

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE-EL HARRACH

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة - الجزائر

PROJET DE FIN D'ETUDES

EN VUE D'OBTENTION

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME

Etude parasitologique comparée dans un élevage expérimental de la Perdrix choukar *Alectoris chukar* (Gray, 1830) et la Perdrix gambra *Alectoris Barbara* (BONNATERRE, 1790) au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda (Alger).

Présenté par : **Mr MOSTEFAI Tayeb**

Soutenu le : 02/11 /09

Le jury :

Présidente : M^{elle} AIN BAAZIZ H. (Maître de conférence, ENSV)

Promotrice : M^{me} IDOUHAR-SAADY H. (Chargée de cours, ENSV)

Copromotrice : M^{elle} AISSI M. (Professeur, ENSV)

Examinatrice : M^{elle} SMAI A. (Chargée de cours, ENSV)

Examinatrice : M^{elle} MILLA A. (Maître de conférence, ENSV)

Année universitaire : 2008/2009

REMERCIEMENTS

Nous tenons à remercier Dieu le tout puissant de nous avoir donné le courage et la patience pour réaliser ce travail

M^{me} IDOUHAR-SAADI H. (Chargée de cours, ENSV) qui nous a encadré et conseillé tout au long de notre travail

M^{elle} AISSI M. (Professeur, ENSV) pour les précieux conseils qu'elle n'a cessé de nous prodiguer pour finaliser se modeste travail

M^{elle} AIN BAAZIZ H. (Maître de conférence, ENSV) d'avoir accepté de présider, d'animer et de conduire avec la plus grande probité notre soutenance.

M^{elle} MILLA A. (Maître de conférence, ENSV) et M^{elle} SMAI A. (Chargée de cours, ENSV) qui nous ont fait l'honneur d'avoir accepté de juger ce travail.

M^{me} ZENIA S. (chargé de cours, ENSV) pour les analyses statistiques.

Nos vifs remerciements s'adressent à Mr SAADI AHMED (technicien supérieur au niveau du laboratoire de parasitologie, ENSV).

Nous demeurons très particulièrement reconnaissants à Mr ACHOUI Omar (Directeur du Centre Cynégétique de Zéralda), à M^{elle} RAMTANI H. ET M^{eme} DAHMANI A. (Docteurs Vétérinaires au niveau du CCZ).

DÉDICACE

Au nom du dieu le tout puissant, le très miséricordieux par la grâce du quel j'ai pu réaliser ce travail que je dédie :

A mes parents, pour leur amour, leur dévouement et leur soutien tout au long de ces longues années d'étude. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma gratitude.

A mes frères et leurs épouses, à mes sœurs et leurs époux et à leurs enfants.

A mes amis de la promotion 2008 et de la promotion 2009.

A mes amis sterrahmane, morsli, hemmal, bouamra et hakem

A mes amis bachir, toufik, drai, mes amis de Sidi boubekeur et de Saïda

A tous qui m'aiment

Liste des abréviations

CCZ : centre cynégétique de Zeralda

COCC : coccidies

AMIDOS : Amidostomum

STRONGY : Strongyloides

TRICHOSTR : Trichostrongylus

HETERAKIS : Heterakis

SYNGA : Syngamus

RAILLIET : Raiellietina

CAPILLA : Capillaria

print/estiv : printanio-estivale

Q2 : Quotient pluviométrique d'EMBERGER.

P : Pluviométrie moyenne annuelle en (mm)

M : température maximale moyenne du mois le plus chaud (°C)

m : température minimale moyenne du mois le plus froid (en °K)

H.R. : humidité relative

P : pluviométrie mensuelle moyenne

T : Température

I.T.C.M.I. : Institut technique des cultures marichaires industrielles.

Com.pers : communication personnelle

μ : micron mètre

Gr. : grossissement

N.B : Nota benne

Liste des tableaux

Tableau n° 1 : systématique des coccidies (DUSZYSKI et al, 2000 et BUSSIERAS et al, 1992)..	6
Tableau n° 2 : Principales espèces d' <i>Eimeria</i> qui touchent la perdrix (ANNE et GARY, 2006)...	8
Tableau n° 3 : systématique des helminthes (THIENPONT et al, 1979 ; BUSSIERAS et al, 1995 et JUNKER et al, 2007).....	9
Tableau n°4 : les ectoparasites des perdrix (GAVARD-GONGALUD, 2000).....	16
Tableau n° 5 : Températures (T), pluviométries mensuelles moyennes (P) et humidité relative de l'air (H.R.) enregistrées pendant le mois d'avril 2008 jusqu'a mars 2009.....	19
Tableau n° 6 : interprétation de coefficient de corrélation.....	30
Tableau n° 7 : Prévalence ou Fréquence d'occurrence (F.C %) appliquée aux parasites de la Perdrix gambra durant le mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.....	32
Tableau n° 8 : Prévalence ou Fréquence d'occurrence (F.C %) appliquée aux parasites de la Perdrix choukar durant le mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.....	33
Tableau n° 9 : Dénombrement des parasites trouvés chez la perdrix gambra par la méthode de Mac Master (2008-2009).....	40
Tableau n° 10 : Dénombrement des parasites trouvés chez la perdrix choukar par la méthode de Mac Master (2008-2009).....	41
Tableau 11 : résultat de la micrométrie des œufs des parasites de la perdrix gambra et la perdrix Choukar.....	44

Liste des Figures

Figure 1: perdrix gabra (original C.C.Z. 2009).....	2
Figure 2: perdrix gabra (original C.C.Z. 2009).....	4
Figure 3: cycle évolutif des coccidies (VILLATE, 2001).....	7
Figure 4: cycle évolutif des acariens.....	17
Figure 5 : Diagramme ombrothermique de la région Zéralda du mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.....	20
Figure 6: Place de Zéralda dans le climagramme d'Emberger (1996-2007).....	21
Figure 7: Description des bâtiments d'élevage destiné aux perdreaux (A et B).....	24
Figure 8: Elevage des perdrix dans les cages surélevées (A et B).....	24
Figure 9: Elevage des perdrix au sol.....	24
Figure 10 : Cellule de Mac Master (THIENPONT D.et al., 1979).....	27
Figure 11 : micromètre (THIENPONT et al., 1979).....	28
Figure 12: œuf de <i>Raillietina sp</i>	36
Figure13: œuf de <i>Capillaria sp</i>	36
Figure14: œuf de <i>Amidostomum sp</i>	36
Figure15: œuf de <i>Trichostrongylus tenuis</i>	36
Figure16: œuf d' <i>Heterakis sp</i>	36
Figure17: œuf de <i>Ascaridia sp</i>	36
Figure18: œuf d'un acarien.....	37
Figure19: acarien.....	37
Figure20: œuf de <i>Strongyloides sp</i>	37
Figure21: <i>Strongyloides</i> femelle gorgée d'œufs.....	37
Figure22 : <i>Strongyloides</i> male.....	38
Figure23: larve de <i>Strongyloides sp</i>	38
Figure24: œuf de <i>Syngamus trachea</i>	3
Figure25: oocystes d' <i>Eimeria</i> sporulés.....	39
Figure26: oocystes d' <i>Eimeria</i> non sporulés.....	39

ANNEXES

Les tableaux

Tableau 1 : Les résultats de flottaison de la perdrix choukar

Tableau 2 : Les résultats de flottaison de la perdrix gabra

Tableau 3 : Résultats de Mac Master (parasites /grammes) : perdrix choukar et perdrix gabra

Tableau 4 : Résultats des analyses parasitologiques des œufs et la paille de perdrix choukar

Tableau 5 : Résultats des analyses parasitologiques des œufs et la paille de perdrix gabra

Tableau 6: résultats de la micrométrie des œufs sporulés trouvés chez la perdrix gabra

Tableau 7: résultats de la micrométrie des œufs non sporulés trouvés chez la perdrix gabra

Tableau 8: résultats de la micrométrie des œufs sporulés trouvés chez la perdrix choukar

Tableau 9: résultats de la micrométrie des œufs non sporulés trouvés chez la perdrix choukar

PROGRAMME PROPHYLACTIQUE VETERINAIRE AU NIVEAU DU CCZ (service vétérinaire du CCZ, 2008)

A. Pour la perdrix gabra

Tableau 10 : mois de novembre 2008

Tableau 11 : mois de décembre 2008

B. Pour la perdrix choukar

Tableau 12 : mois de novembre 2008

Tableau 13 : mois de décembre 2008

Les figures

Figure 1 : Fréquence d'occurrence (F.C %) des parasites isolés dans les fientes de la Perdrix choukar

Figure 2 : Fréquence d'occurrence (F.C %) des parasites isolés dans les fientes de la Perdrix gabra

Table des matières

Introduction.....	1
-------------------	---

CHAPITRE I. BIBLIOGRAPHIE

A. GENERALITES SUR LES PERDRIX

I. LA SYSTEMATIQUE DES PERDRIX (<i>gambra et chukar</i>)	2
II. PRESENTATION DE LA PERDRIX GAMBRA (<i>Alectoris Barbara</i>).....	2
II.1.Description	2
II.2. La répartition géographique.....	3
II.3. Régime alimentaire.....	3
II.4. Reproduction	3
III. PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR (<i>Alectoris chukar</i>).....	3
III.1.Description	3
III.2.Répartition géographique.....	3
III.3.Régime alimentaire.....	4
III.4.Reproduction	4
III.5. L'importance économique	4
IV. Facteurs de mortalité des perdrix.....	5
V. Les zones de poudrage.....	5

B. GENERALITES SUR LES PARASITES RENCONTRES CHEZ LES PERDRIX

I. LES ENDOPARASITES

I.1. LES PROTOZOAIRE : LES COCCIDIES.....	5
I.1.1. systématique	5
I.1.2. Cycle évolutif.....	6
I.1.3. Symptômes.....	8
I.1.4. Principales espèces d' <i>Eimeria</i> qui touchent la perdrix	8
I.2. LES HELMINTHES	8
I.2.1. la systématique des helminthes parasites des perdrix.....	8

I.2.2. LES NEMATODES.....	10
II.2.2.1. ASCARIDIA sp.....	10
Hôtes	10
Localisation.....	10
Morphologie.....	10
Cycle évolutif.....	10
Symptômes	10
Diagnostic	10
II.2.2.2. HETERAKIS sp.....	10
Hôtes	10
Localisation.....	10
Morphologie.....	11
Cycle évolutif.....	11
Symptômes	11
Diagnostic	11
II.2.2.3.STRONGYLOIDES sp.....	11
Hôtes	11
Localisation.....	11
Morphologie.....	11
Cycle évolutif.....	11
Symptômes	11
Diagnostic	11
La maladie.....	12
II.2.2.4.CAPILLARIA spp.....	12
Hôtes	12
Localisation.....	12
Morphologie.....	12
Cycle évolutif.....	12
Symptômes	12
Diagnostic	12

La maladie.....	12
II.2.2.5. SYNGAMUS TRACHEA.....	12
Hôtes	12
Localisation.....	12
Morphologie.....	12
Cycle évolutif.....	13
Symptômes	13
Diagnostic	13
La maladie.....	13
II.2.2.6. TRICHOSTRONGYLUS TENUIS.....	13
Hôtes.....	13
Localisation.....	13
Morphologie.....	13
Cycle évolutif.....	13
Symptômes	13
Diagnostic	14
La maladie.....	14
II.2.2.7. AMIDOSTOMUM ANSERIS.....	14
Hôtes	14
Localisation.....	14
Morphologie.....	14
Cycle évolutif.....	14
Symptômes.....	14
Diagnostic	14
II.2.3. LES PLATHELMINTHES.....	14
II.2.3.1.RAILLIETINA.....	14
Hôtes définitifs.....	14
Hôtes intermédiaires.....	14
Localisation.....	14
Morphologie.....	14

Cycle évolutif.....	15
Symptômes.....	15
Diagnostic.....	15
II.2. LES ECTOPARASITES.....	15
Les ectoparasites des perdrix	16
Cycle évolutif des acariens.....	17
CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES	
I.PRESENTATION DU CENTRE CYNEGETIQUE DE ZERALDA.....	18
I.1. HISTORIQUE.....	18
I.2. SITUATION GEOGRAPHIQUE.....	18
II. LES FACTEURS CLIMATIQUES DE LA REGION D'ETUDE	18
II.1. la température.....	18
II.2. la pluviosité.....	19
II.3. l'humidité relative de l'air.....	19
III. SYNTHESE DES DONNEESCLIMATIQUES.....	19
III.1. Diagramme ombrothermique de Gaussen de la région de Zéralda.....	19
III.2. Place de la région de Zéralda dans le climagramme pluviothermique d'Emberger... ..	20
IV. L'élevage des perdrix.....	22
IV.1. Description des bâtiments d'élevage destiné aux perdreaux.....	22
IV. 2. Description des cages surélevées destiné aux perdrix.....	22
IV.2. L'élevage des perdrix au sol.....	23
V. PROTOCOLE D'ETUDE.....	25
V.1.Les prélèvements réalisés sur le terrain.....	25
V.1.1. Les prélèvements d'échantillons de fientes.....	25
V.1.2. Les prélèvements d'échantillons de la litière.....	25
V.1.3. Les prélèvements d'œufs de perdrix.....	25
VI. EXAMENS COPROLOGIQUES.....	25
VI.1. Matériels nécessaires.....	26
VI.2. La méthode de flottaison.....	26
VI.2.1. Le principe.....	26
VI.2.2. La technique.....	26
VI.3. La méthode de mac Master.....	27

VI.4. La méthode de sporulation des coccidies.....	28
VI.5. La mensuration des oocystes de coccidies.....	28
VI.6. Recherche des parasites sur les prélèvements de la litière.....	29
VI.7. Recherche des œufs de parasites sur les coquilles des œufs de perdrix.....	29
Identification des parasites des perdrix.....	29
VI.9. EXPLOITATION DES RESULTATS.....	30
VI.9.1. La fréquence d'occurrence.....	30
VI.9.2. La similarité appliquée aux parasites des perdrix.....	30
VI.9.3. Les méthodes statistiques.....	31

CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION

I.Exploitation des résultats obtenus a travers l'analyse des fientes des perdrix par la méthode flottaison.....	32
I.1.La fréquence d'occurrence des parasites retrouvés dans fientes de la perdrix gambra....	32
I.2.La fréquence d'occurrence des parasites retrouvés dans fientes de la perdrix choukar...	33
I.3. Discussion	34
II.Exploitation des resultats obtenus a travers l'analyse des fientes des perdrix par la meth de mac master.....	40
II.1.Evolution saisonnière des parasites retrouvés dans les fientes de la perdrix gambra...	40
II.1.Evolution saisonnière des parasites retrouvés dans les fientes de la perdrix choukar... II	40
Interprétation des courbes et discussion.....	42
III.Exploitation des résultats obtenus a travers l'analyse des coquilles et de la litiere par la méthode de flottaison.....	43
IV.La similarite appliquee aux especes parasites trouvees dans les fientes des perdrix.....	43
IV.1. Application de l'indice de SOERENSEN.....	43
IV.2. Discussion.....	43
V.Exploitation des résultats de la micrométrie à travers des analyses statistiques.....	44
V.1.Discussion	44

Conclusion générale

Références bibliographiques

Annexes

INTRODUCTION

Introduction

La production du gibier est une activité cynégétique destinée aux actions de repeuplement des massifs forestiers afin de préserver l'environnement écologique. Elle est assurée dans la région du centre algérois par le centre cynégétique de Zéralda. Les principales espèces élevées sont la caille domestique, la perdrix gabra et le faisan commun.

La perdrix gabra (*Alectoris barbara*) (BONNATERRE, 1790) est une espèce autochtone, sauvage, originaire de Beni slimane (wilaya de medéa). Elle a été introduite en élevage du centre cynégétique depuis 2001. De ce jour elle apparaît à l'aise et montre une adaptation progressive à la vie semi liberté. La seconde espèce est la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) (GRAY1830), c'est une espèce gibier introduite en Algérie au cours de l'année 1972 à des fins cynégétiques pour offrir au consommateur une nouvelle gamme de viande ayant des caractéristiques diététiques et de diminuer la pression humaine sur la faune sauvage.

Le problème le plus important qui se pose aux niveaux des élevages du gibier est les maladies parasitaires. En effet BORNAND (1936), mentionne que la destruction et la disparition du gibier sont provoquées par le braconnage, l'abondance de certains prédateurs, le climat, les techniques modernes de l'agriculture, l'utilisation abusive des pesticides, la nourriture insuffisante et les maladies parasitaires. Ces dernières sont, selon l'auteur, la cause la plus importante, car elles sont capables d'anéantir toute espèce de gibier. Selon FONTAINE (1992) l'élevage au sol sur des grandes surfaces conditionne l'état sanitaire des oiseaux gibier. Bien que l'on assiste à une extension notable des infections à tropisme respiratoire et digestif, les maladies parasitaires occuperont une place de premier ordre.

En Algérie, l'aspect parasitologique des perdrix d'élevage est encore à ces débuts. Le présent travail vient compléter les études auparavant par IDOUHAR- SAADI et al (2005, 2006, 2007), ABDERRAHMANE et al (2008) des deux espèces de perdrix et de TAIBI-MEKSOUD (2009) de la perdrix choukar dans le CCZ. Dans le premier chapitre une étude bibliographique des deux espèces de perdrix et leurs parasites sont développés. Au sein du deuxième chapitre la région d'étude, le matériel, les méthodes utilisées et notamment les techniques d'exploitation des résultats sont présentés. En fin les résultats et discussion sont abordés dans le troisième chapitre. Puis nous terminons par une conclusion générale.

CHAPITRE I
BIBLIOGRAPHIE

A. GENERALITES SUR LES PERDRIX

I. LA SYSTEMATIQUE DES PERDRIX (*gambra et chukar*)

Classe	Aves
Sous classe	Carinates
Ordre	Galliformes
Famille	Phasianidé
Genre	Alectoris
Espèce1	<i>Alectoris Barbara</i> (BONNATERRE, 1790)
Espèce2	<i>Alectoris chukar</i> (GRAY1830)

II. PRESENTATION DE LA PERDRIX GAMBRA (*Alectoris Barbara*)

II.2.1.Description

Le dessus de la tête est marron-brun, plus sombre sur les bords, bande pectorale gris-brunâtre et plastron roux isabelle, flancs barrés de roux, de noir et de blanc, ventre ocre jaune. Le bec et les pattes sont rouges, un cercle orbital orangé entoure l'iris brun-rouge. La perdrix gambra est appelée : Barbary partridge (anglais), (LE-DANTEC, 2008), hedjla en arabe (GEROUDET, 1978), et le nom le plus utilisé est la perdrix gambra (SALEZ, 1946 ; MAGHNOUJ, 1983) (Photo 1).



