* chez la Gazelle dorcas et la Genette. Chez cette dernière, la taille de l'oocyste était de 37.95 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur.

Chez l'Ecureuil de Berbérie, nous avons identifié l'espèce *Eimeria sciurorum* qui est le parasite prédominant chez l'Ecureuil de Berbérie, d'une forme ovoïde et mesurant 63.25 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur.

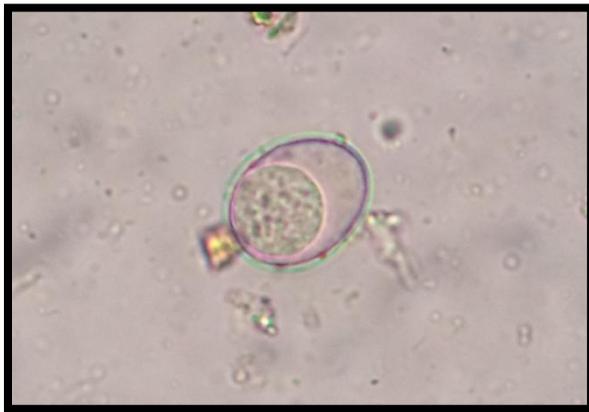


Figure 29 :*Eimeria sp* chez la Gazelle dorcas (Microscope optique Grossissement

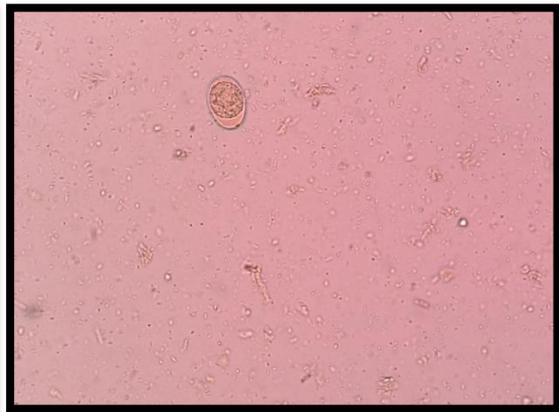


Figure 30 :*Eimeria sp.* chez la Perdrix (Microscope optique Grossissement

4- Ordre Cyclophyllida

Des cestodes de l'ordre des Cyclophyllida ont été retrouvés chez le Faisan commun, le singe magot et la Buse féroce.

Chez le Faisan commun, des œufs de *Hymenolepis* ont été détectés, d'une forme circulaire et mesurant 27.83 Mm de diamètre.

Des œufs appartenant probablement au genre *Taenia* ont été détectés chez le singe magot.

Chez la Buse féroce, nous avons identifié l'œuf de *Dipylidium caninum*. Il présente une forme sphérique et un diamètre de 55.66 Mm.



Figure 31: *Hymenolepis* sp chez le Faisan

Figure 32 : *Dypilidium caninum* chez la Buse

commun (Microscope optique, grossissement 40)

féroce (Microscope optique, grossissement 40)

5- Ordre Oxyurida

Les œufs de nématodes de l'ordre Oxyurida ont été détectés chez l'Ecureuil de Berbérie uniquement. Les œufs retrouvés dans les fèces des Ecureuils étaient d'une forme ovoïde dotés d'une coque fine avec un côté aplati et mesurant entre 55.66 Mm et 60.72 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur.

Il s'agit de l'espèce *Trypanoxyuris sciuri*



Figure 33 : *Trypanoxyuris sciuri* chez l'Ecureuil de Berbérie (Microscope photonique, grossissement 40)

6- Ordre Strongylida

Chez le Faisan commun, nous avons identifié des œufs de strongles, d'une forme elliptique pourvue d'une coque fine et mesurant 70.84 *Mm* de longueur et 43.01 *Mm* de largeur. Ils ont été identifiés aussi chez le canard colvert mâle. Chez la Gazelle leptocère, les œufs mesuraient 53.13 *Mm* de longueur et 27.83 *Mm* de largeur.

Des larves de strongles ont été détecté chez la Gazelle cuvier et le Faisan commun. Chez ce dernier la larve appartenant au genre *Strongyloides* a été identifiée.

Une espèce appartenant au genre *Syngamus* a été identifiée chez le Faisan commun et la Perdrix gamba, ayant une forme ellipsoïde, présentant une coque lisse, un opercule de chaque côté et une morula de 8 à 16 blastomères. Il s'agit de l'espèce *Syngamus trachea*.



Figure 34 : Larve de strongle chez la Gazelle cuvier



Figure 35: Larve de strongoides chez le Faisan commun



Figure 36 : *Syngamus trachea* chez la Perdrix gabra



Figure 37 : Œuf de strongle chez la Gazelle leptocère

7- Ordre Trichocephalida

Deux genres appartenant à l'ordre Trichocephalida ont été trouvés chez différentes espèces animales. Il s'agit de *Capillaria* et *Trichuris*. Ils ont une forme de citron, formés d'une coque épaisse et lisse. Leur contenu est granulaire et non segmenté. Ils sont dotés de deux bouchons polaires transparents sur leurs extrémités.

Le genre *Capillaria* était identifié uniquement chez la Perdrix gabra. L'œuf mesurait 55.66 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur.

Le genre *Trichuris* a été trouvé chez différentes espèces animales. Le parasite mesurait 55.66 Mm de longueur et 25.3 Mm de largeur chez la Perdrix gabra, et 53.13 Mm de longueur et 25.3 Mm de largeur chez le Faisan commun. Tandis que chez l'Ibis chauve, le parasite mesurait 58.19 Mm de longueur et 30.36 Mm de largeur.

Chez la buse féroce, le genre *Trichuris* était de taille très variable. Les œufs présentaient les dimensions suivantes : (65.78 Mm – 30.36 Mm), (65.78 Mm- 37.95 Mm), (68.31 Mm – 27.83 Mm), (70.84 Mm – 72.105 Mm), (70.84 Mm- 27.83 Mm).

Chez la Gazelle leptocère, *Trichuris sp* mesurait 63.25 Mm de longueur et 27.83 Mm de largeur.



Figure 38: *Trichuris* sp. chez la Buse féroce (Microscope optique, grossissement 40)



Figure 39 : *Trichuris* sp chez le Faisan commun (Microscope optique, grossissement 40)

Les résultats obtenus sont très diversifiés. Nous avons constaté la dominance des helminthes par rapport aux protozoaires durant notre période d'étude.

Nous avons remarqué plusieurs infestations mixtes notamment chez l'Ecureuil de Berbérie et les Gallinacés. Les animaux n'ont pas présenté de symptômes cliniques évoquant une parasitose sévère.



1= *Ascaris* sp 2= Œuf de strongle

Figure 40 : Infestation mixte chez le Canard colvert mâle (Microscope optique au grossissement 40)

II- DISCUSSION

1. Choix de la méthode

La méthode choisie dans notre étude pour l'identification de *Cryptosporidium* sp chez les animaux sauvages à intérêt patrimonial, s'est portée sur une méthode microscopique conventionnelle, qui est la méthode de Zihel Neelsen modifiée. Il s'agit d'une technique spécifique au *Cryptosporidium* sp, simple et facile à réaliser. Elle permet une lecture directe des oocystes qui apparaissent de couleur rose ou rouge vif sur un fond vert. Elle est économique et non coûteuse.

Les échantillons positifs ont fait l'objet d'une confirmation par la technique de Copro – ELISA. Cette méthode immunologique est sensible et spécifique au *Cryptosporidium* sp. Il s'agit d'une technique simple, dont la lecture ne nécessite pas une compétence particulière.

Nous avons également fait appel à une autre technique qui est plus simple que la précédente, il s'agit du test de diagnostic rapide de *Cryptosporidium* / *Giardia*. Il est très facile à utiliser, la lecture se fait directement sur les bandelettes, dans un délai très court, de l'ordre de 15 minutes. Ce test est facilement réalisable et nécessite un équipement léger.

L'identification des parasites autres que *Cryptosporidium*, s'est faite par l'examen direct des matières fécales. Il s'agit d'une technique de routine, qui ne nécessite pas beaucoup de matériel. Elle est conçue pour la mise en évidence des formes végétatives mobiles, kystes, larves et œufs si présents en assez grande quantité. La lecture se fait directement entre lame et lamelles, à l'aide d'un microscope photonique aux différents grossissements.

2. Limites de travail

Notre étude s'est déroulée au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El Hamma et au Centre Cynégétique de Zéralda.

Une des contraintes majeures rencontrées dans cette étude est l'accès au Zoo du Hamma, qui nous a été compliqué par les Vétérinaires. Nous étions obligés de modifier la date et le protocole des prélèvements. De plus, initialement, nous avons projeté d'inclure les étourneaux sansonnet dans la liste des espèces avifaunes choisies pour notre étude, que nous avons fini par la retiré.

Durant la récolte des échantillons fécaux, l'accès aux enclos se faisait avec précaution pour éviter de stresser les animaux, et de se faire attaquer. Les prélèvements se faisaient tôt le matin avant l'entrée des visiteurs. Toutefois, les échantillons fécaux ramassés n'étaient pas tout le temps frais ce qui pourrait éventuellement, fausser nos résultats.

La quantité d'excréments récoltée de certaines espèces animales, notamment les rapaces, n'était pas très suffisante. Nous avons donc trouvé des difficultés de la fractionner pour l'identification de *Cryptosporidium* d'une part et les autres parasites, d'une autre part.

Nous avons opté pour la technique de coloration de ZihelNeelsen modifiée, qui est une technique spécifique, économique et facile à utiliser. Cependant la lecture, bien qu'elle soit simple, elle reste difficile car elle nécessite un œil exercé. De plus, la sensibilité de la technique est faible.

Les spores de bactéries se colorent en rouge, par contre ils sont trop petits pour prêter à confusion. La technique de ZihelNeelsen modifiée ne nous a pas permis de déceler les espèces de *Cryptosporidium* en cause.

Nous avons voulu faire une comparaison entre la technique de coloration précédemment citée et la technique immunologique de Copro - ELISA. Seuls les échantillons

positifs ont subi un autre examen de confirmation par l'ELISA. Cela est relatif à son prix extrêmement onéreux.

L'examen direct établi pour nos échantillons fécaux s'est révélé limité pour l'identification de tous les parasites et le calcul des prévalences appropriées. De plus, nous estimons que notre expérience dans l'identification de la faune parasitaire microscopique est limitée. Les résultats négatifs n'expliquent en aucun cas l'absence de parasites.

