

## ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du  
**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

### THÈME :

**Contribution à l'étude de la Sarcosporidiose de la caille des  
blés « *Coturnix coturnix* » (Linné, 1758) provenant de trois  
Wilayas (Tizi Ouzou, Chlef et Bouira)**

Présenté par : Noufel Hakima

Nezzar Rayene Kaouther

Soutenu le : 21 JUIN 2016

### Devant le jury composé de:

- Président : HARHOURA Kh. MCA
- Promoteur : TAIBI M. MAA
- Examineur 1: AISSI M. Pr
- Examineur 2 : MILLA A MCA

**Année universitaire : 2015 / 2016**

# *Remerciements*

Louange à dieu, le miséricordieux, le compatissant. Paix et salut sur notre Prophète Mohammed.

Nous tenons tout d'abord à adresser nos vifs remerciements à **Mme TAIBI M.** pour nous avoir encadrés et orientés durant toute l'année, avec son savoir et son esprit de recherche et dont les conseils et les critiques nous ont été d'un apport positive. Que ce travail soit un témoignage de notre sincère gratitude et notre profond respect.

Nous remercions **Mr HARHOURA Kh.** (maître de conférences à l'ENSV), qui nous a fait le grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse. Veuillez accepter nos sentiments de vive reconnaissance et de profond respect.

Nous remercions **Mme AISSI M.** (Professeur à l'ENSV), de nous avoir fait l'honneur d'accepter de juger notre travail. Nous tenons à lui assurer tout notre respect.

Nous remercions **Mme Milla A.** (Maitre assistant à l'ENSV), d'avoir accepté d'être membre du jury. Hommages respectueux.

*Merci*



# Dédicaces

*Ce travail de longue haleine a pu enfin voir le jour, et c'est un double plaisir que je tiens à le dédier à mes chers parents **Rachid et Hayet** qui m'ont toujours prêté main forte depuis les tous premiers instants de ma scolarité et toutes les valeurs qu'ils ont su m'inculquer depuis que je suis née.*

*A ma douce sœur **Sara** que je chéris le plus au monde et à mon adorable et tendre frère **Chakib** et sa tendre et agréable moitié **Souror**.*

*Je ne saurai oublier pour tout l'or de la terre notre adorable **Aroua Sérine**.*

*A mes grands parents **Hamid et Houria** sans oublier mes tantes **Yamina, Fatima, Leila, Farida, Fatima, Habiba Et Chahra** .*

*Pour tous, je dirai merci pour la joie que vous partagez avec moi et l'affection que vous n'avez jamais cessé de me témoigner. J'espère qu'à travers cette modeste dédicace, vous trouverez l'expression de ma sincère reconnaissance.*

*Ce travail colossal a vu le jour grâce à la volonté de Dieu et au grand amour que **ma belle famille SEKSAOUI** m'a témoigné.*

***Papa Moustefa** qui a consenti beaucoup de sacrifices, **mama Souheïla** auprès de laquelle j'ai retrouvé l'amour maternel, ma douce sœur **Hadia** et mon adorable frère **Aymene**, sans jamais oublier la sagesse et l'affection de tonton **El Hadj Sid Ali** , sa douce épouse, tonton **Nasser** et toutes les cousines ...*

*Une pensée particulière va droit à l'homme de ma vie, **LYES** mon cher époux qui m'a été d'un soutien inestimable et d'un immense réconfort et à notre mignon petit chou.*

*J'espère qu'à travers cette modeste dédicace, vous trouverez l'expression de ma sincère reconnaissance...*

*Sans oublier mon binôme **Hakima**.*

---

***RAYENNE - KHAOUTHER***

# Dédicaces

*Je dédie cet humble travail avec grand amour, sincérité et fierté.*

*A mes chers parents, source de tendresse, de noblesse, et d'affection.*

*Vraiment aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours, puisse dieu tout puissant vous garder et vous procurer santé et bonheur.*

*A mes chères et adorables sœurs et frère : Rebiha, Nora, Djamila, Asma, Manel avec leurs maris, Rida, sa femme et ces enfants : Majed, Mohamed. En témoignage de la fraternité avec mes souhaits de bonheur de santé et de succès et que dieu, le tout puissant, Vous protège et vous garde.*

*Spéciale dédicace à mon bébé et à mon très cher mari Abd Ennour, qui m'a soutenu et encouragé tout au long de mon parcours, que dieu le garde pour moi et nous entourent de bonheur.*

*Sans oublier la famille de mon mari : mes beaux-parents, mes beaux-frères : Wahid, Islam et belles sœurs : Siham, Halima, Nora, CHahinez.*

*A mon binôme Rayenne,  
A mes amies : Fazia, Achwak, Hadjer, Yasmína, Ourdia, Nabila, soumia, en souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments agréables que nous avons passés ensemble, avec mes souhaits de bonheur de santé et de succès.*

*Et à tous les membres de la famille Noufel et Ziani.*

*A tous mes amis, sans oublier tous les professeurs que ce soit de primaire, du moyen, de secondaire ou de l'enseignement supérieur.*

---

*Hakima*

# SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	01
<b>PARTIE I : Synthèse Bibliographique</b>	
<b>CHAPITRE I : GENERALITES</b>	
I.1.Définition.....	02
I.2. Répartition géographique .....	02
<b>CHAPITRE II : ETUDE DU PARASITE</b>	
<b>II. Etiologie .....</b>	<b>03</b>
II. 1. Taxonomie et Nomenclature .....	03
II.2. Morphologie .....	03
II.2.1. Oocystes .....	03
II. 2.2. Les Sporocystes .....	04
II.2.3 Les Kystes .....	04
II.2.4. LES BRADYZOÏTES .....	06
II .3. Cycle Evolutif.....	08
II.3.1. Hôte définitif (carnivores).....	08
II.3.2. Hôte intermédiaire ( la caille).....	09
<b>CHAPITRE III : EPIDEMIOLOGIE</b>	
III.1. Source du parasite .....	10
III.2. Résistance du parasite .....	10
III.3. Mode d'infection.....	10
III.4. Causes favorisantes.....	11
III.5. Espèces affectées.....	11
<b>CHAPITRE IV : ETUDE CLINIQUE ET LESIONS</b>	
IV .1. SYMPTOMES .....	14
IV.1.1. Chez l'hôte intermédiaire .....	14
IV.1.2. Chez l'hôte définitif .....	14
IV.2. LESIONS .....	15

## **CHAPITRE VI : DIAGNOSTIC**

### **VI. DIAGNOSTIC**

VI.1. Diagnostic clinique .....	16
VI.2. Diagnostic de laboratoire.....	16
VI.2.1.. Examen histologique.....	16
VI.2.2. Examen sérologique .....	16
VI.2.3. Examen génomique .....	17
VI.2.4. Examen coprologique.....	17

## **CHAPITRE VII : METHODES DE LUTTE**

VII.1. Traitement.....	18
VII .2. Prophylaxie .....	18
VII.2.1. Mesures défensives.....	18
➤ Mesures Sanitaires.....	18
➤ Mesures offensives.....	18

## **CHAPITRE VIII : SANTE PUBLIQUE**

VIII.1. Incidence de la sarcosporidiose sur la santé humaine ....	19
---	----

## **CHAPITRE IX :PRESENTATION GENERALE DE LA CAILLE**

IX.1.Classification.....	20
IX.2. L'élevage en cage.....	21

### **PARTIE II :Matériels et Méthodes**

I. Objectif de l'étude .....	22
II. Matériels et Méthodes.....	22
II.1. Origine de cailles .....	22
II.2. Prélèvement des muscles sur les carcasses des cailles.....	23
II.2.1.Matériel utilisé .....	23
II.2.2.Méthodes .....	23
II.2.2.a. Recherche des kystes macroscopiques .....	23
II.2.2.b. Prélèvements réalisés .....	23
III. Préparation des échantillons	
III.1.Nettoyage et lavage.....	24
IV. TECHNIQUES DE LABORATOIRE .....	24

IV.1. Digestion enzymatique .....	24
IV.1.1. Matériels et produits chimiques utilisés .....	24
IV.1.2. Principe de la digestion enzymatique .....	26
IV.1.2.1. Préparation des solutions .....	26
➤ Solution de digestion .....	26
➤ Préparation du PBS à PH neutre (7.2-7.4).....	27
IV.1.2.2. Mode opératoire .....	27
➤ Mélange du Broyat avec la solution de digestion et incubation .....	28
➤ Filtration des échantillons.....	28
➤ Centrifugation des échantillons .....	28
➤ Coloration au May-Grunwald Giemsa (MGG).....	29
➤ Réalisation des frottis .....	29
➤ Coloration des frottis .....	30
➤ Examen de lames colorées.....	30
IV.2. TECHNIQUE HISTOLOGIQUE .....	30
IV.2.1. Matériels utilisés.....	30
IV.2.2. Mode opératoire .....	32
➤ La fixation.....	32
➤ La circulation.....	32
❖ La déshydratation.....	33
❖ L'éclaircissement.....	33
❖ L'imprégnation.....	34
➤ L'enrobage et le blocage .....	34
➤ La microtomie.....	35
➤ Confection des lames .....	36
❖ .Etalement .....	36
➤ Déparaffinage.....	37
➤ Hydratation.....	37
➤ Coloration.....	37
➤ Déshydratation .....	37
	38
➤ Eclaircissement .....	
➤ Montage .....	38
	38
➤ Examen des lames.....	

### **PARTIE III : Résultats et Discussion**

V .RESULTATS ET DISCUSSION .....	39
V.1. Observation macroscopique.....	39
V.2. Observation microscopique .....	39

V.2.1. Digestion enzymatique .....	<b>39</b>
V.2.2. Etude des facteurs de risques.....	<b>39</b>
V .2.2.1. Le sexe .....	<b>39</b>
V.2.2.2. Selon l'origine.....	<b>41</b>
V.2.3. Histologie.....	<b>42</b>

## **CONCLUSION**

I.CONCLUSION .....	<b>43</b>
--------------------	-----------

## **LISTE DES TABLEAUX**

		<b>Page</b>
	<b>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
<b>TABLEAU 01</b>	Principales espèces de sarcosporidies des animaux domestiques.....	<b>13</b>
	<b>PARTIE EXPERIMENTALE</b>	
<b>TABLEAU 02</b>	Matériels et appareils utilisés .....	<b>24</b>
<b>TABLEAU 03</b>	Réactifs et solutions utilisés.	<b>25</b>
<b>TABLEAU 04</b>	Matériels, appareils et produits chimiques utilisés.	<b>31</b>
<b>TABLEAU 05</b>	Prévalence de sarcocystis selon le sexe .	<b>40</b>
<b>TABLEAU 06</b>	Influence de l'origine des animaux sur la prévalence des kystes de sarcocystis .	<b>41</b>

# ABBREVIATIONS

C° : Degré celsius

Cm : centimètre

E.N.S.V : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

F : Femelle

Fig. : figure

g : gramme

G : Grossissement.

h : heure

HCL : Acide chlorhydrique

Ig : Immunoglobuline.

M : male

M.G.G: May-Gruwald-Giemsa

ml: millilitre

mm : millimètre

mn:minute.

Nacl:chlorure de sodium.

$\text{Na}_2\text{HPO}_4 ; 2\text{H}_2\text{O}$  :Hydrogenophosphate dissodique dihydraté.

$\text{NaH}_2\text{PO}_4 ; 2\text{H}_2\text{O}$  : Dihydrogénophosphate de sodium dihydraté.

n° : numéro.

PBS : Phosphate Buffered Saline.

PCR: polymerase chain reaction

PH: potential hydrogen

rpm: rotation par minute

S. : Sarcosystis.

V : Volume

## LA LISTE DES FIGURES

	<b>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	<b>PAGE</b>
<b>FIGURE 01</b>	Schéma d'un ookyste de <i>sarcocystis sp</i> (Flandrin,2014).....	<b>03</b>
<b>FIGURE 02</b>	Schéma d'un sporocyste de <i>sarcocystis sp</i> (Flandrin,2014).....	<b>04</b>
<b>FIGURE 03</b>	Kyste macroscopique de <i>sarcocystis sp</i> au niveau du bréchet chez le canards (A)et la découpe kystes sarcosporidien en forme de riz (B) (Passion de chasse,2014).....	<b>06</b>
<b>FIGURE 04</b>	Kyste microscopique <i>sarcocystis</i> .....	<b>06</b>
<b>FIGURE 05</b>	Kyste à sarcosporidies dans le myocarde chez le pigeon (Schepkens,2009).....	<b>06</b>
<b>FIGURE 06</b>	Schéma modifié d'un métrocyte de <i>sarcocystis</i> et d'un bradyzoïte au microscope électronique(Mehlhorn,1975).....	<b>07</b>
<b>FIGURE 07</b>	Bradyzoïte en forme de lance chez la poulet en Chine(Chen et al,2012).....	<b>07</b>
<b>FIGURE 08</b>	Kyste sarcosporidien du à <i>S.horvathi</i> chez la poulet (Michigan wildlife disease manual,2015).....	<b>08</b>
<b>FIGURE 09</b>	Cycle biologique de <i>sarcocystis Sp</i> ( Tuggle et Friends,2010) .....	<b>09</b>
<b>FIGURE 10</b>	Fréquence relative des formes visible de <i>sarcocystis sp</i> dans certains groupes de migration Nord-américain des oiseaux (Tuggle et Friends,2010) .....	<b>12</b>
	<b>PARTIE EXPERIMENTALE</b>	
<b>FIGURE 11</b>	Dépôt des échantillons de muscles (bréchet, cuisse) dans des flacons et des sacs en plastique (original, 2015).....	<b>23</b>
<b>FIGURE 12</b>	Dépôt des fragments dans le formol à 10% (original ,2015).....	<b>24</b>
<b>FIGURE 13</b>	(A) Broyeur électrique et (B) balance, (C) agitateur magnétique(JOUAN), (D) Etuve à 37°C (originales, 2015/2016).....	<b>25</b>
<b>FIGURE 14</b>	(A), Solutions de préparation, (B) préparation de solution de digestion (Original, 2015/2016).....	<b>26</b>
<b>FIGURE 15</b>	Solutions de préparation (A), préparation du PBS(B), autoclave (C).....	<b>27</b>
<b>FIGURE 16</b>	pesée des échantillons de muscles (original, 2015/2016).....	<b>27</b>
<b>FIGURE 17</b>	mélange du broyat avec la digestion (A) et incubation (B) (Original, 2015/2016).....	<b>28</b>
<b>FIGURE 18</b>	(A) Centrifugation des échantillons, (B) Culots finaux, (C) préparation des lames pour l'observation microscopique (Originales laboratoire de parasitologie mycologie de l'E.N.S.V, 2016).....	<b>29</b>

## LA LISTE DES FIGURES

<b>FIGURE 19</b>	(A) Distributeur de paraffine, (B) microtome, (C) une plaque froide, (D) moules pour inclusion ( <b>original ,2016</b> ).....	31
<b>FIGURE 20</b>	Préparation des fragments de muscle : (A) découper et (B) placer dans cassette et (C) (D) refermer la cassette ( <b>original laboratoire d'anatomie pathologique de l'E.N.S.V ,2016</b> )	32
<b>FIGURE 21</b>	Ethanol à concentration croissantes (70%,90%,100%) ( <b>Original 2016</b> ).....	33
<b>FIGURE 22</b>	Cassettes immergées dans le toluène ( <b>original 2016</b> ).....	33
<b>FIGURE 23</b>	Cassettes imprégnées dans de la paraffine liquide ( <b>original, 2016</b> ).....	34
<b>FIGURE 24</b>	(A) Inclusion, (B) enrobage des prélèvements (C) refroidissement des blocs, (D) Bloc démoulé, (D) Elimination de l'excès de la paraffine (E) Blocs finaux ( <b>original, 2016</b> ).....	35
<b>FIGURE 25</b>	Etalement du ruban obtenu dans l'eau albumineuse ( <b>originale, 2016</b> ).....	36
<b>FIGURE 26</b>	Séchage des coupes sur la platine chauffante ( <b>original 2015</b> ).....	37
<b>FIGURE 27</b>	(A) Lames obtenues, (B) observation microscopique Gr x40 ( <b>original, 2016</b> ).....	38
<b>FIGURE 28</b>	Bradyzoites retrouvés après coloration M.G.G.dans les muscles analysés de la caille <b>Gr X 40 (originale ; 2016)</b> .....	39
<b>FIGURE 29</b>	Répartition des échantillons de cailles en fonction du sexe.....	40
<b>FIGURE 30</b>	Taux de prélèvements positif de <i>sarcocystis</i> dans les échantillons selon le sexe.....	41
<b>FIGURE 31</b>	Nombre de cailles analysées.....	42
<b>FIGURE 32</b>	Taux de positivité par wilaya Analysées.....	42
<b>FIGURE 33</b>	Photos des résultats négatifs en histologie (A) Gr X 200, (B) Gr X 400 ( <b>Originales 2015-2016</b> ).....	42

## INTRODUCTION

Les maladies parasitaires affectent une diversité d'animaux sauvages parmi eux les oiseaux migrants, cette étude a pris comme exemple la caille des blés *Coturnix coturnix* qui présente une diversité parasitaire.