Figure 1 : perdrix gambra
(original C.C.Z. 2009)

II.2.2. la répartition géographique

C'est une espèce typiquement nord africaine (ALAOUI, 1992), appelée la perdrix de Berberie dans toute la région de l'Afrique du Nord. Elle est sédentaire en Algérie (HEIM de BALSAC, 1936).

II.2.3. Régime alimentaire

D'après MAGHNOUJ (1983), la perdrix gabra se nourrit dès l'aube. Elle est omnivore. Son régime consiste en pousses, graines et petits fruits, en olives à l'occasion. Ce régime végétal est complété par des insectes et autres bestioles, surtout par des fourmis. Les jeunes étant principalement insectivores jusqu'à l'âge de trois semaines (ALAOUI, 1992)

II.2.4. Reproduction

A l'état sauvage la vie en groupe des perdrix domine (de pré-automne jusqu'au printemps) (BERNARD-LAURENT, 1991). La date de l'éclatement des compagnies et la formation des couples sont variables en fonction des milieux et des climats. Au Maroc, elles s'étalent sur deux mois, janvier et février (ALAOUI, 1992). Nid à terre sur les broussailles et la ponte a lieu entre fin d'avril et début de juin (GEROUDET, 1978). En fin, les perdrix se regroupent de nouveau en compagnies vers la fin du moi de septembre (MAGHNOUDJ, 1983).

III. PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR (*Alectoris chukar*)

III.1. Description

Elle est gris-brun clair en dessus, avec la poitrine grise, l'abdomen roux fauve, cotés et flancs transversalement rayés de noir. La gorge et les joues sont blanches, soulignées par un large collier noir qui remonte sur les yeux et le front au dessus du bec en une ligne discontinue (DECOUX et al, 1932). Elle est appelée Chukar partridge (anglais) (LE-DANTEC, 2008) (Photo 2).

III.2. Répartition géographique

La perdrix choukar est originaire de l'Himalaya. Elle est répandue en Asie de l'Ouest et du Centre ; Acclimatée aux U.S.A avec succès, elle a été introduite en Europe comme gibier dans plusieurs départements méditerranéens (THONON et al, 1977).



Figure 2 : perdrix choukar
(original C.C.Z. 2009)

III.3. Régime alimentaire

La perdrix choukar se nourrit surtout de végétaux, principalement de graines et de bulbes. Cependant, 10 à 15 % de son régime est constitué d'insectes. Pendant les périodes de fortes précipitations, le menu est composé d'herbes et de graines, alors que pendant les rudes hivers, les oiseaux creusent intensivement à la recherche de bulbes et de rhizomes (LE-DANTEC, 2008).

III.4. Reproduction

Durant l'été et en automne, on peut apercevoir les perdrix choukar en larges bandes. Elles cherchent les vallées ou les régions les plus basses pour échapper à la neige et aux rigueurs de l'hiver. La formation des couples intervient dès la mi-janvier dans les terres basses, vers la fin mars dans la région montagneuse (LE-DANTEC, 2008). Les œufs sont pondus de mars à juin selon l'altitude (GEROUDET, 1978).

III.5. L'importance économique

La perdrix choukar a été l'objet de nombreuses tentatives d'introduction (dans les régions arides des États Unis, Canada et France) toujours dans un but cynégétique surtout qu'elle est un gibier très demandé pour leur chair (GEROUDET, 1978), et parce qu'elle s'élève aisément sur un sol sableux (DECOUX et al, 1939). Son introduction en Algérie a été signalée au cours de l'année 1972 (ACHOUI, 2005). Et d'après DIAL KENNETH (2002), la perdrix choukar a été introduite dans plusieurs programmes de recherche scientifique parce qu'elle est un oiseau terrestre facile à élever.

IV. FACTEURS DE MORTALITE DES PERDRIX

D'après GAVARD-GONGALUD (2000), les causes responsables de la disparition et de la destruction de gibier sont différentes. Selon YAKIMOFFF et RASTIEGAIEFF(1939) et FONTAINE (1992), ces causes sont principalement le braconnage, le cannibalisme, les bêtes carnivores et sauvages, surtout en grand nombre, facteurs atmosphériques, nourriture insuffisante, maladies virales et bactériennes, et maladies parasitaires. Ces dernières occuperont une place de premier ordre, parce qu'elles pèsent lourdement sur la production du gibier et provoquent des maladies souvent occultes, par fois mortelles capables d'anéantir toute espèce de gibier.

V. LES ZONES DE POUDRAGE

Sont des dépressions circulaires de 2 à 4 cm de profondeur et de 15 à 20 cm de diamètre où les perdrix prennent un bain de poussière pour se débarrasser des parasites et de l'excès de graisse des plumes (AKIL et BOUDJADA, 1996).

B. GENERALITES SUR LES PARASITES RENCONTRES CHEZ LES PERDRIX

I. LES ENDOPARASITES

I.1. LES PROTOZOAIRES : LES COCCIDIÉS

I.1.1. SYSTEMATIQUE

D'après DUSZYSKI et al (2000), BUSSIERAS et CHERMETTE (1992), on peut classer les coccidies selon le tableau 1.

Tableau 1 : systématique des coccidies (DUSZYSKI et al, 2000 et BUSSIERAS et al, 1992)

Règne	Protistes	êtres unicellulaires eucaryotes
Sous règne	Protozoaires	protistes à paroi non cellulosique, souvent mobiles et à développement hétérotrophe.
Embranchement	Sporozoa = Sporozoaires	protozoaires totalement dépourvus d'organites locomoteurs et présentant à certains stades un complexe apical caractéristique
Sous Embranchement	Apicomplexa	Parasite intra-cellulaire
Classe	Coccidea	sporozoaires parasites de Vertébrés ou d'Invertébrés produisant des spores.
Ordre	Eimeriida	<i>Coccidea</i> au développement comportant schizogonie (le plus souvent), gamétogonie et sporogonie donnant des sporozoïtes contenus dans des oocystes et/ou sporocystes.
Sous Ordre	Eimeriorina	Gamogonie dans les cellules épithéliales des organes creux
Famille	Eimériidés	coccidies à cycle homoxène, se développant à l'intérieur de cellules épithéliales, le plus souvent du tube digestif.
Genre	<i>Eimeria</i>	coccidies à oocystes sporulés qui contiennent 4 sporocystes renfermant chacun 2 sporozoïtes.

I.1.2. CYCLE EVOLUTIF

Le cycle des coccidies est le même, quelque soit l'espèce de coccidie (BOISSIEU et GUERIN, 2007). On distingue 2 phases du cycle biologique : sexuée et asexuée. La multiplication asexuée ou schizogonie a lieu dans les cellules épithéliales intestinales. La multiplication sexuée ou gamogonie aboutit aux œufs fécondés ou oocystes, rejetés dans leurs intestins puis dans le milieu extérieur. Il s'agit donc d'un cycle diphasique monoxène direct. La période prépatente est de 4 à 7 jours (JOOMLA ,2009) (Figure 1).

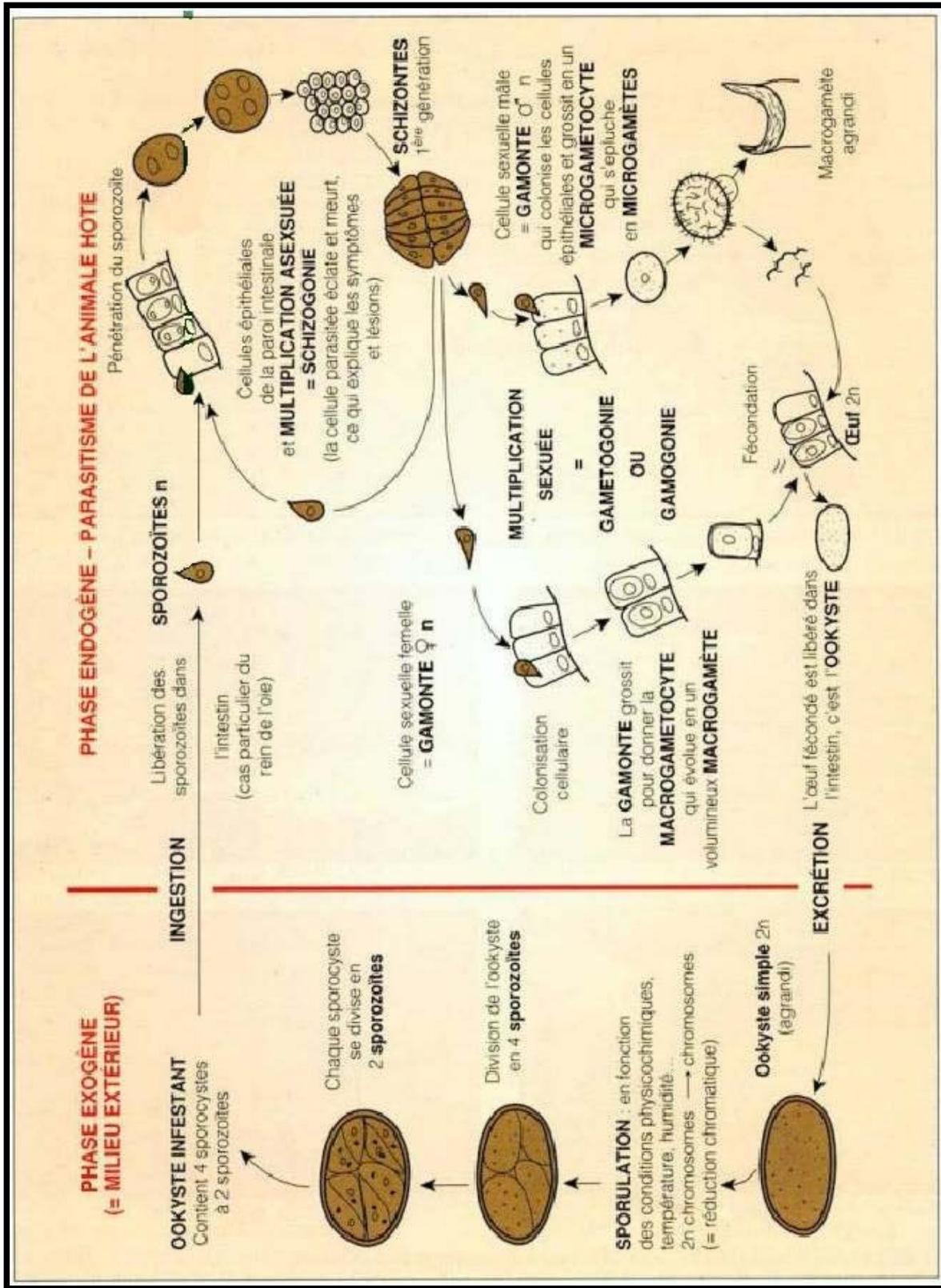


Figure 3: cycle évolutif des coccidies (VILLATE, 2001)

I.1.3. Symptômes : les perdrix sont prostrés, tristes, ébouriffés et se mettent en boule dans un coin. On observe une perte de l'appétit et une soif intense ; les animaux maigrissent très rapidement. Puis apparaissent des symptômes d'entérite : diarrhée verdâtre, parfois teintée de sang (BEAUREGARD, 1988).

I.1.4. Principales espèces d'*Eimeria* qui touchent la perdrix

Tableau 2: Principales espèces d'*Eimeria* qui touchent la perdrix (ANNE et GARY, 2006)

espèces	Description	Site de prédilection	Hôtes
<i>E. caucasica</i>	Oocystes allongé, rarement ovoïde, de 25-36 x 14-21 µm (moyen 33 x 19 µm)	Inconnu	Perdrix de roche (<i>Alectoris gracea</i>)
<i>E. Procera</i>	Oocystes prolonger ellipse, 28 - 31 x 16 - 17 µm (moyen 29.5 x 16.5 µm)	Inconnu	Perdrix grise (<i>perdix Perdix</i>)
<i>E. Koifoidi</i>	Oocyste ovoïde 16-25 x 14-20 µm (moyen 20 x 18 µm)	intestin grêle	Perdrix grise, perdrix choukar (<i>Alectoris chukar</i>), perdrix de roche
<i>E. Legionensis</i>	Oocyste elliptique, parfois légèrement aplati, 18-24 x 12-16 µm (moyen 21.3 x 14.6 µm).	intestin grêle	perdrix Rouge de (<i>Alectoris rufa</i>) et perdrix de roche.

II. 2. LES HELMINTHES

Ce sont des parasites pluricellulaires que l'on retrouve principalement dans l'intestin mais aussi dans d'autres organes. Ces vers chez les perdrix se scindent en deux groupes :

- * Les nématodes (vers ronds)
- * Les cestodes (vers plats)

II.2.1. LA SYSTEMATIQUE DES HELMINTHES PARASITES DES PERDRIX

D'après THIENPONT et al (1979), BUSSIERAS et CHERMETTE (1995) et JUNKER et BOOMKER (2007) la systématique des helminthes parasites des perdrix est décrite dans le tableau 3.

Tableau 3: systématique des helminthes (THIENPONT et al (1979), BUSSIERAS et CHERMETTE (1995) et JUNKER et BOOMKER (2007)).

Règne	Embranchement	Classe	Ordre	Famille	subfamille	Genre
Métazoaires: êtres pluricellulaires eucaryotes	Nématodes helminthes cylindriques, non segmentés, pseudo- coelomates	Secernentea nématodes avec un appareil excréteur développé.	Ascaridida possède une bouche trilabée.	Hétérakidae	Ascaridiinae	Ascaridia spp
					Heterakiinae	Hétérakis spp
			Rhabditida	Strongyloidea	Strongyloides spp	
		Adenophorea nématodes ne possédant pas de phasmides et un appareil excréteur réduit.	Trichinellida ont une partie antérieure du corps rétrécie et un œsophage réduit à un tube capillaire.	Capillariidés		Capillaria spp
			Strongylida	Syngamidae	Syngaminae	Syngamus trachea
				Trichostrongylidae	Trichostrongylinae	Trichostrongylus spp
					Amidostominae	Amidostomum anseris
	Plathelminthes Vers plats à corps segmentés ou non, tube digestif incomplet ou absent, hermaphrodites le plus souvent		Cestodes vers hermaphrodites à corps segmenté et aplatis, divisés en trois parties : Le scolex, le cou et le strobile	Davainéidés		Raillietina sp

II.2.2. LES NEMATODES :

Appelés aussi « vers ronds ». Ils sont cylindriques, filiformes, non segmentés et se terminent en pointe aux extrémités. Parfois on ne retrouve que les œufs ou les larves de ces parasites.

II.2.2.1. ASCARIDIA spp :

Hôtes : poulet, dinde, oie, canard et nombreux oiseaux sauvages galliformes.

Localisation : l'intestin grêle et le caecum.

Morphologie : Les adultes sont des vers ronds de 3 à 10 cm de long sur quelques millimètres de diamètre. Les œufs sont ovales à quadrangulaires et mesurent de 80 à 100 μ de long sur 50 μ de large, leur paroi est épaisse avec un pôle de chaque extrémité et un contenu homogène (GAVARD-GONGALLUD, 2000).

Cycle évolutif :

Les conditions de développement des œufs nécessitent un degré hydrométrique d'au moins 80% pour pouvoir se développer. La température doit être entre 19 et 34°C. Il se forme alors dans l'œuf une larve qui devient infestante après avoir subi une mue. Cette larve L2 n'écloît pas et reste contenue dans l'œuf. Une fois ingérée par l'oiseau, l'éclosion est très rapide puis elle devient mue. La maturité sexuelle des vers dépend de l'âge de l'oiseau. (ANDERSON (2000) et MOVSESSIAN et PKHRIKIAN (1994)).

Symptômes : inappétence, alternance de constipation et surtout de diarrhée muqueuse jaunâtre de mauvaise odeur (STOSSKOPF, 1984).

Diagnostic : expérimental par coprologie (la recherche des œufs dans les fientes) et post-mortem par la recherche des helminthes dans l'intestin grêle.

La maladie : Les ascaridioses sont des parasitoses dues à la présence de parasite du genre *Ascaridia* dans l'intestin grêle. De nombreux oiseaux dont les galliformes sont réceptifs. La principale espèce qui touche les galliformes est *Ascaridia galli*. (EUZEBY ; 1960).

II.2.2.2. HETERAKIS spp :

Hôtes : phasianidés et galliformes.

Localisation : caecum, rarement le gros et l'intestin grêle.

Morphologie : Les adultes sont blanchâtres avec une bouche à trois petites lèvres. Le mâle mesurant de 10 à 18mm est plus petit que la femelle (16 à 23 mm). Les œufs ressemblent à ceux d'*Ascaridia*, mais en un peu plus petits (MOORE et al, 1989)

Cycle évolutif : L'œuf devient infestant en 12 à 15 jours dans les conditions optimales de développement. Le cycle se déroule de la même façon que *Ascaridia* (différence entre les espèces, *Hétérakis gallinarum* se développe dans la lumière caecale, contrairement à *Hétérakis isolonche* qui lui investit la muqueuse de l'organe). La période prépatente est inférieure à un mois (MOVSESSIAN et PKHRIKIAN, 1994).

Symptômes : épaissement de la paroi caecale avec des ecchymoses, peut être des typhlites.

Diagnostic : par coprologie ou par présence de vers en autopsie.

La maladie : Les hétérakidoses sont des maladies vermineuses dues à des parasites localisés dans le coecum des oiseaux. L'*Hétérakis* est un parasite cosmopolite qui peut toucher notamment toutes les espèces de volaille.

II.2.2.3.STRONGYLOIDES spp:

Hôtes : poulet, dinde, oie, caille, et oiseaux sauvages (TAYLOR et al, 2007).

Localisation : caeca et intestin grêle.

Morphologie : L'adulte parasite mesure 40– 45 mm de longueur et 22 mm de largeur. Chez la femelle les bases de vulve projetant des lèvres et est situés à 1.4 millimètre de l'extrémité caudale. Les œufs ont des coquilles très minces, dont la taille est de 52-56 x 36-40µm (CALNEK et al, 1997).

Cycle évolutif : À la différence de la plupart des espèces des nématodes, le cycle parasite de *Strongyloides* se compose des femelles seulement. Les œufs passent dans les fientes et donnent des larves en presque 18 heures. Les larves se développeront sur le sol soit aux males ou aux femelles adultes. Puis les femelles se transforment en femelles infectantes après avoir été avalé par un oiseau.

Symptômes : les infections lourdes causent de la faiblesse, l'amaigrissement, et des diarrhées aiguës parfois sanguinolentes (TAYLOR et al, 2007).

Diagnostic : petits œufs embryonnés retrouvés dans les fientes. Les adultes peuvent être trouvés dans la muqueuse du caeca en post-mortem.

La maladie : La strongyloïdose est une affection parasitaire des oiseaux due à un nématode *strongyloides*, peut être trouvé dans le caecum parfois dans l'intestin des oiseaux malades (CALNEK et al, 1997).

II.2.2.4. *CAPILLARIA spp:*

Hôtes : nombreux oiseaux mais rarement chez les galliformes sauvages (EUZEBY, 1988).

