



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche
Scientifique

جامعة زيان عاشور-الجلفة-

Université Ziane Achour-Djelfa-

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا

Département de Biologie

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Parasitologie
Spécialité : Parasitologie

Thème

**Contribution à l'étude des parasites de la gazelle leptocère
(*Gazella leptoceros* Cuvier, 1842)
dans la réserve de chasse de la région de Djelfa**

Présenté par : Mlle KORYEB Khedidja

Mme TOUATI Malika

Devant le jury composé de :

Président : Mr SOUTTOU Karim

Professeur, Univ. Djelfa

Promotrice : Mme BOUZEKRI Madiha-Ahlam

Maître de conférences B, Univ. Djelfa

Examineurs : Mme GUERZOU Ahlem

Professeure, Univ. Djelfa

Mr BENMADANI Saad

Maître de conférences B, Univ. Djelfa

Année universitaire : 2019/2020

Remerciements

Au nom de Dieu Celui qui fait miséricorde, le Miséricordieux

D'abord et avant tout on remercie dieu tout puissant de nous avoir donné le privilège, la chance d'étudier et de nous avoir donné force, courage, et patience pour accomplir ce travail.

*Nous voudrions adresser toute nos gratitude à la directrice de ce mémoire **Mme BOUZEKRI Madiha-Ahlam** Maître de conférences « B » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa, pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion.*

*Nous remercions en particulier **Mr SOUTTOU Karim** Professeur de la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa, qui nous à honorer de présider le jury.*

*Nous remercions ainsi nos examinateurs **Mme GUERZOU Ahlem** Professeure de la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa. Et **Mr BENMADANI Saad** Maître de conférences « B » à la faculté des sciences de la Nature et de la Vie, université de Djelfa.*

Aussi nous remercions nos professeurs qui nous ont enseignés durant nos études, ainsi qui l'administration de la faculté des sciences de la Nature et de la Vie à université de Ziane Achour -Djelfa-.

Mlle KORYEB Khedidja et Mme TOUATI Malika

A decorative border of pearls and roses surrounds the text. The top and bottom borders consist of a row of pearls. The left and right borders consist of a vertical line of pearls. There are also several roses: a red rose on the left, a white rose at the top left, and a large white rose at the bottom right.

Dédicaces

*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut...
Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le
respect, la reconnaissance... Aussi, c'est tout simplement que
Je dédie cette mémoire...*

*A mes chers parents **ŷhaj Attia** et **Fatīha**, pour tous leurs
sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs
prières tout au long de mes études. Puisse Dieu, le très haut,
vous accorder santé, bonheur et longue vie.*

*A mes chers et adorable frères et sœurs **Samia**, **Fatna**, **Tayeb**,
Saddam Houssine, **Sabrina**, **Aïcha** et **Keltoum Iman** mon
petit sœur que j'adore. En témoignage de mon affection
fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je
vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que
Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.*

*A mes chères nièces **Lamia** et **Fatima Bouchra**.*

A toute ma famille, pour votre amour et soutien, merci.

A mes très chères amies.

*A ma promotrice **BOUZEKRI Madīha-Ahlam**.*

*A ma chère binôme **Malika** d'avoir partagé ma joie et peine
durant notre important travail.*

Khedidja



Dédicaces

A mes chers parents TOUATI Said et BELHOUADJEB Amal
Pour votre encouragement, votre amour et votre accompagnement constant
pendant toutes ces années, m'avoir soutenu pendant mes longues études et
surtout pour votre confiance. Un grand merci.

A mes chères sœurs Djamila et Ikram, pour leurs encouragements
permanents, et leur soutien moral,

A mon cher frère Akram, pour leur appui et son encouragement,
A mon mari bien-aimé FARHA Soufiane, pour sa présence à mon côté pendant
toutes ces années, pour son soutien et son amour. Merci.

A toute ma famille.

Merci pour tout

Au meilleur professeur BOUZEKRI Madiha Ahlam, pour ses efforts précieux
dans la réalisation de notre travail, Merci pour tous les conseils, le soutien et
les encouragements.

Je veux bien remercier également tous mes anciens professeurs et le staff
administratif qui ont contribué sérieusement à notre formation et nos
études à l'Université.

A mon amie, et ma compagne dans ce voyage de recherches : Khedidja.



Malika

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste des abréviations	A
------------------------------	---

Liste des Figures	B
-------------------------	---

Liste des Tableaux	C
--------------------------	---

Introduction	2
--------------------	---

Chapitre I - Généralités sur la Gazelle leptocère.....	5
--	---

1.1. - Aperçu historique	5
--------------------------------	---

1.2. - Position systématique	5
------------------------------------	---

1.3. - Morphologie	6
--------------------------	---

1.4. - Reproduction	7
---------------------------	---

1.5. - Habitat	7
----------------------	---

1.6. - Régime alimentaire	8
---------------------------------	---

1.7. - Aire de répartition	9
----------------------------------	---

1.8. - Parasites de la gazelle leptocère	11
--	----

1.8.1. - Protozoaires Apicomplexes (Coccidia)	11
---	----

1.8.1.1. - Coccidies intestinales (<i>Eimeria rheemi</i>)	11
---	----

1.8.1.2. - Coccidies kystiques	12
--------------------------------------	----

1.8.1.2.1. - <i>Sarcocystis spp</i>	12
---	----

1.8.1.2.2. - <i>Toxoplasma gondii</i>	12
---	----

1.8.2. - Helminthes	12
---------------------------	----

1.8.2.1 - <i>Camelostrongylus mentuatus</i>	13
---	----

1.8.2.2 - <i>Haemonchus contortus</i>	13
---	----

1.8.2.3 - <i>Nematodirus spathiger</i>	13
--	----

1.8.2.4 - <i>Trichostrongylus probolurus</i>	13
--	----

1.8.2.5 - <i>Strongyloides spp</i>	14
--	----

1.8.3. - Arthropodes	14
----------------------------	----

1.8.3.1 - <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	14
---	----

1.8.3.2 - <i>Tricholipeurus balanicus</i>	14
---	----

Chapitre II - Matériels et Méthodes	17
---	----

2.1. - Présentation de la réserve de chasse de Djelfa	17
---	----

2.2. - Méthodes d'échantillonnage sur le terrain	18
--	----

2.2.1. - Méthode de collecte des fientes	18
--	----

2.2.2. - Méthode de collecte les ectoparasites.....	19
2.3. - Méthodes utilisées au laboratoire	19
2.3.1. - Méthode directe	19
2.3.2. - Méthode de flottation	19
2.3.3. - Méthode de digestion	20
2.3.4. - Méthode d'identification des parasites	21
2.4. - Exploitation des résultats par les indices écologiques	21
2.4.1. - Qualité d'échantillonnage	21
2.4.2. - Indices écologiques de composition	21
2.4.2.1. - Richesse totale	21
2.4.2.2. - Richesse moyenne	22
2.4.2.3. - Abondance relative	22
2.4.2.4. - Fréquence d'occurrence	22
2.4.3. - Indices écologiques de structure	22
2.4.3.1.- Indice de diversité de Shannon-Weaver	22
2.4.3.2.- Indice de diversité maximale	23
2.4.3.3.- Indice d'équitabilité ou équirépartition	23
2.5. - Exploitation des résultats par les indices parasitaires	23
2.5.1. - Prévalence	23
2.5.2. – Intensité Moyenne	24
Chapitre 03 - Résultats et Discussions	26
3.1. - Endoparasites	26
3.2. - Ectoparasites	31
Conclusion	36
Perspectives	37
Références bibliographiques	39