Le peu d'études réalisés sur la caille des blés a attiré la curiosité de pas mal d'auteurs sur le comportement, l'écologie et la génétique de cette espèce cependant l'aspect parasitaire a fait l'objet de peu de travaux dans le monde, alors qu'en Algérie aucun travail n'a été effectué malgré l'importance d'une étude pareille pour les espèces sauvages.

Parmi les pathologies parasitaires, la Sarcosporidiose qui est une affection due à un protozoaire du genre *Sarcocystis* type kystogènes ayant un cycle hétéroxène impliquant les oiseaux comme hôte intermédiaire (HI formation des kystes au niveau musculaire et multiplication asexuée) et les carnivores comme hôte définitifs (multiplication sexuelle intestinale).

Elle est reconnue par une coccidiose intestinale chez les hôtes définitifs et par la formation des kystes et localisé dans les muscles squelettiques chez les hôtes intermédiaires.

Les cas de sarcosporidiose chez la caille sur le terrain sont rares mais souvent reconnus par des saisies à l'abattage suite à des kystes macroscopiques observés sur leur carcasse sur des animaux qui présentaient tous les signes de bonne santé avant l'abattage.

L'intérêt de connaître les parasites de la caille des blés a débuté y'a longtemps, en traitant toute la variété parasitaire. Pour donner un plus à ces travaux cette étude a été réalisée sur trois wilayas de l'Algérie (Tizi Ouzou, Bouira et Chlef), afin d'identifier ce que la caille des blés peut héberger comme parasite musculaire ainsi que les fréquences de ces derniers.

Pour cela, le but de notre étude est de déterminer la prévalence de la sarcosporidiose de la caille afin de déterminer son importance ainsi que la prévalence des kystes de *Sarcocystis* dans les prélèvements de muscles des cailles abattues.

Pour cette raison que nous avons effectué une recherche bibliographique, le second chapitre exposera les diverses techniques parasitologique, histologiques et les résultats seront discutés. Enfin une conclusion va achever notre travail.

## CHAPITRE I : GENERALITES

### I.1. Définition

La sarcosporidiose est une affection parasitaire des revêtements endothéliaux, puis du tissu musculaire strié, sévissant chez les oiseaux, les herbivores, des omnivores, les rongeurs et chez l'homme due au parasitisme de formes de multiplications asexuée, endodyogénique, de diverses espèces de Sarcosporidies, parasites sous forme sexuée, de canidés, félidés et de l'homme ( **Euzeby, 1987**).

Le genre *Sarcocystis* affecte un nombre important de vertébrés comprenant mammifères, oiseaux, reptiles et poissons (**Perrotin et Graber, 1978 ; Dubey, 1980 ; Matuschka, 1987; Tenter, 1995 ; Pinayeva et al., 1998 , Baud'huin,2003**). Ce sont des coccidies kystogènes responsables de pertes économiques considérables (**Jäkel et al., 1999**).

Chez les oiseaux domestiques, les sarcosporidioses ont été découvertes notamment chez la caille, les canards et chez la poule. Ce parasite a été retrouvé sur des cailles domestiques mais on ignore totalement sa prévalence et son importance dans le milieu naturel. ( **Euzeby, 1987**).

La sarcosporidiose est d'apparition sub-clinique et sous forme de découvertes d'examen nécrosiques lors de la localisation des kystes à bradyzoïtes dans les fibres musculaires, elles peuvent être graves pendant la migration des parasites qui s'accompagne d'une multiplication asexuée très active dans les cellules endothéliales vasculaires de divers tissus et viscères puis dans le myocarde (**Euzeby , 1987**).

### I.2. Répartition géographique

Les sarcosporidioses considérés dans l'ensemble du groupe ont une distribution cosmopolite, même si quelques espèces de *Sarcocystis* sont plus localisées (**Euzeby , 1987**).

## CHAPITRE II : ETUDE DU PARASITE

### II. Etiologie

#### II. 1. Taxonomie et Nomenclature

L'agent étiologique est un protozoaire du phylum des apicomplexa de la classe des protozoaires, de l'ordre encoccidorida , du au sous ordre éimeriona, de la famille des sarcocystidés du genre *sarcocystis* .Il existe 130 espèces de sarcosporidies susceptibles d'infecter les oiseaux ,les mammifères et les animaux poïkilothermes (Taylor et al.,2007).

#### II.2. Morphologie

*Sarcocystis* existe sous deux formes : les oocystes éliminés dans les déjections de l'hôte définitif et les kystes retrouvés au niveau du muscle chez l'hôte intermédiaire.

##### II.2.1. Oocystes

Chaque oocyste contient deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes (fig 01). La fragilité de la paroi favorise la plus souvent sa rupture, de ce fait des sporocystes sont fréquemment trouvés dans les matières fécales, mesurant en moyenne 15 microns ( Flandrin, 2014 ) .

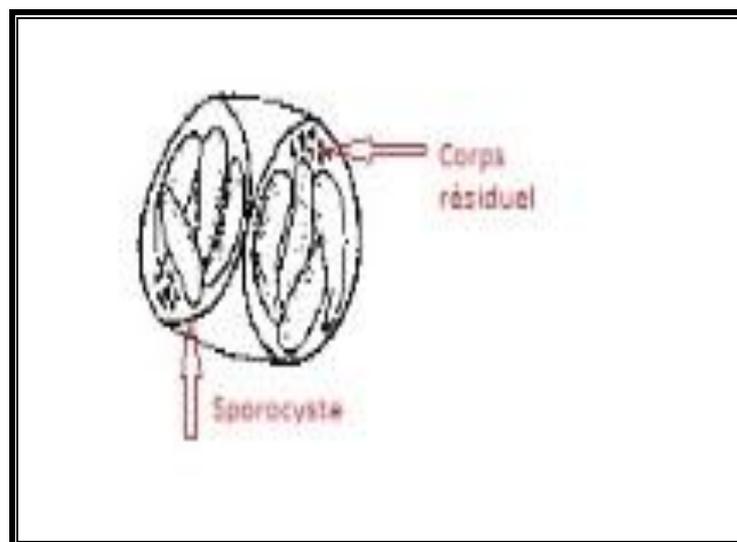
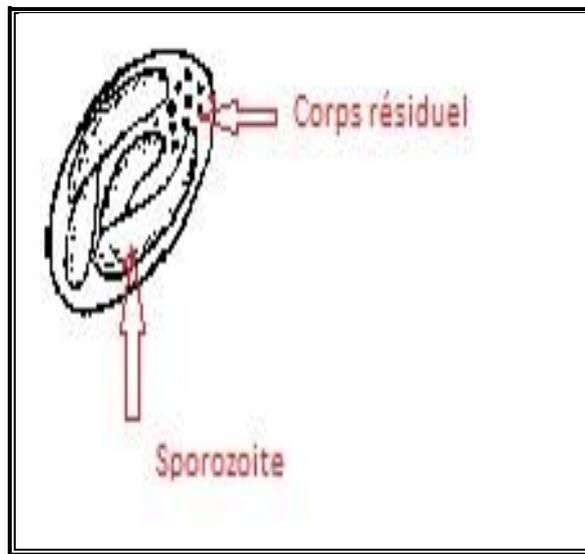


Figure 1 : Schéma d'un oocyste de *sarcocystis* sp (Flandrin, 2014)

### II. 2.2. Les Sporocystes

De petites tailles et dotés d'une paroi résistante, les sporocystes contiennent les formes de multiplication asexuée et constituent la forme infestante pour l'hôte intermédiaire. Ils sont la forme de résistance du parasite dans le milieu extérieur (fig 02).



**Figure 2:** schéma d'un sporocyste de *sarcocystis* sp (Flandrin, 2014)

### II.2.3 LES KYSTES

Chez les hôtes intermédiaires atteints de sarcosporidiose. La forme typique et celle qui est découverte lors d'examen nécropsiques est la forme intramusculaire (Fig 3). Cette forme est le kyste sarcosporidien qui est généralement microscopique et n'apparaît pas à l'examen habituel que si plusieurs d'entre eux sont coalescents, il n'en est pas toujours ainsi et on connaît des formes géantes, visible à l'œil nu, sans difficultés.

A l'examen histologique à faible grossissement (G=40) les kystes intra musculaires apparaissent sous forme d'éléments allongés de quelque millimètre de longueur et à extrémités effilées.

## Partie Bibliographique

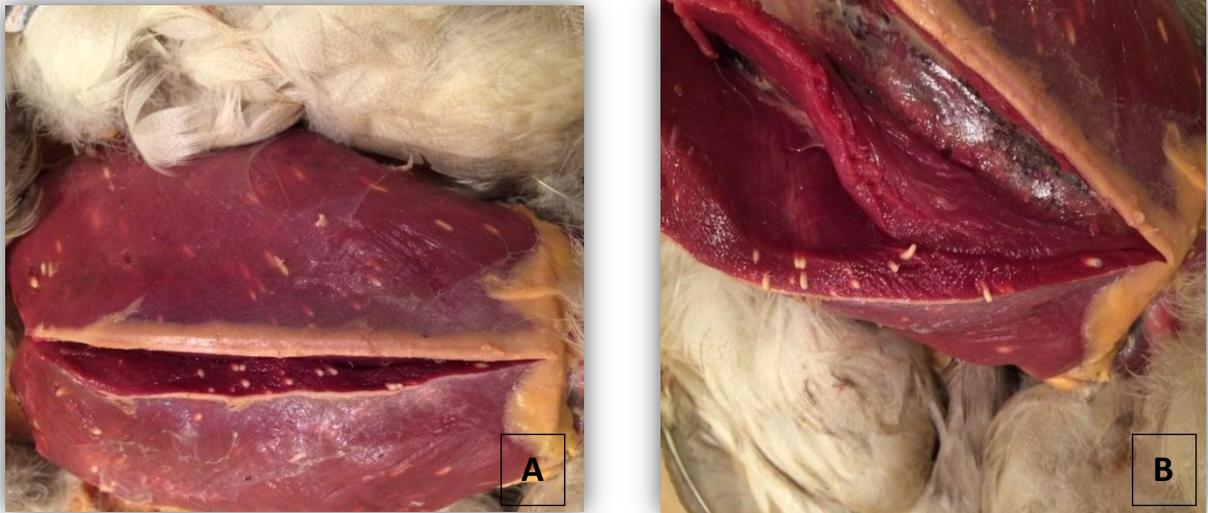
---

En coupe transversale ; les kystes ont un contour arrondi et apparaissent enveloppés d'une membrane plus ou moins épaisse, parfois hérissée de protubérances piliformes et envoyant des cloisons à l'intérieur du kyste pour former des alvéoles. En vérité, dans les kystes très jeunes, seuls des métrocytes (cellules mère des bradyzoïtes) sont présentes, tandis que dans les kystes murs seuls sont visibles des bradyzoïtes.(**Euzeby J.,1987**).

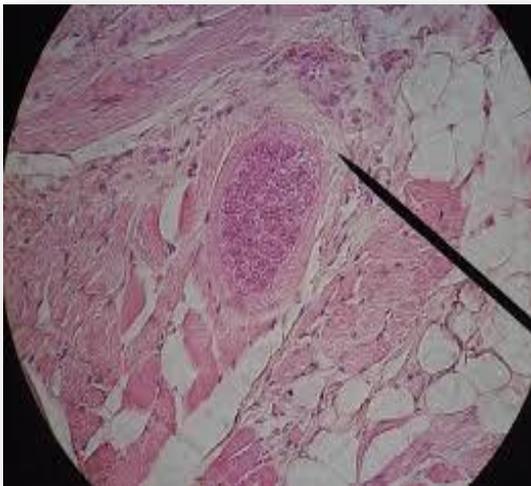
Ils sont la forme de résistance du parasite dans l'organisme de l'hôte intermédiaire se présentant sous forme de striations blanchâtres orientées dans le sens des fibres musculaires lorsqu'ils sont visibles à l'œil nu ( **Euzeby ,1987**)

L'espèce de sarcocystis impliquée est définie par l'aspect de la paroi, l'âge et les dimensions du kyste dont la longueur peut atteindre jusqu'à 2650µm et l'épaisseur de la paroi jusqu'à 8.8 µm ( **Fayer, 2004** ). La structure des kystes varie également en fonction de leur localisation. Ils sont ainsi plus petits dans le cœur en relation avec la structure des fibres myocardiques (**Vercruyse, Fransen, Van Goubergen., 1989**).