Localisation : l'œsophage, le gésier et l'intestin.

Morphologie : Il s'agit de parasites blanchâtres fins comme des cheveux, d'où leur nom. Il s'agit de parasites filiformes, aisément reconnaissables. Le mâle mesure de 5 à 20 mm de long et la femelle, plus grande, peut atteindre 60 mm (GAVARD-GONGALLUD, 2000). Les œufs possèdent des boutons aplatis aux deux pôles. La taille des œufs est de 47 à 65 x 22 à 35µm (TRIKI-YAMANI, 2005).

Cycle évolutif : Selon EUZEBY (1987), VILLATE (1997) et TRIKI-YAMANI (2005), le type de cycle dépend de l'espèce (directe ou indirecte) ; Les œufs se retrouvent dans les matières fécales de l'oiseau. Un minimum d'un mois est nécessaire aux embryons pour se développer. Les vers deviennent adultes dans l'oiseau un à deux mois après que ce dernier ait ingéré des œufs embryonnés.

Symptômes : amaigrissement, affaiblissement, épaissement muqueux, entérite focale.

Diagnostic : peut être diagnostiqué par l'examen de raclages des muqueuses et de la flottaison fécale, qui indiquent les œufs de *Capillaria*.

La maladie : sont des affections dues à des diverses espèces de capillaires, qui parasitent avec plus ou moins de gravité le tube digestif des oiseaux ; mais le rôle pathogène reste mineur. (VILLATE, 2001).

II.2.2.5. *SYNGAMUS TRACHEA*

Hôtes : elle affecte essentiellement les gallinacés sauvages ou domestiques voire les passereaux (GAVARD-GONGALLUD, 2000).

Localisation : la trachée et le poumon.

Morphologie : D'après CHARTIER et al (2000) et VILLATE (2001), l'adulte se présente toujours dans la trachée sous la forme d'un Y (ver fourchu). Il s'agit en fait de l'ensemble du mâle et de la femelle constamment accouplés. La femelle mesure 1,5 à 2cm, et le male mesure

0,3 à 0,6cm. L'œuf syngame est elliptique, la coque est relativement épaisse et possède un opercule a chacun des pôles ; il mesure 85 - 90 µm de longueur pour environ 40 - 45 µm de largeur.

Cycle évolutif : Les femelles pondent dans la trachée des œufs qui remontent jusqu'au pharynx, et qui sont éliminés à l'extérieur suite à une toux ou bien, cas le plus fréquent, déglutis et éliminés avec les déjections. Dans l'extérieur, l'œuf éclot et forme une larve de troisième âge infestante en 2 semaines. Celle-ci est ingérée directement par l'oiseau ou bien passe par un hôte intermédiaire. La larve mettant encore une bonne semaine avant de devenir adulte, la période prépatente est donc de trois ou quatre semaines (LESBOUYRIES (1941) et EUZEBY (1960)).

Symptômes : pour la forme pulmonaire y'a des pneumo-bronchiolites, toux profonde et écoulement nasal ; et pour la forme trachéale les oiseaux sont à cou tendu, bec ouvert et des bâillements avec du mucus blanchâtre parfois teinté de sang (TAYLOR et al, 2007).

Diagnostic : présence des œufs de syngames dans les fientes par coprologie et de ver fourchu dans la trachée sous la forme d'un Y par autopsie.

La maladie : La syngamose est une maladie parasitaire des voies respiratoires due à un strongle hématophage (ver rouge) appelé *Syngamus trachéa*, qui vit dans la trachée des oiseaux. (VILLATE, 2001).

II.2.2.6. TRICHOSTRONGYLUS TENUIS

Hôtes : nombreuses espèces des galliformes domestiques et sauvages (MOORE, 1990).

Localisation : caecum et intestin grêle (TAYLOR et al, 2007).

Morphologie : Le parasite est de quelques millimètres (5 à 11mm) de long. Les œufs sont de taille moyenne, longueur 65-75µm, largeur 35-42µm, de forme longue et ovoïde, parfois parallèles et pôles inégaux (VILLATE, 2001).

Cycle évolutif : Le cycle est monoxène direct. Les œufs éclosent dans le milieu extérieur, et les larves deviennent infestantes sur le sol dans un délai de 2 semaines. Une fois ingérées par un hôte susceptible, les larves infestantes deviennent adultes dans le coecum de l'oiseau (CALNEK et al, 1997). La période prépatente de l'infestation est de 8 à 10 jours. (LESBOUYRIES, 1941).

Symptômes : baisse de l'état général, émission des diarrhées brunâtres ou sanguinolentes, épaissement de la paroi du caeca et en cas d'infestation massive elle est mortelle.

Diagnostic : coprologie et autopsie (recherche des adultes dans le caecum).

La maladie : La trichostrongylose est une parasitose du coecum due à un vers nématode appelé *Trichostrongylus tenuis* ; c'est une affection rare d'évolution rapide (VILLATE, 2001).

II.2.2.7. AMIDOSTOMUM ANSERIS

Hôtes : oie sauvage et domestiques, canard et autres oiseaux (TAYLOR et al, 2007).

Localisation : gésier, occasionnellement proventricule et l'œsophage.

Morphologie : Le ver d'*Amidostomum anseris* est rougeâtre car hématoophage, il mesure 1 à 2 cm de longueur sur environ 300 μ de diamètre, l'adulte possède une capsule buccale avec des dents. Les œufs sont d'une taille de 85-100 μ x 50-80 μ (VILLATE, 2001).

Cycle évolutif : Le cycle d'*Amidostomum anseris* est direct. Les œufs sont rapidement embryonnés et infestants dans le milieu extérieur en climat humide. Le stade larvaire se déroule dans l'œuf, une larve se forme dans l'œuf puis mue et se transforme en L2 puis en L3 ; cette L3 est la forme infestante pour les oiseaux par voie buccale (CHARTIER et al, 2000). La période prépatente est de 40 jours (VILLATE, 2001).

Symptômes : difficultés d'alimentation et digestion (ou dysphagie) et une anémie plus ou moins sévère qui parfois entraînent la mort des oiseaux parasites après un amaigrissement très rapide (VILLATE, 2001).

Diagnostic : par coprologie et par la recherche des vers adultes et des lésions au niveau du gésier par autopsie.

II.2.3. LES PLATHELMINTHES

Les cestodes sont des vers hermaphrodites à corps segmenté et aplati.

II.2.3.1. RAILLIETINA

Hôtes définitifs : poulet, canard, pigeon, perdrix et autres oiseaux.

Hôtes intermédiaires : les fourmis de genre : *Pheidole* et *Tetramorium*.

Localisation : intestin grêle.

Morphologie : Les espèces les plus répandues chez les galliformes sont *Raillietina tetragona* et *Raillietina ecinobothrida* (EUZEBY, 1969).

Les adultes de ce genre se caractérisent par des pores génitaux unilatéraux et des capsules ovigères renfermant plusieurs œufs. Les œufs sont presque rondes; pour *Raillietina*

ecinobothrida, les œufs mesurent approximativement 75X95µm, et pour *Raillietina tetragona*, les œufs mesurent 65X90µm (TAYLOR et al, 2007).

Cycle évolutif : L'hôte intermédiaire est un insecte hyménoptère de l'ordre des *Formicoïdea* (fourmis). Il est probable que l'infestation des fourmis se fasse dès le stade larvaire, plusieurs auteurs ayant observé des fourmis adultes nourrissant leurs larves avec des segments gravidés du ver. La période prépatente de l'infestation dure environ trois semaines. Les segments ovigères sont éliminés essentiellement durant l'après-midi, rarement la nuit (LESBOUYRIES ,1941 et EUZEBY, 1969).

Symptômes : la réduction du taux de croissance, l'infection lourde peut mener à l'amaigrissement et à la faiblesse.

Diagnostic : coproparasitologie et la recherche des cestodes dans l'intestin grêle, avec la présence des lésions dans l'intestin grêle semblable à ceux de la tuberculose aviaire (TAYLOR et al, 2007).

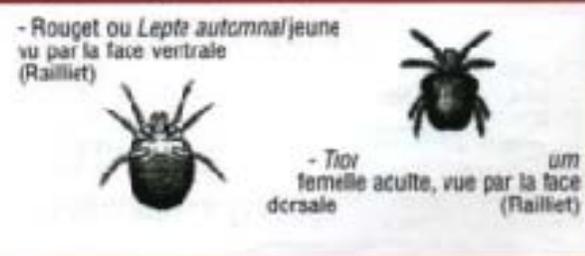
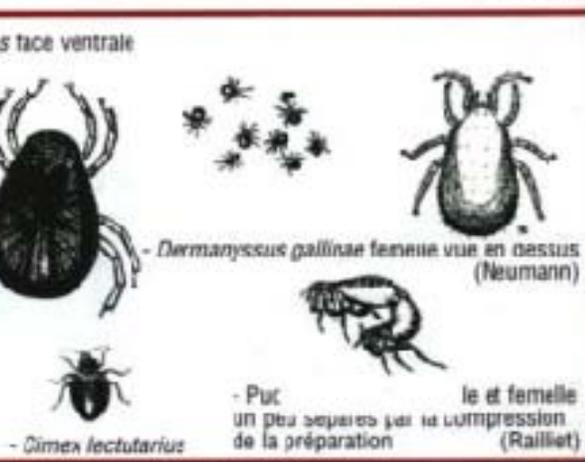
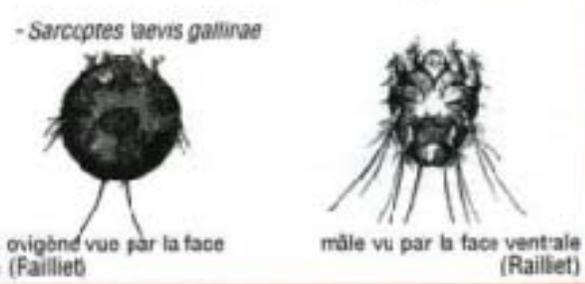
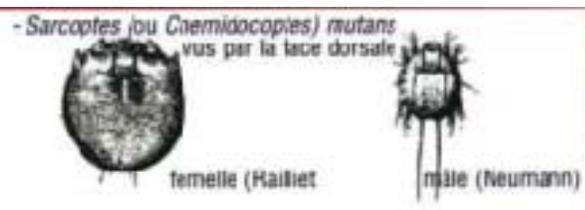
II.2. LES ECTOPARASITES

Les ectoparasites sont des petits organismes qui affectent essentiellement la peau. Ils se nourrissent soit en mangeant les cellules mortes de la peau et des plumes, soit en perçant le tégument et en suçant le sang ou les sécrétions des tissus (dont la lymphe).

Les ectoparasites rencontrés chez les perdrix sont décrits dans le tableau 4.

Tableau 4: les ectoparasites des perdrix (GAVARD-GONGALUD, 2000)

PARASITES STATIONNAIRES OU PERMANENTS	
<p>Acaris agents des gales</p> <ul style="list-style-type: none"> Gale des pattes Gale du corps = gale déplumante Gale de la tête (et du corps) 	<p><i>Cnemidocoptes mutans</i></p> <p><i>Cnemidocoptes laevis</i></p> <p><i>Epidermoptides</i> (<i>Epidermoptes</i>, <i>Rivoltasia</i>, <i>Microlichus</i>, <i>Myiagies</i>)</p>
<p>Poux (Insectes Mallophages)</p> <ul style="list-style-type: none"> Phthirioses 	<p>Les oiseaux n'ont pas de poux piqueurs</p> <p><i>Menacanthus stramineus</i></p> <p><i>Menopon gallinae</i></p> <p><i>Goniodes</i> sp</p> <p><i>Goniodontes</i> sp</p> <p><i>Lipurus</i> sp</p> <p>Transmission de virus et bactéries</p>
PARASITES INTERMITTENTS	
<ul style="list-style-type: none"> Gamasides Tiques molles (Argasides) Punaises Puces 	<p><i>Demanyssus gallinae</i></p> <p><i>Omithonyssus sylvaticum</i></p> <p>Hématophage nocturne</p> <p><i>Argas reflexus</i>, <i>argas persicus</i></p> <p>Hématophage nocturne</p> <p><i>Cimex lectularius</i></p> <p>Lucifuge</p> <p><i>Cimex columbarius</i></p> <p><i>Ceratophyllus gallinae</i></p> <p><i>Echinoptaga gallinae</i></p> <p>Transmission de virus et bactéries</p>
PARASITES OCCASIONNELS	
<ul style="list-style-type: none"> Rouget 	<p><i>Thrombidium</i> se rassemble sur la tête, les ailes et les pattes, à la fin de l'été</p> <p>Très irritant</p>



CYCLE EVOLUTIF DES ACARIENS :

La femelle pond plusieurs centaines d'œufs, le nombre est variable suivant l'espèce. Les larves possèdent six pattes et ressemblent déjà à un adulte mesurant environ $1/10^{\text{e}}$ de millimètre de longueur et se transforment en protonympe à quatre paires de pattes. Si les conditions d'évolution sont favorables la protonympe sera suivie par la tritonympe et ensuite stade adulte. Dans le cas où les conditions ne sont pas bonnes, la protonympe se transforme d'abord en hypope (forme de résistance d'un acarien) (VILLATE, 2001) (Figure 2).

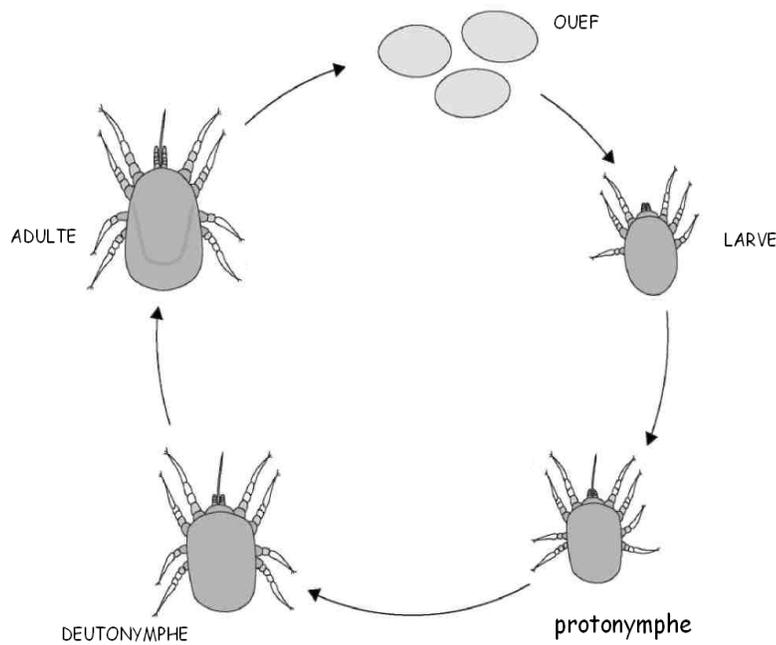


Figure 4: cycle évolutif des acariens (VERONIKA, 2006)

CHAPITRE II

MATERIELS ET METHODES

I. PRESENTATION DE LA STATION D'ETUDE

I.1. HISTORIQUE

La station d'étude est le centre cynégétique de Zéralda. Il a été créé en 1970 sous le nom de la faisanderie ; Ce n'est qu'en 1983, qu'il a été dirigé en centre cynégétique et devient alors un établissement public à caractère administratif et scientifique. La mission principale du centre est la production des espèces cynégétiques et exotiques en vue d'enrichir le patrimoine cynégétique national.

I.2. SITUATION GEOGRAPHIQUE

Le centre cynégétique de Zéralda s'étend sur superficie de 19,75 ha. Il est bâti dans l'arboretum de la forêt des planteurs situé à 30 km à l'ouest d'Alger. Il fait partie de la commune de la daïra de Zéralda (wilaya d'Alger). Il est limité au Nord, à l'Est et au Sud, par la réserve de chasse de Zéralda, et à l'Ouest par la route nationale n°13 reliant Zéralda à la commune de Mahelma.

II. LES FACTEURS CLIMATIQUES DE LA REGION D'ETUDE

Le climat du nord de l'Algérie est de type méditerranéen, à savoir, doux et humide en hiver, et chaud et sec en été. La saison sèche synchronise avec les hautes températures et la carence des précipitations se combine avec de fortes chaleurs pour donner à ces régions une aridité périodique intense (BAGNOUULS et GAUSSEN, 1953). En plus de son caractère saisonnier, ce climat se distingue par son irrégularité dans le temps, imposant ainsi aux organismes vivants des conditions de vie souvent difficile, surtout durant la saison sèche.

II.1. LA TEMPERATURE

Pour caractériser le régime thermique de la région de Zéralda, nous avons retenu les données climatiques de la station de Staoueli. Celle-ci est proche de notre zone d'étude, d'environ 10km du centre cynégétique de Zéralda. Les valeurs des températures mensuelles moyennes des maxima et des minima recueillies au niveau de la station de Staoueli sont mentionnées dans le tableau 5.

Tableau 5 : Températures (T), pluviométries mensuelles moyennes (P) et humidité relative de l'air (H.R.) enregistrées pendant le mois d'avril 2008 jusqu'a mars 2009.

Mois	Avr.08	Mai	Juin	Juil.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Dec.	Jan.09	Févr.	Mars
T (°C)	17,85	19,2	22,6	26,85	27,35	24,85	21,4	15,55	12,55	12,95	12,9	14,8
P (mm)	14,9	67,4	11,7	16,8	00	64,8	42,1	135,4	154	59,6	10,8	48,0
H.R. (%)	56,5	64,3	61,8	65,5	62	64	74,6	69,05	70,65	75,1	67,9	68,5

Source : ITCMI- Staoueli, 2008-2009

II.2. LA PLUVIOMETRIE

Les données des précipitations mensuelles moyennes de la station de Staoueli pour la saison 2008-2009 sont présentées dans le tableau 5 ci-dessus.

II.3. L'HUMIDITE RELATIVE DE L'AIR

Les valeurs moyennes mensuelles de l'humidité relative de l'air de la station de Staoueli au cours de la période 2008 et 2009 sont regroupées dans le tableau 5.

III. SYNTHESES DES DONNEES CLIMATIQUES

III.1. Diagramme ombrothermique de Gaussen de la région de Zéralda

Le diagramme ombrothermique de Gaussen permet de présenter la répartition des périodes humide et sèche au cours de l'année prise en considération. La sécheresse du mois le plus sec s'établit lorsque le total mensuel des précipitations (P) exprimé en mm est égal ou inférieure au double de la température moyenne mensuelle (T) exprimée en degrés Celsius soit $P = 2T$ (DAJOZ, 1971). En abscisses sur le diagramme ombrothermique de Gaussen les mois de l'année sont placés et en ordonnées ce sont les précipitations qui sont représentées sur l'axe de droite et les températures sur l'axe de gauche en prenant soin de doubler l'échelle des températures par rapport à celle des précipitations (DAJOZ, 1971). D'après le diagramme ombrothermique de Gaussen de la région de Zéralda au cour de l'année 2008 et 2009, il est constaté la présence de trois périodes sèches, la première occupe la première moitié d'avril, la deuxième s'étale de la mi-mai jusqu'au mi-aout et la troisième période de mi-janvier jusqu'au mi-février ; et deux périodes humides, la première période est marquée à partir de la mi-avril jusqu'à la mi-mai, la deuxième est noté du mi-aout jusqu'à la mi-janvier (Figure 3).