Liste des abréviations

µm : micromètre

% : Pourcentage

AR % : Abondance relative

C° : Degré Celsius

C% : Fréquence d'occurrence

cm : centimètre

d : densité

E : Est

ex : exemple

Fig : Figure

g : gramme

ha : hectare

HCl : Acide chlorhydrique

HGT : Hauteur au garrot

U.I.C.N : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

K₂Cr₂O₇ : Bichromate de Potassium

K.K.W.R.C : King Khalid Wildlife Research Center

kg : kilogramme

L : Longueur

LC : Longueur de corps

LQ : Longueur de la queue

mg : milligramme

ml : millilitre

mn : minute

N : Nord

NaCl : Chlorure de sodium

R.C.D : Réserve de chasse de Djelfa

S : Richesse totale

Tab : Tableau

Liste des Figures

Fig. 1- Caractères morphologiques de la gazelle leptocère	6
Fig. 2- Différence des cornes entre mâle et femelle adulte de la gazelle leptocère	7
Fig. 3- L’habitat de la gazelle leptocère	7
Fig. 4- Aire de répartition de la gazelle leptocère au nord d’Afrique	10
Fig. 5- Aire de répartition de <i>Gazella leptoceros loderi</i> en Algérie	10
Fig. 6- Structure d’un oocyste d’ <i>Eimeria rheemi</i> sporulé	11
Fig. 7- Kyste musculaire de <i>Sarcocystis</i>	12
Fig. 8- Cycle de vie des tiques <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	15
Fig. 9- Pou Mallophage.....	15
Fig. 10- Situation géographique de la réserve de chasse de Djelfa.....	17
Fig. 11- Gazelle leptocère dans la réserve de chasse de Djelfa	18
Fig. 12- Principales étapes de la technique de flottaison	20
Fig. 13- Photomicrographies des oocystes d’ <i>Eimeria rheemi</i> révélées par la méthode directe, la technique de flottation et méthode de Mac Master à partir des fientes de la gazelle leptocère. Oocyste non sporulé (A). Oocyste sporulé sphérique (B). Oocyste sporulé ovoïde (C)	28
Fig. 14- Bradyzoïte de <i>Sarcocystis spp</i> révélée par la technique de digestion à partir des tissus de la gazelle leptocère (Giemsa). Le noyau remplit la majeure partie postérieure (flèche) de la bradyzoïte et la partie antérieure émoussée est transparente (tête de flèche).....	28
Fig. 15- Espèces endoparasitaires révélées par la technique de flottation à partir des fientes de la gazelle leptocère	30
Fig. 16- Espèces endoparasitaires révélées par la technique de flottation à partir des fientes de la gazelle leptocère (grossissement × 1000).....	31
Fig. 17- Face dorsale (A) et face ventrale (B) de <i>Rhipicephalus sanguineus</i> chez la gazelle leptocère	32
Fig. 18- <i>Tricholipeurus balanicus</i> chez la gazelle leptocère	32
Fig. 19- <i>Tricholipeurus balanicus</i> chez la gazelle leptocère	33
Fig. 20- Face dorsale (à gauche) et face ventrale (à droite) de <i>Tricholipeurus balanicus</i> mâle chez la gazelle leptocère.....	34
Fig. 21- Face dorsale (à gauche) et face ventrale (à droite) de <i>Tricholipeurus balanicus</i> femelle chez la gazelle leptocère.....	34

Liste des Tableaux

Tableau 1- Données biométriques chez la gazelle leptocère	6
Tableau 2- Régime alimentaire de la gazelle leptocère en Taghit	8
Tableau 3- Liste des espèces endoparasites des gazelles leptocères trouvés dans les différents pays	26
Tableau 4- Taxonomie des endoparasites de la gazelle leptocère.....	27
Tableau 5- Inventaire des ectoparasites des gazelles leptocères dans les différentes stations en Algérie.....	31
Tableau 6- Taxonomie des ectoparasites de la gazelle leptocère	31

INTRODUCTION

Introduction

A la fin de l'Holocène et au début de l'ère chrétienne, l'impact de l'homme s'accrut de plusieurs magnitudes avec la découverte de l'agriculture et l'accroissement démographique sans précédent qui en résulta. Cet impact a eu pour conséquences la disparition de beaucoup d'espèces animales. 20% des 5487 espèces de mammifères de la planète sont aujourd'hui menacées d'extinction. À titre de comparaison, depuis l'année 1500, seules 76 espèces se sont éteintes. De plus, le nombre de mammifères menacés pourrait atteindre 36 % dans quelques années. En Algérie, Il existe des 112 espèces de mammifères sauvages appartenant à 11 ordres et 37 Familles (AHMIM, 2019). Les antilopes sahélo-saharienne soit *Oryx dammah*, *Addax nasomaculatus*, *Gazella dama*, *Gazella leptoceros*, *Gazella cuvieri* et *Gazella dorcas* sont parmi les mammifères les plus connus en l'Afrique du Nord (BEUDELS *et al.*, 2006).

La gazelle leptocère *Gazella leptoceros* Cuvier, 1842 aussi appelée gazelle de rhim, gazelle des sables. C'est une espèce typiquement saharienne associée à l'habitat des dunes de sable, les étendues dunaires de l'Erg occidental et de l'Erg oriental. La présence de cette gazelle a été constatée dans quatre pays d'Afrique du Nord comme l'Egypte, la Libye, la Tunisie et l'Algérie (LEBDIOUI, 2010). La gazelle leptocère étant l'un des plus grands herbivores, elle joue un rôle important dans l'équilibre des écosystèmes, contribuant aux fonctions écologiques, à la structure de la couverture végétale, à la dispersion des graines et à la régénération des pâturages. Comme toutes les gazelles, la gazelle de rhim est aussi réputée pour ses qualités esthétiques (MALLON et BARRIOS, 2018). Elle est classée en voie de disparition par l'organisation d'union internationale pour la conservation de la nature. Parmi Les principales menaces pour cette espèce sont le braconnage indirect et la régression de la végétation naturelle des milieux dunaires, ainsi que la perte d'habitat (IUCN, 2017).

Les parcs zoologiques sont des endroits favorisés pour rencontrer un grand nombre de zoonoses. La possibilité pour les animaux de parcs zoologiques d'être porteurs de germes pathogènes transmissible aux humains est grande. En effet, les animaux proviennent des zones du monde entier et après leur capture, ils passent souvent des semaines ou des mois en contact étroit avec des personnes de leur pays d'origine, ce qui favorise la transmission d'infections humaines endémiques dans ces zones. De plus, le stress provoqué par la capture, les transports, la captivité, les modifications alimentaires et climatiques, favorise le développement de ces maladies ainsi que leur expression. Les parasites exercent une importante influence sur le comportement de leurs hôtes (LEBDIRI, 2016).

Les travaux qui se sont intéressés aux études des parasites de la gazelle leptocère sont très importants en nombre. Concernant les endoparasites, les études qui peuvent être mentionnées sont celles d'HUSSEIN et MOHAMMED (1992), de MOHAMMED et HUSSEIN (1994), de MOHAMMED et FLAMANAD (1996), de MOHAMMED *et al.* (2000) et de MOHAMMED (2002) en Arabie Saoudite, de SAUD *et al.* (2012) en Irak, ainsi que celle de NASIRI *et al.* (2019) en Iran. En Algérie, cet aspect est rarement étudié, le seul travail qui peut être signalé est celle d'ABÁIGAR *et al.* (2009). Parmi ces travaux déjà réalisés sur les ectoparasites des gazelles leptocères en Algérie, nous citons ceux de DIK *et al.* (2016), de LEBDIRI (2016) et de TACHEKOUSTE et ZERROUKI (2016).

L'objectif de cette étude est de rechercher les endoparasites et les ectoparasites que l'on peut trouver chez les gazelles leptocères et retrouver s'ils exercent leur influence sur l'état sanitaire des visiteurs et des autres animaux en voisinage.

Ce document se divise en trois chapitres. Le premier présente les gazelles leptocères et les parasites qui les affectent. Le deuxième décrit les matériels et méthodes d'étude adoptés au terrain et au laboratoire et les indices écologiques et parasitologiques utilisés pour l'exploitation des résultats. Le troisième expose les résultats et discussions. Enfin, le document s'achève avec une conclusion récapitulative et une proposition de perspectives.



CHAPITRE I :
Généralités
sur la Gazelle
leptocère

Chapitre I - Généralités sur la Gazelle leptocère

Dans ce chapitre, un aperçu historique, la classification, les caractères morphologiques, la reproduction, l'habitat, l'alimentation, la distribution et les parasites de la gazelle leptocère.

1.1. - Aperçu historique

Selon LYDEKKER (1908), le nom rhim est l'arabe algérien, alors qu'en Tunisie et d'Égypte l'animal est connu sous le nom ghazal abiad « gazelle blanche », en raison de son pelage pâle. Le nom rhim est apparenté avec et peut-être dérivé de l'hébreu terme re'em trouvé dans la Bible, qui peut faire référence à un aurochs, oryx ou peut-être une licorne. Bien que décrit et nommé par Frédéric Cuvier en 1842, la gazelle rhim a été redécouvert par Edmund Giles Loder plus tard dans le même siècle, d'où le synonyme *Gazella loderi* et le nom commun de gazelle de Loder.

Au début des années 1980, la *Gazella leptoceros leptoceros* ne subsistait plus qu'en petits groupes largement dispersés en particulier à proximité d'oasis inhabitées et dans le Wadi El Rayan (SALEH, 1987). Les estimations d'effectifs de *Gazella leptoceros loderi* sont très difficiles. Il semble néanmoins clair qu'elle était beaucoup plus abondante dans les Grands Ergs Algéro-Tunisiens à la fin du 19^{ème} siècle. Des effectifs importants ont été rencontrés par de nombreux naturalistes (LAVAUDEN, 1926; HEIM de BALSAC, 1928, 1936). Alors que LE HOUEROU (1992) a noté en avoir vu un seul spécimen au cours de vingt-cinq ans de prospections destinées aux cartes de végétation d'Afrique du Nord.

1.2. – Position systématique

La taxonomie de la gazelle leptocère est fondée essentiellement sur des caractères morphologiques tels que la forme ou la taille des cornes et la couleur du pelage (GRUBB, 2011). Selon BÄRMANN *et al.* (2013), sa classification est donnée comme suite :

Classe : Mammalia, Ordre : Artiodactyla, Famille : Bovidae, Sous-famille : Antilopinae, Tribu : Antilopini, Genre : *Gazella* Blainville, 1816.

L'espèce *Gazella leptoceros* Cuvier, 1842 comprend deux sous-espèces *Gazella leptoceros leptoceros* Cuvier, 1842 du désert occidental de la basse Égypte et de Libye Nord-Orientale, *Gazella leptoceros loderi* Thomas, 1894 du Sahara Occidental et moyen. Ces deux formes paraissent géographiquement isolées et écologiquement distinctes (HOATH, 2009).