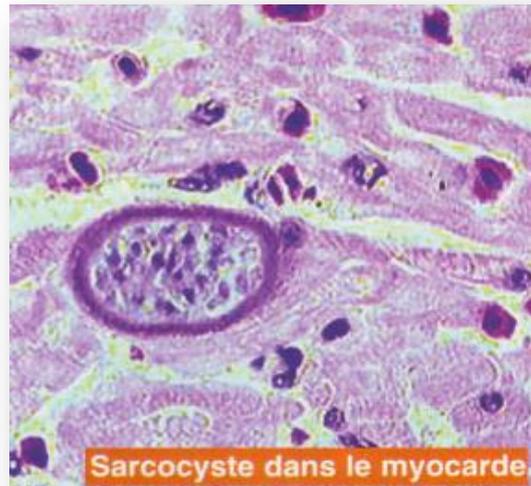
Les kystes apparaissent en microscopie optique et en coupe histologique transversale, cloisonnés et divisés en alvéoles contenant des bradyzoïtes (fig 4et 5). Les métrocytes globuleux sont localisés dans les alvéoles périphériques et se divisent en bradyzoïtes à la forme allongée en banane et mesurent 8 à 12 µm de longueur. La paroi primaire émet par sa face interne des cloisons qui délimitent les alvéoles et porte sur sa face externe des éléments piliformes appelés les cytophanères dont la forme et la disposition ont une valeur taxonomique.



**Figure 3:** kystes macroscopique de sarcocystis.spp au niveau du bréchet d'un canard colvert (A) et à la découpe kystes sarcosporidiens en forme de riz (B) (1,Passion de la chasse, 2014 ).



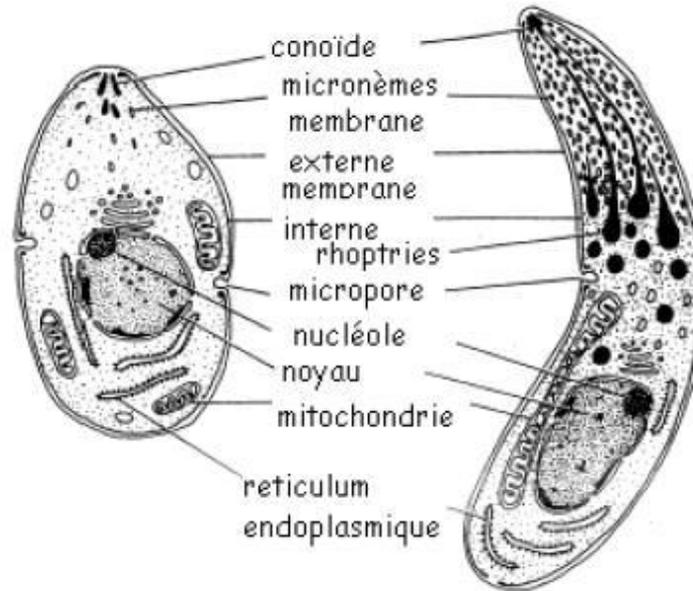
**Figure 4 :** Kyste microscopique sarcocystis observé au M O



**Figure 5 :** Kystes à sarcosporidies dans le myocarde chez le pigeon (3,Schepkens. ; 2009)

### II.2.4. LES BRADYZOÏTES

En microscopie électronique, les bradyzoites apparaissent avec des rhoptries, micronèmes et conoïde la paroi primaire émet, par sa face interne, des cloisons délimitant les alvéoles, Les cytophanères, dont la disposition et la forme ont une valeur taxonomique (Euzédy, 1998).

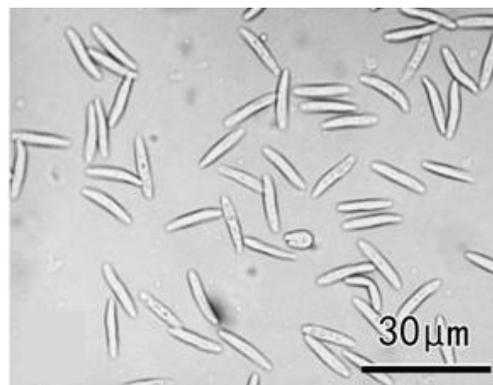


**Figure 06:** Schéma modifié d'un mérocyte de *Sarcocystis* (à gauche) et d'un bradyzoïte (à droite) au microscope électronique (**Mehlhorn, 1975**)

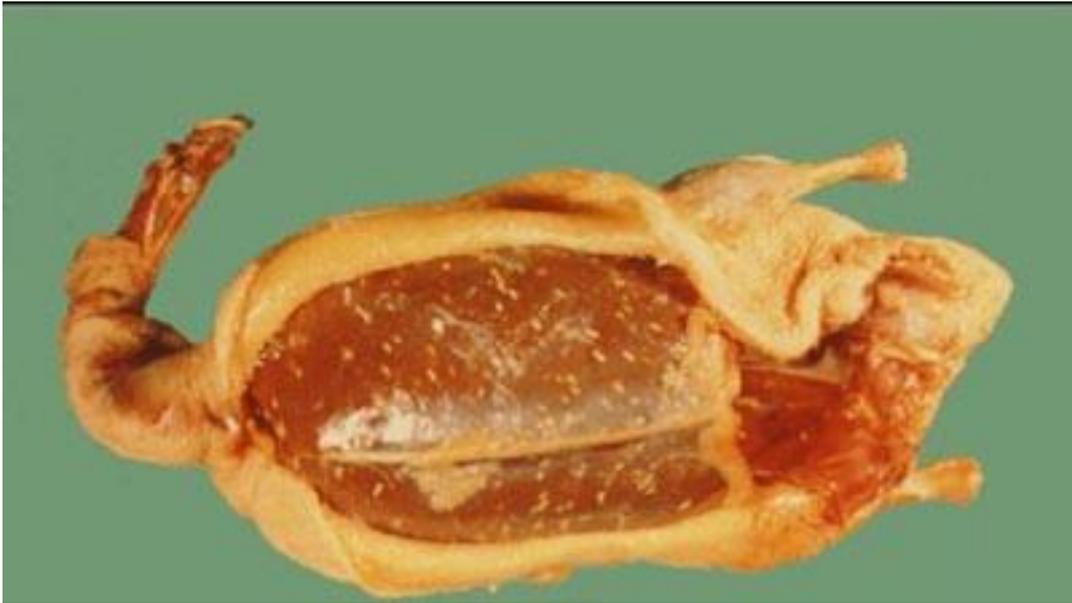
Deux types de sarcocystes, ont été temporairement appelés kystes de type I et de type V, étaient déterminés chez les corvidés selon les dimensions des bradyzoïtes qu'ils présentaient. En microscopie optique, le kyste mur de type I semblait être mince (<1,0 µm) et lisse avec des formes en Banane mesurant 6,0-8,0 µm de longueur.

En microscopie optique, la paroi du kyste de type V semblait striée et atteignant jusqu'à 2,5 µm et les formes de banane mesurant 6/1 à 7/9 × 1,4-1,8 µm (**Kutkienė et al., 2009**).

Pour l'espèce *S.hovathi*, les bradyzoïtes se présentent sous formes de lancettes de (16 ; 13µ) et en formes de bananes de(6,2µ), possèdent à l'extrémité élargie un noyau enveloppé de granulations, à l'extrémité opposé un sphérule sidérophile. Ces éléments, primitivement appelés spores sont, en vérité les bradyzoïtes (**Euzeby,1987**)



**Figure 07 :** Bradyzoïtes en forme de lance chez le poulet en Chine (**Chen et al.,2012**)



**Figure 08** : Kyste sarcosporidien due à *S.horvathi* chez le poulet (2,Michigan Wildlife Disease Manual , 2015)

### **II .3. CYCLE EVOLUTIF**

Le sarcocystis est un parasite protozoaire caractérisé par la nécessité de deux hôtes pour élaborer son cycle, un hôte intermédiaire (la caille) chez le quel il réalise un cycle dans les muscles, et un hôte définitif (carnivores) ou il va terminer son cycle et former des ookystes sporulés infectants (Schepkens, 2009).

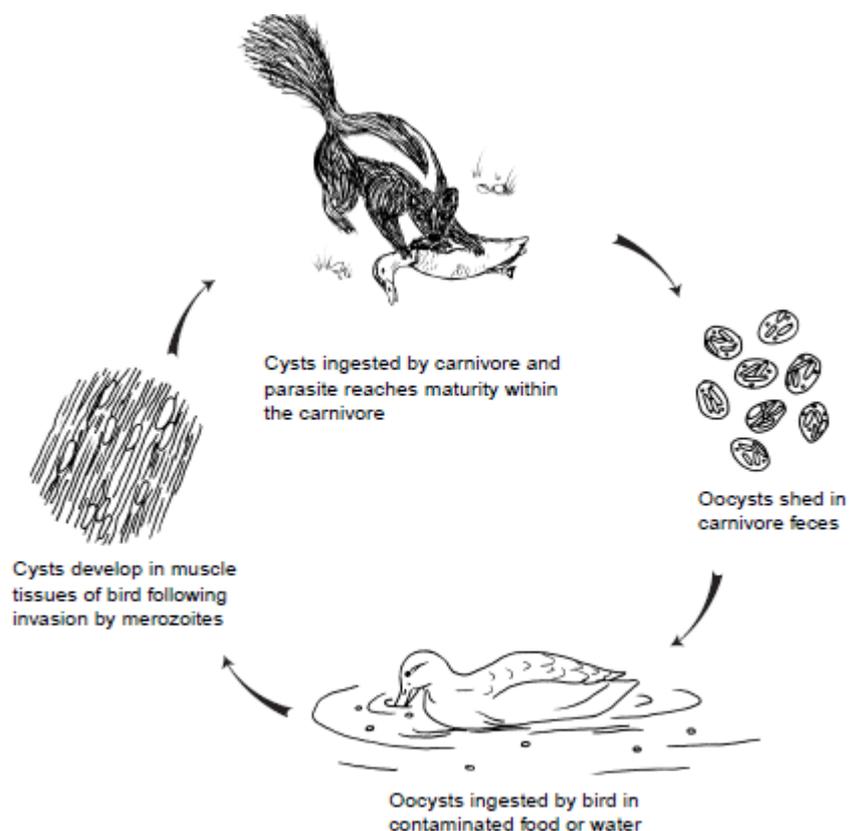
#### **II.3.1. Hote définitif (carnivores )**

L'hôte définitif de ce parasite est un prédateur consommant de la chair de caille crue ou pas assez cuite. Il développe alors une coccidiose intestinale appelée **sarcocystose**, en ingérant les kystes intra musculaire. Le parasite se localise alors dans la paroi intestinale grêle (lamina propria) et après une phase de gamogonie des ookystes sont libérées par rupture des villosités intestinales (Baud'huin, 2003).

Ces kystes contamineront les carnivores lors d'ingestion de carcasse de caille parasitée. Ensuite, la digestion dans l'estomac libérera des millions de bradyzoïtes qui iront s'installer dans la paroi de l'intestin grêle pour une multiplication sexuée et dont les produits sont excrétés dans le milieu extérieur et le cycle recommence (**fig 9**).

### II.3.2. Hôte intermédiaire ( la caille)

La caille (hôte intermédiaire) s'infecte en ingérant les sporocystes (ou ookystes) infectieux rejetés dans les fourrages (ou l'eau) contaminés par les déjections des carnivores (hôtes définitifs). La digestion dans l'estomac libère les sporozoïtes qui pénètrent dans la paroi intestinale avant de diffuser dans l'organisme par le sang et la lymphe et de se fixer au niveau des endothéliums des capillaires, siège d'une rapide multiplication asexuée donnant des tachyzoïtes. Ces dernières migrent ensuite vers le tissu musculaire où elles se multiplient par voie asexuée conduisant à la formation des bradyzoïtes (formes kystiques de sarcocystes). La caille se contamine en ingérant des aliments souillés par des ookystes sporulés. Les ookystes kyste effectue alors un nouveau cycle de multiplication avant de s'enkyster dans les fibres musculaires (notamment au niveau de l'œsophage et le cœur) (Baud'huin ,2003).



. **Figure 09:** Cycle biologique de *Sarcocystis sp.* ((Tuggle et Friend.,2010 ).

### CHAPITRE III : EPIDEMIOLOGIE

#### III.1. Source du parasite

Les sources de parasites obligatoires sont les hôtes définitifs des sarcosporidiose les carnivores (chien et chat).ces hôtes rejettent dans leurs selles des ookystes ou des sporocystes immédiatement infectants pour les hôtes intermédiaire est alors victime après ingestion des ookystes éliminée par les hôtes définitifs (**Bussiéras, Chermette., 1992**).

#### III.2. Résistance du parasite

Les kystes sarcosporidiens sont très résistants dans les muscles de l'hôte intermédiaire (la caille) leurs longévités est d'au moins une année après la mort, et souvent, atteint de 5 à 8 ans ; après la mort, ils survivent pendant 15 jours ; dans les carcasses ils résistent bien, à la réfrigération à moins 2°, mais la congélation les détruit à moins 20° pendant 24 heures et à moins 6° pendant 48 heures, de même que la chaleur à 80° pendant 3 heures.

En effets les sporocystes évacué par les hôtes définitifs peuvent être dispersés par :

- Arthropodes coprophage,
- Animaux non réceptifs, mais rejetant les sporocystes qu'ils auraient absorbés.
- Animaux réceptifs eux-mêmes, dans l'intestin desquels les sporocystes ne sont pas ouverts.
- Les eaux de ruissellement.

Ces sporocystes, en effet, sont très résistants dans le milieu extérieur, plus de 2 mois en un lieu humide (**Euzeby , 1987**).

#### III.3. Mode d'infection

Voie buccale, ingestion d'aliments ou d'eau de boisson souillés par des excréments des carnivores (chien, chat) et contenant des sporocystes avec sporozoïtes. Il a été observé une transmission intra utérine très rarement observée chez les bovins (**Chermette et Buisséras , 1992**).

### III.4. Causes favorisantes

Stocks d'aliments destinés aux oiseaux ou pâturage souillés par des excréments de carnivores domestiques ( **Chermette et Buisséras ., 1992**).

### III.5. Espèces affectées

Il existe de nombreuses espèces de Sarcocystis dans la littérature avec la plupart d'entre eux étant nommé par rapport à l'hôte dans lequel ils se trouvent, à savoir *S. rileyi* (canard), *S. cuniculi* (lapin), *S. tenella* (moutons) et *S. miescheriana* (porc).

Chez les oiseaux domestiques , les sarcosporidies ont été observés aux USA (Michigan) notamment les canards colvert, le canard noir, roux canard, Goldeneye commun, sarcelle à ailes bleues, la bernache du Canada, faisan de Colchide, l'original, le lapin à, buse à queue rousse, l'épervier de cooper, tétaras à queue fine, bécasse, colombe et le cerf de Virginie.