Nous avons bénéficié de l'expérience du Pr. HAMRIOUI B., du Laboratoire de parasitologie –mycologie, Mustapha Bacha et Pr. GHALMI F., de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour la reconnaissance des parasites. Cependant, certains éléments parasitaires n'ont pas été identifiés.

3. Détection de *Cryptosporidium sp*

Le *Cryptosporidium sp* est un parasite protozoaire responsable d'une gastro-entérite chez l'homme immunodéficient, les animaux domestiques et les vertébrés sauvages (XIAO et al., 2008 ; XIAO, 2009 ; TAO WANG et al., 2015).

Nous estimons qu'il y a très peu voir pas de travaux sur la cryptosporidiose chez la faune sauvage en Algérie, et donc pas d'informations disponibles sur la prévalence et la caractérisation moléculaire de *Cryptosporidium* chez les spécimens sauvages en captivité ou à l'état naturel.

Il s'agit de la première observation de la cryptosporidiose au niveau des deux Zoos concernés par notre étude. Nous considérons que nos résultats sont une première dans l'identification de *Cryptosporidium sp* en captivité chez la Gazelle Dorcas, Gazelle leptocère, Gazelle Cuvier, le Cerf de Berbérie, le Faisan Commun et l'Ecureuil de Berbérie en Algérie.

Actuellement, au moins 27 espèces de *Cryptosporidium* ont été reconnus comme valable (RYAN et al, 2014 ; TAO WANG *et al* 2015). Parmi celles- ci, 14 espèces (plus de 30 génotypes de *Cryptosporidium*) ont été connus pour infecter des animaux sauvages, tel que l'Ours, petit Panda, les Ratons Laveurs, les castors, les Kangourous, les Ecureuils, les Singes, les Visons, les Mangoustes, la Tortue et les Pinsons (FAYER *et al.*, 2005 ; WANG T *et al.*, 2015).

Notre présente étude nous a permis d'identifier le *Cryptosporidium sp* chez 6 espèces de faune sauvage à intérêt patrimonial vivant en captivité, par la technique de coloration de

ZihelNeelsen modifiée sur un total de 218 prélèvements. Seuls 7 échantillons fécaux se sont avérés positifs soit une prévalence de 3.2%, dont deux cas seulement ont été confirmés par la technique de Copro ELISA. Nous ne pouvons pas exclure l'existence de *Cryptosporidium* chez les autres espèces animales concernées par notre étude.

Dans d'autres études épidémiologiques effectuées, la prévalence de *Cryptosporidium* est variable chez les animaux sauvages tant en captivité qu'à l'état naturel. Ainsi, dans l'enquête menée par MONTOLIU *et al.* (1996), la prévalence de *Cryptosporidium* chez les ongulés du Zoo de Barcelone était de 17.6%. Elle a été jugée similaire à celles trouvées chez les animaux captifs par d'autres auteurs (XIA *et al.*, 1991 ; JAKOB, 1992).

L'étude menée par IBRAHIM *et al.*, (2007), sur les animaux et oiseaux sauvages en captivité dans SandaKyarimi Park, Maiduguri, au Nord- est du Nigeria, un total de 15 échantillons positifs (22.7%) ont été enregistré en utilisant la technique de Zihel Neelsen modifiée par rapport à 12 échantillons positifs (18.2%) et 8 (12.1%) en utilisant d'autres techniques de coloration à savoir, Giemsa et Safranine- Bleu méthylène respectivement.

En Chine, une autre étude sur la Cryptosporidiose a été menée sur les animaux sauvages. Elle correspondait à l'identification de *Cryptosporidium* chez les pandas géants vivant dans la province du Sichuan en Chine. Une prévalence de 15.6% (19/122) a été enregistrée pour les pandas géants vivant en captivité, et une prévalence de 0.5% (1/200) pour les pandas sauvages dont les échantillons fécaux ont été prélevés dans quatre habitats différents (TAO WANG *et al.*, 2015). La même année, une autre étude conduite à Parana, Brésil, dans le parc de Cascavel, où la prévalence de *Cryptosporidium* chez les animaux sauvages était de 49.15% (58/118). (ALESSANDRA *et al.*, 2015).

La prévalence déduite dans notre étude est faible par rapport à celles suscitées. Néanmoins, plusieurs paramètres peuvent être à l'origine de cette variabilité, entre autre l'effectif du matériel biologique, la durée de l'enquête mais aussi les conditions environnementales. Dans une étude menée dans le zoo de Barcelone par GRACENEA *et al.*, (2002), sur les primates et les herbivores, la température et l'humidité (saisonniers) de l'environnement, les caractéristiques physiques des installations à proximité des animaux et l'état physiologique induit par la captivité ont contribué à la transmission de *Cryptosporidium*.

En général, les espèces animales sont exposées à une infection cryptosporidienne après l'ingestion d'alimentation ou d'eau contaminées par les matières fécales infectantes (ALVES

etal.,2005). Dans le cas de notre étude, l'eau potable était régulièrement analysée et traitée, ce qui nous a permis d'écarter la possibilité de contamination des espèces animales par l'eau, d'où la faible prévalence de *Cryptosporidium*. De plus, aucune des espèces concernées par notre étude n'a présenté une forme de diarrhée ou immunosuppression. Nous suggérons que ces espèces sauvages puissent servir de réservoirs, comme il a été rapporté par IBRAHIM *etal.*,(2007) dans son étude sur la prévalence de Cryptosporidiose chez les animaux sauvages et les oiseaux dans la région aride du nord- est du Nigeria.

Nos résultats indiquent la présence de *Cryptosporidium* chez les différents ordres d'animaux. Ainsi, une prévalence de 33.33% était notée chez les rongeurs, de 20% chez les artiodactyles et de 0.58% chez les oiseaux. Aucun cas positif n'a été signalé chez les carnivores et les primates.

Des études analogues montrent des résultats légèrement différents chez les mêmes ordres d'animaux. Une prévalence de 16.66% (5/30) a été notée chez les artiodactyles dans l'étude conduite par IBRAHIM *etal.*,(2007), 50% (5/10) chez les carnivores, 40% (2/5) chez les primates et 14.29% (3/21) chez les oiseaux.

D'autres résultats ont été décrits par FENG, (2010), où une prévalence de 5.8% (169 /2896) était notée chez les ongulés, 10.6% (159/1506) chez les carnivores, 26.9% (125/465) chez les primates et de 18.7% (1937/10344) chez les rongeurs.

Sur les 7 prélèvements positifs de notre travail, deux cas ont été enregistré chez l'Ecureuil de Berbérie (*Atlantoxerus getulus*), avec une prévalence de 66.66%. Aucune étude sur la Cryptosporidiose chez cette espèce animale n'a été envisagée en Algérie.

Aux Etas Unis, deux études ont rapporté la présence de *Cryptosporidium* chez les écureuils gris. Les deux prévalences correspondantes étaient de 36.4% (12/33) et 8.2% (6/73). (FENG *etal.*,2007a ; Ziegler *et al.*, 2007 ; FENG, 2010).

ZIEGLER *etal.*, (2007) ont également identifié le *Cryptosporidium* chez les écureuils rouges américains. Dans le comté de Ker, en Californie. Une étude portée sur la prévalence de *Cryptosporidium* chez les écureuils terrestres, a indiqué un taux d'infestation de 15.9% des 309 écureuils à 17 emplacements (ATWILL et al, 2001). Trois ans plus tard, ATWILL *et al* (2004) ont trouvé une prévalence de 11.7% chez 853 écureuils terrestres.

Au niveau du ZOO du Jardin d'Essai d'El Hamma, les écureuils vivent dans un seul enclos. On estime que la densité dans la cage peut être à l'origine d'une fragilité chez l'espèce d'où la positivité des résultats en mois de Février et en mois d'Avril. Il a été décrit par LIM YA et al, 2008, suite à une étude sur les parasites intestinaux chez diverses espèces animales vivant dans le Zoo à Malaysia, que le logement à haute densité, est susceptible d'augmenter la sensibilité en captivité à la cryptosporidiose, mais aussi d'exposer les individus à des parasites qu'ils rencontrent rarement dans la nature. De même chez la Gazelle léptocère, les individus vivent en groupe. Un seul cas positif a été identifié chez cette espèce soit une prévalence de 33.33%.

Cette hypothèse a été confirmée par l'étude menée sur les pandas géants en Chine, par TAO WANG *et al.*, 2015, où la prévalence était plus élevée en captivité comparée à l'état sauvage, précisant que la densité relativement élevée dans les logements chez les animaux en captivité et les surfaces insuffisamment nettoyées sont la cause de l'apparition de *Cryptosporidium*.

Au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, les espèces aviaires de l'ordre des gallinacés vivent en groupes. Chez le Faisan commun, on a noté un seul cas parmi les 171 prélèvements effectués. Chez la perdrix gabra et Chukar, aucun cas positif n'a été signalé. Ce résultat est comparable à celui des perdrix concernées par l'enquête épidémiologique menée sur diverses espèces animales dont la volaille dans l'ouest de Roumanie où aucun cas positif parmi les 23 échantillons fécaux chez les perdrix n'a été signalé en 2001. (DARABUS *et al.*, 2001).

Les résultats négatifs obtenus chez les autres espèces de faune sauvage ne permettent en aucun cas de conclure à l'absence de *Cryptosporidium*. Les animaux n'ont présenté aucune forme d'immunodépression malgré leur exposition quotidienne au stress des visiteurs. De même, l'eau potable est analysée et traitée périodiquement, et les conditions d'hygiène semblent être respectées. Ainsi, la plupart des espèces mènent une vie individuelle dans les enclos, le cas des rapaces.

Il ne nous a pas été possible d'évaluer l'influence des différents facteurs de risques, tel que l'âge, le sexe, cela est dû à notre échantillonnage. De plus la plus part des espèces vivent en groupe, et l'âge n'est pas déterminé chez tous les spécimens. Les résultats obtenus par IBRAHIM *et al.*, 2007 montrent que l'âge et le sexe des animaux et des oiseaux n'ont pas d'effet significatif sur la prévalence de l'infection cryptosporidienne en captivité.

L'influence de la saison n'a pas été étudiée dans notre travail. Dans l'étude menée sur la Cryptosporidiose aviaire par BAROUDI, 2014, la saison ne semble pas avoir une influence significative sur la prévalence de l'infection.