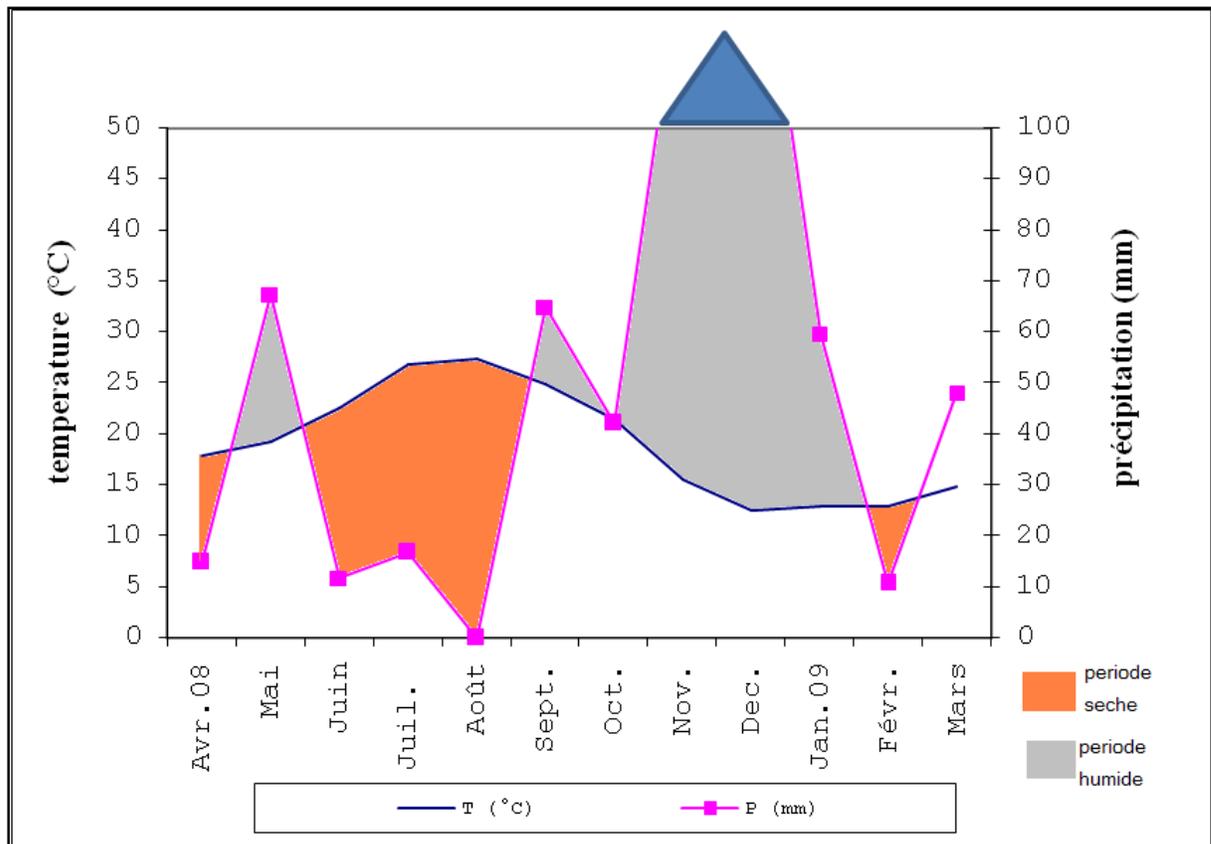


Figure 5: Diagramme ombrothermique de la région Zéralda du mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.

III.2. Place de la région de Zéralda dans le climagramme pluviométrique d'Emberger

Le climagramme pluviométrique d'Emberger permet de classer les différents types de climats méditerranéens. La caractérisation du climat de la région d'étude est obtenue par le calcul du quotient d'EMBERGER (1955) dont la formule est la suivante :

$$Q2 = 1000 P [((M + m)/2) + (M - m)] - 2000P / (M^2 - m^2)$$

Q2 : Quotient pluviométrique d'EMBERGER.

P : Pluviométrie moyenne annuelle en (mm)

M : température maximale moyenne du mois le plus chaud (°C)

m : température minimale moyenne du mois le plus froid (en °K)

(M - m) = amplitude thermique.

Cet indice a été simplifié par STIWARD (1969) pour l'Algérie (nord) et le Maroc

$$Q3 = 3,43P / (M - m)$$

$$P = 540,27 \text{ mm}$$

$$\text{d'où } Q3 = 79,94$$

$$M = 31,72 \text{ } ^\circ\text{C}$$

$$m = 8,54 \text{ } ^\circ\text{C}$$

Le quotient pluviométrique d'EMBERGER Q de Zéralda est égal à 79,94 calculé pour une période qui concerne 12 ans de 1996 à 2007. En portant cette valeur sur le climagramme d'Emberger, nous constatons que la région se situe dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver chaud (Figure 4).

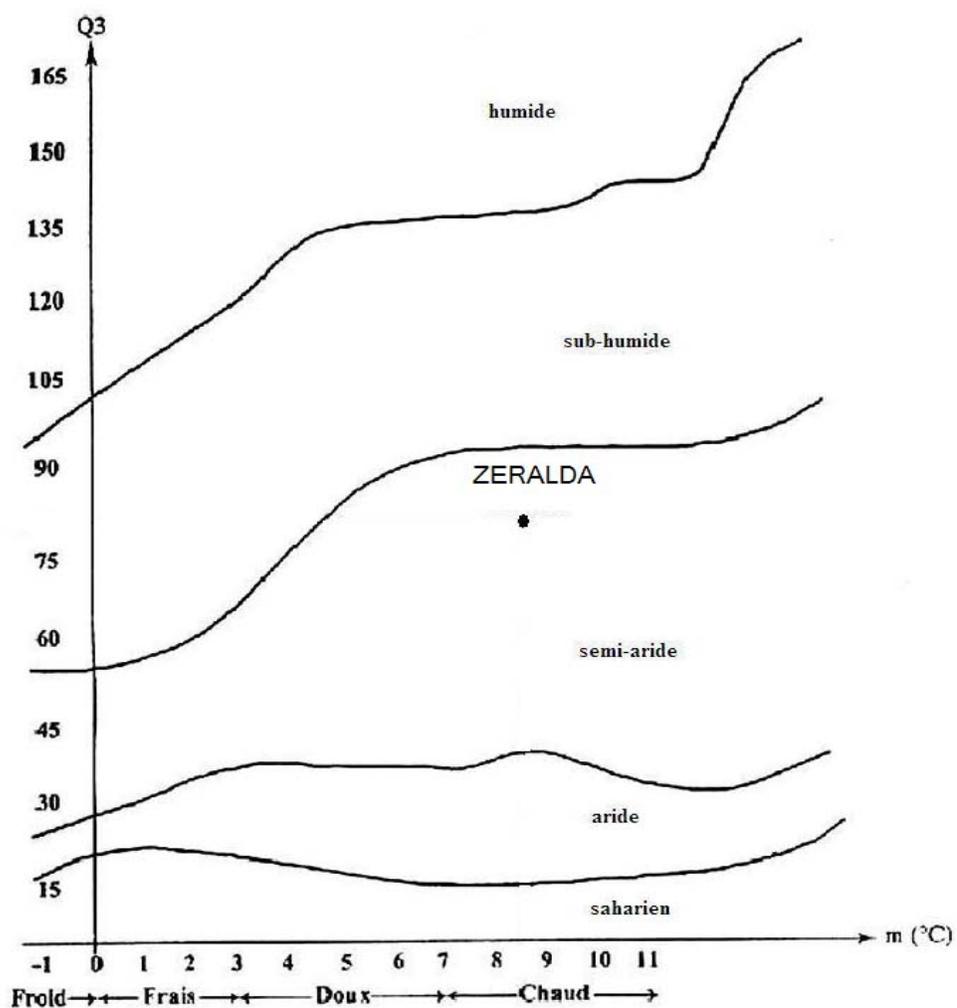


Figure 6 : Place de Zéralda dans le climagramme d'Emberger (1996-2007)

IV. ELEVAGE DES PERDRIX

IV. 1. Description des bâtiments d'élevage destiné aux perdreaux

Le bâtiment d'élevage est constitué de six chambres, chaque chambre mesure 5,40 mètres de longueur, 4,80 mètres de largeur et 2,40 mètres d'hauteur. La densité des poussins est de 180 environ dans chacune des chambres. Les poussins sont posés sur une litière de paille. La distribution de l'aliment et de l'eau se fait dans des mangeoires et abreuvoirs identique à celle des adultes. Le réchauffement des perdreaux est assuré par une éleveuse suspendue au toit et la lumière par une source lumineuse. Chaque chambre est munie de deux petites ouvertures qui permettent aux poussins de sortir vers les parcs grillagés à l'extérieur du bâtiment. Chaque parc mesure 15 mètres de longueur, sur 4,80 mètres de largeur, et 2 mètres de hauteur. Vers la cinquième semaine environ, les poussins sont transférés vers les cages surélevées. L'élevage destiné aux perdreaux, est un milieu qui favorise l'apparition des infections parasitaires dès les premières semaines d'âge. Par contre les conditions d'élevage tel que la température, l'aération et la luminosité à l'intérieur du bâtiment d'élevage donnent aux perdreaux les bonnes conditions pour leur développement (Photo 3 : A et B).

IV. 2. Description des cages surélevées destiné aux perdrix

Avant la période de la reproduction l'élevage des perdrix sub-adultes se fait dans des cages surélevées de 80 cm par rapport au sol. Ces cages mesurent 12 mètres de longueur, sur 2 mètres de largeur et 1 mètre de hauteur. Chaque cage contient environ 150 individus. La distribution de l'aliment se fait tôt le matin dans des mangeoires linéaires conçues pour les oiseaux d'élevage, de même pour l'eau de boisson, il est distribué dans des petits abreuvoirs siphoniques placés à l'entrée de la cage. Le séjour des perdrix dans ces cages se prolonge jusqu'à la période de la reproduction. Les cages surélevées sont munies d'un fond grillagé qui permet aux excréments des perdrix d'être évacués en dehors de la cage, ce qui permet aux sujets d'être indemnes des parasites tel que les nématodes qui ont besoin d'un hôte intermédiaires comme les vers de terre et les mollusques pour se développer et devenir pathogènes. Les cages sont nettoyées et désinfectées après chaque passage des perdrix. Cet élevage permet donc de conserver les perdrix en quelque sorte saines. Mais le problème se pose au moment des averses climatiques surtout les périodes froides qui se révèlent néfastes pour les jeunes perdrix (Photo4 : A et B).

IV.3. Elevage au sol des perdrix

Ce type d'élevage se fait dans des volières pendant la période de la reproduction (formation des couples et ponte des œufs). Ces volières mesurent 75 mètres de longueur, sur 10 mètres de largeur et 1,80 mètre d'hauteur. Chaque volière est divisée en deux parties identiques séparées par un grillage menu d'une porte. La distribution de l'eau et de l'aliment se fait dans des abreuvoirs et mangeoires linéaires. La présence d'abris permettent aux perdrix de se protégeres contre le soleil et les pluies. Le transfert des perdrix des cages surélevées vers les volières (en dehors de la période de reproduction) se fait pendant le mois de Janvier dont les deux sexes restent séparés jusqu'au début de la période de reproduction (fin février et début mars). À ce moment, il y a ouverture de la porte qui sépare les deux compartiments de la volière et formation des couples. La ponte commence vers le mi mars, selon la saison. La densité des perdrix dans la cage volière est de 836 sujets pour la perdrix choukar, et 326 sujets pour la perdrix gambra, un male pour 2 femelles. Ce type d'élevage offre aux perdrix une vie libre dans ces parcours, mais l'inconvénient c'est que les perdrix sont exposées aux différentes parasitoses majeures telle que la coccidiose et la syngamose puisque la désinfection des volières reste difficile à réalisée (Photo 5).

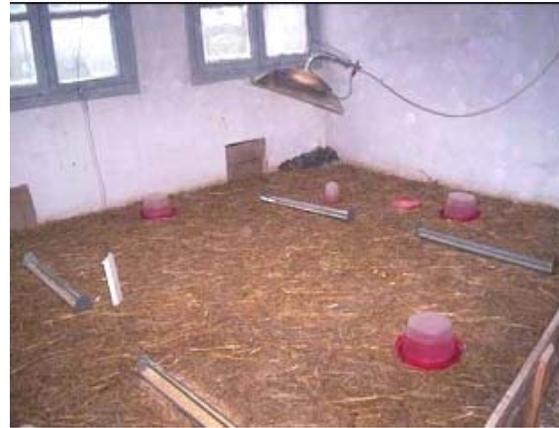


Figure 7 : Description des bâtiments d'élevage destinés aux perdreaux (A et B) (originale,2009)



Figure 8 : Elevage des perdrix dans les cages surélevées (A et B) (originale, 2009)



Figure 9 : Elevage des perdrix au sol (originale, 2009)

N.B : les photos sont prises au niveau du CCZ.

V. PROTOCOLE D'ETUDE

Notre étude s'est déroulée pendant le mois d'avril 2008. Période à la quelle les œufs de la perdrix choukar et gambra commencent à éclore. La durée de l'échantillonnage s'étale jusqu'au mois d'avril 2009, stade au quel les oisillons sont devenues adultes.

V.1. LES PRELEVEMENTS REALISES SUR LE TERRAIN

Les prélèvements sont effectués le matin d'une manière régulière au niveau des bâtiments d'élevage destiné aux perdreaux et au niveau du sol pour les perdrix adultes. Afin de biens mener la recherche des parasitoses, nous avons réalisé trois types d'échantillonnage : Prélèvements des fientes, des œufs de perdrix et de la litière.

V.1.1. Les prélèvements des fientes

Le ramassage des fientes de perdrix et perdreaux s'effectue aux niveaux des locaux d'élevages du centre cynégétique de Zéralda. A raison de quatre prélèvements par mois, les fientes sont misent dans des boîte de pétri dont le nom de l'espèce et la date sont figurés. Les fientes sont conservées au frigo avec une température maximum +4 c° au niveau du laboratoire de parasitologie de l'ENSV d'EL-Harrach ou s'effectue leurs analyses. Pour les deux espèces de perdrix, le ramassage des fientes s'est effectué depuis le mois d'Avril 2008 après une semaine d'éclosion jusqu'au mois d'avril 2009 (période à la quelle une nouvelle série de perdreaux va être mise dans les bâtiments).

V.1.2. Les prélèvements de la litière

Les échantillons de la litière sont prélevés de toute la surface du bâtiment d'élevage destiné aux perdreaux (surtout les endroits humides). Ils sont conservés au frigo avec une température maximum +4 c°.

V.1.3. Les prélèvements d'œufs de perdrix

Durant la période de ponte les œufs déclassés sont récupérés et conservés au frigo avec une température maximum +4 c° jusqu'à leurs analyses parasitologiques (nous avons analysé des coquilles des œufs non incubables).

VI. EXAMENS COPROLOGIQUES

La coprologie est l'étude des matières fécales. Son but est de déceler la présence d'éléments parasitaires, dont l'origine peut être le tube digestif, les glandes annexes, l'appareil respiratoire ou encore l'appareil uro-génital chez les oiseaux. En outre la coproscopie est une technique suffisante pour l'identification et la distinction des œufs. L'examen coprologique que

nous avons effectué est basé essentiellement sur l'utilisation de la méthode de flottaison qui est une méthode qualitative et la méthode de mac Master ayant pour objectif d'évaluer le degré d'infestation des matières fécales (EUZEBY, 1981).

VI.1. MATERIELS NECESSAIRES EN COPROLOGIQUE

- la verrerie de laboratoire : éprouvette, bécher, tubes à essais et agitateur,
- un tamis,
- une balance de précision,
- des pipettes de Pasteur,
- des lames porte-objet et lamelles couvre-objet,
- des cellules de Mac Master,
- un microscope binoculaire; oculaire 10 et objectifs 10 ,40 et 100,
- spatule
- une solution de sulfate de magnésium saturée.

VI.2. LA METHODE DE FLOTTAISON

VI.2.1. Principe de la méthode de flottaison

Le principe d'enrichissement par flottaison consiste à diluer les fèces dans un liquide dense, de telle sorte que sous l'action de l'apesanteur ou d'une centrifugation les éléments parasitaires montent à la surface de liquide où l'on peut les recueillir. Plusieurs liquides sont utilisables : solution de sulfate de zinc à 33% (d : 1,18), solution saturée de chlorure de sodium (d : 1,19), solution saturée de saccharose (d : 1,27) (LEFEVRE et al., 2003).

VI.2. 2. Technique de la méthode de flottaison

- 1- Diluer dans un verre à pied conique une quantité de selles dans une solution dansée.
- 2- Homogénéiser le contenu.
- 3-Tamiser.
- 4-Verser la solution obtenue dans un tube à centrifugation jusqu'à son affleurement aux bords du tube.
- 5-Appliquer une lamelle sur le tube en évitant de laisser des bulles d'air entre la lamelle et le liquide
- 6- Retirer la lamelle au bout de 15 à 45 minutes, la déposer sur une lame et examiner immédiatement (BELKAID et al., 1992). L'examen se fait sous microscope optique avec un grossissement de 10 ensuite 40 (TRIKI- YAMANI, 2005).

VI.3. LA METHODE DE MAC MASTER

Cette technique suit le principe de flottaison mais elle nécessite l'emploi d'une "cellule de McMaster" (Fig. 5).

Dans un mortier, on broie 5 grammes de fèces que l'on met dans un liquide dense (sulfate de zinc de magnésium) ; on filtre au travers d'un passe-thé puis on place le filtrat dans une éprouvette de 125 ml graduée, puis on complète à 75 ml avec le même liquide dense et on mélange. On prélève aussitôt une petite quantité de la suspension, que l'on introduit dans les deux chambres de la cellule, on évitant la formation de bulles. Au bout de cinq minutes, on examine la lame au microscope, à un faible grossissement (objectif X 10) en comptant les œufs de chaque type parasite présents sous chaque bande des deux carrés gravés sur le plafond des chambres. (Pierre-Charles Lefèvre et al ; 2003).

Une cellule de Mac Master comporte deux chambres ; chaque chambre a une surface de 20 X 17mm et l'espace entre la cellule et sa lamelle de couverture est de 1,5mm.