1.3. – Morphologie

La gazelle leptocère est une gazelle de taille moyenne (Tab. 1) avec un dos beige jaunâtre pâle séparé du ventre blanc par une bande légèrement plus sombre sur les flancs. La face et le cou sont de la même couleur que le dos. Les marques faciales sont peu précises. Les oreilles sont longues et étroites (Fig. 1). Les cornes sont longues, portées droites, divergentes et presque rectilignes chez les deux sexes (Fig. 2) (GROVES, 1988). Elles sont manifestement plus larges et plus longues chez les mâles, jusqu'à 35 à 40 cm (HOATH, 2009). Les sabots externes sont plus larges que les internes l'élargissement de leur surface facilite la marche dans le sable (LE BERRE, 1990). La tâche de la croupe est blanche et peu soulignée. La queue est courte, terminée par une touffe de poils noirs. La gazelle des sables est peu connue en comparaison avec les autres espèces de gazelles (BEUDELS *et al.*, 2006).

Tableau 1- Données biométriques chez la gazelle leptocère (AHMIM, 2019).

Sexe	LC (cm)	LQ (cm)	HGT (cm)	Poids (kg)	Cornes (cm)
Mâle	100-110	15-20	65-72	20-27	35-40
Femelle				14-18	25-28

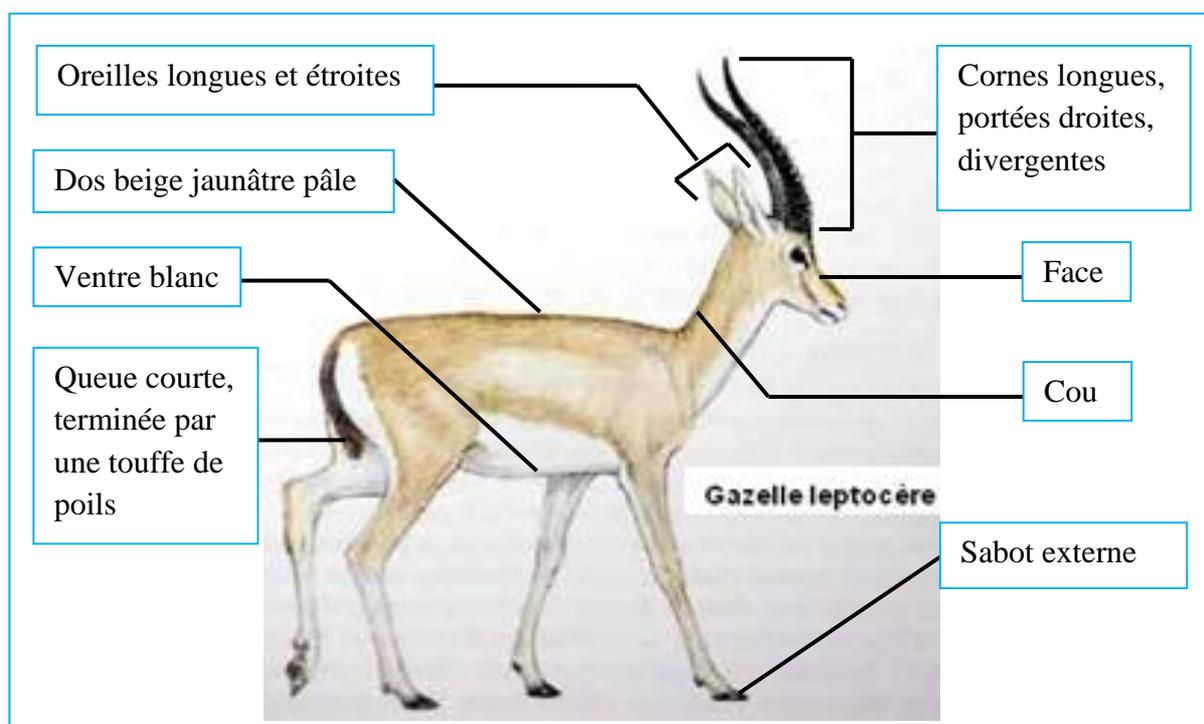


Fig. 1 – Caractères morphologiques de la gazelle leptocère (KINGDON, 1997).



Fig. 2 – Différence des cornes entre mâle et femelle adulte de la gazelle leptocère (LEBDIOUI, 2010).

1.4. – Reproduction

La gazelle leptocère se déplace en petites troupes de 3-4 individus, en général un mâle adulte, quelques femelles et des jeunes. On peut la rencontrer aussi en couple, en solitaire ou en groupes de jeunes mâles (LE BERRE, 1990). La période de rut se situerait en automne et s'étend du mois de septembre jusqu'au mois de novembre (ABÁIGAR *et al.*, 2009). La gestation dure environ 165 jours. Il y a souvent deux jeunes par portée (BEUDELS *et al.*, 2005). La première semaine, les 2 petites gazelles restent couchées immobiles et ne se lèvent pour s'allaiter qu'à l'appel de leur mère. La deuxième semaine, les femelles accompagnées de leur progéniture regagnent leur troupeau (MOREAU *et al.*, 2005). La gazelle leptocère vit généralement 14 ans (AHMIM, 2019).

1.5. – Habitat

Les étendues sablonneuses et les dunes sont les habitats préférés de la gazelle leptocère (Fig. 3). On peut la rencontrer sur certains regs et quelques zones de montagne. Son habitat (l'erg) constitue la meilleure des protections. C'est une espèce parfaitement adaptée au désert (MOREAU *et al.*, 2005).



Fig. 3 – L'habitat de la gazelle leptocère (BEUDELS *et al.*, 2006).

1.6. – Régime alimentaire

Chez *Gazella leptoceros*, le drinn (*Aristida pungens*) constitue la nourriture principale (HOATH, 2009). En hiver, quand la végétation de l'erg est plus riche, elle peut effectuer de longs déplacements pour trouver des pâturages riches. En été, elle est active tôt le matin et la nuit. Elle pâture des graminées, les feuilles de légumineuses, des petits arbustes et des plantes à haut contenu hydrique, telles que : *Anabasis articulata*, *Arthrophytum schmittianu*, *Helianthemum karihicum* et les fruits de *Colocynthis vulgaris*, pour satisfaire ses besoins en eau (KACEM *et al.*, 1994). Selon MOREAU *et al.* (2005), l'inventaire des espèces broutées par *Gazella leptoceros* (Tab. 2) montre que l'espèce se nourrit au niveau de l'erg pour les espèces arbustives (ex : *Calligonum azel*), herbacées à la base de la dune (ex : *Aristida pungens*), les zones de sable fin ou les plantes herbacées élevées en font une zone privilégiée pour le pacage des herbivores sauvages et les daïas qui offrent un bon pâturage dans la période qui suit l'assèchement, ce qui explique leur fréquentation par les gazelles.

Tableau 2- Régime alimentaire de la gazelle leptocère en Taghit (MOREAU *et al.*, 2005).

Saisons	Espèces	Milieux
Hiver	<i>Calligonum azel</i>	Erg
	<i>Haloxyton scoparium</i>	Reg
	<i>Helianthemum karihicum</i>	Reg ++ lit d'oued + daya
	<i>Launea arborencens</i>	Daya dégradée
	<i>Medicago laciniata</i>	Daya + lit d'oued
	<i>Gymnocarpus decander</i>	Reg caillouteux
	<i>Pituranthos chloranthus</i>	Lit d'oued sablonneux
	<i>Aristida pungens</i>	Zone de sable fin
	<i>Anvillea raddiata, Bubonium graveolens</i>	Daya
Automne	<i>Anvillea raddiata</i>	Daya
	<i>Calligonum azel</i>	Erg
	<i>Aristida pungens, Aristida plumosa</i>	Zone de sable fin
	<i>Pituranthos chloranthus, Pituranthos battandierii</i>	Lit d'oued sablonneux
	<i>Gymnocarpus decander</i>	Reg caillouteux
	<i>Plantago ovata, Plantago albicans</i>	Daya
	<i>Bubonium graveolens, Rhanterium suaveolens</i>	Daya

(Suite)

Printemps	<i>Artemesia herba alba</i>	Daya
	<i>Farsestia aegyptiaca</i>	Voile sablonneux et daya
	<i>Aristida pungens, Aristida plumosa, Aristida ciliata</i>	Zone de sable fin
	<i>Helianthemum karihicum</i>	Reg+ lit d'oued+ daya
	<i>Retam retam</i>	Erg+ zone sablonneuse
	<i>Bubonium graveolens, Anvillea raddiata,</i>	Daya
	<i>Ziziphus lotus</i>	Daya
Eté	<i>Calligonum azel, Calligonum comnosum</i>	Erg
	<i>Molkatia ciliata</i>	Erg
	<i>Haloxylon scoparium</i>	Reg
	<i>Colocynthis vulgaris, Anabasis articulate</i>	Daya
	<i>Rhanterium suaveolens</i>	Daya

1.7. – Aire de répartition

Selon HOATH (2009), la gazelle leptocère est une espèce à répartition restreinte. C'est une antilope bien connu dans le désert de l'Afrique du Nord (Fig. 4). La gazelle *Gazella leptoceros leptoceros* survivrait à l'ouest de l'oasis de Siwa, peut-être aussi autour de la dépression de Qatara, de l'oasis de Jaghbub et de l'oasis de Kharga (OSBORN et HELMY, 1980; SALEH, 2001).