ATWILL *et al.*, 1999, estiment que l'infection cryptosporidienne est répandue tout au long de l'année. A l'inverse, dans l'étude menée sur la cryptosporidiose chez le poulet par GOODWIN & BROW, 1999a, et GOODWIN *et al.*, 1990, les Cryptosporidioses présentaient une incidence faible en hiver par rapport aux autres saisons. Cela peut être dû à l'inactivation du pouvoir pathogène du parasite par un froid intense, spécialement quand il gèle.

4. Examen direct

4-1- Captivité et parasitisme

Les parcs zoologiques sont définis comme étant un espace privilégié intervenant dans le maintien de la biodiversité, mais aussi dans la conservation des espèces animales notamment les espèces patrimoniales.

En captivité, plusieurs paramètres peuvent influencer l'apparition de nombreuses pathologies, telles que les maladies parasitaires.

De nombreux facteurs favorisent le développement de parasites, ou dans certains cas, accentuer une infestation déjà installée, parmi lesquels, l'alimentation, l'état sanitaire des animaux et leur mode de vie (BANDIN, 2004).

L'aliment peut également être impliqué dans le développement de parasites s'il est de mauvaise qualité. Un déséquilibre alimentaire voire une carence en nutriments peut engendrer un état de stress qui favorisera la fragilisation des animaux et une baisse d'immunité, et donc l'installation des infestations parasitaires ou une complication de celles-ci, si déjà présentes.

Rajoutons à cela, la dominance des individus par rapport aux autres au sein d'une même cage, ce qui rend l'accès à l'alimentation difficile pour certains, et, par conséquent, une malnutrition d'où la fragilité des spécimens dominés, et leurs sensibilité à certains microorganismes nuisibles. La contamination de l'aliment peut se faire en le distribuant avec un matériel qui peut être contaminé ou bien servir dans des récipients non nettoyés, tel que l'eau donnée dans des abreuvoirs non désinfectés au préalable, qui peuvent contenir des éléments parasitaires (CHAUX et LECOMTE, 2002). Il peut être déposé à même le sol qui pourrait contenir divers agents pathogènes.

Concernant l'état sanitaire des animaux, les espèces captives au niveau du Jardin d'essai d'El Hamma et le Centre Cynégétique de Zéralda font l'objet d'une visite quotidienne des vétérinaires pour déceler les éventuels problèmes. Cela n'empêche pas l'apparition des infestations parasitaires.

Pour certaines espèces animales, les enclos semblent avoir une superficie suffisante. Pour d'autres, la densité est élevée. De plus la communauté faunistique captive est confrontée au stress des visiteurs ce qui peut perturber son immunité et donc, la fragiliser, ouvrant ainsi la voie aux différents agents pathogènes, entre autre, les parasites responsables de diverses infestations parasitaires, parfois mortelles.

Nos résultats ont montré la dominance des helminthes dans les échantillons analysés.

D'après ROSSANIGO&GRUNER, 1995, les nématodes sont responsables de la plus part des maladies helminthiques d'importance vétérinaire.

Le transfert d'animaux peut aussi être un moyen de développement de parasites en cas de leur déplacement avant vermifugation ou bien, si l'enclos n'a pas été nettoyé et désinfecté convenablement avant la réception d'un nouvel individu.

Le transport de par le stress qu'il engendre conjugué au changement d'endroit, fragilise l'organisme et fait exprimer de parasitoses latentes et rendent vulnérable aux infestations.

L'hygiène est un élément clé de la prophylaxie sanitaire (GARAPIN, 2014). Les enclos des animaux vivants au niveau des deux sites de notre étude sont nettoyés quotidiennement à l'eau, tôt le matin, ce qui est insuffisant pour éliminer les parasites, ou bloquer leurs développements. Au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, les volières des faisans et des perdrix adultes ne sont pas bétonnés, rendant leur nettoyage difficile. Notre étude avait coïncidé avec la période de reproduction, durant laquelle les individus étaient réparties par groupes, nous comptons environ 6 Faisans commun par cage et 25 Perdrix gabra par cage. Les Perdrix Chukar étaient toutes regroupées dans un même espace. La désinfection ne se faisait pas quotidiennement. A cet effet, le cycle parasitaire reste maintenu, et donc les ré infestations possibles. Les résultats obtenus montrent la persistance de certaines parasites, tels que les *Trichuris sp* et les *Eimeria sp*.

Les cerfs de Berbérie, quant à eux, vivent en semi-liberté où les conditions de développement de parasites sont disponibles. Leurs échantillons analysés par l'examen direct étaient négatifs, soit les fumés des cerfs collectés n'étaient pas frais, ou récoltés durant la période pré patente des parasites, soit encore la charge parasitaire trop faible pour être décelée par un simple examen de routine.

L'hygiène concerne aussi le personnel du Zoo. Les vêtements peuvent servir de vecteurs mécaniques pour de nombreux agents pathogènes dont les parasites. Au niveau des deux centres d'études, les animaliers portent des équipements spécifiques et propres avant de se rendre au travail. Cependant leurs affectations par secteur changent périodiquement d'où la possibilité de la dissémination des parasites. De plus, nous avons remarqué l'absence de pédiluves à l'entrée des enclos à l'exception de celui de l'Ibis chauve. La contamination peut se faire par le biais des chaussures ou bottes des animaliers ou même par ceux des vétérinaires lors de visite.

Le mode de vie des animaux au niveau des centres de captivité est modifié. A l'état naturel, un animal peut se nettoyer de plusieurs façons, par baignade par exemple, ce qui lui permet de se débarrasser des œufs présents sur son pelage. En captivité, la toilette des animaux sauvages est quasiment impossible, d'où les auto-infestations lors de léchage par exemple ou encore par la chute des formes infestantes ausol. Seuls les ectoparasites sont détruits en cas d'utilisation des antiparasitaires à usage externe.

Ainsi, il est tout à fait possible qu'un animal faisant sa toilette, ingère directement de formes infestantes et se contamine à nouveau (CHAUX & LECOMTE, 2002).

Un autre point pouvant avoir un impact sur le parasitisme en captivité, est celui lié aux conditions climatiques. D'après VIRENDRAKUMAR *et al.*, 2014, la capacité de survie des helminthes est fortement influencée par des facteurs climatiques. L'humidité joue un rôle dans le développement des œufs notamment en hiver (PRESCOTT, 1981). Notons que la zone d'El Hamma est relativement connue pour son humidité élevée.

Dans une enquête parasitaire menée par MAGONA *et al.*, 1999, la forte prévalence rencontrée est expliquée par l'existence de conditions climatiques favorables qui favorisent la survie prolongée des larves de nématodes sur les pâturages.

Il est important de noter que pour notre recherche parasitaire, nous avons effectué un examen direct à l'eau physiologique. Par conséquent, cette de routine utilisée au niveau du laboratoire de parasitologie peut réduire les chances de trouver des parasites.

Nous avons remarqué la dominance des nématodes dans nos échantillons analysés par rapport aux cestodes et aux protozoaires. D'après VIRENDRAKUMAR *et al.*, 2014, les nématodes ont un cycle direct, qui ne nécessite pas un intermédiaire et sont transmis par la contamination fécale des aliments, de l'eau et du sol. Chez le singe magot, seuls les parasites digestifs de l'ordre des Amoebida à savoir *Entamoeba coli* et *Endolimax nana* ont été retrouvés. La présence d'*Entamera sp*, *Giardia lamblia* et *Strongyloides sp*, ont été rapporté chez les primates non humains par LEVECK *et al.*, 2007.

Il a été rapporté par ATENASKOVA *et al.*, 1955, que certains trématodes et cestodes exigent un hôte intermédiaire pour leur transmission, c'est pour cela qu'ils sont moins susceptibles de s'accumuler dans les endroits captifs.

4-2- Captivité et vermifugation

Au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El Hamma, un protocole de vermifugation se fait tous les 6 mois. L'administration d'un antiparasitaire au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, se fait le plus souvent à titre curatif.

Chez les ruminants sauvages du Zoo du Hamma, le dernier traitement a eu lieu le 13 mars 2016, soit 3 semaines environs après notre première série de prélèvements. Ils ont subi un traitement antihelminthiques avec l'Albendazol et Ivermectine.

Au niveau du centre Cynégétique de Zéralda, les Cerfs de Berbérie ont été traité avec de l'Oxfénil et le sebacil. Tous les échantillons étaient négatifs. Cela pourrait expliquer l'efficacité de l'antihelminthique administré à cette espèce.

Chez l'avifaune sauvage du Jardin d'Essai, le traitement antihelminthique a eu lieu le 23 février 2016, avec un rappel effectué le 8 mars 2016. Le produit administré est le citrate de pipérazine, rajouté dans l'eau de boisson. Les rapaces ont présenté des résultats négatifs, probablement liés à l'efficacité du traitement utilisé. Cependant, on ne peut pas exclure la présence de parasite dans leurs excréments. Seule la buse féroce était positive pour le *Dipylidumcaninum* et *Trichuris sp*. Notons que le Citrate de pipérazine est indiqué contre les *Ascaris sp* et *Heterakis sp* essentiellement.

Les carnivores, les primates et rongeurs n'ont pas eu leur part de vermifuge. On ne peut pas donc évaluer l'efficacité de produits antiparasitaires par rapport aux résultats obtenus. Ainsi, nous suggérerons que la persistance des infestations chez le Singe magot et l'Ecureuil de Berbérie est relatif à l'absence de l'administration d'un antiparasitaire. De plus, les Ecureuils de Berbérie n'ont jamais été vermifugé. Nous avons constaté une infestation élevée par *Eimeriasciurorum*, et un taux élevé de *Trypanoxyuris sciurien* mois de mars.

Pour le cas du zoo de Hamma, la densité des Ecureuils de Berbérie est importante sur une superficie plus au moins petite, ce qui pourrait expliquer la grande prévalence d'*Eimeriasciurorum*, ce qui rejoint les travaux de BERTOLINO S *et al.*,2003 qui suggèrent dans leur étude une corrélation possible entre la présence de ce parasite et la densité des hôtes.

Au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, les vétérinaires avaient détecté la présence des *Syngamus* dans les volières des Perdrix Gamba, ce qui a suscité l'application d'un antiparasitaire. Ils les ont vermifugé le 14 février avec de l'Oxfénil. Les Faisan commun, eux aussi, étaient vermifugé avec le même produit, le 31 mars 2016. Nous avons constaté la persistance des *Trichuris sp* durant notre période d'étude, mais avec un taux d'infestation plus au moins élevé.