Volume = 0.15ml

Le nombre d'œufs ou d'oocystes par gramme de fientes (OPG) se détermine de la manière suivante :

$$OPG = \frac{n \times 75}{0.15 \times 2 \times 5}$$

- 75 est le volume total de solution en ml.
- 5 est le nombre de grammes de fientes
- 0,15 le volume d'une chambre en ml et 2 le nombre de chambres par cellule.
- n est le nombre total d'éléments parasites dans les 2chambres (THIENPONT et al ., 1979).

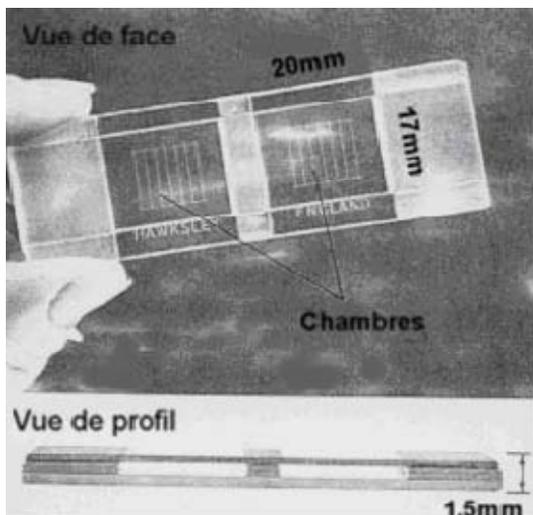


Figure 10 : Cellule de Mac Master (THIENPONT et al., 1979).

VI.4. LA METHODE DE SPORULATION DES COCCIDIES

D'après Euzeby (1987) les prélèvements (les matières fécales) sont mélangés et émergés dans un récipient de bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) à 2,5%. On procède à l'incubation des oocystes après avoir mis le mélange obtenu en couche mince (1cm). On laisse le mélange pendant 36 heures, en prenant soin d'agiter la mixture autant de fois qu'il est nécessaire pour assurer un bon apport d'oxygène aux oocystes.

Après l'incubation, on procède à la technique de flottaison ; après quoi on entreprend la lecture des lames à l'aide d'un microscope optique, au grossissement X40.

VI.5. LA MENSURATION DES OOCYSTES DE COCCIDIES

La micrométrie facilite la mesure des objets parasitaires (stades évolutifs de parasites). Pour cette opération on utilise un micromètre oculaire (figure 6), qui est un oculaire spécial sur lequel est gravée une échelle graduée, divisée en lignes parallèles majeures, et chaque graduation majeure est sous-divisée en 10 lignes plus petites (de 0 à 100). Les graduations n'ont pas de valeur absolue, elle dépend toujours des objectifs, autrement dit, de grossissement actuellement utilisé (ZDENEK, 1989).

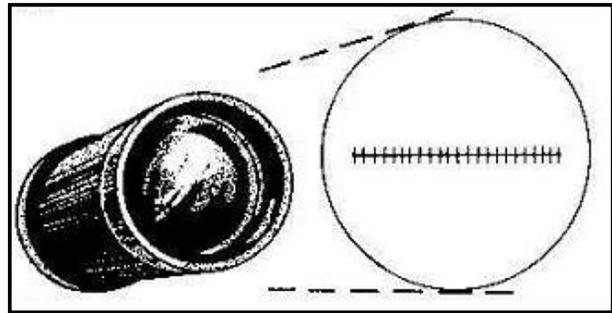


Figure 11 : micromètre (THIENPONT et al., 1979)

Pour l'étalonnage du microscope oculaire, on installe le micromètre objectif sur la platine du microscope et on ajuste l'échelle. Ensuite on tourne le micromètre oculaire jusqu'à superposer les images des 2 échelles. Il faut tourner ou déplacer la platine jusqu'à ce que les lignes zéro des 2 échelles coïncident. On compte le nombre de divisions du micromètre objectif correspondant exactement à une ou plusieurs divisions du micromètre oculaire. Plus le grossissement est considérable, plus ces traits de division paraissent épais. Il faut donc choisir quel trait du micromètre oculaire coïncide exactement avec le milieu du trait du micromètre objectif. On commence avec l'objectif sec le plus faible en suivant l'ordre de grossissement croissant (3x, 10x, 20x, 40x et 50x) et on étalonne ensuite les objectifs à immersion (50x, 100X). Pour chaque objectif, on obtient donc un chiffre index c'est à dire la longueur en μ d'une division du micromètre oculaire.

L'étalonnement doit être établi pour chaque microscope séparément parce que l'agrandissement réel est toujours spécifique. A côté de chaque microscope on placera la table reprenant l'index d'agrandissement pour chaque objectif (ANNE et GARY, 2007).

VI.6. RECHERCHE DES PARASITES SUR LES PRELEVEMENTS DE LA LITIERE

Les prélèvements sont émergés pendant 24 heures dans l'eau de robinet, à raison de 5 grammes de la litière dans 75 ml d'eau. Les suspensions sont agitées, filtrées puis centrifugées à une vitesse de 3000 tours/minute pendant 5 minutes. Les surnageants sont rejetés, les culots récupérés en totalité puis mis en partie entre lame et lamelle pour être examiner au microscope optique, au grossissement X10 (EUZEBY, 1987).

VI.7. RECHERCHE DES ŒUFS DE PARASITES SUR LES COQUILLES DES ŒUFS DE PERDRIX

La recherche des œufs de parasites sur les coquilles des œufs de perdrix gabra et choukar suit le même principe de la méthode de flottation. En effet les œufs déclassés ont été lavés dans la solution saturée de sulfate de zinc à 33% ($d=1.28$). Le lavage a été effectué par brossage de la surface avec une brosse à dents pour récupérer tout ce qui se trouve à la surface des coquilles. Ensuite, le liquide de lavage est récupéré et délayé pour obtenir une suspension homogène. Cette suspension est versée dans des tubes à essai jusqu'à la formation d'un ménisque. Les tubes sont recouverts par des lamelles. Au bout de 15 à 30 min selon la longueur des tubes utilisés, on dépose les lamelles sur des lames porte-objet et on procède à la lecture au microscope optique au grossissement X40, X100 (AISSI, com. pers.).

VI.8. IDENTIFICATION DES PARASITES DES PERDRIX

Les déterminations ou les confirmations des parasites retrouvés chez les deux espèces de perdrix sont faite par le Pr AISSI en s'appuyant notamment sur les collections des parasites du laboratoire de Parasitologie-Mycologie.

VI.9. EXPLOITATION DES RESULTATS

Les résultats obtenus concernant les parasites retrouvés chez la perdrix gabra et choukar sont exploités grâce à des indices écologiques de composition et par des méthodes statistiques.

VI.9.1. La fréquence d'occurrence ou prévalence appliquée aux parasites des perdrix

Parmi les indices écologiques de composition que nous avons utilisée est la fréquence d'occurrence ou prévalence. C'est le rapport exprimé sous la forme d'un pourcentage du nombre de relevés contenant l'espèce (i) prise en considération divisé par le nombre total de relevés (DAJOZ, 1982)

$$C (\%) = P/N \times 100$$

Où P est le nombre de relevés contenant l'espèce (i). N est le nombre total de relevés effectués. Il y a 6 classes de fréquence d'occurrence :

- ✓ une espèce est omniprésente si $C=100\%$;
- ✓ elle est constante si $75\% \leq C < 100\%$;
- ✓ elle est régulière si $50\% \leq C < 74\%$;
- ✓ elle est accessoire si $25\% \leq C < 49\%$;
- ✓ elle est accidentelle si $5\% \leq C < 25\%$;
- ✓ elle est rare si $C \leq 4\%$.

VI.9.2. La similarité appliquée aux parasites des perdrix

A fin de voir le degré de similitude ou de ressemblance entre la perdrix choukar et la perdrix gabra concernant la présence de parasite dans les fientes, la litière et les œufs nous avons utilisé l'indice de SOERENSEN (1948) in BACHELIER (1978) qui est donné par la formule suivante :

$$Qs = 2c/a + b \times 100$$

a : nombre d'espèces présentes chez la perdrix gabra

b : nombre d'espèces présentes chez la perdrix choukar

c : nombre d'espèces communes aux deux espèces de perdrix

VI.9.3. Les méthodes statistiques

Toutes les données ont été d'abord, saisies dans une base informatique classique (Excel 2003). La vérification et le traitement sont effectués sur le même logiciel.

A. L'analyse descriptive a porté sur la mensuration des parasites retrouvés dans les échantillons de fientes.

B. Les représentations graphiques ont pour but d'apprécier l'évolution des différents paramètres étudiés.

Les courbes de régression ont pour but d'illustrer la qualité de la relation entre différents caractères.

CHAPITRE III
RESULTATS ET DISCUSSION

I- EXPLOITATION DES RESULTATS OBTENUS A TRAVERS L'ANALYSE DES FIENTES DES PERDRIX PAR LA METHODE DE FLOTTAISON

L'analyse des fientes par la technique de flottaison, des deux espèces de perdrix, a montrée la présence de plusieurs parasites appartenant à trois catégories différentes. Les protozoaires, les helminthes et les ectoparasites. Les relevés réguliers (Tableaux 1 et 2, voir annexes) nous ont permis de calculer les prévalences ou fréquences d'occurrences de chaque parasite retrouvé dans les fientes des deux espèces de perdrix.

I.1. La fréquence d'occurrence des parasites retrouvés dans fientes de la perdrix gabra

Les valeurs de la fréquence d'occurrence appliquée aux parasites retrouvés dans les fientes de la perdrix gabra sont affichées dans le tableau 7 et la figure 1 en annexes ; nombre total des relevés.

Tableau 7 : Prévalence ou Fréquence d'occurrence (F.C %) appliquée aux parasites de la Perdrix gabra durant le mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.

Classe des parasites	Nombres des relevés	Genre	F. C %	Classe
Protozoaire	19	<i>Eimeria sp</i>	100,00	Omniprésente
Helminthes	11	<i>Amidostomum anseris</i>	57,89	Régulière
	5	<i>Stongyloides sp</i>	26,32	Accessoire
	1	<i>Trichostrongylus sp</i>	5,26	Accidentelle
	2	<i>Heterakis sp</i>	10,53	Accidentelle
	3	<i>Syngamus trachea</i>	15,79	Accidentelle
	1	<i>Reillietina</i>	5,26	Accidentelle
	3	<i>Capillaria sp</i>	15,79	Accidentelle
Ectoparasites	3	<i>Acariens sp</i>	15,79	Accidentelle

Les protozoaires occupent la première place chez la perdrix gabra (100%) représentés par les coccidies du genre *Eimeria sp* (Photos 19 et 20) (tableau 7). La seconde position est celle des helminthes dont le taux le plus important est représenté par *Amidostomum anseris* (Photo 8)(57,89%), suivie par *Strongyloides* (Photos 14, 15,16 et 17) avec un pourcentage de 26,32%. *Capillaria sp* (Photo 7) et *Syngamus trachea* (photo 18) avec le même taux (15,79%), ensuite *Heterakis* (Photo 10) (10,53%). *Raillietina* (Photo 6) et *Trichostrongylus tenuis* (Photo 9) sont faiblement représentés (5,26%) et enfin les ectoparasites, sont représentés par des acariens (Photos 12 et 13) qui participent avec un pourcentage de 15, 78 %.

I.2. La fréquence d'occurrence des parasites retrouvés dans fientes de la perdrix choukar

Les valeurs de la fréquence d'occurrence appliquée aux parasites retrouvés chez la perdrix gabra sont assez proches de ceux retrouvés chez la perdrix choukar (tableau 8) (Figure 2, annexes).

Tableau 8 : Prévalence ou Fréquence d'occurrence (F.C %) appliquée aux parasites de la Perdrix choukar durant le mois d'avril 2008 jusqu'au mois de mars 2009.

Classe des parasites	Nombres des relevés	Genre	F. C %	Classe
Protozoaire	20	<i>Eimeria sp</i>	100	Omniprésente
Helminthes	8	<i>Amidostomum anseris</i>	40	Accessoire
	4	<i>Stongyloides sp</i>	20	Accidentelle
	2	<i>Trichostrongylus sp</i>	10	Accidentelle
	1	<i>Heterakis sp</i>	5	Accidentelle
	2	<i>Ascaridia sp</i>	10	Accidentelle
	4	<i>Reillietina</i>	20	Accidentelle
	2	<i>Capillaria sp</i>	10	Accidentelle
Ectoparasites	5	<i>Acariens sp</i>	25	Accidentelle

Les protozoaires occupent la première place chez la perdrix choukar (100%) représentés par les coccidies. Suivie par la classe des Helminthes dont le taux le plus important est représenté par *Amidostomum anseris* (40%), suivie par *Strongyloides* et *Reillietina* (20%), ensuite *Trichostrongylus tenuis* et *Ascaridia sp.* (10%)(Photo 11) puis *Capillaria sp* (5,26%) et en fin *Heterakis sp* avec 5,00%. Les acariens sont représentés avec un pourcentage de 25%.

I.3. Discussion :

Les analyses coprologiques des fientes de la perdrix gabra et de la perdrix choukar au CCZ, montrent que les coccidies occupent la première place. Ils sont qualifiés d'être omniprésent. Selon YAKIMOFF et RASTEGAIEFF (1939), ces parasites ont été trouvés chez la perdrix par FANTHAMEN (1926), BRINKMANN (1929) et ALLEN en 1934. Selon FONTAINE (1992) les maladies parasitaires les plus fréquentes chez les galliformes sont les coccidiose du genre *Eimeria*. D'après LUCAS (1963) et VILLATE (1997), la coccidiose est une importante cause de la mortalité des perdrix avec un impacte économique considérable. GAVARD-GONGALUD (2000), indique qu'une grande mortalité des oiseaux est due aux maladies infectieuses, surtout les protozooses (coccidiose). MILLAN et al (2003) signalent que la coccidiose a été la cause de 3 morts sur 8, confirmées de 28 relâchés. La coccidiose est aussi la cause de mortalité de 11 sur 76 perdrix sauvages analysées par REVILLA et al (2006). De même ABDERRAHMANE et al (2008) et TAIBI-MEKSOUD (2009), ayant travaillé au niveau du CCZ, leurs analyses coprologiques concernant les perdrix montrent que les coccidies occupent la première place par des pourcentages respectives 100% et 74,20%.

En ce qui concerne les helminthes, nos résultats montrent qu'ils occupent la seconde position. En effet ABDERRAHMANE et al (2008), TAIBI-MEKSOUD (2009) et MILLAN (2009) confirment nos résultats et notent que les helminthes parviennent en deuxième position avec des pourcentages qui sont respectivement 38,80% pour la perdrix gabra et 58,56% pour la choukar ; 15,15% pour la perdrix choukar et 13,82% pour la perdrix rouge.

Amidostomum sp montre des taux assez élevés par rapport aux autres nématodes ; les pourcentages varient entre 40 % (perdrix choukar) et 57,89% (perdrix gabra). GORDON (1979) signale que beaucoup d'helminthes sont rencontrés dans les élevages d'oiseaux gibier mais sont pathogènes dans certains cas particulier. MILLAN (2009) révèle l'existence en Italie, de tous les parasites retrouvés dans notre étude. En effet, en analysant les fientes de la perdrix rouge, cet auteur note la présence de *Raillietina* avec un taux qui varie entre 0,42 et 17,5%. *Ascaridia galli* (entre 1,6 et 25,4%), *Capillaria sp* (0,3 et 1,7%), *Heterakis sp* (0,85 et 11,5%), *Trichostrongylus tenuis* (1 et 13%) et *Syngamus trachea*.

Il faut noter que les ectoparasites en particulier les acariens participent avec un taux de 15,78% (perdrix gabra) et 25 % (perdrix choukar). Cette prévalence plus ou moins faible des acariens est confirmée par MILLAN et al (2004) (8,75%). En effet il signale que les ectoparasites sont peu fréquents chez les perdrix vivant en captivité. De même ABDERRAHMANE et al (2008) trouvent que les acariens occupent la dernière place par rapport aux autres parasites retrouvés (16,66% pour la perdrix choukar et 12,49% pour la gabra).



Figure12: œuf de *Raillietina sp*(Gr. 400)



Figure13: œuf de *Capillaria sp*(Gr. 400)



Figure14: œuf d'*Amidostomum sp*(Gr. 400)



Figure15: œuf de *Trichostrongylus tenuis*(Gr. 400)



Figure16: œuf d'*Heterakis spp* (Gr. 400)

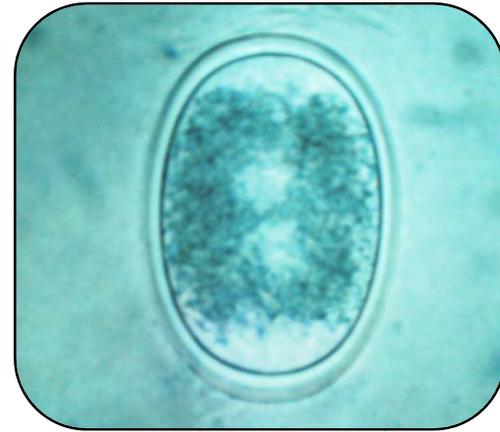


Figure17: œuf de *Ascaridia sp* (Gr. 400)

(Originales, laboratoire Parasitologie Mycologie-ENSV.- Alger ; 2009)



Figure17: Oeuf d'un acarien (Gr. 400)



Figure18: Acarien (Gr. 100)

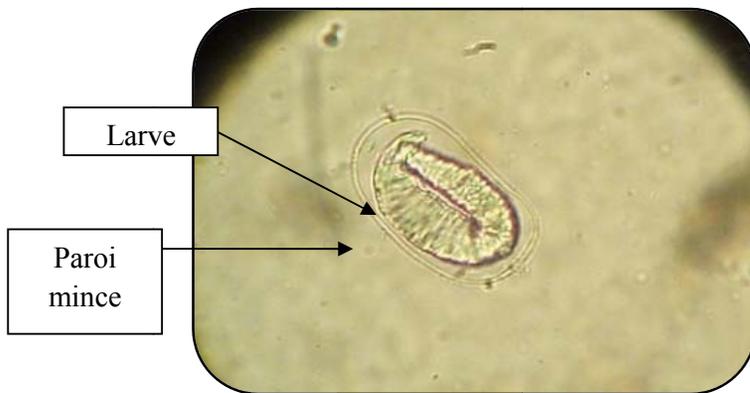


Figure19: œuf embryonné de *Strongyloides sp* (Gr. 400)