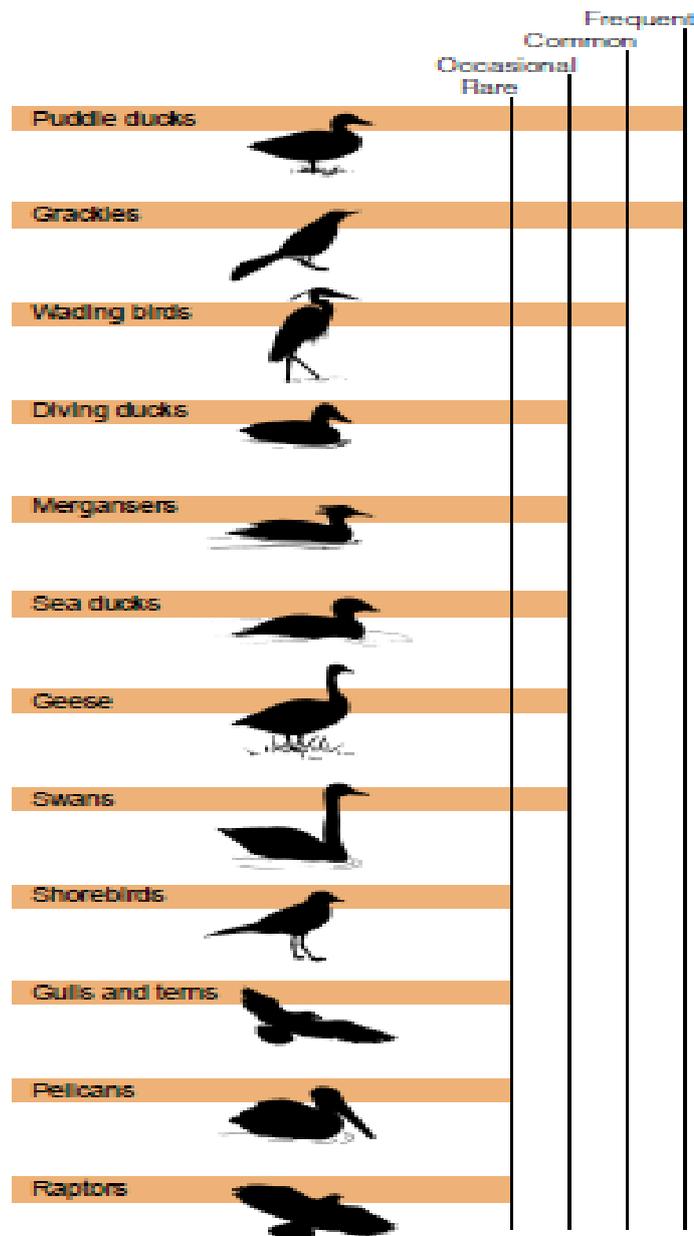
Chaque année, plusieurs canards sont diagnostiqués avec la maladie. Les canards Colverts et noirs sont les oiseaux les plus fréquemment rapportés atteints par la maladie (**Michigan Wildlife Disease Manual , 2015**) (Fig10).

Ces formes sont beaucoup moins fréquemment dans les d'autres espèces de canards et se retrouvent rarement dans les oies et les cygnes. Des études récentes d'échassiers en Floride ont révélé une prévalence élevée de Sarcocystis sp (**Schepkens, 2009**) .

Des résultats similaires ont déjà été signalés en Afrique du Sud. Certains oiseaux, tels que grackles et passereaux, ainsi que les mammifères et les reptiles peuvent avoir des formes visibles de Sarcocystis, mais il est peu probable que *S. rileyi* soit l'espèce de parasite la plus fréquente à l'exception de la sauvagine. Ce parasite est peu étudié chez les oiseaux migrants. Ceci doit être pris en compte lors de l'examen de la connaissance actuelle des espèces affecté (**Schepkens, 2009**).

## Partie Bibliographique

Il a été décrit une sarcosporidiose chez le pigeon domestique à *Sarcocystis Falcatula* ayant comme hôte intermédiaire le pigeon et d'autres espèces d'oiseaux d'Amérique du Nord mais étant asymptomatique et ayant comme hôte définitif l'opossum de Virginie. Après analyse génétique par PCR, il s'est révélé que le sarcocystis découvert en Allemagne chez les pigeons de concours n'était pas *S. Falculata* mais bien une nouvelle espèce de sarcocystis dont l'hôte définitif ne pourrait être qu'un carnivore ou omnivore proche de ces pigeonniers n'a pas encore identifiés (Schepkens, 2009)



**Figure 10** : Fréquence relative des formes visibles de *Sarcocystis* sp dans certains groupes de migration nord-américain des oiseaux (Tuggle et Friend., 2010).

## Partie Bibliographique

---

**Tableau 01 :** Principales espèces de sarcosporidies parasites des animaux domestiques (Chermette et Bussiéras ; 1992).

Hote intermédiaire	Espèce	Synonymie	Hote définitifs
B�euf	S.cruzi	S.bovicanis	Chien
	S.hirsuta	S.bovifelis	Chat
	S.hominis	S.bovihominis	Homme
Mouton	S.ovicanis		Chien
	S.tenella	S.ovifellis= S.gigantea	Chat
Chèvre	S.moulei	S.capracanis	Chien
Dromadaire	S.cameli		Chien
Buffle d'eau	S.levinei		Chien
	S.fusiformis		Chat
Porc	S.miescheriana	S.suicanis	Chien
	S.porcifelis		Chat
	S.suihominis		Homme
Cheval	S.bertrami	S.equicanis	Chien
Lapin	S.cuniculi		Chat
	S.leporum		Chat
<b>Poulet</b>	<b>S.horvathi</b>		<b>Chien</b>
Homme	S.lindemanni		?

### CHAPITRE IV : ETUDE CLINIQUE ET LESIONS

#### IV .1. SYMPTOMES

##### IV.1.1. Chez l'hôte intermédiaire

On considère généralement ces symptômes comme inexistantes. En réalité la découverte du cycle évolutifs des parasites a permis de réaliser des infections expérimentales à partir de sporocystes ,qui montrèrent que des doses infectantes pouvaient provoquer des troubles graves ,rapidement mortels , par exemple chez le poulet avec *S.horvathi* ,chez le bœuf avec *S.cruzi* ou le mouton avec *S.ovicanis* .

En général les espèces sarcosporidiennes provenant des chiens sont plus pathogènes que celle provenant des chats (**Bussiéras, Chemette,1992**).

En théories le parasites peut causer des myosites voire un accidents cardiaque mais les animaux ne semblent pas très affectés (**Baud'huin,2003**).

Par contre des symptômes nerveux à été décrite par des scientifiques allemands, ceux-ci ont examiné 47 pigeons présentant une encéphalite et myosite létale .Les pigeons présentaient des diarrhées, torticolis, paralysie et tremblement. L'examen histopathologique de coupes d'organes de 13 pigeons a révélé la présence de méningo-encéphalite granulomateuse et nécrosantes, et d'une myosite avec présence de kystes à sarcosporidies. Des kystes ont été identifiés dans le cœur et les muscles squelettique (**Schepkens, 2009**).

D'autre part des symptômes ont été identifiés chez les bovins. Ces symptômes sont décelables à partir : fébrilité, anémie normocytaire-normochromes non régénérative, faibles musculaire, amaigrissement alopecie c'est la cas de la maladie de Dalmeny ou elle fut signalée pour la première fois en 1961 (**Corner, Mitchell, Meeads., 1963**) . Une diminution de performance et de poids, mortalité à la naissance ou fœtale peuvent être observé (**Tenter, 1995**)

### **IV.1.2. Chez l'hôte définitif**

Les signes clinique n'accompagnent pas généralement l'hôte définitifs (**Bowman ; Hendrix ; Lindsay ; Barr., 2002**).

Le parasite logé au niveau de l'intestin pourrait provoquer des désordres digestifs, dans certains cas, et notamment chez le chien une diarrhée profuse hémorragique, est cependant observée. La gamétogonie qui s'effectue dans la lamina propria peut causer un arrachement de la muqueuse lors d'éjection des ookystes (**Flandrin, 2014**).

### **IV.2. LESIONS**

Les formes visibles d'infection sont facilement visibles lorsque la peau est enlevée de l'oiseau. Dans la sauvagine et dans de nombreuses autres espèces, l'infection apparaît comme couleur crème, cylindrique kystes (les macrokystes) qui ressemblent à des grains de riz en cours d'exécution des stries parallèles dans le tissu musculaire. Les kystes on trouve couramment dans le muscle du bréchet mais ils sont également présents dans d'autres muscles squelettiques et cardiaques (**Tuggle et Friend., 2010**)..

Calcification du tissu musculaire autour de ces kystes les rend évidemment discrets. Le degré de calcification est souvent suffisant pour donner une sensation graveleuse au tissu quand il est coupé avec un couteau (**Tuggle et Friend., 2010**)..

Les lésions qui ont été observés chez les oiseaux échassiers différaient apparence; les kystes étaient blancs et opaques, et ils sont généralement étendue sur toute la longueur des sujets infectés fibre musculaire. Les kystes étaient présents dans le muscle cardiaque et ils ont été confinés aux muscles striés (**Tuggle et Friend., 2010**)..

Un diagnostic est habituellement fait en trouvant les kystes dans le muscle strié après la mort de l'animal. Les gros kystes trouvés chez des canards, des moutons, des lapins et des souris sont facilement visibles de couleur grisâtre à blanchâtre stries, 1-10 mm de longueur, dans les fibres musculaires. Chez d'autres animaux les kystes sont microscopiques et ne peuvent être trouvés par l'examen histologique.

### CHAPITRE IV : DIAGNOSTIC

#### VI. DIAGNOSTIC

##### VI.1. Diagnostic clinique

Il est très difficile voir pratiquement impossible. On pourra l'évoquer qu'en cas de myosites ne faisant pas la preuve de leur origine ;ou en cas d'amaigrissement sans cause décelable ; parfois aussi une simple difficulté de préhension des grains peut attirer l'attention (**Euzeby , 1987**).

##### VI.2. Diagnostic de laboratoire

###### VI.2.1.. Examen histologique

Lors de sarcosporidioses chronique, les kystes de *Sarcocystis* peuvent être retrouvés microscopiquement dans les muscles cardiaques et squelettiques (**Tenter, 1995**). Plusieurs techniques peuvent être utilisées pour la recherche des kystes microscopiques dans les tissus comme la digestion artificielle à la pepsine (**Böttner et al., 1987b ; Vercruysse et al., 1989 ; Nourollahi Fard et al., 2009**) ou à la trypsine (**Lukesvå et al., 1986 ; Yamada et al., 1990 ; Aldemir et Güçlü, 2004**), considérée comme la plus efficace (**Euzéby, 1987**) pour la mise en évidence les bradyzoïtes à partir des échantillons de muscles d'animaux abattus (**Tenter, 1995**).

Les coupes histologiques colorées à l'hématoxyline et à l'éosine permettent en plus de la détection des kystes microscopiques et des lésions musculaires (**Euzéby, 1998**), l'identification de certaines espèces de *Sarcocystis* sur la base de la morphologie de la paroi de leurs kystes. Cependant, dans beaucoup de cas, le diagnostic spécifique d'espèces de kystes de *Sarcocystis*, particulier celui de *S. hirsuta* ou *S. hominis* chez les bovins, n'est pas possible ou nécessite du microscope électronique (**Tenter, 1995**).

###### VI.2.2. Examen sérologique

Chez les bovins, les immunoglobulines M (IgM), sont les premières à apparaître dans le sang 3 à 4 semaines après inoculation, suivies de la réponse des IgG1, 5 à 6 semaines après. L'augmentation des IgM est relativement brève, et retourne à un niveau proche de la normale en 2 à 3 mois.

En revanche, les niveaux d'IgG1 demeurent élevés pendant au moins 5 à 6 mois. Aucune réponse des IgG2 ni des IgA ne fût démontrée chez les bovins. Les lymphocytes spécifiques sont retrouvés dans la circulation sanguine des bovins 15 j après qu'ils ne soient inoculés. Cependant, leur activité diminue rapidement. (**Gasbarre et al., 1984**). Des titres positifs d'IgG indiquent seulement une exposition ancienne aux *Sarcocystis* alors que des titres positifs d'IgM révèlent plutôt une infection aiguë (**Savini et al., 1997a**).

### VI.2.3. Examen génomique

Les techniques de biologie moléculaire permettent le diagnostic de l'infection à *Sarcocystis* mais surtout l'identification des différentes espèces de *Sarcocystis* chez l'hôte intermédiaire (**Fischer et Odening, 1998 ; Li et al., 2002 ; Güçlü et al., 2004 ; Vangeel et al., 2007**) et plus récemment chez l'hôte définitif (**Xang et al., 2009**).

Les techniques moléculaires telles que la PCR et ces variantes, sont largement utilisées pour déterminer la diversité génétique d'un grand nombre d'organismes et d'espèces et ont été appliquées à beaucoup de travaux phylogéniques et taxonomiques (**Güçlü et al., 2004**).

### VI.2.4. Examen coprologique

Les méthodes coproscopiques sont employées pour la détection des infections à *Sarcocystis* chez les hôtes définitifs. Cependant, ces méthodes sont peu sensibles (**Tenter, 1995**) et ne permettent pas de faire la distinction entre les sporocystes de différentes espèces de *Sarcocystis* éliminées dans les fèces des hôtes définitifs, puisqu'ils sont de forme et de taille similaires (**Tenter, 1995 ; Fayer, 2004**). Par ailleurs, les sporocystes sont évacués de façon très irrégulière, d'où la nécessité de multiplier les examens (**Euzéby, 1987**).

La méthode de flottaison utilisant des solutions denses comme le chlorure de sodium, le chlorure de sodium combiné au sucrose ou le sulfate de zinc est souvent utilisé pour la recherche des ookystes ou sporocystes de *Sarcocystis* chez les carnivores (**Dubey et Streitl, 1976 ; Böttner et al., 1987 a, b ; Omata et al., 1994 ; Latif et al., 1999 ; Saito et al., 1999**).

En principe, le nombre d'ookystes évacués avec les selles chez l'homme est faible, c'est pourquoi il est recommandé d'utiliser le sulfate de zinc, étant le plus efficace (**OMS, 1982**).

### CHAPITRE VII : METHODES DE LUTTE

#### VII.1. Traitement

Il ne peut être efficace que si on intervient très rapidement ; ce qui suppose un diagnostic rarement établi. Si cette éventualité se réalise, on pourra utiliser :

-Amprolium : 100mg /kg

-Salinomycine : 2mg /kg

-Halofuginone : 0,6mg /kg

-Oxytétracycline : 30mg/kg

Toutes ces thérapeutiques doivent être appliquées une fois par jours pendant 5 jours. Des expériences réalisées chez la souris ont permis de mettre en évidence l'efficacité des associations du type sulfaquinoxaline et pyriméthanine ou sulfadoxine et triméthoprim ; même administrées tardivement ; mais à renouveler quotidiennement pendant un mois.

#### VII .2. Prophylaxie

##### VII.2.1. Mesures défensives

Elle repose sur :

###### ➤ Mesures Sanitaires

- Dépistage des chiens et chat atteints d'infection intestinale à sarcocystis
- Hygiène de l'entretien des animaux : éviter l'accès des chiens et chats dans les locaux
- Protection des aliments des animaux pour en éviter la souillure par des fèces de chien et chat
- Hygiène de l'alimentation des carnivores à qui il faut éviter de fournir de la viande infectée mais cette mesure est difficile à mettre en œuvre car, sauf dans le cas des lésions macroscopiques. (Euzéby ,1987).