Aucune modification de l'état d'infestation des gallinacés par les *Eimeriasp* et *Trichurisspn* a été remarquée après utilisation d'un traitement antiparasitaire.

L'inconvénient majeur de la vermifugation des animaux sauvages en milieux captifs, est la posologie efficace. On estime qu'il a peu de données bibliographiques sur la posologie des médicaments notamment les antiparasitaires chez les animaux exotiques, comme il a été cité par GARAPIN 2014.

Il est difficile de peser les spécimens sauvages avant l'administration d'un traitement préalable.

Elle se fait généralement par l'estimation de la masse individuelle (GARAPIN, 2014). Ce point est d'autant plus problématique lors d'un traitement d'un groupe formé d'individus de poids, d'âge et de statuts physiologiques différents (femelles gestantes ou en lactation dans le troupeau) (GARAPIN, 2014).

De plus, la compétitivité des animaux pour la ration alimentaire ou même pour l'eau de boisson, ne permet pas aux vétérinaires de savoir si la dose a été prise par l'ensemble

dugroupe ou bien par seulement quelques individus, et donc le risque de surdosage pour les dominants et de sous- dosage pour les individus dominés n'est pas exclu.

Dans certains cas, les animaux refusent d'ingérer les aliments imprégnés de médicaments.

La stratégie de vermigugation peut aussi expliquer la persistance de certains parasites. Ainsi, une des pratiques qui devrait être systématisé au niveau des Zoos, est le contrôle coproscopique qui ne se fait généralement pas avant l'administration d'un traitement antiparasitaire d'où les rechutes.

Selon A. VARADHARAJAN& A. KANDASAMY, 2000, les infestations existantes peuvent être contrôlées par l'adoption d'un traitement antihelminthiques approprié et la gestion des procédures. Les possibilités de récives existent, et sont liées généralement au stress mais aussi aux enclos étroits où se logent les animaux.

5. – Valeur patrimoniale

Dans notre travail, nous avons retenu comme espèces ayant une valeur patrimoniale les espèces bénéficiant d'une protection au plan national et international (21 espèces au total, soit 09 espèces d'oiseaux et 12 espèces de mammifères), ainsi que les espèces menacées (cas des 21 espèces protégées), les espèces présentant un intérêt cynégétique (cas de 04 espèces gibiers) et les espèces symboles de la biodiversité (cas de la Gazelle dorcas pour l'Algérie).

Les deux sites d'étude, le Jardin d'essais du Hamma et le Centre cynégétique de Zéralda, qui totalisent 25 espèces patrimoniales, abritent respectivement 20 espèces patrimoniales (09 espèces oiseaux et 11 espèces de mammifères) et 05 espèces patrimoniales (04 espèces d'oiseaux et 01 espèce de mammifères.).

La richesse en espèces patrimoniales peut être retenue pour situer l'intérêt patrimonial des sites d'études, intérêt qui est donc en faveur du Jardin d'Essais du Hamma (avec 20 espèces sur le total de 25 espèces de notre travail).

IV- CONCLUSION

Au terme de ce travail, nous constatons que le *Cryptosporidium sp* est présent chez la faune sauvage captive en Algérie.

Les 25 espèces concernées par notre étude présentent toutes un intérêt patrimonial. Au plan systématique, elles appartiennent à deux classes de vertébrés, classe des oiseaux (13 espèces) et classe des mammifères (12 espèces).

Nous considérons que nos résultats sont une première dans l'identification de *Cryptosporidium sp* chez la Gazelle cuvier, la Gazelle Dorcas, la Gazelle leptocère et l'Ecureuil de Berbérie au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El Hamma, et chez le Cerf de Berbérie et le Faisan commun au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda.

Il est important d'approfondir les études sur la cryptosporidiose chez les animaux sauvages en Algérie, notamment chez nos espèces patrimoniales, pour pouvoir estimer la prévalence globale de la Cryptosporidiose, tant chez les animaux en captivité qu'à l'état naturel, et de déterminer les espèces de *Cryptosporidium* en cause.

Par le biais de notre étude, nous avons décelé la présence d'un parasitisme assez diversifié, dont la gestion est complexe.

Une des bonnes pratiques pour réussir un traitement antiparasitaire et réduire la charge de parasite, consiste à réaliser des coprologies avant l'administration d'un quelconque médicament. Cependant, il est souhaitable de mettre à la disposition des Zoos, l'équipement nécessaire pour l'identification des endoparasites mais aussi les ectoparasites afin de bien choisir la molécule et de traiter les animaux infestés

En conclusion, nous retiendrons qu'au vu de la valeur patrimoniale des espèces captives concernées par notre étude, elles doivent bénéficier de tous les moyens pour leur survie

L'intérêt patrimonial des espèces retenues dans notre travail a été mis en évidence pour nos deux sites d'étude, le Jardin d'Essais du Hamma et le Centre Cynégétique de Zéralda. Cet intérêt est en faveur du Jardin d'Essais du Hamma qui héberge 20 espèces sur les 25 de notre étude.

La plus part des espèces d'intérêt patrimonial, bien que protégées pour certaines d'entre elles, restent méconnues et peu de recherches leur sont consacrées.

La captivité, si elle est bien menée et si elle répond aux normes internationales, peut présenter une chance pour la conservation des espèces menacées.

Les espèces d'intérêt patrimonial méritent plus d'attention de la part des scientifiques, leur bioécologie et leur état sanitaire devront être inscrits comme priorité dans les programmes de recherches sur la faune de notre pays.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABDELGUERFI A. & BELLATRECHE M., 2003 - Les Ressources Biologiques, les Ressources Génétiques et la Sécurité Biologique. Etat de la Situation et perspectives en Algérie. Rapport d'intégration pour le RNE 2003, MATE - ONEDD – GTZ, 137 p.

ALESSANDRA S, FELIPE G., LUIS E. & SILVIA C.O., 2015 - Occurrence of *Cryptosporidium spp.* in wild animals living in the Cascavel city park, Paraná, Brazil. Semina : Ciências Agrárias, Londrina, V. 36, n° 6, suplemento 2, p 4332.

ALVES M., XIAO L., LEMOS V., ZHOU L., CAMA V. & DA CUMHA MB., 2005 - Occurrence and molecular characterisation of *Cryptosporidium spp* in mammals and reptiles at the Lisbon zoo. Paasitol Res., 97 (2) : 108 -112.

ANANDA K. & JAVAREGOWD A., 2014 - Studies on prevalence of endoparasitic infection in wild carnivores maintained under captive state. *J. Parasit Dis*, DOI 10. 1007/S12639-014-0640-2. Published online : 20 January 2015.

ANDERSON B.C., 1991 - Bovine gastric and intestinal cryptosporidiosis : present situation. In proceedings of the Twenty Fourth Animal conention American Association of bovine Practitioners. Septembre 18 – 21, 1991, Orlando, Fmorida, USA, 15 -18.

ANDERSON B.C., 1998 - Cryptosporidiosis in Bovine and Human Health. *J. Dairy Sci.*, 81 (11), 3036-3041.

APPELBEE A.J., THOMPSON R.C.A. & OLSON M.E., 2005 - *Giardia* and *Cryptosporidium* in *mammalian wildlife* – current status and futur needs, trends in Parasitology, 21 (8) : 370 – 376.

ATENASKOVA E, KOHEVSKI Z, STEFANOVSKA J. & NIKOLOVSKI G, 2011 - Endoparasites in wild animals at the zoological garden in Skopje, Macedonia. *J. Threat. Taxa*, 3 (7) : 1955- 1958.

ATWILL E.R, CAMARGO S.M, PHILLIPS R, ALONSO L.H, TATE K.W., JENSEN W.A., BENNET J., LITTLE S. & SALMON T.P., 2001 - Quantitative shedding of two genotypes of *Cryptosporidium parvum* in California ground squirrels (*Spermophilus beecheyi*) *Appl. Environ. Microbiol.* ; 67 : 2840 – 2843.

ATWILL ER, PHILLIPS R., PEREIRA MDC LI X. & MCCOWAN B. 2004 - Seasonal shedding of multiple *Cryptosporidium* genotypes in California ground squirrels (*Spermophilus beecheyi*). *Appl. Environ. Microbiol.* 70 : 6748 – 6752.

ATWILL ER., PHILLIPS R., PEREIRA MGC., LI X. & McCOWAN B., 2004 - Seasonal shedding of multiple *Cryptosporidium* genotypes in California Ground squirrels (*Spermophilus becccheyi*). *Appl Environ Microbiol* 70 p.

BAILEY T., 2008 - Raptors : respiratory problems. In : CHITTY J., LIERZ M. & SAVA B. *Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds*, Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 223 – 234.

BANDIN A., 2004 - Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 144p.

BAROUDI D., 2014 - Enquête épidémiologique sur l'infection à *Cryptosporidium* chez le poulet de chair et le dindon de chair dans la région d'Alger : Prévalence et facteurs d'influence, diagnostic et distribution des espèces. Doctorat en science vétérinaire. Alger. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire, Alger. 2014, 268p.

BAROUDI D., ADJOU, K., GOUCEM, R., XIAO L. & KHELEF D., 2009 - First epidemiological study on the avian cryptosporidiosis in Algeria. Personal communication, 16th world congress of avian pathology, Marrakech, Maroc.

BAROUDI D., KHELEF D., GOUCEM R., ADJOU KT., ADANU H. & ZHANG H., 2013 - Common occurrence of zoonotic pathogen *Cryptosporidium meleagridis* in broiler chickens and Turkeys in ALGERIA. *Vet. Parasitol.*, 196 (3-4) : 334 – 340.

BELLATRECHE M., 1994 - Données nouvelles sur l'avifaune algérienne. *Alauda* 62 (3) : 136-138.

BEDNARSKA M., BAJER A. & SINSKI E., 1998 - Claves as a potential reservoir of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia* sp. *Annals of Agricultural and Environmental Medecine*, 1998, 5 : 135-138.

BLANSHARD C., JACKSON AM., SHANSON DC., FRANCIS N. & GAZZARD G., 1992 - Cryptosporidiosis in HIV –seropositive patients. *Quarterly Journal of Medicine* 85 : 813 – 823.

BERTOLINO S., WAUTERS LA., DE BRUYN L., CANESTRI – TROTTI G. 2003 - Prevalence of coccidia parasites (Protozoa) in red squirrels (*Sciurus vulgaris*) : effects of host phenotype and environmental factors . 137 (2) : 286 -95.