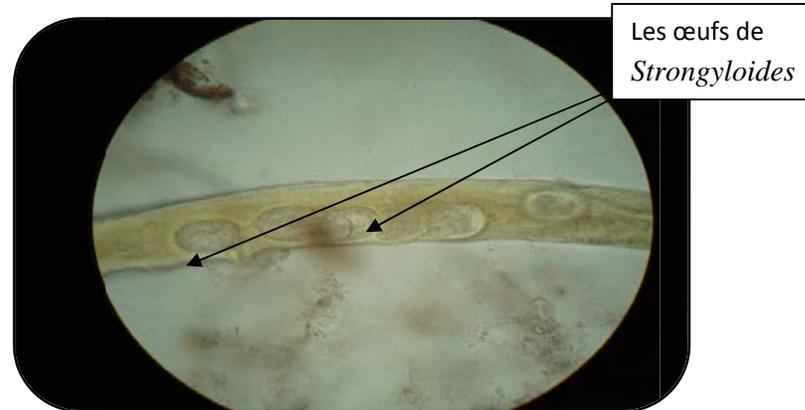


Figure20: *Strongyloides* femelle gravide(Gr. 400)

(Originales, laboratoire Parasitologie Mycologie-ENSV.- Alger ; 2009)

Spicules



Figure 21: *Strongyloides* mâle(Gr. 400)



Figure 22: larve de *Strongyloides* sp(Gr. 400)

Blastomères



Figure 23: œuf de *Syngamus trachea* (Gr. 400)

(Originales, laboratoire Parasitologie Mycologie-ENSV.-Alger ; 2009)

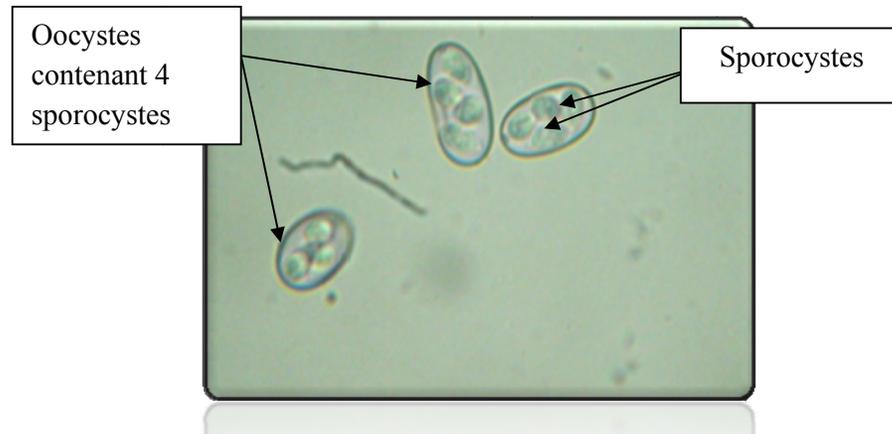


Figure 24: oocystes sporulés d'*Eimeria* (Gr. 400)

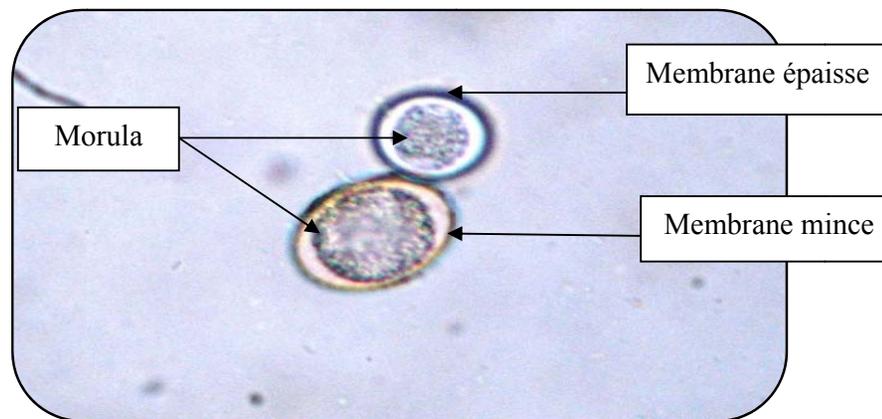


Figure 25: oocystes non sporulés d'*Eimeria* (Gr. 400)

(Originales, laboratoire Parasitologie Mycologie-ENSV.-Alger ; 2009)

II - EXPLOITATION DES RESULTATS OBTENUS A TRAVERS L'ANALYSE DES

FIENTES DES PERDRIX PAR LA METHODE DE MAC MASTER

L'analyse des fientes des deux espèces de perdrix par la méthode de Mac Master (Tableau 3, annexes) nous a permis de suivre l'évolution des espèces parasitaires au cours des saisons.

II.1. Evolution saisonnière des parasites retrouvés dans les fientes de la perdrix gabra

Les valeurs de chaque parasite par saison sont mentionnées dans le tableau 9 et leurs évolutions sont montrées ce qui suit (figure 8).

Tableau 9 : Dénombrement des parasites trouvés chez la perdrix gabra par la méthode de Mac Master (Avril 2008-Mars 2009).

Saison	Cocc	Amidos	Strongy	Trichostr	Heterakis	Ascaridia	Synga	Railliet	Capilla	acariens
print/estiv	260265	1600	0	400	0	0	100	0	100	0
automnale	62550	2300	2450	0	0	0	50	1300	0	0
hivernale	28150	100	0	0	0	0	50	0	0	0

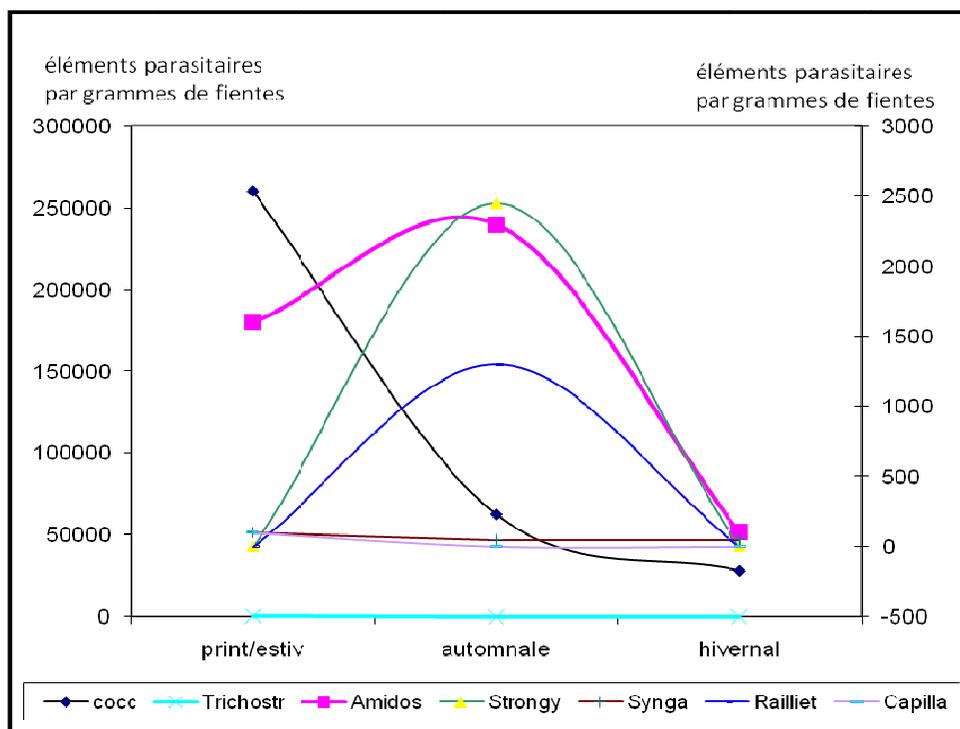


Figure 8 : l'évolution saisonnière des parasites retrouvés chez la perdrix gabra

II.2. Evolution saisonnière des parasites retrouvés dans les fientes de la perdrix choukar

Les valeurs de chaque parasite par saison sont mentionnées dans le tableau 10 et leurs évolutions sont montrées dans la figure 8.

Tableau 10 : Dénombrement des parasites trouvés chez la perdrix choukar par la méthode de Mac Master (Avril 2008-Mars 2009).

Saison	Cocc	Amidos	Strongy	Trichostr	Heterakis	Ascaridia	Synga	Railliet	Capilla	acariens
print/estiv	62250	0	450	0	0	0	0	0	0	50
automnale	47200	650	900	150	0	350	0	350	0	50
hivernale	7050	50	300	0	50	0	0	0	50	0

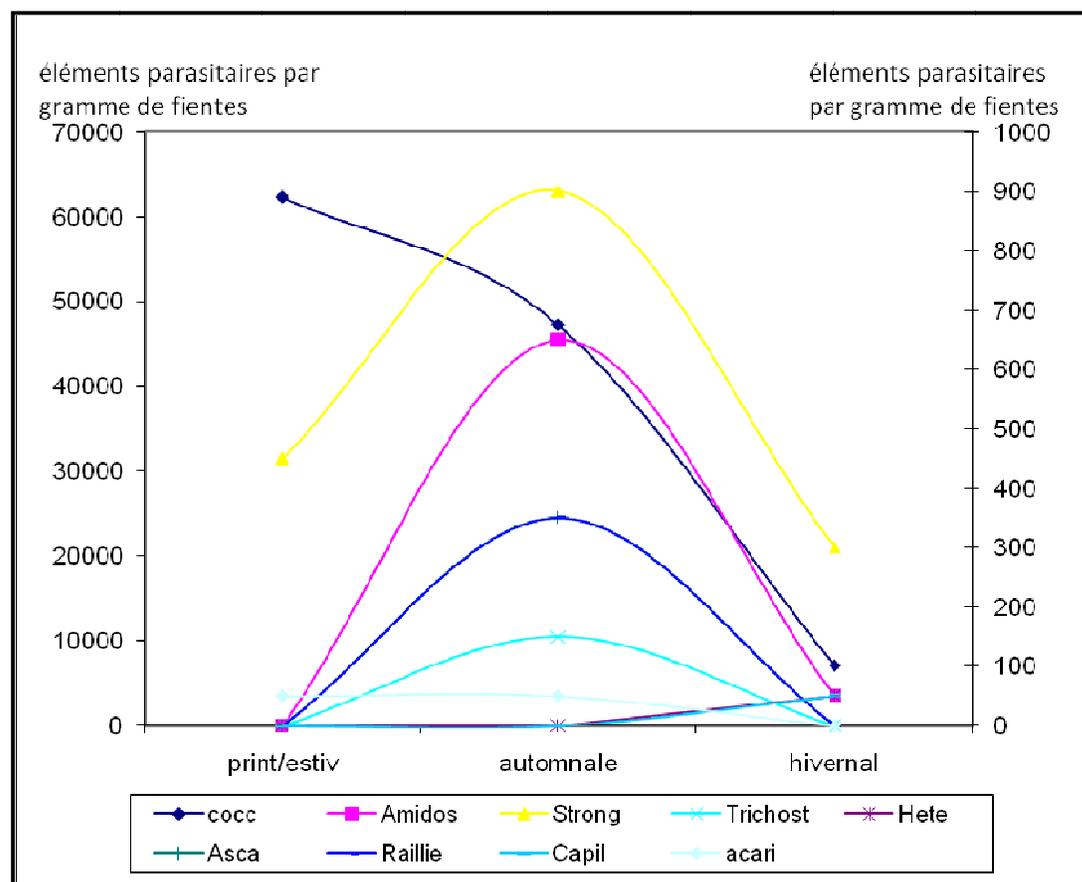


Figure 9 : l'évolution saisonnière des parasites retrouvés chez la perdrix choukar

II.3. Interprétation des courbes et discussion

Dés le jeune âge, les perdrix qui vivent en captivités sont soumises à des mesures préventives sanitaires ayant pour objectif d'éliminer les parasites et éventuellement d'autres agents pathogènes (Programme prophylactique en annexes). Malgré le traitement systématique anticoccidien, l'excrétion oocystale dans les fientes des perdrix présente toujours un pic durant la saison printanier-estivale. Le pic commence à diminuer graduellement et respectivement durant les saisons automnale et hivernale. Il peut être expliqué par la sporulation des oocystes sous l'effet de la température (> de 25°C) et d'un bon degré d'humidité, sans oublier l'oxygénation. L'élimination des oocystes est rapidement dans le temps et les oiseaux développent ensuite une immunité qui leur permet de résister aux infections ultérieures.

Les œufs d'*Amidostomum anseris*, présentent un pic pendant la période automnale. Selon EUZEBY(1963), ce ci peut être expliqué par le fait que les œufs *Amidostomum sp* sont très sensibles à la dessiccation et la période automnale leurs offrent un climat humide et température ordinaire. *Strongyloides sp*, *Capillaria sp*, *Heterakis* et *Syngamus trachea* ont presque la même période d'apparition parce qu'ils ont besoin d'un climat convenable et d'un hôte intermédiaire (vers de terre, mollusque). Les œufs des syngames s'embryonnent à une température de 25°C et une humidité de 85 à 90% accompagnés d'une bonne oxygénation (JOHNSTONE, 1998). La température permettant l'évolution des œufs d'*Ascaridia* et d'*Heterakis* est de 19 à 34°C et une hygrométrie de 80%. Pour les *Strongyloides*, les femelles libres (milieu extérieur) pondent des œufs embryonnés à une température de 25 à 30°C. Le nombre d'œufs de *Trichostrongylus* commence à augmenter dès la période automnale parce qu'ils ont besoin d'une température douce et une humidité élevée. Les œufs de *Raillietina sp* apparaissent à la fin de l'été avec un pic pendant la saison automnale cela est expliquée par le fait que la plupart des cestodes ont comme hôtes intermédiaires les insectes (fourmis, scarabées, sauterelles...) ou des gastéropodes (limaces, escargots...) (EGIZBAEVA et al, 1989).

Les acariens apparaissent dès la période printanier-estivale et restent jusqu'en automne puis diminuent durant hiver. La plus part des acariens supportent mal les basses températures (JOHNSTONE, 1998).

III - EXPLOITATION DES RESULTATS OBTENUS A TRAVERS L'ANALYSE DES COQUILLES ET DE LA LITIERE PAR LA METHODE DE FLOTTAISON

Après l'analyse des coquilles des œufs de la perdrix gabra et de la perdrix choukar, aucun parasite n'a été retrouvé. Ce ci peut être expliqué par le fait qu'au niveau du couvoir, les mesures d'hygiène sont strictes et les œufs sont pulvérisés par un antiparasitaire.

La méthode de flottaison appliquée aux prélèvements de la litière révèle la présence des coccidies à la troisième semaine après éclosion des œufs de perdrix. L'origine de la contamination de la litière par les coccidies est probablement les fientes des perdreaux, au cours de cette semaine. Il faut rappeler également que les prélèvements de la première et la deuxième semaine sont négatifs (tableau 4, annexes).

IV. LA SIMILARITE APPLIQUEE AUX ESPECES PARASITES TROUVEES DANS LES FIENTES DES PERDRIX

IV.1. Application de l'indice de SOERENSEN

Pour étudier la similarité ou la ressemblance entre les différentes espèces de perdrix, on peut utiliser l'indice de SOERENSEN (1948). Le résultat obtenu est :

$$Q_s = \frac{2 \times 8}{9 + 9} \times 100 \rightarrow Q_s = 88,88\%$$

Le quotient Q_s obtenu montre une très grande ressemblance entre la perdrix gabra et la perdrix choukar dont le pourcentage est de 88,88%.

Cette similitude peut être expliquée par le faite que les perdrix sont soumises aux mêmes conditions d'élevage (les mêmes parcelles chaque année, les même agent) et climatiques puisque elles vivent en semi-liberté dans le même centre cynégétique.

III.2. Discussion

Les résultats de la similarité montrent que la perdrix gabra est susceptible de contracter les mêmes maladies parasitaires que la perdrix choukar. En effet IDOUHAR-SAADI et al., (2007) à utiliser l'indice de SOERENSEN (1984). Les résultats obtenus montrent une très grande ressemblance entre la perdrix gabra et la perdrix choukar avec un pourcentage près de 82,76 %. De même, DUFOUR (1968) ayant travaillé sur la situation du petit gibier sédentaire de la plaine signale qu'il n'apparaît pas de différence significative entre les perdrix rouge et les perdrix grises en matière de pathologie. FRONDA et al (2005) montre que l'étude parasitologique de la perdrix

gambra menée dans une région d'Island pendant l'année 2001 et 2002, a permis d'identifier 7 espèces d'helminthes : 2 cestodes et 5 nématodes. Cet auteur ajoute que les analyses des données parasitologiques disponibles sur les perdrix du genre *Alectoris* (perdrix rouge, perdrix choukar) montrent que les helminthes dominent avec un nombre similaire malgré la répartition géographique des perdrix.

V. EXPLOITATION DES RESULTATS DE LA MICROMETRIE DES COCCIDIÉS

La micrométrie des œufs des parasites de la gambra et choukar a été réalisée pour la première fois en Algérie. Elle constitue donc une étape préliminaire pour mettre au point un inventaire concernant les mensurations des œufs de parasites des oiseaux gibier vivant dans un élevage ou un milieu sauvage. Les résultats que nous avons obtenus sont notés dans les tableaux 6, 7, 8 et 9 en annexes et les moyennes sont mentionnées dans le tableau 11.

Tableau 11 : résultat de la micrométrie des œufs des parasites de la perdrix gambra et la perdrix choukar

Les mensurations des coccidies				
	La perdrix gambra		La perdrix choukar	
	<i>longueur</i>	<i>Largeur</i>	<i>Longueur</i>	<i>largeur</i>
Œufs sporulés	24,35 $\mu \pm 4,98$	15,54 $\mu \pm 2,74$	24,85 $\mu \pm 3,88$	16,14 $\mu \pm 2,05$
Œufs non sporulés	22,75 $\mu \pm 3,35$	16,75 $\mu \pm 3,35$	24,55 $\mu \pm 3,64$	18,20 $\mu \pm 3,02$

V.1. Discussion :

L'ocyste sporulé d'*Eimeria sp* mesure 24,35 $\mu \pm 4,98$ X 15,54 $\mu \pm 2,74$, et le non sporulé mesure 22,75 $\mu \pm 3,35$ X 16,75 $\mu \pm 3,35$ pour la perdrix gambra ; Pour la perdrix choukar, 24,85 $\mu \pm 3,88$ X 16,14 $\mu \pm 2,05$ pour les œufs sporulés et 24,55 $\mu \pm 3,64$ X 18,20 $\mu \pm 3,02$ à ceux non sporulés.

D'après JOHN DAVIS et al. (1971), une étude faite en Inde sur la perdrix choukar a donnée des oocystes qui mesurent $23.6 \pm 2.4 \mu$ sur $15.6 \pm 1.5 \mu$ d'*Eimeria Alectoreae*, une autre étude a été réalisé à LININEGRADE (URSS) sur la perdrix choukar et sur la perdrix grise a donnée des coccidies d'espèce *Eimeria kofoidi* qui mesure 16 à 25 μ sur 14 à 20 μ (moyen 20.0 μ , sur 17.6 μ). Qui sont proche de nos résultats. VILLATE (2001) donne une longueur de 18 à 25 μ et une largeur de 13 à 18 μ pour le genre *Eimeria*.