Il existe des observations relativement récentes dans la plupart des zones de distribution historique de *Gazella leptoceros loderi*. Le centre de gravité de sa distribution se trouve de cette espèce dans le Grand Erg Occidental à l'Est d'une ligne Saoura-Wadi Messaoud. On la retrouve également dans le Grand Erg Oriental, au niveau de la zone sableuse qui s'étend de la Hamada de Tinghert en Algérie au Fezzan en Libye (DE SMET et SMITH, 2001). La gazelle leptocère peuple aussi les petits ergs du pourtour des massifs Centro-Sahariens du Hoggar et du Tassili des Ajjers, en particulier l'erg Ahmer (Fig. 5) (AHMIM, 2019). En Tunisie, l'espèce est présente en nombres inconnus mais probablement relativement faibles, dans le Grand Erg Oriental. Sa distribution dans les ergs entourant les massifs du Hoggar et du Tassili pourrait s'étendre jusqu'au Mali dans le Tanezrouft et au voisinage de l'Adrar des Iforas (BEUDELS *et al.*, 2005, 2006).

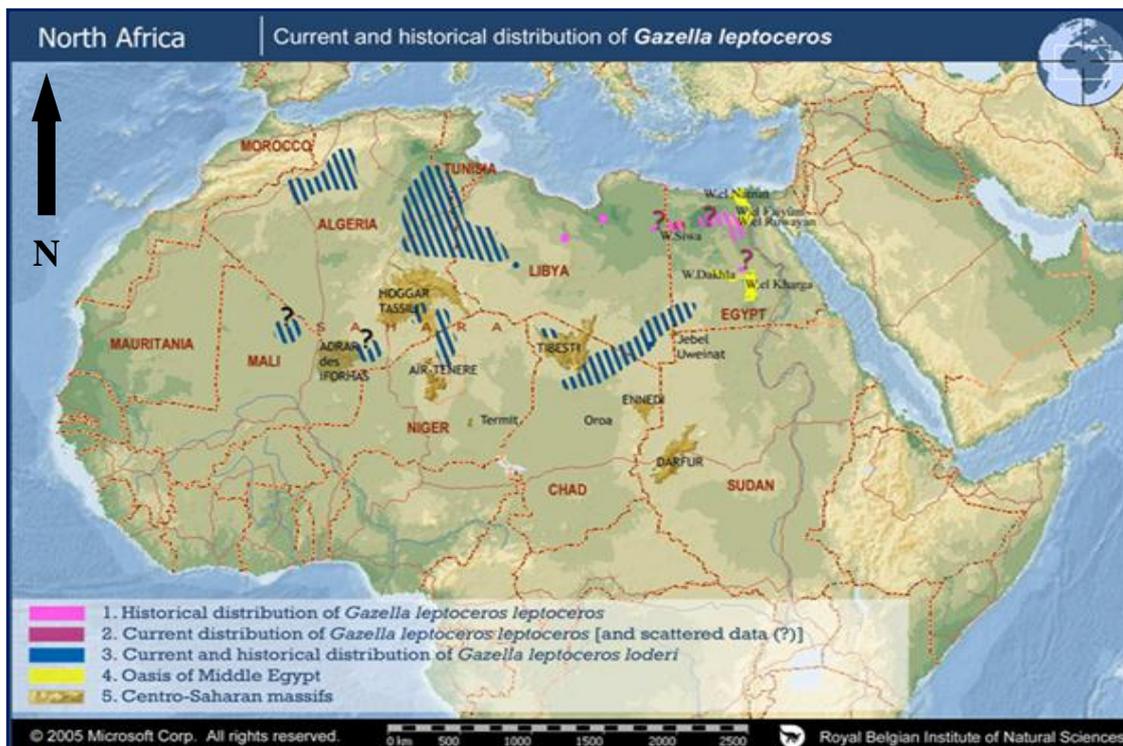
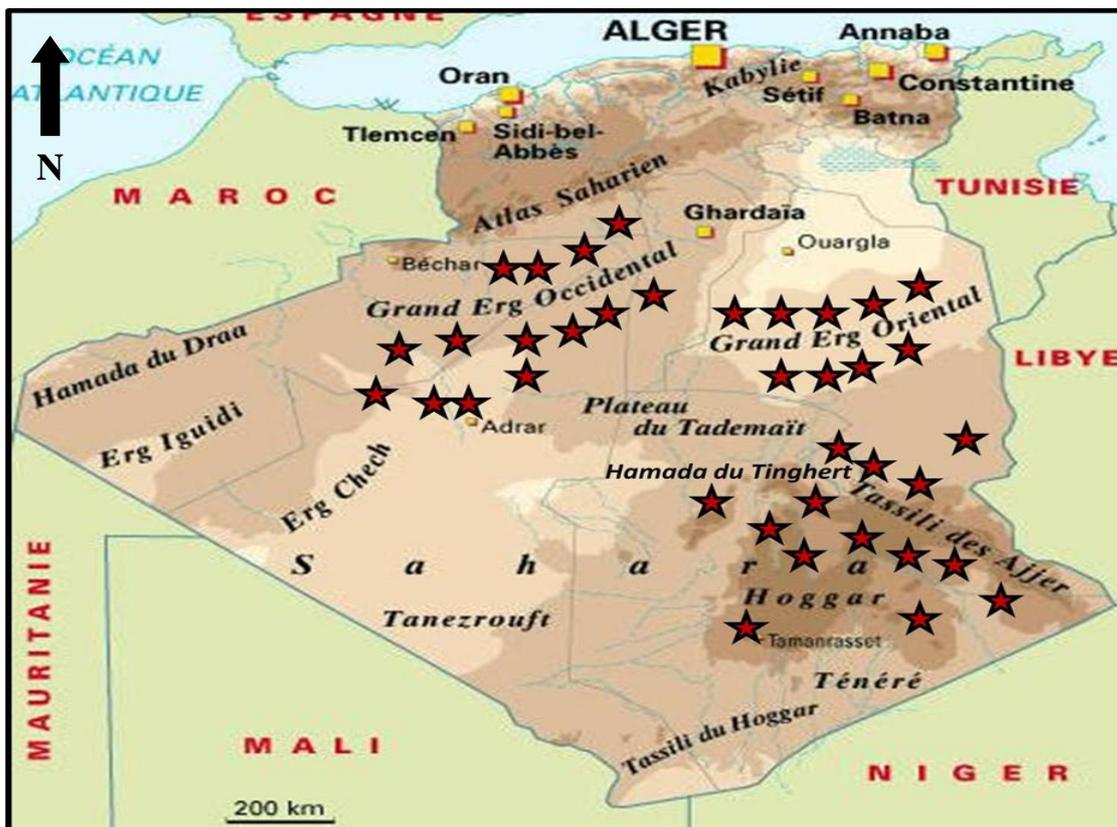


Fig. 4 – Aire de répartition de la gazelle leptocère au nord d’Afrique (BEUDELS *et al.*, 2005).



★ ★ ★ Présence de *Gazella leptoceros loderi*

Fig. 5 – Aire de répartition de *Gazella leptoceros loderi* en Algérie (LEBDIOUI, 2010).

1.8. – Parasites de la gazelle leptocère

1.8.1. – Protozoaires Apicomplexes (Coccidia)

Les gazelles des sables en captivités sont affectées par deux types de parasites protozoaires coccidiens. Les coccidies intestinales et kystiques. Le premier groupe est représenté par *Eimeria rheemi*. Les coccidies kystiques sont représentées par *Sarcocystis spp* et *Toxoplasma gondii* (MOHAMMED, 2002).

1.8.1.1. – Coccidies intestinales (*Eimeria rheemi*)

Les parasites d'*Eimeria rheemi* sont des protozoaires intestinaux couramment rencontrés dans les gazelles des sables ou rhim (MOHAMMED et FLAMANAD, 1996). Les oocystes d'*Eimeria rheemi* se caractérisent par la possession de quatre sporocystes chacun contenant deux sporozoïtes (Fig. 6) (HUSSEIN et MOHAMMED, 1992). Ils ont des cycles de vie directs dans lesquels les oocystes fécaux sporulent dans l'environnement et infectent les cellules intestinales après l'ingestion. La reproduction asexuée et sexuée est suivie de la production d'oocystes qui sortent de l'hôte dans le fumier. Les oocystes sporulés peuvent survivre pendant de longues périodes dans des conditions environnementales favorables (ZAJAC et CONBOY, 2012). Ces parasites peuvent être pathogènes et produire une coccidiose clinique. De plus, ils provoquent une diarrhée mucoïde légère à sévère chez les jeunes rhim (2-4 ans) (MOHAMMED, 2002).

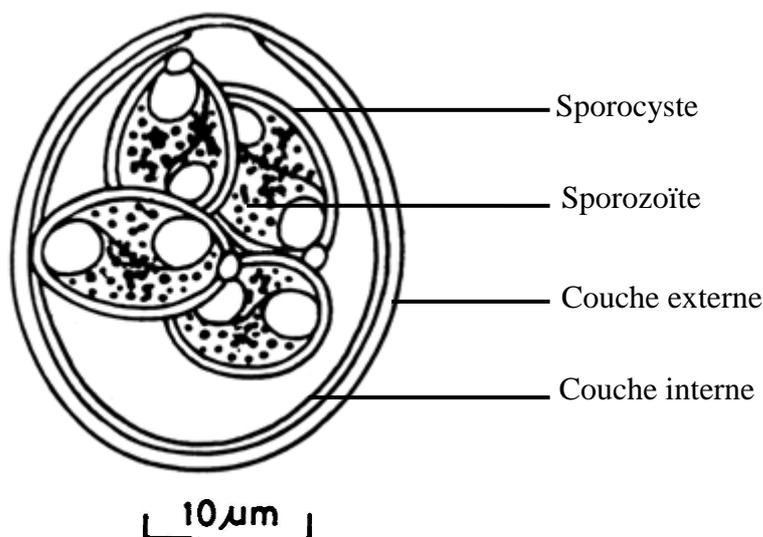


Fig. 6 – Structure d'un oocyste d'*Eimeria rheemi* sporulé (HUSSEIN et MOHAMMED, 1992).