BOURDAIS – MASSENET D., 2008 - Etude de la prévalence de la Cryptosporidiose en élevage canin. Thèse Méd. Vét., Maison Alfort, France.

BOURGOUIN, H., 1996 - La place de la cryptosporidiose dans les maladies néonatales du veau en Corrèze. *Bulletin des GTV N°2, 19-41*

CARRA P. & GUEIT M., 1952 - Le Jardin d'Essai du Hamma. Ed. Gouvernement Général de l'Algérie, Direction de l'Agriculture, 114 p.

CENAC J., DELVOL A.M., MATHERON S. COVLAND J.P. & SAVEL J., 1984 - La cryptosporidiose I. une nouvelle protozoose intestinale humaine. *Annales de biologie clinique.* 42 : 389-395.

CHAMBON F., 1990 - La cryptosporidiose du chevreau enquête et essaithérapeutique, Thèse. Méd. Vét., Univ. Nantes, 145 p.

CHALMERS RM. & DAVIES AP., 2010 - Minireview : Clinical cryptosporidiosis. *Exp. Parasitol.*, 124 : 138- 146.

CHAUX JJ. & LECOMTE C., 2002 - Faune Sauvage. Bourgelat ; Le guide pratique du Vétérinaire – Bourgelat. Ed. Châtenay- Malabry, pp : 170 – 171.

CHARTIER C., 2001a - Epidémiologie de la cryptosporidiose. *Le point vétérinaire* n° 212, pp : 2-6.

CHARTIER C., 2002a - La cryptosporidiose des petits ruminants, le point vétérinaire. *Pathologie ovine et caprine*, pp : 118- 122.

CHARTIER C. & PARAUD C., 2010 - La cryptosporidiose des ruminants. *Bull. GTV*, 52, pp : 83 -92.

CHECKLEY W., EPSTEIN L.D., GILMAN R.H., BLACK R.E., CABRERA L. & STERLING C.R., 1998 - Effects of *Cryptosporidium parvum* infection in peruvian children : growth faltering and subsequent catch – up growth. *American Journal of Epidemiology*, 148 : 497 – 506.

CHECKLEY W., GILMAN R.H., EPSTEIN L.D., SUAREZ M., DIAZ J.F., CABRERA L., BLACK R.E. & STERLING CR., 1997 - Asymptomatic and symptomatic cryptosporidiosis : their acute effect on weight gain in peruvian children. *American Journal of Epidemiology*, 145 : 156- 163.

CHERMETTE, R. & BOUFASSA-OUZROUT S., 1988 - Cryptosporidiose : une maladie animale et humaine cosmopolite. Série Tech. N°5, 2ème édition. *Ed. Off. Int. Epizzo.* 127 p.

CURRENT, WL. & GARCIA, L.S., 1991 - Cryptosporidiosis. *Clin Lab Med* 11 : 873-897.

CURRENT W.L., UPTON S.J. & HAYNES T.B, 1986 - The life cycle of *Cryptosporidium baileyi* sp. (Apicomplexa, Cryptosporidiidae) infecting chickens. *J. Protozool.* 33 : 289-296.

DADA A., 2014 - Incidence et étiologie de la diarrhée néonatale chez les veaux dans la région de Blida. Doctorat en science vétérinaire. ENSV, Alger, 103 p.

DAN S.T., CRISTESCU P. & NEAGOE V., 1983 - Identificarea genului *Cryptosporidium* in Romania. *Rev. De cresterea animalelor*, 33 (12) : 42- 44.

DARABUS GH., COSOROABA I., OPRESCU I. & MORARIU S., 2001 - Epidémiologie de la cryptosporidiose chez les animaux de l'Ouest de la Roumanie. *Revue Méd. Vét*, 152 (5) : 399- 404.

DE GRAAF DC., VANOPDENBOSCH E., ORTEGA – MORA LM., ABBASSI H. & PEETERS J.E., 1999a - A review of the importance of cryptosporidiosis in farm animals. *Int. J. Parasitol.*, 29 : 1269 – 1287.

DUBEY J.P., SPEER C.A. & FAYER R., 1990 - Cryptosporidiosis of man and animals, Boston : Raton et Arbor, 199 p.

- DUMOULIN A, GUYOT K., LELIEVRE E., DEU – CASE & CAILLIEZ J.C., 2000** - *Cryptosporidium* et faune sauvages : Un risque pour l'homme. *Parasite*, 7, 167- 172.
- EUZEBY J., 2002** - La cryptosporidiose humaine. *Bull. Acad. Nle. Méd.* 186, 837-350.
- EUZEBY J., 1987** - Cryptosporidioses, In : Protozoologie medicale comparée, vol II, collection Fondation Marcel Merieux.
- FAYER R., 1997** - *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis. CRC Press, Boca Raton, New York, London, Tokyo.
- FAYER R., 2004** - *Cryptosporidium* : a water-borne zoonotic parasite. *Vet. Parasitol.* 126, 37-56.
- FAYER R., 2010** - Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. *Experimental Parasitology*. 124, 90 – 97.
- FAYER R., MORGAN U. & UPTON SJ., 2000** - Epidemiology of *Cryptosporidium* : Transmission, detection and identification. *Int. J. Parasitol.*, 30, 1305-1322.
- FAYER R, SANTIN M., TROUT M. & DUBEY JP., 2006** - Detection of *Cryptosporidium felis* and *Giardia duodenalis* Assemblage F in a cat colony. *Veterinary Parasitology*, 140 : 44-53.
- FAYER R., SANTIN M. & XIAO L., 2005** - *Cryptosporidium bovis* n.sp (Apicomplexa Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*). *J. Parasitol.* 91 (3) : 624- 9.
- FAYER R. & UNGAR BL., 1986** - *Cryptosporidium spp* and cryptosporidiosis. *Microbiol. Rev.*, 50 (4), 458 – 483.
- FENG Y., ALDERISIO K.A., YANG W., BLANCEO L.A., KUHNE WG. NADARESKI CA., REID M. & XIAO L., 2007** - *Cryptosporidium* genotypes in wildlife from a New york watershed. *Applied and Environmental Microbiology*, 73, 6475 – 6483.
- FENG Y., 2010** - *Cryptosporidium* in wild placental mammals. *Exp. Parasitol.* , 124 (1) : 128 – 37.
- GABRIELA C., 2008** - De la caractérisation génétique et phénotypique de *Cryptosporidium* (Alveolata : Apicomplexa) à la mise en évidence du rôle de *C. parvum* dans

l'induction de néoplasie digestive. Doctorat es-sciences. Univ. du droit et de la santé. Lille II, 202 p.

GARAPIN B., 2014 - Etude de parasitoses par coproscopie au Safari de PEAUGRES. Mémoire de Docteur Vétérinaire. VETAGRO SUP, Campus Vétérinaire de Lyon, 196 p

GEURDEN T., THOMAS P., CASAERT S., VERCRUYSSSE J. & CLAEREBOUT E., 2008 - Prevalence and molecular characterisation of *Cryptosporidium* and *Giardia* in lambs and goat kids in Belgium. *Vet Parasitol*, 155, 142 – 145.

GOODWIN M.A. BROW J., 1989 - A geographical locus for respiratory cryptosporidiosis in Georgia broilers. *Avian. Dis.* 33, 368 – 369.

GOODWIN M.A., BROWN J. & FLETCHER O.J., 1990 - The relationship of *Cryptosporidium* sp infection of the burse of Fabricius, intestinal tract and respiratory system of chickens in Georgia, 1974 – 1988. *Avian. Dis.* 34, 458 – 462.

GOMEZ M.S., TORRES J., GRACENEA M., FERNANDEZ- MORAN J. & GONZALEZ – MORENO., 2000 - Further report on *Cryptosporidium* in Barcelona zoo mammals. *Parasitology Research*, 86, 318 – 323.

GOMEZ. M.S. , VILLA T., FELIU C. MONTOLIU I., GRACENEA M. & FERNANDEZ J., 1996 - A suvey for *Cryptosporidium spp* in mammals at the Barcelone zoo. *International Journal for Parasitology*. Vol 26 n° 11, pp 1331- 1333

GRACENEA M., GOMEZ MS., TORRES J., CARNE E. & FERNANDEZ - MORAN J., 2002 - Transmission dynamics of *Cryptosporidium* in Primats and Herbivores at the Barcelona Zoo : a long term study. *Vet parasitol* , 104 (1) : 19 – 26.

GRACZYK T.K., 2008 - Fish, amphibians, and reptiles. Cited in : Fayer, R., 2010. Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. *Experimental Parasitology*. 124, 90-97.

HEITMA N., HEITMAN TL., FREDERICK LM., VISTE JR., GUSELLE NJ., MORGAN UM., YHOMPSON RCA. & OLSON ME., 2002 - Prevalence of *Giardia* and *Cryptosporidium* and characterization of *Cryptosporidium* spp. Isolated from wildlife, human and agricultural sources in the North Saskatchewan River Basin in Alberta, Canada. *Can. J. Microbiol.* 48 : 530 – 541.

HOOVER F., CURRENT J. & HAYNES WL., 1986 - Fatal cryptosporidiosis in quail. *Avian. Dis.* 30, 421-425.

IBRAHIM M., BAYA M., MAHMUD H & MOHAMMED M., 2007 - Prevalence of Cryptosporidiosis among captive wild animals and birds in the arid region of North-east Nigeria. *Vet. Archiv* 7. 337 – 344.

IZEKI, M., 1979 - *Cryptosporidium felis* sp. N. (Protozoa : Eimeriorina) from the domestic cat. *Japanese Journal of Parasitology*, 28, 285 – 307.

JAKOB W., 1992 - Cryptosporidial and other coccidial oocysts in Ziehl Neelsen stained faecal smear of zoo and wild animals In : *Erkrankungen der Zootiere : verhandlungen – bericht des 34. Internationalen symposiums uber die Erkrankungen der zoo- und wildtiere*, from 27 to 31 May in santander, spain (Edited by Jppen R, and Schroder H. D). Akademie Verlag Berlin, Germany. pp 291 – 299.

JORDI J., MUCHIUT S. & AUBIN D., 2005 - Valeur patrimoniale d'un écosystème. Recueil de méthodologies d'évaluation – premiers éléments vers une application au milieu estuarien. Ed. AGLIA (Association du Grand Littoral Atlantique), Rochefort (France), 97 p.