###### ➤ Mesures offensives

Assainissement des carcasses par la congélation à -20° pendant 24H ou à - 6° pendant 48H où par la cuisson à 80° pendant 3 H .

### CHAPITRE VIII : SANTE PUBLIQUE

#### VII.3. Incidence de la sarcosporidiose sur la santé humaine

Ce parasite n'est pas dangereux pour les humains, mais la chair des canards très infectés peut avoir une apparence désagréable. Les kystes changent de couleur pendant la cuisson, jusqu'à devenir pratiquement invisibles. 78,6 % des originaux du parc de La Vérendrye en France seraient infectés ( **Grappe, 2009**).

Les sarcosporidioses animales sont à l'origine, chez l'homme consommant crue ou peu cuite la viande de la caille et la viandes du bœuf parasitée, d'une coccidiose sarcocystique. Cette infection peut être évitée si la viande est consommée cuite ou si elle a été consommée par congélation (- 20° pendant 10 jours) (**Euzeby .1987**)

L'infection, chez l'homme ; peut être contractée par contact direct avec l'animal qu'il manipulerait ou par contamination indirecte : aliments souillés de sporocystes. La sarcosporidiose humaine revêt l'aspect d'une myosite avec faiblesse et douleurs musculaires ; parfois accompagnée de nodules sous cutanés. Ces diverses manifestations évoluent avec une éosinophilie sanguine et focale ; qu'il faut prendre en considération ( **Euzeby, 1987** ) .

Quant à la sarcosporidiose, au cours de laquelle l'homme intervient comme hôte définitif, deux espèces sont zoonotique pour le bovin (*S.hominis*) et le porc (*S. suishominis*) . En ce qui concerne les oiseaux notamment la caille, la source de parasites immédiate est le chien ou les canidés sauvages ( **Euzeby, 1987** ) . .

### CHAPITRE IX : PRESENTATION GENERALE DE LA CAILLE

#### IX.1. Classification

Dans l'ordre des **Galliformes** (signification : en forme de poule), la caille des blés est plus proche des perdrix et des faisans, que des lagopèdes ou des tétras, elle appartient à la famille des **phasianidés**(ou phasianidas), **plus** précisément à la sous famille des **perdicinae**.

Initialement, plusieurs sous-espèces étaient distinguées :

- Coturnix coturnix conturbans : archipel des accords (Portugal).ensuite incluse dans confisa
- Coturnix coturnix confisa : iles canaries (Espagne), modéré (Portugal) ;
- Coturnix coturnix inopinata : iles du cap vert ;
- Coturnix coturnix africana : sud de l'Afrique, Madagascar et iles limitrophes ;
- Coturnix coturnix elargri : hauts plateaux d'Ethiopie .maintenant incluse dans africana

Coturnix coturnix coturnix : iles britanniques, nord-ouest de l'Afrique, Russie, Inde et probablement Bengladesh.

Une distinction était réalisée par les variations de taille et de couleur des individus (race nominale plus grande et dessus des ailes plus ou moins sombre, poitrine plus ou moins rousse selon les régions considérées). En l'absence d'isolats géographiques, les oiseaux insulaires sédentaires recevant régulièrement du continent des contingents d'oiseaux

migrateurs de la race nominale, ces sous-espèces n'ont plus lieu d'être. Cette mixité, confirmée par la présence d'oiseaux en plumage intermédiaire, concerne également le reste du continent africain .on peut noter toutefois que des individus mélaniques ou albinos peuvent être parfois observés dans les populations de Coturnix coturnix coturnix.

### **IX.2.L'élevage en cage**

La caille s'adapte à la vie en captivité, mais les adultes capturés deviennent mélancoliques et meurent surtout en période de reproduction et de migration. Donc l'élevage doit être pratiqué avec des individus nés en captivité.

L'espèce qui se prête le mieux à l'élevage en cage est la petite caille de chine, placée dans une cage de 1m de longueur, le fond recouvert de terre sèche ou sable pour éviter les accidents et blessures lors de vols après frayeur. Pour cela on peut employer des cages dont les parois sont en filet, ou raccourcir la pointe d'une aile pour l'empêcher de voler.

### I. Objectif de l'étude

Afin d'atteindre les objectifs de notre étude, nous avons réalisé un travail expérimentale comportant deux volets distincts :

**Premièrement**, déterminer la prévalence de la sarcosporidiose dans les carcasses du gibier à plume notamment la caille au niveau de laboratoire de parasitologie-mycologie par un examen macroscopique et microscopique (digestion enzymatique et examen histologique) sur des échantillons de bréchet et de la cuisse, et rechercher d'éventuelles lésions macroscopiques sur ces carcasses.

**Deuxièmement**, identifier les espèces de sarcocystis affectant la caille de blé par une étude histologique par la recherche d'éventuelles lésions liées à la présence des kystes microscopique de *sarcocystis sp.*

Dans ce cadre nous nous attèlerons à :

- Inspecter les carcasses des cailles sacrifiées pour voir d'éventuels lésions macroscopiques sur les muscles du bréchet
- Evaluer la prévalence de la sarcosporidiose de l'espèce caille par la recherche de *sarcocystis sp* par la technique de digestion enzymatique
- Rechercher les kystes microscopiques par la technique histologique.
- Evaluer l'influence des facteurs : sexe, poids, origine,...

### II. Matériels et méthodes

#### II.1. Origine de cailles

Les cailles objet de notre étude nous ont été gracieusement remises par l'équipe de zoologie de l'ENSV-Alger. Ces cailles proviennent de trois wilayas :

Cailles de blé BOUIRA : 30 Echantillons.

Cailles de blé CHLEF : 88 Echantillons.

Cailles de blé TIZI OUZOU : 30 Echantillons.

## II.2.Prélèvement des muscles sur les carcasses des cailles

### II.2.1.Matériel utilisé

Dans cette étude, pour la réalisation des prélèvements sur les cailles, nous avons utilisé le matériel suivant :

- Couteaux
- Etiquettes
- Marqueurs
- Glacière
- Sachets de congélation en plastique

### II.2.2.Méthodes

#### II.2.2.a. Recherche des kystes macroscopiques

Pour la recherche des kystes macroscopiques, nous avons inspecté 148 carcasses de caille (la partie du bréchet principalement).

#### II.2.2.b. Prélèvements réalisés

Pour la réalisation de notre travail, nous avons récolté des échantillons de bréchet et de la cuisse sur 148 carcasses de caille.

Pour chaque carcasse, les échantillons sont emballés dans un sac en plastique propre et identifié (le sexe, la date de prélèvement et la provenance de l'animal) (Fig. 11)

Les échantillons sont transportés dans une glacière à +4°c jusqu' 'au laboratoire de parasitologie-Mycologie de l'ENSV-ALGER.



**Figure 11** : Conditionnement de muscles (bréchet, cuisse) dans des flacons et des sacs en plastique (original, 2015).

### III. Préparation des échantillons

#### III.1. Nettoyage et lavage

Chaque échantillon de bréchet de cuisse est nettoyé et bien lavé pour éliminer l'excès de sang, éliminer la graisse afin d'obtenir que le muscle, pour faciliter le broyage et la digestion pepsique.

Puis un morceau de ces deux muscles sont coupés et déposés dans des flacons identifiés contenant du formol à 10 % pour être conservés pour l'étude histologique ultérieure (Fig. 12).



Figure 12 : Dépôt des fragments dans le formol à 10% (Originale ,2015)

### IV. TECHNIQUES DE LABORATOIRE

#### IV.1. Digestion enzymatique

##### IV.1.1. Matériels et produits chimiques utilisés

Le matériel nécessaire pour la technique de la digestion enzymatique est présenté dans le tableau 02.

Tableau 02 : Matériel et appareils utilisés

Matériel	Appareils
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Récipients .paillasse.</li> <li>• Fiole.</li> <li>• Portoirs/ supports.</li> <li>• Filtres (métallique/synthétique).</li> <li>• Gaze.</li> <li>• Tubes à centrifugation.</li> <li>• Pipettes pasteur.</li> <li>• Spatule en métal.</li> <li>• Tube graduées.</li> <li>• Béchers / lames et lamelles</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Broyeur électrique.</li> <li>• Etuve à 37°.</li> <li>• Autoclave.</li> <li>• Microscope optique.</li> <li>• Centrifugeuse (PH et grandes tailles).</li> <li>• Agitateur magnétique.</li> <li>• Balance électrique.</li> <li>• PH - mètre.</li> <li>• Réfrigérateur.</li> </ul>



**Figure 13 :** (A) Broyeur électrique, (B) balance, (C) agitateur magnétique(JOUAN), (D) Etuve à 37°C (Originales, 2015/2016)

**Tableau 03 :** Réactifs et solutions utilisés

Réactifs	Solutions
-Eau distillée.	-PBS (eau distillée, hydro- natrio-phosphate
-Colorants: May –Grunwald (MG)	H <sub>2</sub> NAO <sub>2</sub> P, dinatrio-hydrogéo-phosphate
- Giemsa (G).	NA <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> ).
-Eau tamponné (PH=7.2)	-Solution de digestion enzymatique (pepsine,
	NaCl, HCl (25%), eau distillée).

### IV.1.2.Principe de la digestion enzymatique

Le but est de réunir les facteurs favorisant la digestion du muscle pour libérer les bradyzoïtes.

Ainsi la préparation d'un suc digestif artificiel est réalisée. L'acide chlorhydrique (HCl) contenu dans le suc digestif favorise la dénaturation des protéines, ce qui facilite l'action de la pepsine qui sera activée à son tour grâce au PH optimal du milieu (1-3).

#### IV.1.2.1.Préparation des solutions

##### ➤ Solution de digestion

Dans un bécher 500 ml d'eau distillé sont mélangés à :

-2.5 g de Na Cl (**Fig.14.A**)

-1.3 g de pepsine (**Fig.14.A**)

-3.5 ml d'HCl (**Fig.14.A**)

Tous les réactifs sont mélangés dans un bécher contenant de l'eau distillée puis on procède à une agitation à l'aide d'un agitateur magnétique jusqu'à la dissolution des cristaux de sels (**Fig. 14.B**).

On obtient 500 ml de solution de digestion qui permet d'analyser 10 échantillons.

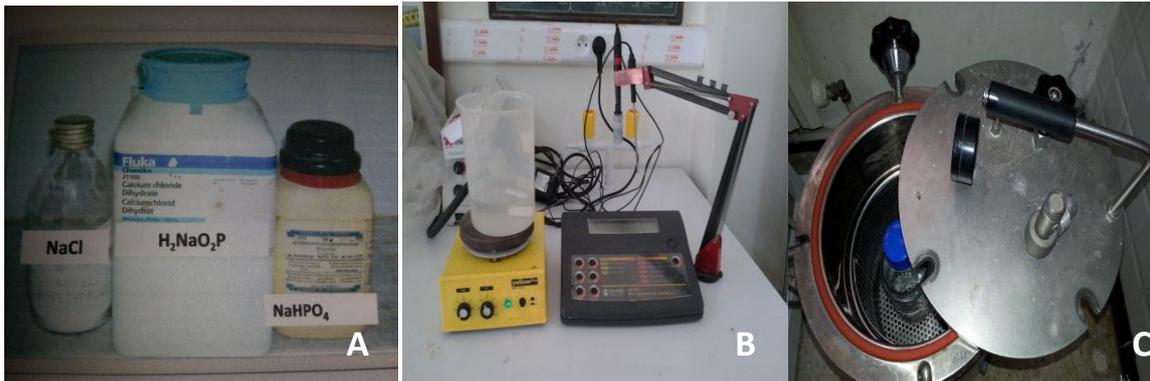


**Figure 14 :** (A) Solutions de préparation, (B) préparation de solution de digestion  
(Originales, 2015/2016)

➤ **Préparation du PBS à PH neutre (7.2-7.4)**

8.5 gr de NaCl ,2.71 gr  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$  ( $2 \text{H}_2\text{O}$ ) ,8.98 gr de  $\text{NaHPO}_4$  (Fig. 15.A) sont mélangés dans 1000 ml d'eau distillée dans un bécher à l'aide d'un agitateur magnétique, jusqu'à la dissolution de cristal de sels, le PH est étalonné entre 7,2 et 7,4 (Fig. 15.D).

Le PBS est ensuite stérilisé à l'autoclave à  $130^\circ$  pendant 1 heure (Fig. 15.C).



**Figure 15** : Solutions de préparation (A), préparation du PBS(B), autoclave (C)

(Originales, 2015/2016)

**IV.1.2.2.Mode opératoire**

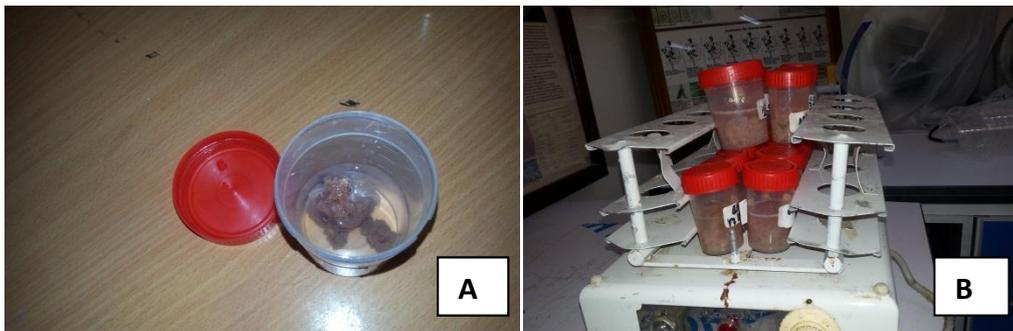
- Les échantillons sont décongelés la veille de la manipulation, chaque échantillon est pesée pour avoir 20 g de muscle et le reste à rejet (Fig. 16)



**Figure 16** : pesée des échantillons de muscles (originale, 2015/2016)

### ➤ **Mélange du Broyat avec la solution de digestion et incubation**

Dans des petits béchers, 50 ml de solution de digestion sont mélangés avec le muscle broyé, le tout est bien homogénéisé à l'aide d'une spatule. Ce mélange est versé dans des flacons gradués, en plastique (FLOCON®50 ml). Ces flacons sont ensuite placés sur un agitateur magnétique (JOUAN®) pendant 30 mn à 37°C sous agitation magnétique constante.



**Figure 17** : mélange du broyat avec la digestion (A) et incubation (B)  
(Original, 2015/2016)

### ➤ **Filtration des échantillons**

Le digestat de chaque échantillon est ensuite filtré dans des béchers à travers les mailles d'une passoire sur lequel 2 couches de gaze sont déposées, pour éliminer les gros débris musculaires, puis laissé s'égoutter pendant quelques minutes.