CONCLUSION

Conclusion générale

L'étude parasitologique réalisée sur la perdrix gabra et la perdrix choukar a abordée plusieurs paramètres. D'abord analyse des coquilles des œufs des perdrix après éclosion, analyse de la litière depuis la première semaine d'âge jusqu'au transfert des perdreaux dans des cages surélevées et la recherche des endoparasites et des ectoparasites par un diagnostic coprologique jusqu'à l'âge adulte. Particulièrement pour cette année la recherche parasitologique que nous avons menée est complétée par une étude micrométrique des œufs des parasites isolés.

Les résultats portant sur les coquilles des œufs se révèlent négatifs. Pour la litière, l'analyse parasitologique se positive par l'apparition des coccidies dans les fientes des perdreaux.

Les analyses coprologiques effectués ont révélés la présence de 9 espèces parasites chez la perdrix gabra, et la perdrix choukar. Les parasites trouvés sont principalement les coccidies du *Eimeria sp* qui domine à 100%. Ensuite vient *Amidostomum anseris* (57,89%) pour la gabra et 40% (choukar). Les autres parasites sont pour la plupart accidentelles; *Stongyloides sp*, *Trichostrongylus tenuis*, *Heterakis sp*, *Syngamus trachea*, *Reillietina sp*, *Capillaria sp*, *Ascaridia sp* et les acariens. Leurs pourcentages varient entre 25 et 5%. Le suivi de l'évolution saisonnière des parasites a révélé des variations en fonction de leur cycle biologique qui est bien défini pour chacun d'entre eux.

L'application de la similarité par l'utilisation de l'indice de SOERENSEN, a montrée une grande ressemblance entre les deux espèces de perdrix (88,88 %) point de vue pathologies parasitaires. D'autant plus qu'elles vivent dans les mêmes conditions d'élevages et surtout climatiques.

Les résultats de la micrométrie des œufs des parasites comme les coccidies, vu leur importance économique sont : Longueur et la largeur moyennes et écartype des œufs sporulés $24,35 \mu \pm 4,98$ X $15,54 \mu \pm 2,74$ et $22,75 \mu \pm 3,35$ X $16,75 \mu \pm 3,35$ (œufs non sporulés) pour la perdrix gabra. Pour la perdrix choukar $24,85 \mu \pm 3,88$ X $16,14 \mu \pm 2,05$ (œufs sporulés) et $24,55 \mu \pm 3,64$ X $18,20 \mu \pm 3,02$ des œufs non sporulés.

En perspective d'avenir, sur une telle branche d'étude ; il serait très intéressant de lancer d'autres études plus poussées que la notre.

Prenant ainsi d'autres pistes de recherche dans une complémentarité de maîtrise et de compréhension de l'atmosphère parasitologique que vit le gibier.

Ainsi à pouvoir instaurer avec d'autres disciplines des solutions fiables de notre filière de production gibier.

REFERENCES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1- **ABDELRAHMANE Nesreddine, BAACH Ibrahim, BENKAAKAA Souleyman ; 2008.** Inventaire des parasites de la perdrix choukar *Alectoris chukar* (Gray, 1830) et la perdrix Gamba *Alectoris Barbara* (BONNATERRE, 1790) au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda (Alger). Thèse de docteur vétérinaire, ENV Alger. P :42.
- 2- **ACHOUI Aomar, 2005.** la lettre cynégétique, bulletin d'information et de vulgarisation n°1 : la perdrix choukar dans le centre cynégétique de Zéralda et en Algérie., P : 3-6.
- 3- **AKIL Malik et BOUDJADA Salem, 1996.** La forêt Algérienne. Magazine d'information sur la protection et la conservation de la forêt, février - mars N° 1. Edité par l'Institut National de la Recherche Forestière – Bainem – Alger, Pp : 32.
- 4- **ALAOUI MY.Y, 1992.** Ecologie de ponte chez la perdrix Gamba (*Alectoris Barbara*) au Maroc. Gibier fane sauvage. RANDI E.ALKON P-U.et MERRIGI A. Vol.9 ; p405-409.
- 5- **ALLEN E.,** *Eimeria angusta* sp nov. and *Eimeria banasae* sp nov. from grouse, with a key to the species of *Eimeria* in birds. Transactions of the the American Microscopical Society, vol. III, number: 1, January 1934.
- 6- **ANDERSON R.A., 2000.** Nematodes parasits of vertebrates. Their development and transmission. 2nd edition. CAB international. P: 650;
- 7- **ANNE ZAJAC M.et GARY CONBOY A., 2007.** Veterinary clinical parasitology, 7th edition.
- 8- **BACHELIER G., 1978.-** la faune des sols: son écologie et son action.O.R.S.T.O.M, documentation technique, Paris. 391p.
- 9- **BEAUREGARD H, 1988.** *L'aviculture française.* Informations techniques des Services vétérinaires. p 816.
- 10- **BELKAID M, Tabet-Merrazo O, Amrioui B, ZENAIIDI N et BAHBOU M, 1992.** Diagnostic en parasitologie : examens directs. Ed.El-khazna-Rahma, Alger. Tome I ; p : 21-22.
- 11- **BERNARD-LAURENT A., 1991.** Structure sociale et utilisation de l'espace par la perdrix rochassière (*Alectiris graeca saxatilis* x *Alectoris rufa rufa*). Variation saisonnières et individuelles. Gibier faune sauvage. Vol.8, p1-30.
- 12- **BOISSIEU Cyril et GUERIN Jean-Luc, 2007.** Les coccidioses aviaires, communication publiée le 20-08-2007 à AVIcampus, ENVToulouse. P :4.

- 13-BUSSIÉRAS JEAN et CHERMETTE RENE, 1992.** Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule II : protozoologie. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité de parasitologie et maladies parasitaires, 186p.
- 14-BUSSIÉRAS JEAN et CHERMETTE RENE, 1995.** Parasitologie vétérinaire, helminthologie. Fascicule III, 2^{ème} édition, maison Alfort, France. P 268.
- 15-CALNEK B.W., BARNES H.J., BEARD C.W., MCDUGALD L.R., SAIF, Y.M., 1997.** Diseases of poultry. 10th edition. Iowa State University Press, International Publishers limited. p 867, 1080.
- 16-CHARTIER, ITARD, MOREL et TRONCY P.M, 2000.** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale ; Ed. Technique et documentation médicale internationale. P : 132, 175,185, 187.
- 17-DAJOZ R., 1971.** Précis d'écologie. Ed : Dunod, Paris, p 434.
- 18-DECOUX A., DELACOUR J., GHIGI A., NEWMAN T.H., SETH-SMITH D., SHORE-BAILY W., et Marquis de TAVISTOCK, 1932.** Les échassiers, les oiseaux de mer, les pigeons, les gallinacés, et les coureurs, coll: les oiseaux, leur entretien-leur élevage, Ed. CHATELAIN, Paris, P 290.
- 19-DIAL KENNETH, 2002.** De : ornithomedia.com d'après la fort Missoula field station (Université de Minnesota).
- 20-DJEMAI Samir ; 2008.** Contribution à l'étude des coccidioses des poulets de chair dans quelques élevages de la région de Jijel. ENV Alger.
- 21-DUFOUR H., 1968.** Situation du petit gibier sédentaire de plaine. Thèse doct. Vet., Lyon, n° 75. P147.
- 22-DUSZYSKI, UPTON et COUCH, 2000.** The coccidian of galliformes. Chicken partridge peacock, pheasant, quail. Avian Dis. P 30-37-4
- 23-EGIZBAEVA K.I., MERZAKHMEDOV I.A., 1989.** Double invasion (coinvasion) of ants with cestode larvae. Izvestiya-Akademii-Nauk-Kazakhstois-SSR.-Seriya-Biologicheskaya.P: 4, 40-43.
- 24-EUZEBY J. ; 1987.** Protozoologie médicale comparée, les flagellés.-vol 1.-Lyon : Fondation Marcel Merieux. 465p.
- 25-EUZEBY.J ; 1963.** Les maladies vermineuses des animaux et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome I, maladie dues aux némathelminthes, 2^{ème} fascicule. Ed. Vigot freres, Paris, France. P 412-449.

- 26- EUZEBY.J ; 1960.** Le parasitisme en pathologie aviaire.-Paris: Vigot., 512p.
- 27- FANTHAM H.B., 1910.** The morphology and life history of *Eimeria* (coccidium) avium; a sporozoan causing a fatal disease among young grouse. Proceed. Zoolog. Soc., London, XI, pp: 672-691.
- 28- FONTAINE M., 1992.** Vade-Mecum du vétérinaire, 15^{ème} édition, volume 3, p 1446
- 29- FRONDA P., CASAVOVA JC, FIGUERUELO E., ABREU N., FELIU C., 2005.**
The helminth fauna of the barbary partridge *Alectoris barbara* in Tenerife, Canary Islands. Journal of helminthology 79 (2): 133-138.
- 30- GAVARD-GONGALLUD NICOLAS, 2000.** L'élevage du gibier à plumes : élevage - pathologie - habitat – populations. Editions France Agricole : première édition - PARIS. P. 195, 227-249.
- 31- GEROUDET P., 1978.** Grands échassiers, Gallinacés, râles d'Europe. Edition Delachaux et Niestlé, paris 6, p267.
- 32- GORDON R.F., 1979.** Pathologies des volailles S.A, Paris, P 259.
- 33- HEIM de BALZAC H, 1936.** Biogéographie des mammifères et des oiseaux de l'Afrique du nord. Bull. biol.Suppl. XXI, Paris, 456p.
- 34- HEINZEL.H, FILTER.R et PARLOW.T ; 1992.** Oiseaux d'Europe, d'Afrique du nord et du moyen orient. Ed. DELACHAUX et NIESTLE. Neuchatel, Paris. p319
- 35- IDOUHAR-SAADI H., AISSI M., SMAI A., DOUMANDJI S., ABOUN A., & DAHMANI A. –** Pathologie du petit gibier à plumes, cas de la Perdrix gabra *Alectoris barbara* (Bonnoterre, 1790) et de la Perdrix choukar *Alectoris chukar* (J.E.Gray, 1830). (Les 3èmes journées des Sciences Vétérinaires sur « Les élevages et pathologies avicole et cunicole », le 10 et 11 décembre 2005.
- 36- IDOUHAR-SAADI H., AISSI M, SMAI A., GHALMI F. et DOUMANDJI S. –** Notes sur les nématodes parasites des oiseaux en particulier les Perdrix. (10^{ème} journée Nationale d'Ornithologie, le 6 Mars 2006)
- 37- IDOUHAR-SAADI H., AISSI M, SMAI A., GHALMI F., DOUMANDJI S., B.BAZIZ et H. RAMTANI. –** Étude parasitologique dans un élevage expérimental de la Perdrix gabra *Alectoris barbara* (Bonnotere, 1790) et de la Perdrix choukar *Alectoris chukar* (J.E.Gray, 1830).Journées Internationales sur la Zoologie Agricole et Forestière, Du 08 au 10 Avril 2007.
- 38- JOHN W. DAVIS, ROY C. ANDERSON, LARS KARSTAD, DANIEL O. TRAINER. 1971,** Infectious and parasitic diseases of wild birds. First edition, the IOWA State University press, U.S.A., 344p.

- 39-JOHNSTONE C., 1998.** Parasites and parasitic disease of domestic animals, *syngamus trachea*, P 2.
- 40-JOOMLA, 2009.** <http://veterinaire.vetopharm.net>, le site officiel de Vetopharm groupe ; Les coccidioses aviaires. Généré: 19 April 2009.
- 41-JUNKER K et BOOMKER J, 2007.** A check list of the helminths of guineafowls (*Numididae*) and a host list of these parasites; *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 74:315–337. Department of Veterinary Tropical Diseases, Faculty of Veterinary Science, University of Pretoria Private Bag X04, Onderstepoort, 0110 South Africa; P:319,322,323.
- 42-KOROGLU E. et TASAN E., 1996.** Distribution of Helminths in quails (*Coturnix coturnix*) and partridges (*Alectoris graeca*) in the Elaziig and Tunceli areas. *Turk-Veterinerlik-ve-Hayvancilik-Dergisi*. P: 4, 20, 241-249.
- 43-LEDANTEC D., 2008.** Daniel Le-Dantec , D'après Buffon : Oiseaux étrangers qui ont rapport aux perdrix.
- 44-LEFEVRE P-CH, BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003.** Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail, Europe et régions chaudes. Tome II ; p : 1314-1315.
- 45-LESBOUYRIES G., 1941.** La pathologie des Oiseaux. Vigot Frères Editeurs, Paris. P 868.
- 46-LUCAS A., 1963.** La perdrix, son élevage-ses maladies, deuxième édition, Ed crepin-leblond et Cie p.p : 17,58-60, 134,145-147,154
- 47-MAGHNOUDJ M., 1983.** Contribution à l'étude de l'écologie et la biologie de la perdrix gabra (*Alectoris Barbara B*) dans trois régions de Maroc. Mémoire troisième cycle. *Ins Agr. Et veterinaire*. Rabat, p:117.
- 48-MILLAN, J., GORTAAZ, C., BUENESTADO, F.J. , RODRIGUEZ, P., TORTOSA, F.S. et VILLAFUERTE, R. 2003.** Effect of a fiber-rich diet on physiology and survival of farm-reared red-legged partridges (*Alectoris rufa*). *Comp.biochem. physiol. A* 134 :85-91.
- 49-MILLAN J. 2009.** Review Diseases of the red-legged partridge (*Alectoris rufa*). *Wildl. Biol. Pract.* DOI :10.2461/wbp.2009.5.2. P: 13
- 50-MILLAN J., GORTAZAR C., MARTIN-MATEO M.P. et VILLAFUERTE R. 2004.** Comparative survey of the ectoparasites fauna of wild and farm-reared red legged partridges (*Alectoris rufa*), with an ecological study in wild populations. *Parasitol. Res.* 93: 85.

- 51-MOORE J., FREESHING M., PLATENBERG R., MEASURES L., CRAWFORD J., 1989.** Helminths of California Quail (*Callipepla californica*) and Mountain Quail (*Oreortyx pictus*) in Western Oregon. *Journal of wildlife diseases.*, 25, 3, 422-424.
- 52-MOVSESSIAN S.O., PKHRIKIAN L.V, 1994.** Reciprocal infection of quails and hens with the Nematodes *Ascaridia galli* (Schränk,1788) and *Heterakis gallinae* (Gmelin,1790): single and mixed infections. *Parasitologica Hungarica.*, P 27, 83-85
- 53-O. N.C., 1986.** La perdrix rouge. Notes techniques. Bull. Mens. O. N.C.
- 54-REVILLA, M., PEREZ, E., AMAL, M.C., VILLANUA, D., FERNANDEZ DE LUCO, D. et GORTAZAR, C. 2006.** Principales pathologies de la perdrix rouge (*Alectoris rufa*). Proceeding of the 24èmes rencontres du G.E.E.F.S.M. ; juin 2006, Espagne.
- 55-SALEZ P., 1946.** Zoologie appliquée, des poissons et leur élevage, la faune cynégétique d'Algérie et la chasse, la législation de la chasse. Pp : 62-65.
- 56-SAVILLE P., 1999.** COMMUNAUTE DU PACIFIQUE/SECRETARIAT, Santé animale, Fiche technique N°3 ; La Coccidiose Aviaire.
- 57-STOSSKOPF J.P., 1984.** Diagnostic différentiel des maladies du pigeon ; bulletin des G.T.V., p 6.
- 58-TAIBI-MEKSOUD M, 2009.** Contribution a l'étude de la syngamose à *Syngamus trachea* de la perdrix choukar << *Alectoris chukar*>> au niveau du centre cynégétique de Zéralda. These de magistère, ENSV. P: 99.
- 59-TAYLOR M.A., COOP R. L., WALL R.L., 2007.** Veterinary Parasitology, third edition, Blackwell Publishing. Oxford, United Kingdom. 874p.
- 60-THIENPONT.D, ROCHETTE F, VANPARIJS O.F.J. , 1979.** Diagnostic de verminose par examen coprologique. Ed: Janssen research foundation Beerse Belgique. P: 12-16
- 61-THONON P., ALLION Y., OCHANDO B., DENIS M., 1977.** La perdrix grise, écologie et aménagement des chasses. Ed VIGOT Paris 6. P : 11.
- 62-TRIKI- YAMANI R-R ; 2005.**Parasitose des animaux domestiques, Office des publications universitaires Edition : 3.04.4722. P : 79-89.
- 63-MURQUHART G. M., ARMOUR J., DUNCAN J., DUNN A. M., and JENNING F. W. 1996.** Veterinary Parasitology 2^{ème} Edition by Blackwell Publishing Ltd, Oxford, United Kingdom. 307p.

64- VILLATE.D, 2001. Maladies des volailles ;, 2eme édition ; Editions France agricole.
Paris. 338 p.

65- VILLATE.D, 1997. Maladie des volailles, manuel pratique. Editions France Agricole.
Juillet, 399p.

66- ZAJAC A.M. et CONBOY G.A., 2007 - Veterinary clinical parasitology, third edition,
Blackwell Publishing.

67- ZDENEK Z. 1989. Diagnostic Expérimental des Parasitoses Animales (Guide de
Travaux pratique de Parasitologie Vétérinaire). I.N.E.S. agro-vétérinaire de Tiaret. p : 5.

LES SITES INTERNET :

1- VERONIKA MAURER, 2006. www.fibl.org.

2- YAKIMOFF W.L. et RASTEGAIEFF E.F., 1939. A propos des coccidies des oiseaux
de chasse. <http://Lib.itg.be/open/ASBMT/1939/asbm0113>.