KHELEF D., SAIB MZ., AKAM A., KAIDI R., CHIRILA, V. COZMA & ADJOU KT., 2007 - Epidémiologie de la cryptosporidiose chez les bovins en Algérie, *Revue Méd. Vét.*, 158, 5, 260 – 264.

KICHOU F., SAGHIR, F. & EL-HAMIDI M., 1996 - Infection naturelle de *Cryptosporidium* sp. Chez le poulet de chair au Maroc : *Avian. Pathol.*, 25, 103 – 111.

KING BJ. & MONIS PT., 2006 - Critical processes affecting *Cryptosporidium* oocyst survival in the environment. *Parasitology*, 134, 309 – 323.

KOINARI M., KARL S, NG-HUBLIN J., LYMBERY A.J. & RYAN U.M., 2013 - Identification of novel and zoonotic *Cryptosporidium* species in fish from Papua New Guinea. *Vet. Parasitol.*, 198, 1-9.

KOUDELA B. & JIRI V., 1997 - Experimental cryptosporidiosis in kids. *Veterinary parasitology*, 71 : 273-281

KVAC M., MCEVOY J., LOUDOVA M., STENGER B., SAK B., KVE TO NOVA D., DITRICH O., RASKOVA V., MORIARTY E., ROST M., MACHOLAN M. &

PIALEK J., 2013a - Coevolution of *Cryptosporidium tuzzeri* and the house mouse (*Mus musculus*), *International Journal for Parasitology*, 43, 805-817.

LAATAMNA A., 2014 - Caractérisation moléculaire de *Cryptosporidium Spp* et *Microsporidia* chez les équidés en Algérie, thèse de Doctorat, ENSV, Alger, 186 p.

LECONT M., 2013 - Le point sur la cryptosporidiose des ruminants et les risques zoonotiques. *Thèse. Méd. Vét. Alfort*

LEVEK B., DORNY P., GEURDEN T., VERCAMMEN F. & VERECONYSSE J., 2007 - Gastrointestinal protozoa in non – human primates of four zoological gardens in Belgium. *Veterinary Parasitology.*, Vol. 148. Pages 236- 246.

LEVINE N.D., 1980 - Some corrections of coccidian (Apicomplexa : Protozoa) nomenclature. *Journal of Parasitology.*, 66, 830 – 834.

LEVINE N.D., 1984 - Phylum II. Apicomplexa Levine 1970, 322-374. In Lee JJ, Hunter SH and Bovee EC (ed), an illustrated guide to *the protozoa*. *Society of Protozoologists, Allen press, Lawrence, Kans.*

LIM YA., NGUI R., SHUKRI J., ROHELA M. & MAT NAIM HR., 2008 - Intestinal parasit in various animals at a zoo in Malaysia. *Vet parasitol.*, 157 (1-2).

LLOYD S. & SMITH J., 1997 - Pattern of *Cryptosporidium parvum* oocyst excetion by experimentaly infected dogs. *International Journal for Parasitology*, 27 : 799- 801.

MAESP P., 2010 - Etiologie des diarrhées néonatales chez le veau et transfert colostral, enquête dans la creuse. Thèse de Doctorat vét. ENV- Maison- Alfort.

MAJEWSKA A.C., WERNER. A., SULIMA P. & LUTY T., 2000 - Pprevalence of *Cryptosporidium* in sheep and goats bred on five farms in west – central region of Poland. *Vet. Parasitol.*, 89, 269 – 275.

MAGONA JW. & MUSISI G., 1999 - Prevalence and infections levels of gastrointestinal nematodes in Ugandan goats in different agro climatic zones. *Bull. Anim. Health Prod. Afr*, 47 : 49 -56

MANENT-MANENT M., 2014 - Moyens de lutte thérapeutique contre la cryptosporidiose. Actualités et préspectives. Thèse Doctorat Vétérinaire, Faculté de médecine. Créteil, 160 p.

MEISEL J.L., PERERA D.R., MELIGRO C. & RUBIN C.E., 1976 - Overwhelming watery diarrhea associated with a *Cryptosporidium* in an immunosuppressed patient. *Gastroenterology*. 70, 1156-1160.

MEUTEN D.J. , VANKRUININGEN H.J. & LEIN D.H., 1974 - Cryptosporidiosis in a calf. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 165, 914- 917.

MOURIER VINCENT M., 2007 - Apport d'une PCR en temps réel par technique F.R.E.T. dans le diagnostic et l'épidémiologie des cryptosporidioses humaines. Mémoire du diplôme d'études spécialisées en biologie médicale. Université de Nantes, Faculté de pharmacie, 2007, 187 p.

NACIRI M., 1994 - La cryptosporidiose, le point vétérinaire spécial *Ruminants et Santé Publique*, 26, 49-55.

NAGY B. & POHLENZ J., 1982 - Die bovine Kryptosporidiose. Diagnostic und Therapie *Tierarzt prax*, 1982, 10, 163- 172.

NIME F.A., BUREK J.D., PAGE DL, HOLSCHER M.A. & YARDLEY J.H., 1976 - Acute enterocolitis in a human being infected with the protozoan *Cryptosporidium*. *Gastrology*. 70, 592-598.

O' DONOGHUE P.J., 1985 - *Cryptosporidium* infections in man, animals, birds and fish. *Aust. Vet. J.*62, 253-258.

O'DONOGHUE P.J., 1995 - *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. *Int. J. Parasitol.* 25, 139-195

PANCIERA R.J., THOMASSEN R.W et GARNER F.M., 1971 - Cryptosporidial infection in calf. *Vet. Pathol*, 8, 479-484.

PARAUD C. & CHARTIER , 2012 - Cryptosporidiosis in smal ruminants. *Small Ruminant Res.*, 103, 93-97.

PAVLASEK L. & RYAN, U., 2006 - Identification of novel *Cryptosporidium* genotypes from avian hosts. *Appl. Environ. Microbiol.* 72, 7548 – 7553.

PAVLASEK I., LAVICKOVA M., HORAK P., KRAL J. & KRAL, B., 1995 - *Cryptosporidium varanii* n sp. (Apicomplexa : Cryptosporidiidae) in Emerald monitor (*Varanus prasinus* Schlegel, 1893) in captivity in Prague Zoo. *Gazella*. 22, 99 – 108.

PAVLASEK I. & RYAN U., 2008 - *Cryptosporidium varanii* takes precedence over *C. Saurophilum*. *Exp. Parasitol.* 118, 434 – 437.

PIEGAY H., PAUTOU G. & RUFFINONI C., 2003 - Les forêts riveraines des cours d'eau. Ecologie, fonctions et gestion. Ed. IDF (Institut pour le Développement Forestier), paris, 463 p.

POHLENZ J., BEMRICK W.J., MOON H.W. ? & CHEVILLE N.F., 1978 - Bovine cryptosporidiosis : a transmission and scanning electron microscopic study of some stages in the life cycle and of the host-parasite relationship. *Vet. Pathol.*, 15, 417- 427.

RAMIREZ NE., WARD LA. & SEEVATSAN S., 2004 - A review of the biology and epidemiology of cryptosporidiosis in humans and animals. *Microbes Infect*, 6, 773 – 785.

RAVARY B. & SATTLET N., 2000 - Néonatalogie du veau. Edition du point vétérinaire .P : 96-112.

RASAMBAINARIVO F., 2013 - Prévalence d'excrétion de *Giardia* et *Cryptosporidium* chez les humains, les animaux domestiques et les lémuriniens de l'écosystème du Parc National de Ranomafana, Madagascar. Thèse pour obtention du grade de maître des sciences. Faculté Médecine vétérinaire, Université de Montréal, 96 p.

ROCQUES HCM., 2006 - La cryptosporidiose du chevreau, données bibliographiques et essai thérapeutique de la nitazoxanide, Doctorat vétérinaire, Faculté de médecine, Créteil, 159 p.

ROSSANIGO CE. & GRUNER L., 1995 - Moisture and temperature requirements in feces for the development of free living stages of gastrointestinal nematodes of sheep and cattle and deer. *J. Helminthol*, 67 : 357 – 362.

RYAN U. FAYER R. & XIAO L., 2014 - *Cryptosporidium* species in Humans and animals current understanding and research needs. *Parasitology*, 141 (13) : 1667 – 85.

RYAN U.M., XIAO L, Read, C, SULAIMAN I.M., MONIS P., LAL A.A., FAYER R. & PAVALASEK R., I, 2003b, 1999 - A redescription of *Cryptosporidium galli* (Pavlasek, 1999) (Apicomplexa : Cryptosporidiidae) from birds. *J. Parasitol.* 89, 809-813.

SANTIN M., TROUT JM. & FAYER R., 2008 - A longitudinal study of cryptosporidiosis in dairy cattle from birth to 2 years of age. *Vet. Parasitol.*, 155, 15-23.

SHEN Y.J., YIN J.H., YUAN Z.Y., LU W.Y., XU Y.X., XIAO L.H. & CAO J.P., 2011 - The identification of the *Cryptosporidium ubiquitum* in pre – weaned ovines from Aba Tibetan and Qiang Autonomous prefecture in China. *Biomed. Environ. Sci.* 24, 315 – 320.

SINSKI E., HLEBOWIEZ E. & BEDNASKA M., 1993 - Occurrence of *Cryptosporidium parvum* infection in wild small mammals in district of Mazury laka (Poland). *Acta Parasitologica* 38 : 59 – 61.

SLAPETA J., 2013 - Cryptosporidiosis and *Cryptosporidium* species in animals and humans : A thirty colour rainbow. *International Journal for Parasitology.* 43, 957-970.

SLAVIN D., 1955 - *Cryptosporidium meleagridis* (sp. Nov). *Journal of comparative Pathology.* 65, 262 – 266.

SMITH H.V., CACCIO SM., COOK N., NOCHOLS R.A. & TAIT A., 2007 - *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. *Vet Parasitol*, 149, 29-40.

SNYDER S.P., ENGLAND J.J. & McCHESNEY A.E., 1978 - Cryptosporidiosis in immunodeficient Arabian foals. *Vet. Pathol.* 15, 12 – 17.

SOLTAN R., GUYOT K., DEI- CAS, E. & AYADI A., 2007 - Prevalence of *Cryptosporidium spp.* (Eucoccidiorida : Cryptosporidiidae) in seven species of farm animals in Tunisia. *Pparasite* 14, 335 – 338.

SRETER T. & VARGA I., 2000 - Cryptosporidiosis in birds – a review. *Vet. Parasitol.* 87, 261 – 279.