### ➤ **Centrifugation des échantillons**

Le filtrat de chaque échantillon est remué pour éviter la formation d'un sédiment puis versé dans 4 tubes à centrifugation (NALGENE®10ml). La  $\frac{1}{2}$  du tube est remplie avec le liquide du digestat, complétée avec un  $\frac{1}{4}$  du volume du tube en PBS (PH : 7.2). Les tubes sont fermés avec des bouchons en caoutchouc.

Une centrifugation (SIGMA®6×15ml) à 3000rpm pendant 5mn est réalisée. Les 4 culots obtenus sont récupérés après avoir jeté le surnageant. Les culots sont rassemblés dans un seul tube et repris dans du PBS. Une centrifugation est à nouveau effectuée à 3000 rpm pendant 5mn. Un culot final est obtenu pour chaque échantillon.



**Figure18:** (A) Centrifugation des échantillons, (B) Culots finaux, (C) préparation des lames pour l'observation microscopique  
(Originales, laboratoire de parasitologie mycologie de l'E.N.S.V, 2016)

### ➤ Coloration au May-Grunwald Giemsa (MGG)

Cette technique a été appliquée à tous les échantillons selon la méthode décrite par **Bussiéras et Chermette (1992)**.

Son principe repose sur l'action combinée de deux colorants neutre et sur l'affinité des éléments cellulaires pour les colorants acides ou basiques.

### ➤ Réalisation des frottis

A l'aide des pipettes pasteur, une goutte de chaque culot est prélevée et étalée sur une lame numérotée à l'aide d'un crayon métallique.

Le tout est laissé sécher à l'aire libre et puis passer par les différentes phases de coloration.

➤ **Coloration des frottis**

- 1-Les frottis sont fixés au méthanol durant 5mn.
- 2-Les lames sont colorées au May- Grunwald pendant 3mn.
- 3-On dépose l'eau distillée ou l'eau physiologique pendant 5mn.
- 4- On dilue le Giemsa, en mettant 10 gouttes de Giemsa pour chaque 5ml d'eau distillée dans une éprouvette (quantité nécessaire pour une lame).
- 5-On dépose le Giemsa dilué pendant 30mn
- 6-Rincer la lame sous un fin jet d'eau du robinet
- 7-Les lames sont séchées entre les plis d'un papier filtre, en tapotant légèrement avec les doigts.

➤ **Examen de lames colorées**

Les lames colorées sont ensuite examinées au G×400 au microscope optique (LEICA® DMLS) et G×1000 après avoir rajouté de l'huile d'immersion.

Le May Grunwald, colore le noyau (acide) des bradyzoites en rose, et le Giemsa colore le cytoplasme (alcalin) en bleu.

Un échantillon est considéré positif lorsque des bradyzoites de sarcocystis (en forme de banane) sont observés.

Pour confirmer le diagnostic du genre sarcocystis, il faut mesurer la taille (Longueur×Largueur) des Bradyzoites en utilisant un microscope optique (OPTIKA®microscope) muni d'un micromètre oculaire (MJ10 ×) au grossissement (×400).

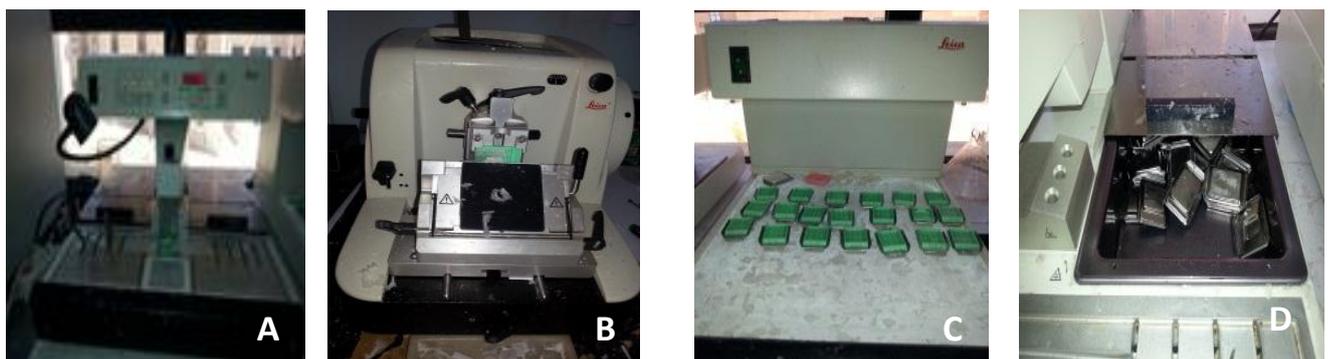
## **IV.2.TECHNIQUE HISTOLOGIQUE**

### **IV .2.1. Matériels utilisés**

Le matériel, appareils ainsi que les produits chimiques utilisés pour la réalisation de l'analyse des échantillons de muscles sont détaillés dans le tableau 04.

**Tableau 04 :** Matériels, appareils et produits chimiques utilisés.

Matériel	Produits chimiques
-Bistouri	-Formol dilué A 10%
-Lame de bistouri	-Toluène
- Pincés	-Ethanol à concentration 70°,90°,100°
-Béchers	-Résine
-Cassettes	-Hématine
-Minuteur	-Eosine
-Rasoirs	-Eau distillée
-Distributeur De Paraffine	-Eau de robinet
-Microtome	
-Lames et lamelles	
-Moule à inclusion	
-Plaque chauffante	



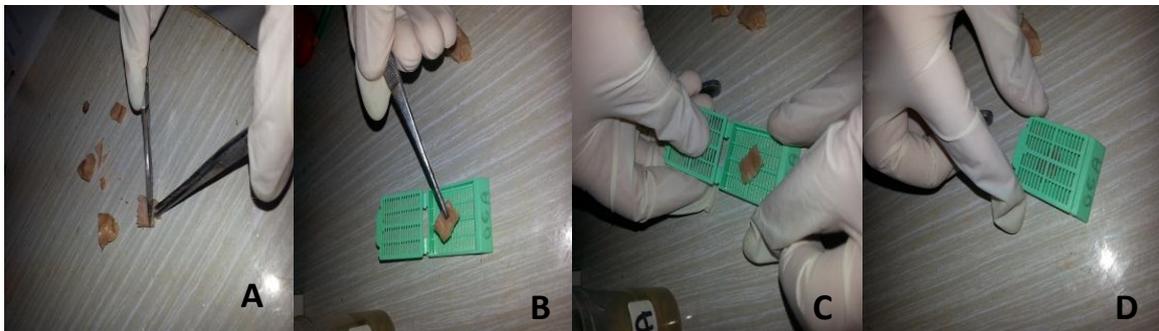
**Figure 19 :** (A) Distributeur de paraffine, (B) microtome, (C) une plaque froide, (D) moules pour inclusion (Originales ,2016)

### IV.2.2. Mode opératoire

#### ➤ La fixation

La fixation a pour objectif la conservation des structures et le durcissement des pièces permettant la confection des coupes. Elle doit se faire immédiatement après les prélèvements par leur immersion dans le formol à 10% (9V d'eau distillée pour 1V de formol à 37%). Ce dernier a pour rôle de préserver les tissus en immobilisant les constituants cellulaires, il prévient leur autolyse ainsi que la putréfaction bactérienne post-mortem. La durée de fixation est variable et la quantité de fixateur utilisée doit être au moins dix fois plus importante que le volume de tissu à fixer : 48h suffisent donc pour fixer les petits fragments.

Après la fixation, un petit fragment de 1cm de côté sur 5mm d'épaisseur de chaque échantillon est coupé à l'aide d'un bistouri. Les fragments de chaque échantillon sont mis dans une cassette fermée perforée et bien numérotée au crayon (Fig 20)



**Figure 20** : Préparation des fragments de muscle :(A) découper et (B) placer dans cassette et(C) (D) refermer la cassette (**Originales laboratoire d'anatomie pathologique de l'E.N.S.V ,2016**) Par la suite tous les prélèvements vont subir l'étape de la circulation.

#### ➤ La circulation

Elle constituée de trois étapes :

- La déshydratation ;
- l'éclaircissement ;
- l'imprégnation.

### ❖ La déshydratation

Cette étape consiste à immerger les prélèvements contenus dans les cassettes dans de l'éthanol à concentration croissante (70%,90%,100%) pour ne pas détériorer les tissus. L'éthanol a pour rôle d'éliminer le fixateur (le formol) et de pénétrer dans les tissus tout en chassant l'eau.

Deux bains d'une heure chacun, pour chaque concentration → **durée totale 6heures.**



**Figure 21 :** Ethanol à concentration croissantes (70%,90%,100%) (Original 2016)

### ❖ L'éclaircissement

Les cassettes sont mises ensuite dans le toluène qui est un agent éclaircissant en remplaçant l'éthanol dans les tissus et rendre ces derniers transparents car il laisse la place à la paraffine (Fig 22).

4 bains de toluène de deux heures chacun → **durée totale 8heures.**



**Figure 22 :** Cassettes immergées dans le toluène (originales 2016)

### ❖ L'imprégnation

Cette étape consiste à mettre les cassettes dans de la paraffine liquide chauffée à 58°C (Fig. 23)



**Figure 23** : Cassettes imprégnées dans de la paraffine liquide (**originale, 2016**)

### ➤ L'enrobage et le blocage

C'est l'inclusion définitive des prélèvements dans un moule permettant l'obtention d'un bloc. Cette technique a été réalisée grâce à un distributeur de paraffine constitué principalement d'un circuit chauffé (à 56°C) se terminant par un distributeur d'où s'écoule la paraffine liquide et une plaque froide.

#### **Protocole :**

Dans un moule en acier inoxydable un peu de paraffine liquide est versée, la pièce à inclure est saisie à l'aide d'une pincette et déposée sur sa surface de coupe dans le moule (Fig. 24.A).

On couvre le moule par la même cassette qui va servir de support au bloc et la paraffine est reversée sur la cassette afin qu'elle adhère à la pièce (Fig. 24.B).

Enfin le moule est mis sur la plaque froide de la machine pour que la paraffine durcisse pendant au moins 15 min (Fig. 24.C).

Les blocs obtenus sont ensuite démoulés et débarrassés de l'excès de paraffine. Il ne doit rester qu'environ 5 mm de paraffine autour de la pièce (Fig. 24.D).



**Figure 24 :** (A) Inclusion , (B) enrobage des prélèvements (C) refroidissement des blocs, (D) Bloc démoulé ,(D) Elimination de l'excès de la paraffine ( E) Blocs finaux (original, 2016).

### ➤ La microtomie

Le microtome produit des séries de coupes reliées entre elles sous forme de ruban. Le bloc est monté dans le porte-bloc du microtome et immobilisée grâce à la vis de blocage.

Une attention particulière doit être prêtée au montage du bloc sur son support. la surface du bloc doit être parallèle et ajusté au couteau. On ajuste le rasoir de manière à dresser une face de coupe nette. Puis on procède à la confection du ruban de coupes mais tout d'abord on doit faire un dégrossissage au microtome afin d'éliminer la paraffine qui se trouve en avant du prélèvement pour obtenir une coupe entière du tissu à colorer, dans ce cas le

microtome est réglé à une épaisseur de  $25\mu$ . Enfin on ajuste l'épaisseur de coupe définitive à  $7\mu$ . Les coupes sont obtenues par passage régulier de la pièce à couper devant le rasoir ou couteau du microtome tout en tournant la roue motrice à l'aide d'une manivelle.

### ➤ Confection des lames

#### ❖ .Etalement

Cette étape consiste en une flottaison des coupes à la surface d'un bain chaud de l'eau albumineuse, ceci permet de déplisser les coupes en les redonnant leurs dimensions originales et garantir qu'elles soient complètement étalées. Les coupes sont posées à la surface de l'eau par un léger mouvement de balayage et on les laisse à la surface juste le temps nécessaire pour les aplanir.



**Figure 25:** Etalement du ruban obtenu dans l'eau albumineuse (originale, 2016).

#### ❖ Collage et séchage

Les coupes sont repêchées à l'aide d'une lame de verre porte-objet sur laquelle le numéro d'identification du bloc est gravé avec un crayon diamant. On égoutte l'excédent de l'eau sous la coupe avant le séchage et puis on les mets sur la platine à  $65^{\circ}\text{C}$  chauffante pendant 10mn.



**Figure26** : Séchage des coupes sur la platine chauffante (**original 2015**).

### ➤ Déparaffinage

Pour que l'on puisse utiliser la coloration la paraffine doit être éliminée on procède donc au déparaffinage, qui consiste à passer les lames dans des bains de toluène ou de xylène afin de dissoudre la paraffine. Le premier bain dans le toluène 5mn et deuxième bain dans le toluène 7mn

### ➤ Hydratation

On effectue ensuite une réhydratation qui a pour objectif de retirer le toluène des tissus et de le remplacer par l'eau. On passe les lames dans des bains d'alcool de degré décroissant :

Le premier bain dans l'alcool à 100° pendant 1mn  
Le deuxième bain dans l'alcool à 90° pendant 1mn  
Le troisième bain dans l'alcool à 70° pendant 1mn  
Et enfin l'eau Distillée pendant 03mn

### ➤ Coloration

Un bain de 46 secondes dans l'hématéine  
Trois bains dans de l'eau de robinet pendant 1mn chacun

### ➤ Déshydratation

Un bain d'alcool à 70° pendant 30 secondes  
Un bain d'alcool à 90° pendant 30 secondes  
Et enfin deux bains d'alcool à 100° pendant 1mn chacun

### ➤ Eclaircissement

Deux bains de toluène de 5mn chacun

### ➤ Montage

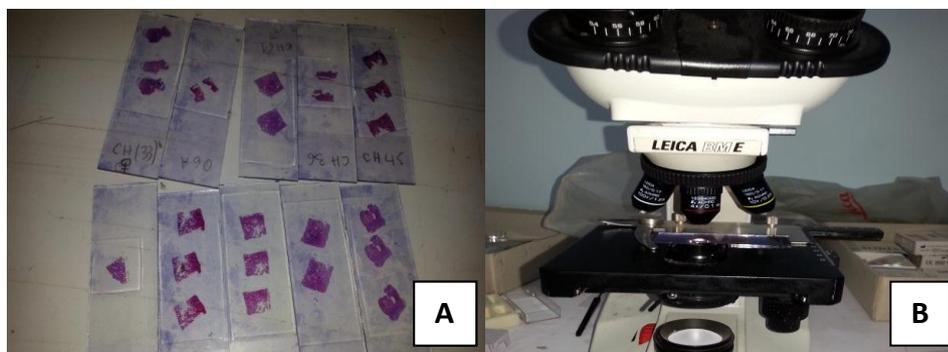
Les coupes colorées sont montées entre lame et lamelle avec une résine synthétique afin de préserver les préparations. On met quelque goutte de résine (EUKITT) sur toute la surface de la lamelle et on couvre la lame. Les lames ainsi montées peuvent être conservées pendant plusieurs dizaines d'années.