ANNEXES

Tableau 1 : Les résultats de la flottaison de la perdrix choukar:

La date	résultats
28-04-2008	-négatif
04-05-2008	-Coccidies
11-05-2008	-Coccidies
19-05-2008	-Coccidies
25-05-2008	-Coccidies -acarien
10-06-2008	-Coccidies
15-06-2008	-Coccidies -Amidostomum œufs
18-10-2008	Coccidies
02-11-2008	Coccidies
17-11-2008	-Coccidies œufs -Amidostimum -Ascaridia - Œufs Trichostrongylus tenuis -œufs de Strongyloides -œufs d'acarien -larves de strongyloides -Strongyloides male et femelle adultes -Acarien
29-11-2008(traitement préventif)	Des œufs totalement déformés
01-12-2008	-coccidies -Amidostomum
06-12-2008	-coccidies -Raillietina (œufs) -Amidostomum -Trichostrongylus tenuis (œufs) -œufs d'acarien -acarien -larves
13-12-2008	-coccidies (sporulées et non sporulées) -Amidostomum anseris
22-12-2008	-coccidies (sporulées et non sporulés) -Amidostomum anseris -Raillietina
28-01-2009	-Coccidies -sporulées et non sporulés)
09-02-2009	-coccidies sporulées+oocystes -acarien
08-03-2009	-coccidies -Ascaridia -Raillietina -Capillaria

14-03-2009	-coccidies -Strongyloides -Raillietina
06-04-2009	-coccidies -Heterakis -Capillaria

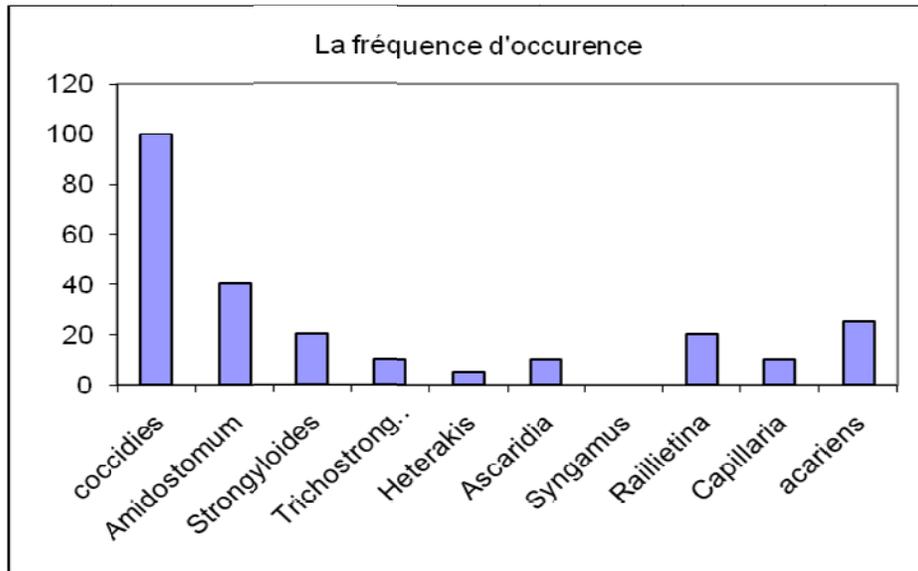


Figure 1: Fréquence d'occurrence (F.C %) des parasites isolés dans les fientes de la Perdrix choukar

Tableau 2 : Les résultats de la flottaison de la perdrix gabra :

La date	Perdrix gabra
28-04-2008	-coccidies
04-05-2008	-coccidies
11-05-2008	-Coccidies -Amidostomum
19-05-2008	-Coccidies -Amidostomum
25-05-2008	Pas de fientes (SORTIE DANS LES CAGES SURELVEES)
10-06-2008	-coccidies -Amidostomum œufs
15-06-2008	-Coccidies -Amidostomum œufs - Trychostrongylus œufs -Syngamus
18-10-2008	-Coccidies -Amidostomum œufs -larves de strongyloides

	-Strongyloides(œuf embryonné)
02-11-2008	-Coccidies -larves de Strongyloides
17-11-2008	-coccidies -Raillietina spp -Syngamus
29-11-2008(traitement préventif)	Des œufs totalement déformés
01-12-2008	-coccidies -œufs de Strongyloides -larves déformés
06-12-2008	-coccidies sporulées et non sporulés
13-12-2008	-Coccidies (+déformées) -Syngamus -acarier
22-12-2008	-coccidies sporulées -Strongyloides œufs embryonnés -Amidostomum anseris -larves de Strongyloides
28-01-2009	-coccidies sporulées et non sporulés -Amidostomum
09-02-2009	-Coccidies sporulées+oocystes -Amidostomum anseris
08-03-2009	-coccidies sporulées -Strongyloides œufs embryonnés -Amidostomum anseris -larves de Strongyloides -Heterakis -Capillaria -œufs d'acarier -Acarier
06-04-2009	-coccidies sporulées et non sporulés -Heterakis -Capillaria -œufs d'acarier

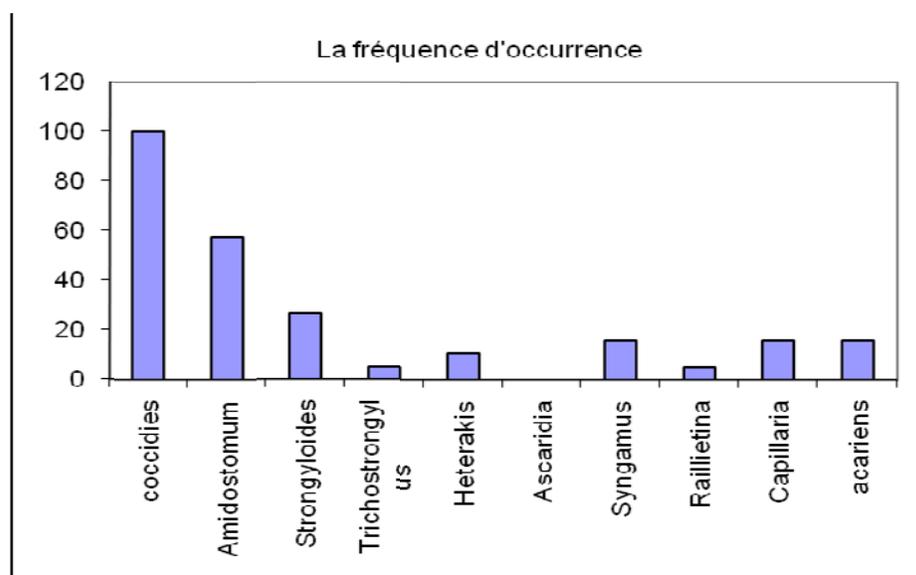


Figure 2: Fréquence d'occurrence (F.C %) des parasites isolés dans les fientes de la Perdrix gabra

Tableau 3 : Résultats de la Mac Master des deux espèces de perdrix (parasites /grammes) :

La date	Perdrix gabra	Perdrix choukar
28-04-2008	15 coccidies/g	/
04-05-2008	150 coccidies	200 coccidies
11-05-2008	3000 coccidies 200 Amidostimum	300 coccidies
19-05-2008	1300 coccidies 100 Amdostomum	200 coccidies
25-05-2008	Œufs déformés	2300 coccidies 50 acariens
10-06-2008	115400 coccidies 350 Amidostomum	2150coccidies
15-06-2008	40600 coccidies 100 Syngamus 400 Amidostomum 400 Trichostrongyls	10750 coccidies
22-06-2008	55150 coccidies 100 Capillaria 250 Amidostomum	17200 coccidies 400 Strongyloides
25-06-2008	44650 coccidies 300 Œufs d'Amidostomum	28750 coccidies 200 larves de Strongyloides
18-10-2008	27150 coccidies 2300 Amidostomum 2250 larves de Strongyloides	17500 coccidies
02-11-2008	9750 coccidies	18950 coccidies
17-11-2008	21900 coccidies 50 Syngamus	4700 coccidies 200 Amidostomm

	1300 Raillietina	350 Ascaridia 100 Trichostrongylus 750 strongyloides 150 larves de strongyloides 50 œufs d'acariens
01-12-2008	2250 coccidies 200 œufs de strongyloides	1350 coccidies 50 Amidostomum
06-12-2008	2250 coccidies	300 Raillietina 50 Amidostomum 50 Trichostrongylus
13-12-2008	/	2050 coccidies 150 Amidostomum
22-12-2008	650 coccidies 50 Amidostomum	2650 coccidies 200 Amidostomum 50 Raillietina
28-01-2009	3900 coccidies	750 coccidies
09-02-2009	23000 coccidies 50 Amidostomum	950 coccidies
08-03-2009	600 coccidies 50 syngamus	4400 coccidies 50 Amidostomum 50 Heterakis 50 Capillaria
14-03-2009	950 coccidies 300 Strongyloides	

Tableau 4 : Résultats des analyses parasitologiques des œufs et de la paille de la perdrix choukar

La date de prélèvement	Les prélèvements	résultats
09-04-2008	Œufs	négatif
20-04-2008	Œufs	négatif
20-04-2008	Paille	négatif
28-04-2008	Œufs	négatif
28-04-2008	Paille	négatif
04-05-2008	Paille	coccidies

Tableau 5 : Résultats des analyses parasitologiques des œufs et de la paille de la perdrix gabra

La date de prélèvement	Les prélèvements	résultats
20-04-2008	œufs	Négatif
20-04-2008	Paille	Négatif
28-04-2008	Paille	Négatif
04-05-2008	Paille	Négatif

Tableau 6: résultats de la micrométrie des œufs sporulés trouvés chez la perdrix gabra

	oocystes			sporocystes		
	longueur	largeur	Indice de forme	longueur	largeur	Indice de forme
	20	15	1,33	10	5	2,00
	12,5	12,5	1,00	2	3,75	0,53
	25	15	1,67	10	5	2,00
	32,5	15	2,17	12,5	5	2,50
	22,5	15	1,50	7,5	5	1,50
	25	12,5	2,00	10	5	2,00
	32,5	15	2,17	10	6,25	1,60
	25	22,5	1,11	10	7,5	1,33
	17,5	15	1,17	10	7,5	1,33
	30	20	1,50	10	7,5	1,33
	22,5	20	1,13	10	5	2,00
	32,5	15	2,17	10	7,5	1,33
	20	12,5	1,60	10	7,5	1,33
	25	21,25	1,18	10	5	2,00
	22,5	15	1,50	10	5	2,00
	22,5	15	1,50	8,75	5	1,75
	21,25	15	1,42	8,75	5	1,75
	21,25	13,75	1,55	8,75	5	1,75
	23,75	15	1,58	10	5	2,00
	22,5	15	1,50	12,5	7,5	1,67
	30	15	2,00	10	6,25	1,60
	25	15	1,67	11,25	6,25	1,80
	28,75	12,5	2,30			
moyenne	24,35	15,54	1,60	9,64	5,80	1,69
écart type	4,98	2,74	0,38	2,02	1,19	0,40

Tableau 7: résultats de la micrométrie des œufs non sporulés trouvés chez la perdrix gabra

	oocystes			morula		
	longueur	largeur	Indice de forme	Longueur	largeur	Indice de forme
	17,5	12,5	1,40	17,5	12,5	1,40
	25	18,75	1,33	15	17,5	0,86
	25	15	1,67	17,5	12,5	1,40
	21,25	15	1,42	11,25	12,5	0,90
	25	22,5	1,11			
moyenne	22,75	16,75	1,39	15,31	13,75	1,14
écart type	3,35	3,91	0,20	2,95	2,50	0,30

Tableau 8: résultats de la micrométrie des œufs sporulés trouvés chez la perdrix choukar

	oocystes			sporocystes		
	longueur	largeur	Indice de forme	longueur	largeur	Indice de forme
	25	15	1,67	10	6,25	1,60
	22,5	15,6	1,44	10	5	2,00
	22,5	15	1,50	11,25	5	2,25
	27,5	15	1,83	10	7,5	1,33
	20	15	1,33	10	5	2,00
	22,5	15	1,50	12,5	8,75	1,43
	32,5	15	2,17	7,5	5	1,50
	23,75	17,5	1,36	10	7,5	1,33
	22,5	13,75	1,64	7,5	7,5	1,00
	32,5	22,5	1,44	10	7,5	1,33
	22,5	17,5	1,29	10	5	2,00
	25	17,5	1,43	10	5	2,00
	20	17,5	1,14	7,5	5	1,50
	30	15	2,00	10	7,5	1,33
	22,5	17,5	1,29	10	5	2,00
	27,5	15	1,83			
	23,75	15	1,58			
moyenne	24,85	16,14	1,56	9,75	6,17	1,64
écart type	3,88	2,05	0,27	1,35	1,37	0,37

Tableau 9: résultats de la micrométrie des œufs non sporulés trouvés chez la perdrix choukar

	oocystes			morulas		
	longueur	largeur	Indice de forme	longueur	largeur	Indice de forme
	27,5	20	1,38	15	15	1,00
	25	15	1,67	12,5	12,5	1,00
	32,5	17,5	1,86	12,5	12,5	1,00
	22,5	15	1,50	17,5	17,5	1,00
	17,5	12,5	1,40	12,5	10	1,25
	25	20	1,25	10	12,5	0,80
	26,26	15	1,75	17,5	11,25	1,56
	22,5	15	1,50	10	11,25	0,89
	27,5	22,5	1,22	12,5	12,5	1,00
	22,5	17,5	1,29	12,5	12,5	1,00
	27,5	17,5	1,57	20	20	1,00
	21,25	15	1,42	10	10	1,00
	17,5	22,5	0,78	12,5	15	0,83
	27,5	22,5	1,22	15	15	1,00
	20	15	1,33	11,25	11,25	1,00
	25	20	1,25	23,75	17,5	1,36
	22,5	22,5	1,00	12,5	10	1,25
	30	22,5	1,33	15	15	1,00
	27,5	20	1,38	15	12,5	1,20
	20	17,5	1,14	15	17,5	0,86
	27,5	20	1,38	20	17,5	1,14
	25	17,5	1,43	16,25	12,5	1,30
	25	20	1,25			
	25	17,5	1,43			
	23,75	15	1,58			
moyenne	24,55	18,20	1,37	14,49	13,69	1,07
écart type	3,64	3,02	0,23	3,57	2,87	0,18

**PROGRAMME PROPHYLACTIQUE VETERINAIRE AU NIVEAU DU CCZ
(service vétérinaire du CCZ, 2008)**

A. Pour la perdrix gabra

Tableau 10 : mois de novembre 2008

jour	Période	Traitement	Propriétés
1	Avant de la mise des perdreaux en parquet		
2		Anticoccidien	
3		Anticoccidien	
4		Anticoccidien	
5			
6			
7			
8		Déparasitage (vermifuge)	Contre la syngamose
9		//	
10		//	
11			
12			
13			
14			
15		Citrate de pipérazine	Contre l'histomonose
16			
17			
18			
19			
20			
21			
22		Vitamine B	
23		//	
24		//	
25		//	
26			
27			
28			
29		Antibactérien	Colibacillose
30			

Tableau 11 : mois de décembre 2008

jour	Période	Traitement	Propriétés	
1	Avant de la mise des perdreaux en parquet	Antibactérien	Colibacillose	
2				
3				
4				
5				
6			Rappel contre l'histomonose	
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13			hépatoprotecteur	
14			//	
15			//	
16			//	
17			//	
18				
19				
20				
21				
22				
23				
24				
25				
26				
27				
28				
29				
30				

Pour la perdrix choukar

Tableau 12 : mois de novembre 2008

jour	Période	Traitement	Propriétés	
1	Avant de la mise des perdreaux en parquet			
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9			Antiparasitaire	anticoccidien
10			//	
11			//	
12				
13				
14				
15			Vermifuge	Contre la syngamose
16			//	
17			//	
18				
19				
20				
21				
22			Citrate de pipérazine	Contre l'histomonose
23				
24				
25				
26				
27				
28				
29			Vitamine B	
30			//	
31			//	

Tableau 13 : mois de décembre 2008

jour	Période	Traitement	Propriétés	
1	Avant de la mise des perdreaux en parquet	Vitamine B		
2		//		
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9			antibactérien	Contre la colibacillose
10				
11				
12				
13				
14				
15			Rappel contre l'histomonose	
16				
17				
18				
19				
20				
21				
22			hépatoprotecteur	
23			//	
24			//	
25			//	
26			//	
27				
28				
29				
30				
31				

Résumé

Les maladies parasitaires ont un impact considérable sur l'élevage des perdrix, parce qu'elles sont capables d'anéantir toute espèce de gibier (FONTAINE, 1992 et YAKIMOFF et RASTEGAIEFF, 1939). Notre travail consiste en la recherche des parasitoses et éventuellement des parasites de la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) et la perdrix gabra (*Alectoris barbara*). Celles-ci vivent en captivité au Centre Cynégétique de Zéralda. En effet, les prélèvements effectués régulièrement sont de trois types : Prélèvements des fientes, des œufs de perdrix et de la litière. La durée de l'échantillonnage s'étale de avril 08 jusqu'au mars 09. Les résultats obtenus montrent que les parasites dominants sont les coccidies du genre *Eimeria sp* (100 %). La seconde position vient les nématodes avec une prévalence de 17,10% et en dernière position les acariens (15.79%). Nous avons appliqué également l'indice de SOERENSEN (1948) afin de voir la similarité entre les des deux espèces de perdrix. Les résultats révèlent que la similarité entre la perdrix choukar et gabra en matière de contamination par les parasites est de 88,88%. Enfin de notre investigation, nous avons inclus l'étude de la micrométrie des coccidies, démontrant ainsi une similitude avec la littérature.

Mots clé : Perdrix choukar, perdrix gabra, prélèvement, fientes, œufs, litière, parasite, coccidies, prévalence, similarité, micrométrie.

Summary

Parasitic diseases have a significant impact on the breeding of partridges, because they are capable of destroying any kind of game (FONTAINE, 1992 et YAKIMOFF et RASTEGAIEFF, 1939). Then our work was done on the chukar partridge (*Alectoris chukar*) and partridge (*Alectoris barbara*) living in captivity at the Center Hunting Zéralda. That study, which lasted one year, is based on research of parasites in droppings, eggs partridges and bedding, as well as to evaluate the similarity between the two species of partridge. It was found that parasites are the most dominant first coccidian kind *Eimeria sp* (100%). The second position comes the nematodes with prevalence from 17.10% and in last position the acarina (15.79%). we applied the index of SOERENSEN (1948) in order to see the similarity between of the two partridge species. The results reveal that the similarity between the partridge choukar and gabra as regards contamination by the parasites is of 88,88%. By the end of our investigation, we have applied the study of micrometry of coccidia, witch demonstrate a similarity with the literature.

Keywords: choukar partridge, gabra partridge, taking away, droppings, eggs, litter, parasite, coccidies, prevalence, similarity, micrometry.

ملخص

للأمراض الطفيلية وقع هام على الجانب الاقتصادي لتربية الحجل، لأنها قادرة على تهديد حياة كل أنواع الطرائد. عملنا أنجز على نوعين من الحجل (قميرا و شوكار) اللذان يعيشان تحت الأسر بمركز تطوير الصيد بزراودة. هذه الدراسة و التي دامت مدة سنة كاملة، تركزت على البحث على الطفيليات في: براز، بيض و فرش الحجل إضافة إلى القيام بتقييم نسبة التشابه بين نوعي الحجل المدروسين.

اكتشفنا أن الطفيليات الأكثر سيادة هي الكوكسيديا ثم يليه الأميدوستوموم، السترونجيلويداس، التريكوسترونجيلوس و الايثيراكييس. أيضا، النتائج المحصل عليها أظهرت تشابها كبيرا في نسبة استقبالية نوعي الحجل للطفيليات. خاتمة عملنا تمحورت في دراسة القياسات المجهرية للكوكسيديا، والتي بينت وجه التشابه بينها وبين القيم المرجعية.

الكلمات المفتاحية:

الحجل قمبرا، الحجل شوكار، عينة، الطفيلي، براز، بيض، فرش، نسبة التشابه، الكوكسيديا، نسبة التكرار، القياسات المجهرية.