1.8.1.2. – Coccidies kystiques

1.8.1.2.1– *Sarcocystis spp*

Les parasites de *Sarcocystis* sont parmi les parasites coccidiens kystiques les plus fréquemment rencontrés chez les gazelles. Ils sont détectés dans les tissus des gazelles des sables (Fig. 7) après avoir digéré les muscles et extrait les stades kystiques du parasite (MOHAMMED, 2002). Le cycle biologique de *Sarcocystis* est hétéroxène obligatoire de type « prédateur-proie » à deux hôtes. L'hôte définitif de ces parasites s'est avéré être le renard roux d'Arabie (*Vulpes vulpes arabica*). Cet hôte transmet généralement des sporocystes infectieux dans leurs fèces après avoir consommé de la viande de l'hôte intermédiaire contenant des sarcocystes. Ces parasites peuvent conduire l'avortement fréquent surtout chez les gazelles en captivités (MOHAMMED *et al.*, 2000).



Fig.7 – Kyste musculaire de *Sarcocystis* (MOHAMMED *et al.*, 2000).

1.8.1.2.2– *Toxoplasma gondii*

Toxoplasma est un parasite coccidien formant des kystes zoonotiques et a été rencontré dans les gazelles des sables (STOVER, 1990). Il a un cycle de vie indirect. Les félinés sont les hôtes définitifs de ce parasite. La transmission de *Toxoplasma* à l'hôte intermédiaire est directe par l'ingestion d'oocystes sporulés. Des kystes de *Toxoplasma gondii* ont été signalés dans le cerveau de gazelle rhim. Il s'est avéré être associé à des signes neurologiques, en particulier dans la gazelle leptocère. Chez les gazelles, l'incidence de l'avortement était faible et n'a pas été trouvé associé à ces parasites (MOHAMMED et HUSSEIN, 1994).

1.8.2. – Helminthes

Plusieurs espèces de parasites des helminthes gastro-intestinaux ont été signalées dans les gazelles leptocères en captivité. Ceux-ci incluent *Camelostrongylus mentuatus*, *Haemonchus contortus*, *Nematodirus spathiger*, *Trichostrongylus probolurus*, *Strongyloides spp.*

Bien que chaque espèce ait ses particularités de développement, le cycle évolutif est monoxéne, direct, chez l'hôte. La principale source d'infection est la nourriture fournie aux gazelles qui était contaminé par le troisième stade larvaire (ORTIZ *et al.*, 2001).

1.8.2.1 – *Camelostrongylus mentuatus*

Camelostrongylus est un parasite de caillette qui infecte principalement les camélidés. On le trouve également chez les gazelles leptocères (GOOSSENS *et al.*, 2005). Les conséquences de l'infection par des larves *Camelostrongylus mentulatus* peuvent être une gastro-entérite, une émaciation chronique et la mort de l'hôte (HOBERG *et al.*, 2001).

1.8.2.2 – *Haemonchus contortus*

Haemonchus est un parasite de caillette et largement distribué chez les ruminants à travers le monde. Il trouvé également chez les gazelles des sables (MOHAMMED, 2002). *Haemonchus contortus* provoque une maladie de l'haemonchose. Les signes cliniques sont l'anémie sévère, un retard de croissance, une émaciation et la muqueuse de la caillette est rougie, ulcérée et érodée (HOBERG *et al.*, 2001).

1.8.2.3 – *Nematodirus spathiger*

Nematodirus est un parasite intestinal commun des ruminants (BEVERIDGE et EMERY, 2015). C'est le parasite le plus fréquemment rencontré dans les gazelles leptocères. Ce parasite est connu pour se produire en grand nombre dans l'intestin grêle et occlus parfois la lumière intestinale. Chez les gazelles, *Nematodirus* s'est avéré être associé à activité de succion du sang, ce qui est un caractère inhabituel pour ce parasite (ESLAMI *et al.*, 1980). Ce parasite peut provoquer une diarrhée sévère et entraîner la mortalité chez les juvéniles mais ne sont pas hautement pathogènes chez les gazelles adultes (SOULSBY, 1982).

1.8.2.4 – *Trichostrongylus probolurus*

Ce parasite se rencontre dans la caillette ainsi que dans l'intestin grêle des gazelles des sables (GOOSSENS *et al.*, 2005). Le nom commun de *Trichostrongylus* est le «ver à affouillement noir». C'est l'une des causes importantes de gastro-entérite avec une perte de poids, une faiblesse générale, l'inappétence, une diarrhée aqueuse et peut occasionnellement entraîner la mortalité de l'hôte. Dans les infections graves, il peut y avoir une hyperémie de la caillette et le développement de plaques nécrotiques blanchâtres (GHASEMIKHAHL *et al.*, 2011).

1.8.2.5 – *Strongyloides spp*

Strongyloides est un nématode minuscule et filiforme, jusqu'à 1 cm de long et à peine visibles à l'œil nu. C'est un parasite intestinal des animaux domestiques et sauvages qui provoque principalement une diarrhée et une émaciation chez les jeunes animaux (SAUD *et al.*, 2012). Les larves de *Strongyloides spp* ont été associées à l'introduction de l'organisme «pourriture du pied» dans la peau autour des sabots de gazelle. Les gazelles des sables en captivités se sont révélées infectées par ce parasite (MOHAMMED, 2002).

1.8.3. – Arthropodes

Parmi les arthropodes les plus rencontrés chez les gazelles leptocères, *Rhipicephalus sanguineus* et *Tricholipeurus balanicus* (DIK *et al.*, 2016). La plupart des arthropodes sont des ectoparasites qui transmettent à leurs hôtes des maladies bactériennes, virales et parasitaires (EUZEBY, 2005).

1.8.3.1– *Rhipicephalus sanguineus*

Rhipicephalus appartient à la classe des arachnides de la famille des Ixodidae (tiques dures) (MATALLAH *et al.*, 2013). Il est principalement un parasite des chiens mais se rencontre occasionnellement sur d'autres espèces hôtes telles que les chats et les gazelles des sables notamment. Le cycle biologique de tique *Rhipicephalus sanguineus* est qualifié de triphasique. Chaque stade actif (larve, nymphe, adulte) ne fait qu'un seul repas de sang et la mue (ou la ponte des œufs) qui suit se produit dans l'environnement (Fig. 8) (RENÉ-MARTELLET, 2013). L'infestation par la tique dure provoque une irritation et une anémie chez les gazelles leptocères (EUZEBY, 2005).

1.8.3.2– *Tricholipeurus balanicus*

Tricholipeurus est un pou broyeur ou mallophage (Fig. 9) qui se nourrit de débris épidermiques du tégument et des phanères des mammifères. Le cycle se déroule entièrement sur l'hôte et il ne peut survivre plus de deux jours hors l'hôte (AULAGNIER *et al.*, 2010). L'infestation par le pou provoque généralement de fortes irritations chez les hôtes, dues aux tournillements des parasites. Ces hôtes peuvent être agités ou nerveux, se gratter excessivement et s'infliger des écorchures. De plus, une telle infestation peut causer des inflammations cutanées avec présence de pellicules, de croûtes et une alopecie (DIK *et al.*, 2016).