SWEENEY J.P., ROBERTSON I.D., RYAN U.M., JACOBSON C. & WOODGATE R.G., 2012 - Impacts of naturally acquired protozoa and strongylid nematode infections on growth and faecal attributes in lambs. *Vet. Parasitol.* 84, 298 – 308.

SWEENEY J.P., RYAN U.M., ROBERTSON I.D., YANG R., BELL K. & JACOBSON C., 2011 - Longitudinal investigation of protozoan parasites in meat lamb farms in southern Western Australia. *Prev. Vet. Med.* 101, 192 – 203.

TAO W., ZUGIN C., YUE X., RONG H., QIDUN WW, XIAOBING GU., WEIMING LAI., XUERONG P. & GUANGYOU Y., 2015 - Prevalence and molecular characterisation of *Cryptosporidium* in giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*) in Sichuan province china. *Parasit.Vectors*, 8 : 344.

TRIFFIT M.J., 1925 - Observations on two new species of coccidia parasitic in snakes. *Protozoology*. 1, 19 – 26.

TROTZ –WILLIAMS LA., MARTIN SW., LESLIE KE., DUFFILD T., NYDAM DV., PEREGRINE AS., 2007 - Calf- level risk factors for neonatal diarrhea and shedding of *Cryptosporidium parvum* in Ontario dairy calves. *Prev. Vet. Med.*, 82, 12-28.

TYZZER E.E, 1907 - A sporozoan found in the peptic glands of the common mouse. *Proceedings of the Society for Exp. Biol. And Med.* 5, 12-13.

TYZZER E.E., 1912 - *Cryptosporidium parvum* (sp. Nov) a coccidium found in the small intestine of the common mouse. *Arch. Protistenkd.* 26, 394 – 412.

TZIPORI S. & GRIFFITHS JK., 1998 - Natural history and biology of *cryptosporidium parvum*. *Advances in Parasitology* 40 : 5-36.

TZIPORI S., SMITH M., HALPIN C., ANGUS KW., SHERWOOD D. & CAMPBELL L., 1983 - Experimental cryptosporidiosis in calves : clinical manifestations and pathological findings. *Veterinary Record* 112 : 116- 120.

TZIPORI S. & WARD H., 2002 - Cryptosporidiosis ; biology, pathogenesis and disease. *Microbes and infection* 4 : 1047- 1058

VARADHARAJAN A & KANDASAMY A., 2000 - A survey of gastro – intestinal parasites of wild animals in captivity in the v.o.c. Park and mini zoo, Coimbatore. *Zoo's PRINT Journal* 15 (5) : 257 – 258.

VALIGUROVA A., JIRKU M., KOUDELA B., GELNAR M., MODRY D. & SLAPETA J., 2008 - Cryptosporidia ; epicellular parasites embraced by the host cell membrane. *Int J Parasitol* 38, 913 – 922.

VALLET D., 2006 - Evaluation d'un protocole de terrain d'aide au diagnostic et à la thérapeutique du veau diarrhéique de 0 à 4 semaines. Thèse de Doctorat vétérinaire. ENV – Alfort, 109 p.

VETTERLING J.M., JERVIS H.R., MERRILL T.G., SPRINZ H., 1971 - *Cryptosporidium wrairi* sp. N. from the guinea pig *Cavia porcellus*, with an emendation of the genus. Journal of Protozoology. 18, 243 – 247.

VIRENDRA KT., MAITI S.K. & DIXIT AA., 2014 - Prevalence of gastro- intestinal parasites in captive wild animals of Nandan Van Zoo, Raipur, Chhattis garh. Veterinary word, EISSN : 2231 – 0916.

WANG T. CHEN Z., XU H., XIE Y., GU X., LAI W., PENG X. & YANG G., 2015 - Pevalence of *Cryptosporidium* infection in captive lesser panda (*Ailurus fulgens*) in China. Parasitol. Res., 114 (2) : 773-6.

XIA AHANG & HUANG, 1991 - Survey on *Cryptosporidium sp* infestions in domestic animals in Anhui province chines journal of veterinary science and technology., 21 : 13 – 14

XIAO L., 2009 - Overview of *Cryptosporidium* presentations at the 10 th international workshop on opportunistic protists. Eukaryot. Cell., 8 (4) : 429 – 36.

XIAO L., FAYER R., RYAN U. & RYAN S.J., 2004. *Cryptosporidium* taxonomy : recent advances.

XIAO L., FAYER R., RYAN U. & UPTON S. J., 2004 - *Cryptosporidium* taxonomy : recent advances and implications for public health. Clin Microbiol Rev 17, 72 -97.

XIAO L. & RYAN, U.M., 2004 - Cryptosporidiosis : an update in molecular epidemiology. Curr opin infect Dis 17, 483 – 490.

XIAO L. & FENG Y, 2008 - Zoonotic Cryptosporidiosis. FEMS Immunol Med Microbiol., 52 (3) : 309 – 23.

XIAO L., RYAN U.M., GRACZYK T.K., LIMOR J., LI L., KOMBERT M., ZHOU L., ARROWOOD M.J., KOUDELA B., MODRY D. & LAL A.A., 2004 a - Genetic diversity of *Cryptosporidium spp* in captive reptiles. Applied and Environemental Microbiology. 70, 891 – 899.

YE J., XIAO L., WANG Y., WANG L., AMER S., ROELLING D.M., GUO Y. & FENG Y., 2013 - Periparturient transmission of *Cryptosporidium xiaoi* from ewes to lambs. *Veterinary Parasitology*. 197, 627 – 633.

ZIEGLER P.E., WADE S.E., SCHAAF S.L., STERN D.A, NADARESKI C.A. & MOHAMMED H.O., 2007 - Prevalence of *Cryptosporidium* species in wildlife populations within a watershed landscape in southeastern New York State. *Veterinary Parasitology* 147, 176 -184.

Références électroniques (Internet) :

ANONYME, 2016 - Espèce patrimoniale. Document on line sur Internet. URL : <http://www.futura-sciences.com/magazines/environnement/infos/dico/d/developpement-durable-espece-patrimoniale-6398/> (page consultée le 19 04 2016).

MORIN R., 2002 - Cryptosporidiose chez les ruminants.(En Ligne) URL : www.bibli.vet-nantes.fr.thèse.Morin02-148.biblio.Pdf.

SILVERA T., 2014 - Les parasites internes chez les reptiles (En ligne) disponible sur URL : <http://www.forum-reptiles.com/>(Consulté le 20 Mai 2016).

ANNEXES

ANNEXE 1

Mammifères sauvages



Photo 1 : Cerf de Berbeie (Photo prise au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda)



Photo 2 : Gazelle Leptocère (Photo prise au niveau du Jardin d'Essai d'El Hamma)



Photo3 : Mouflons à manchettes (Photo prise au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El Hamma)

ANNEXE 2

Avifaune

1)- Jardin D'essai



Photo 4 : Aigle royale (Photo personnelle)



Photo 5 : Hibou grand-duc (Photo personnelle)



Photo 6: Milan noir (Photo personnelle)



Photo 7: Vautour percnoptère(Photos personnelle)

II)- Centre Cynégétique de Zéralda



Photo 8: Ibis chauve (Photo personnelle)



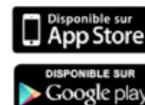
Photo 9 : Faisan Commun (Photo personnelle)

ANNEXE 3

Antiparasitaires utilisés au niveau des deux centres d'études

Produit utilisé	Albendazole	Ivermectine
Principe actif	Albendazole	Ivermectine
Forme pharmaceutique	Suspension pour administration orale	Solution injectable
Indication	<p>Traitement et le contrôle des infestations intestinales parasitaires suivantes :</p> <p>Nématodes gastro –intestinaux adultes et larvaires :</p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Haemonchusspp, Ostertagiaspp</i> - <i>Trichostrongylusspp</i> - <i>Oesophagostomumspp</i> - <i>Cooperiaspet Capillaiasp</i> - <i>Nematodirusp, Bunostomumspp</i> - <i>Strongyloidesp</i> <p>chez les petits ruminants, bovins et chameaux :</p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Chabertiaovina</i> - <i>Marshallagiamarshali</i> - <i>Gaigeriapachyscelis</i> <p>Grande douve :</p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Fasciolahepatica (petits ruminants et bovins)</i> - <i>Dirocoeliumdendriticum (petits ruminants)</i> <p><i>Fasciolagigantica, Fasciola magna</i></p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Paramphistoma (ruminants)</i> <p>Cestodes : Monieziasspp</p>	<p>Traitement de nématodes gastro-intestinaux (adultes et 4 ème stade larvaire) :</p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Haemonchuscontortus</i> - <i>Ostertagiaspp</i> - <i>Trichostrongylusspp</i> - <i>Marshalliamarshalli</i> - <i>Cooperiaspp</i> - <i>Nematodirusp</i> - <i>Strongyloidespapillosus</i> - <i>Oesophagostomumspp</i> - <i>Chabertiaovina</i> - <i>Trichurisovis</i>
Posologie		1 ml / 50 kg de poids vif
Voies d'administration	Orale	Injectable, sous cutanée

ACCUEIL
LEGENDE
CONTACT
CREDITS



RECHERCHE.

sur tout le site

ok

nom déposé (4 lettres min.)

ok

principe actif (4 lettres min.)
(médicaments uniquement)

ok

RECHERCHE MULTI-CRITERES.

espèce cible
(médicaments uniquement)

indifférent ▼

voie d'administration
(médicaments uniquement)

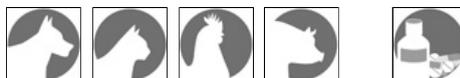
indifférent ▼

laboratoire

indifférent ▼

rechercher

Citrate de pipérazine COOPHAVET



Composition qualitative et quantitative Principes actifs et excipients à effets notoires :

Substance active :

Pipérazine (sf de citrate) 355 mg (correspondant à 1 g de citrate de pipérazine)

Forme pharmaceutique:

Poudre pour solution orale.

Espèce cibles:

Porcins, volailles, chiens et chats.

Indications d'utilisation, spécifiant les espèces cibles:

Traitement des infestations par les parasites adultes suivants :

- chez les porcins :

Ascaris suum

- chez les volailles :

Ascaridia spp

Heterakis spp

- chez les chiens et chats :

Toxocara canis et cati

Toxascaris leonina

Précautions particulières d'emploi chez les animaux:

Chez le chiot et le chaton, le poids corporel doit être évalué aussi précisément que possible avant de calculer la dose.