### ➤ Examen des lames

Les lames sont ensuite examinées au microscope optique au grossissement X100 X400 X 1000

Nous avons noté chaque lame :

- ✓ La présence ou non de Kystes de sarcocystis
- ✓ Le nombre de Kystes sarcosporidiens présents x400
- ✓ L'épaisseur de la paroi de Kystes



**Figure 27 :** (A) Lames obtenues, (B) observation microscopique Gr x40 (original, 2016)

## V .RESULTATS ET DISCUSSION

### V.1.Observation macroscopique

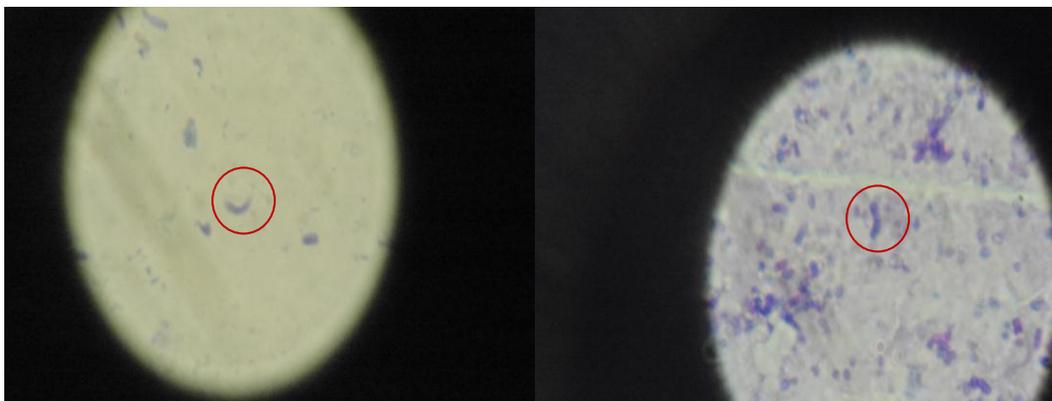
L'inspection visuelle des 148 carcasses de la caille ne nous a pas permis de déceler aucunes lésions de sarcosporidiose. Donc l'examen macroscopique des échantillons n'a révélé aucun kyste visible à l'œil nu. On constate une prévalence de 0% de kystes macroscopiques.

### V.2.Observation microscopique

#### V.2.1. Digestion enzymatique

L'observation microscopique des frottis après coloration au MGG a permis de mettre en évidence des bradyzoites typiques en forme de banane .caractérisés par une extrémité élargie et une extrémité amincie avec un cytoplasme coloré en bleu foncé et un apex et noyau qui sont situé dans l'extrémité élargie de couleur rose clair(Fig.18).

Sur les 148 échantillons analysés tous se sont révélés négatif sauf trois lames qui ont été positifs soit un taux de positivité de **2 %**.



**Figure 28:** Bradyzoites retrouvés après coloration M.G.G.dans les muscles analysés de la caille  
**Gr X 40 (originale , 2016).**

#### V.2.2.Etude des facteurs de risques

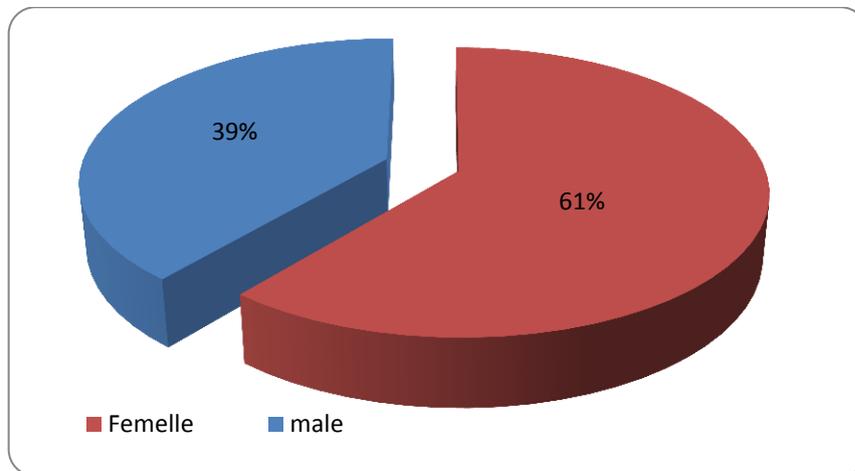
##### V .2.2.1.Le sexe

Sur les 148 échantillons de muscles provenant de la caille de blé sont représentés par 91 prélèvements pour les femelles et 57 pour les males. Aucunes lésions macroscopiques n'ont été observées chez les deux sexes.

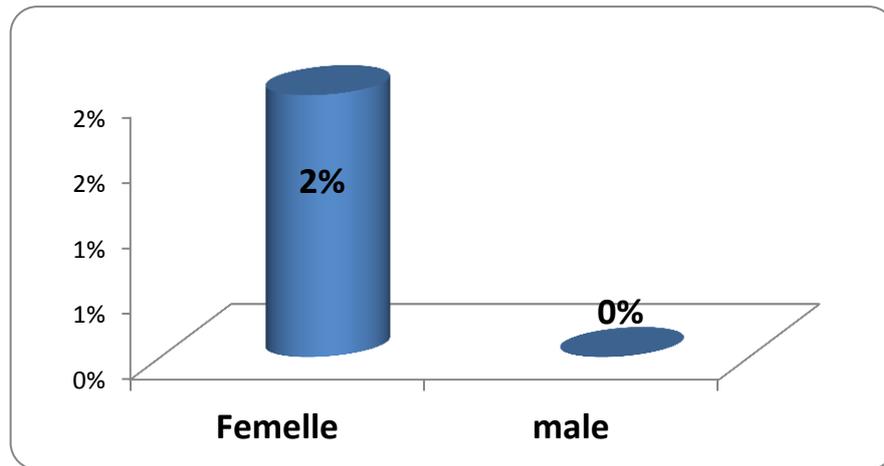
Par contre en microscopie, les prélèvements positifs sont des femelles avec un taux de positif de 2 % pour la mise en évidence de bradyzoites de *sarcocystis* (Tab 05 et Fig 28).

**Tableau 05** : Prévalence de sarcocystis selon le sexe

Sexe	Nombres d'échantillons analysés	Résultats		
		Macroscopie	Microscopie	
			Digestion enzymatique	Histologie
Femelle	91	0%	2%	0%
Male	57	0%	0%	0%
Total	148			



**Figure 29**: Répartition des échantillons de cailles en fonction du sexe



**Figure 30 :** Taux de prélèvements positif de *sarcocystis* dans les échantillons selon le sexe.

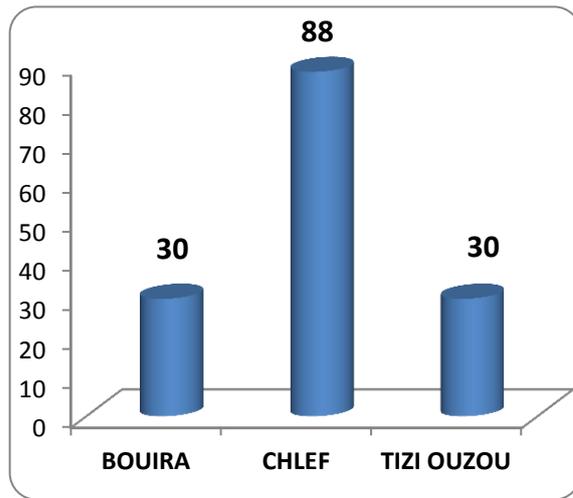
#### V.2.2.2. Selon l'origine

Les cailles proviennent de trois wilayas à savoir Bouira, Tizi Ouzou et Chlef. La présente étude a permis de noter aucunes lésions macroscopiques sur les carcasses analysées quelques soit l'origine des animaux donc il n'existe pas une influence de l'origine sur le taux d'infestation par des kystes de *sarcocystis*. (Tableau 6 et figure 29).

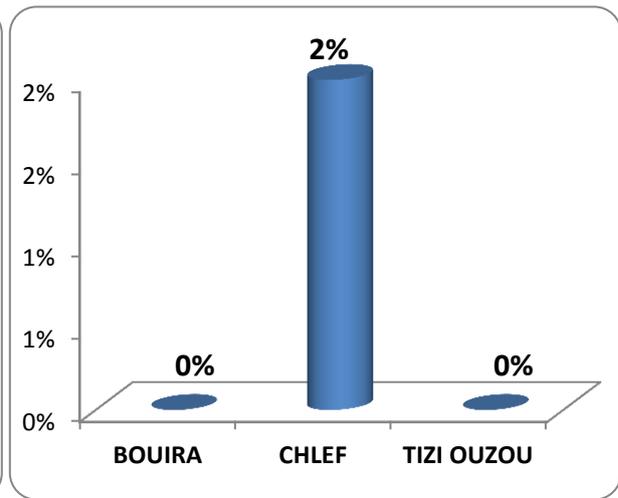
Par contre, les cailles positives proviennent de la wilaya de Chlef avec un taux de positivité de 2 % (Tab4,fig 22). Ce qui suppose que ces cailles ont été contaminées par l'ingestion d'aliments souillés par des déjections provenant d'un hôte définitif (carnivore).

**Tableau 06 :** Influence de l'origine des animaux sur la prévalence des kystes de *sarcocystis* spp.

Origine	Nombre de carcasses analysées	Résultats		
		Macroscopiques	Microscopiques	
			Digestion enzymatique	Histologie
BOUIRA	30	0%	0%	0%
CHLEF	88	0%	2%	0%
TIZI OUZOU	30	0%	0%	0%
TOTAL	148	0%	2%	0%



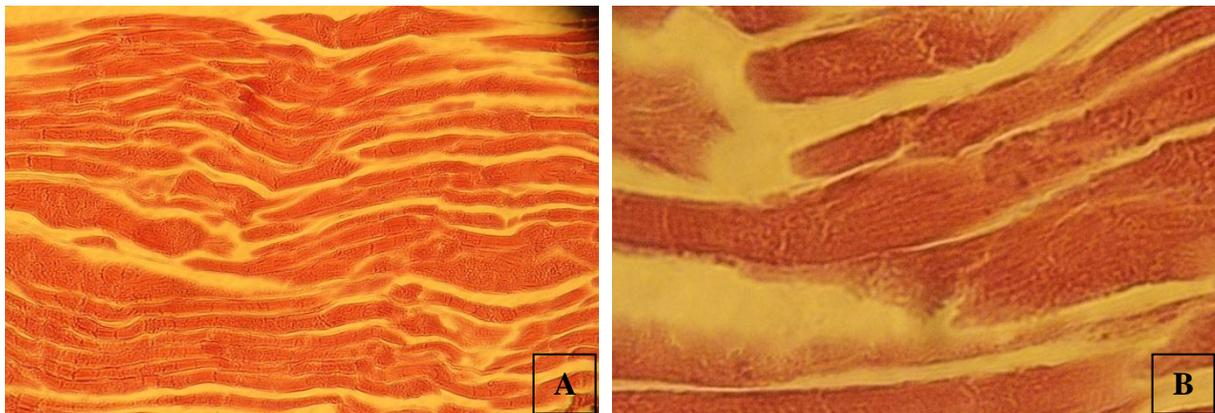
**Figure 31** : Nombre de cailles analysées



**Figure 32** : Taux de positivité par wilaya

### V.2.3.Histologie

L'observation histologique des prélèvements de muscle n'a révélé aucun Kyste microscopique soit une prévalence de 0% de sarcocystis spp.



**Figure 33** : Photos des résultats négatifs en histologie (A) Gr X 200, (B) Gr X 400  
(Originales 2015-2016)

### **VI. Conclusion**

La sarcosporidiose chez les volailles est mal connue en Algérie et pas de travaux lui ont été consacrés.

Notre étude est ainsi, une contribution au développement des connaissances sur cette pathologie à protozoaire qui affecte les animaux d'élevage notamment la caille de blé.

Dans cette étude, la digestion enzymatique de 148 échantillons et l'examen histologique de 20 échantillons de bréchet et de la cuisse ont été utilisés. Nos résultats indiquent une très faible prévalence des kystes microscopiques de sarcocystis au niveau des carcasses de la caille de blé par la méthode de digestion, révélant un taux d'infestation de 2% qui suppose l'existence d'une contamination étroite de l'environnement par les sporocystes de sarcocystis. A l'examen histologique, la prévalence globale moyenne a été de 0%.

Aucune influence du sexe, de l'origine n'a été notée.

Enfin, Notre étude expérimentale ,aussi exhaustive qu'elle puisse être, n'a pas permis d'approfondir les connaissances sur ce galliforme.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

**Aldemir O. S., Güçlü F. 2004.**Diagnosis of *Sarcocystis* species in cattle in Konya region. *Kafkas Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*.10: 147-149.

**Baud'huin., 2003.** Les parasites de la caille des blés (*Coturnix coturnix*). Thèse d'exercice, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 118 p.

**Böttner A., Charleston W. A. G., Hopcroft D. 1987a.**The structure and identity of macroscopically visible *Sarcocystis* cysts in cattle. *Veterinary Parasitology*. 24: 35-45.

**Böttner A., Charleston W. A. G., Pomroy W. E., Rommel M. 1987b.** The prevalence and identity of *Sarcocystis* in beef cattle in New Zealand. *Veterinary Parasitology*. 24: 157-168.

**Bowman D.,Hendrix C., Lindsay D., Barr S .2002.** The protozoa in the feline clinical parasitology zoonosiques. Edition medicals internationals.

**Bussieras J.,Charmette R. 1992.** Abrégé de parasitologie vétérinaires ; fasciculla II ;Protozoologie vétérinaires – Services de parasitologie. Ecole nationale veterinaire d'Alfort. I.S.B.N 2-900793-02-5.

**Corner., Mitchell., Meads. 1963.** An infection of cattle presumed to be caused by an unidentified protozon. *The Canadian veterinary journal*; 4(10), 253-264.

**Dubey J.P., Streitl R.H. 1976.** Shedding of *Sarcocystis* in feces of dogs and cats fed muscles of naturally infected food animals in the midwestern United States. *The Journal of Parasitology*. 62: 828-830.

**Dubey J.P. 1980.** Coyote as a final host for *Sarcocystis* species of goats, sheep, cattle, elk, bison, and moose in Montana. *American Journal of Veterinary Research*. 41: 1227-1229.

**Euzéby J. 1987.**Protozoologie Médicale Comparée ; vol II : Myxozoa-Microspora-Ascetospora. Apicomplexa 1 : Coccidioses. Collection fondation Marcel Meiena .

**Euzeby J. 1998.** Les parasites des viandes :épidémiologie ,physiopathologie, incidences zoonosique . Etude médicales intrenationales .Tec & Lavoisier.

**Fayer R. 2004.** *Sarcocystis* spp. in Human Infections. *Clinical Microbiology Reviews*. 17: 894-902.

**Flandrin C. 2014.** Etude de la prévalence de la sarcosporidiose chez les bovins abattus en région Midi-Pyrénées .thèse Toulouse 2014 .

**Gasbarre L. C., Suter P., Fayer R. 1984.** Humoral and cellular immune responses in cattle and sheep inoculated with *Sarcocystis*. *American Journal of Veterinary Research*. 45: 1592-1596.