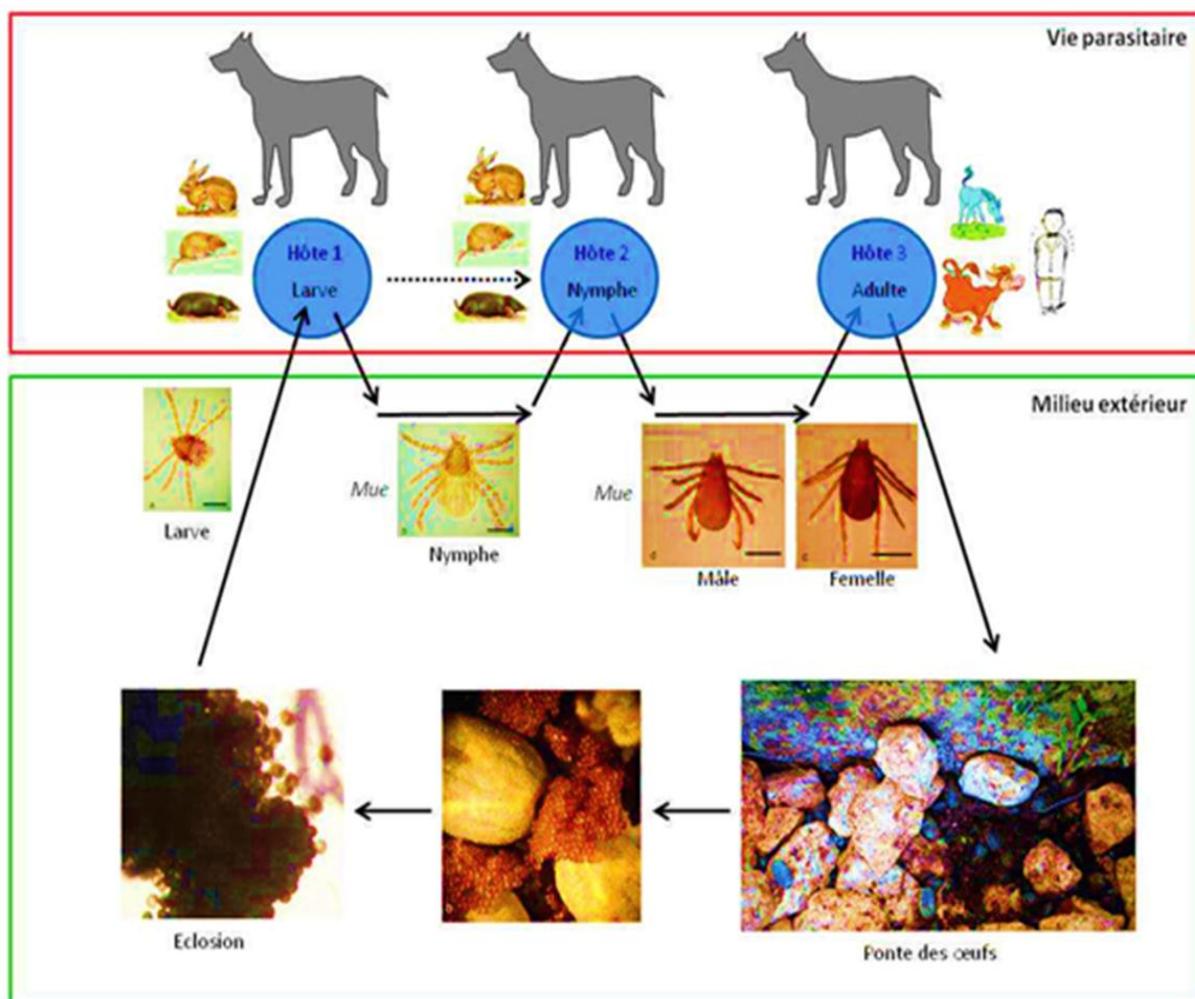


Fig.8 – Cycle de vie des tiques *Rhipicephalus sanguineus* (DANTAS-TORRES *et al.*, 2010).



Fig.9– Pou Mallophage (FRANC, 1994).

CHAPITRE II : *Matériels* *et Méthodes*



Chapitre II - Matériels et Méthodes

Le 2^{ème} chapitre traite 3 volets. Le premier présente la réserve de chasse de Djelfa. Le deuxième détaille les méthodes de travail appliquées sur le terrain et au laboratoire. Le dernier regroupe les différentes indices écologiques et parasitaires utilisés pour l'exploitation des résultats sont présentés.

2.1. – Présentation de la réserve de chasse de Djelfa

La réserve de chasse a été créée par le décret n° 83-116 du 05.02.1983 pour les buts de protéger et développer la faune dans la région, d'améliorer le biotope des espèces qui y vivent et établir et tenir l'inventaire du patrimoine cynégétique de la réserve. Elle se situe dans le massif forestier de Séhary Guebli faisant partie des montagnes des Ouleds Nails au-delà des piémonts sud de l'Atlas Saharien (34°45' et 34°55' N; 3°5' et 3°25' E) (Fig.10). Son territoire couvre une superficie de 31.866.2512 ha dont 14.028.66 ha de forêt naturelle d'essence de Pin d'Alep *Pinus halepensis*, de 1.802.10 ha de reboisement de la même essence, le reste sont des terrains de parcours, de cultures et des enclaves. La réserve de chasse comporte 6 individus de gazelle leptocère dont 3 mâles et 3 femelles élevées en mode semi captivité (Fig.11) (R.C.D., 2020).

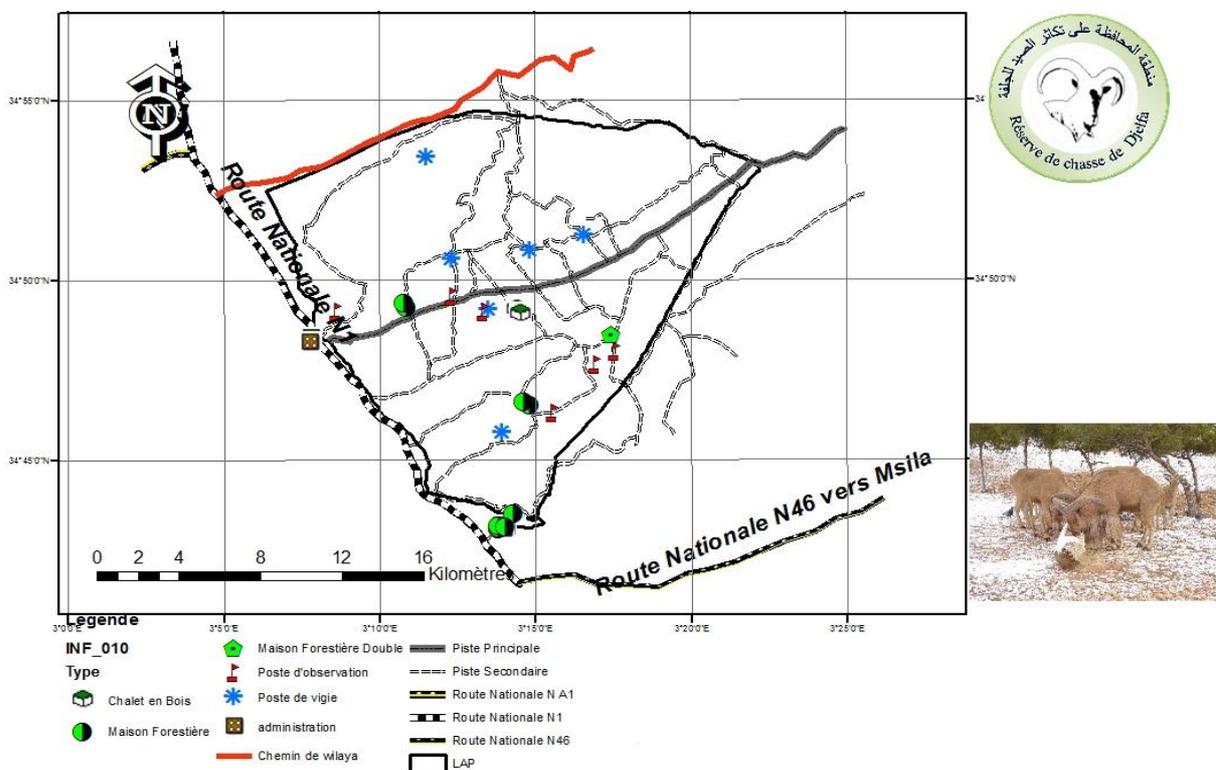


Fig. 10 – Situation géographique de la réserve de chasse de Djelfa (R.C.D., 2020).



Fig. 11 – Gazelle leptocère dans la réserve de chasse de Djelfa (R.C.D., 2020).

2.2. - Méthodes d'échantillonnage sur le terrain

2.2.1. - Méthode de collecte des fientes

Le prélèvement des matières fécales peut être effectué sur un ou plusieurs individus afin de diagnostiquer une parasitose ou de faire un bilan parasitaire d'un lot d'animaux. Les matières fécales récoltées doivent être prélevées par défécation naturelle ou stimulée. Chez les grands animaux, on peut prélever les matières fécales directement par voie transrectale, le gant de fouille retourné sert de récipient. Il est possible aussi de prélever dans la partie supérieure de fèces n'ayant pas été en contact avec le sol (pour éviter leur contamination par des parasites ou éléments étrangers du milieu) et juste après émission (pour éviter l'évolution des éléments parasitaires) (ZAJAC et CONBOY, 2012).

Selon FOREYT (2001), chaque échantillon a été déposé dans un pot stérile, pour chaque pot nous portons les informations suivants : date de récolte, l'espèce hôte, le sexe et l'âge de l'espèce hôte et le site de récolte.

Les excréments sont conservés pendant 24 heures dans le réfrigérateur du laboratoire à 4 C° dans des boîtes de coprologie jusqu'à leur traitement, d'autres échantillons ont été conservés dans des pots stériles contenant le bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) 2,5% à raison de 2

volumes de solution pour 1 volume de fèces, dans une température ambiante. Ceci afin d'éviter toute sorte d'altérations des formes parasitaires et aussi pour stopper le cycle de parasite (ZAJAC et CONBOY, 2012).

2.2.2. – Méthode de collecte les ectoparasites

La technique consiste à examiner visuellement en écartant le pelage (couleur), les différentes parties du corps des animaux bien contenus comme le cou, le dos, la tête et les pattes pour rechercher les parasites macroscopiquement visibles et les prélever à l'aide d'une pince (DIK *et al.*, 2016).

Les ectoparasites prélevés sont conservés dans des tubes secs contenant de l'éthanol à 70%. Sur chaque tube une étiquette porte les mentions suivants : date de récolte, l'espèce hôte, le sexe et l'âge de l'espèce hôte et le site de récolte (WALL et SHEARER, 2001).