Précautions particulières à prendre par la personne qui administre le médicament vétérinaire aux animaux:

En cas d'ingestion accidentelle, consulter un médecin.

Effets indésirables (fréquence et gravité):

Vomissements, diarrhée et ataxie chez le chien et le chat.

Utilisation en cas de gravidité et de lactation ou de ponte:

Les études effectuées chez le rat n'ont pas mis en évidence d'effet tératogène.

En l'absence d'étude dans les espèces cibles, l'utilisation du médicament sera fonction de l'évaluation du rapport bénéfice/risque réalisée par le vétérinaire.

Interactions médicamenteuses et autres:

Antagonisme de mécanisme d'action avec le pyrantel et le morantel.

Posologie:

- Chez les porcins

100 à 200 mg de pipérazine base par kg de poids vif, correspondant à 2,8 à 5,6 g de poudre pour 10 kg de poids vif en une administration unique par voie orale dans l'eau de boisson ou la soupe.

- Chez les volailles

100 à 200 mg de pipérazine base par kg de poids vif, correspondant à 2,8 à 5,6 g de poudre pour 10 kg de poids vif en une administration unique par voie orale dans l'eau de boisson.

- Chez les chiens et les chats

80 à 100 mg de pipérazine base par kg de poids vif, correspondant à 2,2 à 2,8 g de poudre pour 10 kg de poids vif par voie orale, deux fois à 12 ou 24 heures d'intervalle dans l'eau de boisson.

A renouveler chez les chiots et les chatons 3 à 4 semaines après.

voie d'administration:

Voie orale.

Temps d'attente:

Viande et abats : 7 jours.

Œuf : en l'absence de temps d'attente, ne pas utiliser chez les espèces pondeuses productrices d'œufs de consommation, 4 semaines avant le démarrage de la ponte et pendant celle-ci.

Propriétés pharmacodynamiques:

La pipérazine est un nématodifuge. Elle agit en provoquant une paralysie réversible des nématodes par inhibition des effets de l'acétylcholine ce qui entraîne leur décrochement de la paroi digestive et leur élimination.

Caractéristiques pharmacocinétiques:

Après administration orale, la pipérazine est rapidement absorbée. Chez le porc et la poule la concentration sérique maximale est atteinte une heure après administration. La pipérazine est éliminée majoritairement sous forme inchangée, principalement par voie urinaire.

Durée de conservation:

Après dissolution dans l'eau de boisson : 24 heures.

Précautions particulières à prendre lors de l'élimination de médicaments non utilisés ou de déchets dérivés de l'utilisation de ces médicaments:

Les conditionnements vides et tout reliquat de produit doivent être éliminés suivant les pratiques en vigueur régies par la réglementation sur les déchets.

Titulaire de l'autorisation de mise sur le marché / exploitant:

MERIAL
29 avenue Tony Garnier
69007 LYON
FRANCE

Numéro d'autorisation de mise sur le marché et date de première autorisation:

FR/V/0841306 0/1992 - 06/08/1992

Inscription au tableau des substances vénéneuses (Liste I / II). Classement du médicament en matière de délivrance:

A ne délivrer que sur ordonnance devant être conservée pendant au moins 5 ans.
Médicament à usage vétérinaire.

Classification ATC Vet:

QP52AH01



Pot de 1 kg
GTIN : 03660144010975

Laboratoire COOPHAVET
B.P. 70089 -
Saint-Herblon
44153 ANCENIS CEDEX
Tél : 02.40.98.02.16 Fax :
02.40.98.03.99



ANNEXE 4

Signification des annexes A et B de la Convention Africaine et de l'annexe II de la Convention de Washington

Convention africaine sur la conservation de la nature et de ses ressources naturelles (dite convention d'Alger)

Annexe A : Les espèces comprises dans l'Annexe A ou Classe A devront bénéficier d'une protection totale sur tout le territoire des États contractants.

Annexe B : Les espèces comprises dans l'Annexe B ou Classe B bénéficient d'une protection totale, mais pourront cependant être chassées, abattues, capturées, collectées en vertu d'une autorisation spéciale délivrée par l'autorité compétente.

Convention de Washington = convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (dite convention de la C.I.T.E.S)

Annexe II : Les espèces de cette annexe qui, bien que n'étant pas nécessairement menacées actuellement d'extinction, pourraient le devenir si le commerce de leurs spécimens n'était pas étroitement contrôlé. Le commerce international des spécimens des espèces inscrites à l'annexe II peut être autorisé. Quand c'est le cas, un permis d'exportation ou un certificat de réexportation est délivré ; un permis d'importation n'est pas nécessaire. Les autorités chargées de délivrer le permis et les certificats ne devraient le faire que si certaines conditions sont remplies mais surtout si elles ont l'assurance que le commerce ne nuira pas à la survie de l'espèce dans la nature.

ANNEXE 5

FICHE D'ENQUETE

Dr BELLATRECHE Aicha Yasmine

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

Lieu :

Parc zoologique Jardin d'Essai

Centre Cynégétique de Zéralda

PRELEVEMENT

Numéro de prélèvement :

Nature du prélèvement :

Date du prélèvement

CARACTERISTIQUES DE L'ANIMAL

Nom commun de l'espèce

Nombre par cage

Mâle :

Femelle :

Subadultes :

Adultes :

Date d'arrivée

Nombre de naissance dans le centre

Nombre de mortalité dans le centre

CARACTERISTIQUES DE L'ENVIRONNEMENT

Etat général

En bonne santé

Amaigrissement

Cachexie

Etat des enclos

Propre

mal nettoyé

Superficie	Suffisante	Insuffisante	
Qualité de l'eau de boisson	Bonne	Mauvaise	
Fréquence de désinfection	Hebdomadaire	1/15 jours	mensuelle
Produit de désinfection	Eau	Détergent	

STATUT SANITAIRE

Vermifugation	Oui	non
Date de vermifugation		
Date du rappel de vermifugation		
Molécule administrée		

MANIFESTATIONS CLINIQUES

Etat général	Bon état général	altération de l'état général
Troubles digestifs		
- Présence de diarrhée	Oui	Non
- Anorexie	Oui	Non
- Perte d'appétit	Oui	Non
Oiseaux :		
Troubles respiratoires		
- Toux	Oui	Non
- Eternuement	Oui	Non
- Détresse respiratoire	Oui	Non
Troubles oculaires	Oui	Non

RESUME

La cryptosporidiose est d'une importance clinique et économique. Elle affecte l'homme et de nombreuses espèces animales domestiques et sauvages.

Notre travail consiste à l'identification de *Cryptosporidium* chez la faune sauvage à intérêt patrimonial, vivant en captivité au niveau du Zoo du Jardin d'Essai D'El Hamma et du Centre Cynégétique de Zéralda.

Le *Cryptosporidium* a été recherché sur 218 échantillons de matières fécales appartenant à 9 ordres d'animaux sauvages couvrant 25 espèces.

La mise en évidence de *Cryptosporidium* a été réalisée par la Technique de coloration de Zihel Neelsen modifiée. Seuls les échantillons positifs ont fait l'objet d'une confirmation par le test de diagnostic rapide *Cryptosporidium* / *Giardia* et la technique de Copro –ELISA.

Sur 218 prélèvements de matières fécales, 7 échantillons positifs appartenant à différentes espèces animales sauvages. Deux seulement ont été positifs par le test de Copro ELISA appartenant à l'Ecureuil de Barbarie.

La prévalence totale de Cryptosporidiose au niveau des deux centres est de 3.2% soit 0.91% au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda et 2.29% au niveau du Zoo du Jardin d'Essai d'El-Hamma.

Notre étude sur la Cryptosporidiose chez les animaux sauvages rapporte pour la première fois en Algérie l'identification de *Cryptosporidium* chez la faune sauvage en captivité.

Mots-clés : Cryptosporidiose - faune sauvage à intérêt patrimonial -Captivité - Algérie

SUMMARY

Cryptosporidiosis is a clinical and economic importance. It affects humans and many domestic and wild animals.

Our study is to identify *Cryptosporidium* in wildlife to heritage interest in captivity at the Zoo of Jardin D'Essai Hamma and Hunting Center Zéralda.

Cryptosporidium was searched on 218 fecal samples belonging to 9 orders of wildlife.

The detection of *Cryptosporidium* was made by the modified technique Zihel Neelsen. Only positive samples were subject to confirmation by the rapid diagnostic test *Cryptosporidium* / *Giardia* and technique Copro -ELISA.

Of 218 samples of feces, 7 positive samples from different wild animal species. Only two were positive by ELISA test, belonging to Barbary squirrel.

The prevalence of Cryptosporidiosis at both centers is 3.2%, 0.91% at the Hunting Centre Zéralda and 2.29% at the Zoo of Jardin d'Essai d'El Hamma.

Our study of Cryptosporidiosis in wildlife reported for the first time in Algeria the identification of *Cryptosporidium* in wildlife in captivity.

Keywords : Cryptosporidiosis - wildlife to heritage interest – Captivity - Algeria

ملخص

تعتبر الكريبتوسبوريديوز أهمية كبيرة من ناحية الاقتصادية والأعراض الصحية • هذا المرض يصيب الإنسان وحيوانات الأليف والبرية. هدفنا من هذه الدراسة هو تشخيص الكريبتوسبوريديوز عند الحيوانات ذات الأهمية التراثية التي تعيش في حديقة التجار بالحمامة وكذلك المقيمة في مركز لصيد بزر الدقة. تم جمع 218 عينة من البراز من قبل 9

شعب الحيوانات. تم استخدام تقنية التثبييت والتطبخ بطريقة زيلينسنا المغيرة، وتقنيات أخرى بمن أجل تأكيد العينات الإيجابية على غرار تقنية الإلايز أو تقنية التشخيص السريع للكريبتوسبوريديوز الجيار ديا.

لاحظنا عيناتنا إيجابية بطريقة الإلايز انتتميانا إلى السنجابا البري. مديانتشار الكريبتوسبوريديوز في مركز بالدراسة 3.2% ، ما يقارب 0.91 في مركز الصيد بزر الدقة 2.29% بحديقة التجار بالحمامة.

النتائج المتحصلة عليها تعتبر الأولى لمننوعها في الجزائر من ناحية تشخيص الكريبتوسبوريديوز في الحياة البرية في الأسر.

كلمات المفتاح : كريبتوسبوريديوز - الحيوانات البرية ذات الأهمية التراثية - الأسر - الجزائر