**Jäkel T., Archer-Baumann C., Boehmler A. M., Sorger I., Henke M., Kliemt D., Mackenstedt U. 1999.** Identification of a subpopulation of merozoites of *Sarcocystis singaporensis* that invades and partially develops inside muscle cells in vitro. *Parasitology*. 118: 235-244.

**-Latif B. M. A., Al-Delemi J. K., Mohammed B. S., Al-Bayati S. M., Al-Amiry A. M. 1999.** Prevalence of *Sarcocystis* spp. in meat-producing animals in Iraq. *Veterinary Parasitology*. 84: 85-90.

**Li Q-Q., Yang Z-Q., Zuo Y-X., Attwood S. W., Chen X-W., Zhang Y-P. 2002.** A PCR based RFLP analysis of *Sarcocystis cruzi* (Protozoa: Sarcocystidae) in Yunnan province, PR China, reveals the water buffalo (*Bubalus bubalis*) as a natural intermediate host. *The Journal of Parasitology*. 88: 1259-1261.

**Lukesová D., Nevole M., Haidová B. 1986.** The extent of the incidence of sarcocystosis in cattle and pig farms. *Veterinárni Medicína*. 31: 521-530.

**Matuschka F. R. 1987.** Reptiles as intermediate and/or final hosts of Sarcosporidia. *Parasitology Research*. 73: 22-32.

**Mehlhorn H .1975 .**Encyclopedic Reference of parasitology :Biologie, Structure,Fonction

**Michigan Wildlife Manual. 2015.** Department of natural resources. [http://www.michigan.gov/dnr/0,4570,7-153-10370\\_12150\\_12220---,00.html](http://www.michigan.gov/dnr/0,4570,7-153-10370_12150_12220---,00.html)

**Nourollahi Fard S. R., Asghari M., Nouri F. 2009.** Survey of *Sarcocystis* infection in slaughtered cattle in Kerman, Iran. *Tropical Animal Health and Production*. 41: 1633-1636.

**Omata Y., Xu S-Z., Igarashi I., Saito A., Toba H., Suzuki N. 1994.** Survey of *Sarcocystis* infection in cattle in East Hokkaido, Japan. *The Journal of Veterinary Medical Science*. 56: 557-558.

**OMS.1982.** Infection intestinales à protozoaires et à helminthes. Série des rapports techniques n° 666 . Organisation mondiale de la santé .Genève .

**Perrotin C., Graber M., Thal J., Petit J. P. 1978.** La sarcosporidiose chez le buffle africain (*Syncerus caffer*). *Revue d'Élevage et de Médecine vétérinaire des Pays tropicaux*. 31: 423-426.

**Pinayeva L. M., Pak C. M., Kokhno L. I. 1998.** *Sarcocystis* of the wild birds of Kazakhstan. *Parasitology International*. 47(Suppl. 1): 143.

**Saito M., Shibata Y., Kubo M., Sakakibara I., Yamada A., Itagaki H. 1999.** First isolation of *Sarcocystis hominis* from cattle in Japan. *The Journal of Veterinary Medical Science*. 61: 307-309.

**Savini G., Robertson I.D., Dunsmore J.D. 1997a.** Class-specific antibody responses in cattle following experimental challenge with sporocysts or merozoites of *Sarcocystis cruzi*. *Veterinary Parasitology*. 72: 121 - 127.

**Schepkens E. 2009.** Coin du veto – Symptômes nerveux divers, Décembre BN n° 135.

**Taylor A.M., Coop R.L., Wall R.L.2007.** *Veterinary Parasitology*. Blackwell publishing, Oxford, UK, Ames, Iowa.

**Tenter A.M. 1995.** Current research on *Sarcocystis* species of domestic animals. *International Journal for Parasitology*. 25: 1311-1330.

**Tuggle B. N., Friend M., 2010.** General Field procedure and disease of birds. *Field Manual of Wildlife Diseases: Birds* chapter 28 p 219-222.

**Vangeel L.; Houf K.; Chiers K.; Vercruyse J.; D'herde K.; Ducatelle R., 2007:** Molecular-based identification of *Sarcocystis hominis* in Belgian minced beef. *J Food Prot*,70,1523-1526.

**Vercruyse J. ; Franssen J. ; Van Goubergen M., 1989 :** The prevalence and identity of *Sarcocystis* cysts in cattle in Belgium. *J.Vet. Med, B* 36, 148-153.

**Xiang Z., Chen X., Yang L., He Y., Jiang R., Rosenthal B.M., Luan P., Attwood S.W., Zuo Y., Zhang Y Et Yang Z., 2009.** Non-invasive methods for identifying oocysts of *Sarcocystis* spp. from definitive hosts. *Parasitology International*. septembre 2009. Vol. 58, n° 3, pp. 293-296. DOI 10.1016/j.parint.2009.03.004.

**Yamada M., YukawaM., Mochizuki K., Sekikawa H., Kenmotsu M. 1990.** *Sarcocystis* in Murray Grey stock cattle introduced from Australia. *The Japanese Journal of Veterinary Science*. 52: 883-885.

**Site internet :**

1. <http://www.Passion.de.chasse.com>. 2014 consulté Avril 2016
2. <http://www.michigan.gov/dnr/.html>. consulté Mars 2016
3. <http://www.colombophiliefr.com> . consulté le Janvier 2016

## ANNEXE 01

Numéro de laboratoire	Poids(g)	Sexe	Volume de solution de digestion (ml)	Résultats de digestion enzymatique	Résultats de l'étude histologique
1	8.31g	F	20.775ml	-	-
2	7.40g	M	18.5ml	-	-
3	17.82g	M	44.55ml	-	-
4	5.52g	M	13.8ml	-	-
5	7.97g	F	19.92ml	-	-
6	4.57g	M	11.425ml	-	-
7	11.78g	M	29.45ml	-	-
8	5.37g	F	13.425ml	-	-
9	16.38g	M	40.95ml	-	-
10	10.50g	M	26.25ml	-	-
11	7.97g	F	19.925ml	-	-
12	9.26g	F	23.15ml	-	-
13	2.80g	F	7ml	-	-
14	5.60g	M	14ml	-	-
15	13.35g	M	33.375ml	-	-
16	12.099g	M	30.225ml	-	-
17	6.95g	M	17.375ml	-	-
18	15.04g	F	37.6ml	-	-
19	4.74g	M	11.85ml	-	-
20	10.90g	F	27.25ml	+	-
21	15.67g	F	39.175ml	-	-
22	4.70g	M	11.75ml	-	-
23	8.78g	F	21.95ml	-	-
24	5.47g	M	13.675ml	-	-
25	4.61g	F	11.525ml	-	-
26	8.88g	F	22.2ml	-	-
27	17.85g	M	44.625ml	-	-
28	9.68g	M	24.2ml	-	-
29	3.44g	F	8.6ml	-	-
30	8.15g	F	20.375ml	-	-
31	13.72g	M	34.3ml	-	-
32	8.65g	F	21.625ml	-	-
33	11.15g	M	27.875ml	-	-
34	11.70g	M	29.25ml	-	-
35	5.49g	M	13.725ml	-	-
36	7.65g	F	19.125ml	-	-
37	12.98g	F	32.45ml	-	-
38	12.04g	M	30.1ml	-	-
39	7.44g	M	18.6ml	-	-
40	13.20g	M	33ml	-	-
41	9.92g	F	24.8ml	-	-
42	6.38g	M	15.95ml	-	-
43	6.48g	F	16.2ml	-	-
44	5.05g	M	12.625ml	-	-
45	15.04g	M	37.6ml	-	-
46	13.48g	M	33.7ml	-	-

47	9.32g	M	23.3ml	-	-
48	12.50g	F	31.25ml	-	-
49	5.65g	M	14.125ml	-	-
50	12.11g	F	30.275ml	-	-
51	9.89g	F	24.725ml	-	-
52	14.13g	M	35.325ml	-	-
53	8.43g	F	21.075ml	-	-
54	6.66g	M	16.65ml	-	-
55	6.05g	M	15.125ml	-	-
56	2.82g	M	7.05ml	-	-
57	4.34g	F	10.85ml	-	-
58	7.64g	M	19.1ml	-	-
59	7.20g	F	18ml	-	-
60	7.59g	M	18.975ml	-	-
61	10.84g	F	27.1ml	-	-
62	8.29g	M	20.725ml	-	-
63	4.14g	F	10.35ml	-	-
64	10.74g	F	26.85ml	-	-
65	16.36g	F	40.875ml	-	-
66	10.09g	M	25.225ml	-	-
67	6.94g	M	17.35ml	-	-
68	13.45g	M	33.625ml	-	-
69	10.47g	M	26.175ml	-	-
70	10.51	M	26.275ml	-	-
71	3.38g	F	8.45ml	-	-
72	3.28g	M	8.2ml	-	-
73	5.15g	M	12.875ml	-	-
74	6.78g	M	16.85ml	-	-
75	7.01g	M	17.525ml	-	-
76	9.22g	M	23.05ml	-	-
77	7.55g	F	18.875ml	-	-
78	6.22g	F	15.55ml	-	-
79	6.43g	F	16.075ml	-	-
80	6.67g	M	16.675ml	-	-
81	7.77g	M	19.425ml	-	-
82	9.90g	M	24.75ml	-	-
83	13.09g	M	32.725ml	-	-
84	5.91g	M	14.775ml	-	-
85	10.28g	M	25.7ml	-	-
86	11.21g	F	28.025ml	-	-
87	5.02g	M	12.55ml	-	-
88	9.21g	M	23.025ml	-	-
89	6.35g	M	15.875ml	-	-
90	2.75g	M	6.875ml	-	-
91	13.36g	F	33.4ml	-	-
92	13.16g	F	32.9ml	-	-
93	17.51g	M	43.775ml	-	-
94	17g	M	42.5ml	-	-

95	15.90g	M	39.75ml	-	-
96	17.66g	F	44.15ml	-	-
97	14.87g	M	37.175ml	-	-
98	7.25g	F	18.125ml	-	-
99	10.93g	M	27.325ml	-	-
100	10.64g	F	26.6ml	-	-
101	7.07g	F	17.675ml	-	-
102	8.81g	M	22.025ml	-	-
103	12g	M	30ml	-	-
104	20.25g	M	50.625ml	-	-
105	14g	M	35ml	-	-
106	13.05g	F	32.625ml	-	-
107	4.26g	M	10.65ml	-	-
108	5.42g	M	13.55ml	-	-
109	14.67g	M	36.675ml	-	-
110	10.53g	M	26.325ml	-	-
111	13.20g	M	33ml	-	-
112	19.50g	F	48.75ml	-	-
113	8.97g	M	22.425ml	-	-
114	2.95g	F	7.375ml	-	-
115	10.47g	F	26.175ml	-	-
116	9.89g	M	24.725ml	-	-
117	5.20g	M	13ml	-	-
118	6.85g	F	17.125ml	-	-
119	8.89g	M	22.225ml	-	-
120	9.18g	M	22.95ml	-	-
121	9.00g	F	22.5ml	-	-
122	2.899g	M	7.225ml	-	-
123	14.33g	M	35.825ml	-	-
124	7.34g	M	18.35ml	-	-
125	9.92g	F	24.8ml	-	-
126	4.33g	M	10.825ml	-	-
127	8.70g	F	21.75ml	-	-
128	17.38g	F	43.45ml	-	-
129	12.30g	M	30.75ml	-	-
130	13.79g	M	34.475ml	-	-
131	10.57g	M	26.425ml	-	-
132	9.01g	M	22.525ml	-	-
133	12.47g	M	31.175ml	-	-
134	12.92g	M	32.3ml	-	-
135	8.33g	M	20.825ml	-	-
136	9.27g	M	23.175ml	-	-
137	7.26g	F	18.15ml	-	-
138	5.38g	F	13.45ml	-	-
139	11.13g	F	27.825ml	-	-
140	8.71g	F	21.775ml	-	-
141	4.47g	M	11.175ml	-	-
142	6.68g	M	16.7ml	-	-

143	6.32g	F	15.8ml	+	-
144	10.02g	F	25.05ml	-	-
145	5.72g	M	14.3ml	-	-
146	5.78g	F	14.45ml	-	-
147	8.89g	F	22.225ml	-	-
148	6.10g	F	15.25ml	+	-

## Résumé

La sarcosporidiose est une affection parasitaire due à un protozoaire du genre *sarcocystis*, formant des kystes musculaires chez la caille des blés.

L'objectif de notre étude est de déterminer la prévalence de la sarcosporidiose dans des carcasses de caille provenant de 3 wilayas (Bouira, Chlef, Tizi Ouzou) et la fréquence des kystes de *Sarcocystis*.

L'analyse de 148 échantillons de muscles (bréchet et cuisse) prélevés sur des cailles a été réalisée par la technique histologique et la technique de digestion pepsique.

Aucun kyste macroscopique n'a été détecté à l'inspection des carcasses. La digestion enzymatique et l'analyse histologique ont révélé des taux d'infestations très faibles (2%) et (0%) respectivement. Il semblerait que le sexe et l'origine n'ont aucun rôle sur l'apparition de la maladie.

**Mots clés :** *Sarcocystis spp*, caille des blés, bréchet, cuisse, prévalence, histologie, digestion enzymatique.

## summary

The sarcosporidiosis is a parasitic disease caused by the protozoan of the genus *Sarcocystis*, forming cysts in muscle quails.

The aim of our study was to determine the prevalence of sarcosporidiosis in quail carcasses from 3 wilayas (Bouira Chlef, Tizi Ouzou) and frequency of *Sarcocystis* cysts.

Analysis of 148 muscle samples (breastbone and thigh) taken from quails was conducted by the histological technique and the pepsin digestion technique.

No macroscopic cyst was detected in the inspection of carcasses. Enzymatic digestion and histological analysis revealed very low infestation rate (2%) (0%) respectively. It seems that sex and origin have no role on the onset of the disease.

Keywords: *Sarcocystis spp*, quail, breast bone, thigh, prevalence, histology, enzymatic digestion.

## ملخص

داء المتكيسات العضلية هو مرض طفيلي تسببه من الأوالي من جنس العضلية، وتشكيل الخراجات في السمان العضلات.

وكان الهدف من دراستنا لتحديد مدى انتشار داء المتكيسات العضلية في جثث السمان من 3 ولايات (البويرة الشلف وتيزي وزو) وتكرار الخراجات العضلية.

أجري تحليل عينات لـ 148 العضلات (الصدر والفخذ) مأخوذة من السمان بواسطة التقنية النسيجية وتقنية الببسين الهضم.

تم الكشف عن أي الكيس العيانية في التفطيش على الجثث. كشف الهضم الأنزيمي والتحليل النسيجي معدل منخفض للغاية للإصابة (2%) (0%) على التوالي. ويبدو أن ممارسة الجنس والأصل ليس لهم أي دور في ظهور المرض.

كلمات البحث: النياية العضلية، والسمان، عظمة الصدر والساق، انتشار، الأنسجة، الهضم الأنزيمي.