2.3. – Méthodes utilisées au laboratoire

2.3.1. – Méthode directe

La méthode directe est très simple, rapide et extrêmement peu coûteuse. Cette méthode est préparé en mélangeant une petite quantité de selles (environ 2 mg) avec une goutte de NaCl à 0,85%, le montage direct est principalement utilisé pour détecter les trophozoïtes mobiles protozoaires (GARCIA, 2007). Il est possible de détecter la plupart des œufs ou des larves par cette méthode, mais en raison du petit nombre de matières fécales utilisées, il est possible que des infections relativement lourdes ne soient détectées (TAYLOR *et al.*, 2016).

2.3.2. – Méthode de flottation

La flottation (ou flottaison) est la technique la plus couramment utilisée en médecine vétérinaire pour l'examen des matières fécales est le test de flottation fécale. Cette procédure concentre les œufs et les kystes de parasites et élimine les débris. La flottation fécale est basée sur le principe que le matériel parasite présent dans les matières fécales est moins dense que le milieu de flottation fluide et flotte donc au-dessus du conteneur, où il peut être collecté pour une évaluation microscopique. Les tests de flottation sont faciles et peu coûteux à réaliser, mais dans les pratiques achalandées, le choix de la solution de flottation et de la procédure de test ne reçoit souvent que peu d'attention, malgré l'effet considérable que ces choix peuvent avoir sur la sensibilité des examens de flottation (ZAJAC et CONBOY, 2012).

Déroulement de la technique

On calcule le volume de NaCl correspondant au poids de l'échantillon coprologique selon la règle suivante : 5g de selles/75 ml de NaCl. Peser 5g de fientes pour la broyer dans un mortier à l'aide d'une solution aqueuse de chlorure du sodium NaCl (diluer 400g de sel de cuisine dans un 1000 ml d'eau; $d=1.18-1.2$), puis filtrées rapidement (FOREYT, 2001). Le mélange obtenu est versée dans un tube jusqu'à la limite supérieure. On place alors délicatement une lamelle qui doit recouvrir tout le tube sans bulle d'air. Après 15 min on retire la lamelle qui est déposée sur une lame (Fig.12) (ROUSSET, 1993). A la fin on fait la lecture du résultat obtenu à l'aide d'un microscope optique à grossissement de X 40 pour la plupart des œufs d'helminthes, mais des grossissements plus élevés (X 100 ou X 400) peut-être nécessaire pour les structures de protozoaires telles que les oocystes coccidiens (BALLWEBER, 2006).

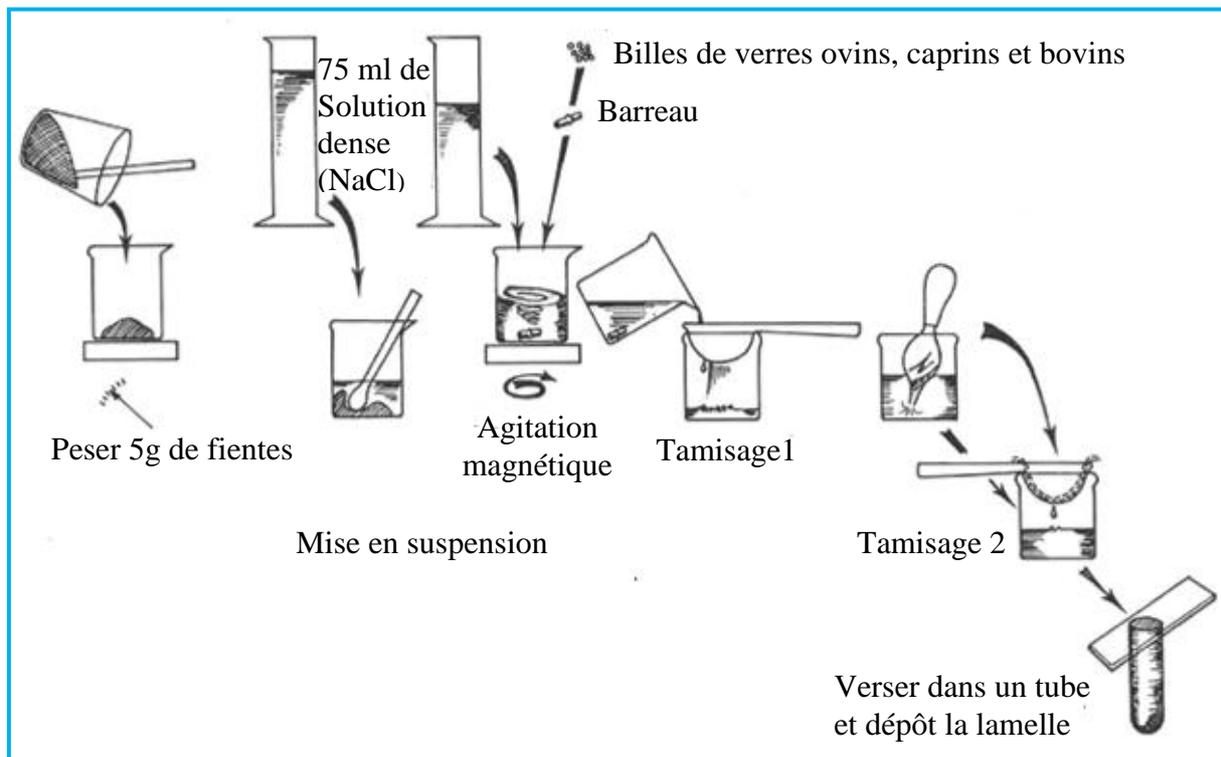


Fig. 12 – Principales étapes de la technique de flottaison (RAYNAUD, 1970).

2.3.3. – Méthode de digestion

L'examen microscopique d'échantillons de tissus a été utilisé pour détecter les bradyzoïtes après digestion des parois des kystes à l'aide de la technique de digestion à la pepsine, ce qui a permis de déterminer la densité de l'infection dans différents organes (BOX et DUSZYNSKI, 1977 ; BOX et MCGUINNESS, 1978).

Selon MOHAMMED *et al.* (2000), la solution de digestion utilisée était constituée de pepsine (0,75%), de NaCl (0,85%) et d'HCl (1%). Vingt grammes de tissus, exempts de fascia et de graisse, ont été coupés en petits morceaux et placés dans une fiole conique de 500 ml. Ces morceaux ont été homogénéisés dans 200 ml du fluide de digestion à l'aide d'un agitateur mécanique. L'homogénat a été incubé à 37 C° pendant 2-3 heures. Le contenu du ballon a été agité périodiquement pendant la période d'incubation. Après digestion des tissus, la suspension a été filtrée à travers 3 couches de gaze et centrifugée à 1000 g pendant 7 minutes. Le surnageant a été jeté et le sédiment a été lavé plusieurs fois dans solution saline (0,85% de NaCl). Après chaque lavage, le surnageant a été jeté. Le processus de lavage a été répété jusqu'à ce que le surnageant devienne clair. Une goutte de sédiment a ensuite été examinée au microscope pour la présence de bradyzoïtes .

2.3.4. – Méthode d'identification des parasites

L'identification des endoparasites est faite à l'aide d'un microscope optique et des clés celles de ZAJAC et CONBOY(2012), de RASKOVA et WAGNEROVA (2013), de JACOBS *et al.* (2016), de MEHLHORN (2016), de TAYLOR *et al.* (2016) et de HENDRIX et ROBINSON (2019).

L'identification des ectoparasites est faite à l'aide d'une loupe binoculaire et à l'aide des différentes clés celles de PRICE *et al.* (2003), de WALKER *et al.* (2003), de MEDDOUR-BOUDERDA et MEDDOUR (2006), de DIK *et al.* (2016) et de HUCHET(2016).

2.4. – Exploitation des résultats par les indices écologiques

2.4.1. – Qualité d'échantillonnage

La qualité d'échantillonnage est le quotient du nombre des espèces contactées une seule fois par le nombre total de relevés. Elle est donnée par la formule suivante : $Q = a/N$ (BLONDEL, 1979).

a : Nombre d'espèces vues une seule fois, en un seul exemplaire au cours de N relevés. Plus ce rapport (a/N) se rapproche de 0, plus la qualité est bonne (RAMADE, 2003).

2.4.2. – Indices écologiques de composition

2.4.2.1. – Richesse totale

D'après RAMADE (2009), la richesse totale (S) est l'un des paramètres fondamentaux caractéristique d'un peuplement. C'est le nombre total des espèces que

comporte le peuplement pris en considération dans un écosystème.

2.4.2.2. – Richesse moyenne

Selon BLONDEL (1979), la richesse moyenne (S_m) est le nombre moyen d'espèces contactés à chaque relevé : $S_m = na/N$.

na : La somme de nombre d'apparition d'espèce a.

N : nombre total de relevés.

2.4.2.3. – Abondance relative

La connaissance de l'abondance relative ou la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude d'un peuplement (RAMADE, 2003). La fréquence (F%) est le pourcentage des individus d'une espèce (n_i) par rapport au total des individus N. L'abondance relative est donnée par la formule suivante : $AR\% = n_i * 100/N$ (DAJOZ, 1985).

2.4.2.4. – Fréquence d'occurrence

Selon DAJOZ (1982), la fréquence d'occurrence (C) est le rapport exprimé en % du nombre de relevés contenant l'espèce i (P_i) prise en considération au nombre total de relevés (P) : $C(\%) = P_i * 100/P$.

Il existe six classes et l'espèce est considérée comme étant :

- ✓ Omniprésente si : $C = 100 \%$.
- ✓ Constante si : $75 \% \leq C < 100 \%$.
- ✓ Régulière si : $50 \% \leq C < 75 \%$.
- ✓ Accessoire si : $25 \% \leq C < 50 \%$.
- ✓ Accidentelle si : $5 \% \leq C < 25 \%$
- ✓ Rare si : $C < 5 \%$.

2.4.3. – Indices écologiques de structure

2.4.3.1 – Indice de diversité de Shannon-Weaver

Selon MAGURRAN (2013), l'indice de diversité de Shannon-Weaver est calculé selon la formule suivante : $H' = -\sum q_i \log_2 q_i$.

H' : Indice de diversité exprimé en bits.

q_i : Fréquence relative de l'espèce i : $q_i = n_i/N$.

Une communauté sera d'autant plus diversifiée que l'indice H' sera plus grand (BLONDEL, 1979).

2.4.3.2. – Diversité maximale

La diversité maximale est représentée par H'max qui correspond à la valeur la plus élevée possible du peuplement (MARGOLIS *et al.*, 1982).

$$H'max = \log_2 S$$

S : Richesse totale.

2.4.3.3. –Indice d'équitabilité ou équirépartition

Elle correspond au rapport de la diversité de Shannon-Weaver H' à la diversité maximale H'max (BLONDEL, 1979).

$$E = H'/H'max$$

L'équitabilité varie entre zéro et un. Elle tend vers zéro, cela signifie que la quasi-totalité des effectifs tend à être concentrée sur une seule espèce. Elle est égale à 1 lorsque toutes les espèces ont la même abondance (BARBAULT, 1981).

2.5. – Exploitation des résultats par les indices parasitaires

L'analyse parasitologique utilisée tels que l'état de l'hôte, la prévalence et l'intensité parasitaire moyenne. Ces tests ont été réalisés à l'aide du logiciel « Quantitative Parasitology V 3.0. » (RÓZSA *et al.*, 2000).

2.5.1. – Prévalence

La prévalence (P) exprimée en pourcentage, c'est le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestés par une espèce parasite(N) et le nombre total d'hôtes examinés(H) : $P (\%) = N/H * 100$ (BLAHOUA *et al.*, 2009).

Selon VALTONEN *et al.* (1997), on distingue les catégories suivantes :

- ✓ Espèce dominante : Prévalence > 50%.
- ✓ Espèce satellite : $10 \% \leq \text{Prévalence} \leq 50 \%$.
- ✓ Espèce rare : Prévalence < 10 %.

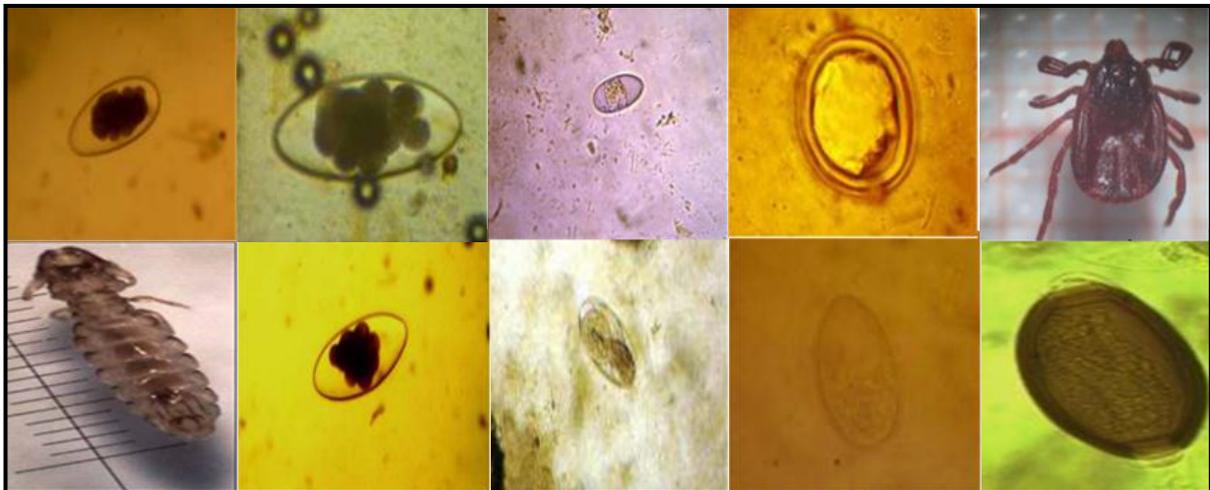
2.5.2. – Intensité Moyenne

Selon BLAHOUA et *al.* (2009), L'intensité moyenne (IM) est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite (n) dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite (N). C'est donc le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite par hôte parasité dans l'échantillon : **IM = n/N** .

Pour les intensités moyennes (IM), la classification adoptée est celle de BILONG - BILONG et NJINE (1998) :

- ✓ $IM < 10$: intensité moyenne très faible.
- ✓ $10 < IM \leq 50$: intensité moyenne faible.
- ✓ $50 < IM \leq 100$: intensité moyenne moyenne.
- ✓ $IM > 100$: intensité moyenne élevé.

CHAPITRE III : Résultats et Discussions



Chapitre III - Résultats et Discussions

Ce chapitre porte les résultats et discussions des endoparasites et des ectoparasites des gazelles leptocères en captivités de quelques travaux de chercheurs dans les différents pays et dans les différentes stations.

3.1. – Endoparasites

Selon MOHAMMED (2002), ABÁIGAR *et al.* (2009), SAUD *et al.* (2012) et NASIRI *et al.* (2019), les espèces des endoparasites trouvés dans les fientes et dans les tissus chez les gazelles leptocères sont mentionnées dans les tableaux 3 et 4.

Tableau 3- Liste des espèces endoparasites des gazelles leptocères trouvés dans les différents pays (MOHAMMED, 2002; ABÁIGAR *et al.*, 2009; SAUD *et al.*, 2012).

Pays	Méthodes	Espèces	Auteurs
Algérie (Station de Brezina)	Flottation	<i>Eimeria spp</i>	(ABÁIGAR <i>et al.</i> , 2009)
		<i>Trichuris spp</i>	
Arabie Saoudite (King Khalid Wildlife Research Center)	Directe	<i>Eimeria rheemi</i>	(MOHAMMED, 2002)
		<i>Sarcocystis spp</i>	
	Flottation	<i>Toxoplasma gondii</i>	
		<i>Camelostrongylus mentuatus</i>	
	Mac Master	<i>Haemonchus contortus</i>	
	Digestion	<i>Nematodirus spathiger</i>	
		<i>Strongyloides spp</i>	
<i>Trichostrongylus probolurus</i>			
Irak (Ferme Al-Theabeya)	Flottation	<i>Eimeria spp</i>	(SAUD <i>et al.</i> , 2012)
		<i>Chabertia spp</i>	
		<i>Haemonchus spp</i>	
		<i>Nematodirus spp</i>	
		<i>Strongyloides spp</i>	
		<i>Trichostrongylus spp</i>	
		<i>Taenia spp</i>	
Iran (Jardin zoologique central)	Flottation	<i>Nematodirus spp</i>	(NASIRI <i>et al.</i> , 2019)
		<i>Trichuris spp</i>	

Tableau 4- Taxonomie des endoparasites de la gazelle leptocère (HOBERG *et al.*, 2001).

Phylums	Classes	Ordres	Familles	Espèces
Apicomplexa	Coccidia	Eimeriida	Eimeriidae	<i>Eimeria rheemi</i>
				<i>Eimeria spp</i>
			Sarcocystidae	<i>Sarcocystis spp</i>
			Toxoplasmatidae	<i>Toxoplasma gondii</i>
Nemathelmintha	Nematoda	Strongylida	Strongylidae	<i>Chabertia spp</i>
			Trichostrongylidae	<i>Camelostrongylus mentuatus</i>
				<i>Haemonchus contortus</i>
				<i>Haemonchus spp</i>
				<i>Nematodirus spathiger</i>
				<i>Nematodirus spp</i>
				<i>Trichostrongylus probolurus</i>
		<i>Trichostrongylus spp</i>		
Rhabditida	Strongyloididae	<i>Strongyloides spp</i>		
Trichinellida	Trichuridae	<i>Trichuris spp</i>		
Plathelmintha	Cestoda	Cyclophyllida	Taeniidae	<i>Taenia spp</i>

En Algérie, l'analyse coprologique des fèces correspondant à des individus captifs de 5 gazelles leptocères (1 mâle est codé par 14-449 et 4 femelles sont codées par les marques suivants:13-401, 13-402, 13-405 et 13-406) dans la station de reproduction des gazelles à Brezina (El- Bayadh) en Octobre 2008, il apparait que les gazelles leptocères sont parasitées par *Eimeria spp* avec une particularité d'infestation plus élevés chez la femelle (13.405) qui présente une concentration d'œufs soit 1060 œufs/g et de *Trichuris spp* (80 œufs/g) apparaissant dans les crottes de la femelle marquée du code 13-402 (ABÁIGAR *et al.*, 2009).

En Arabie Saoudite, les parasites détectés dans les gazelles des sables au King Khalid Wildlife Research Center (KKWRC) comprenaient des coccidies intestinales et kystiques, des helminthes gastro-intestinaux (MOHAMMED, 2002). HUSSEIN et MOHAMMED (1992) ont été détectés la prévalence d'*Eimeria rheemi* à 48% (35/73). *Eimeria rheemi* s'est avéré associé à la pathogénicité des gazelles de rhim expérimentales et l'examen de nombreux échantillons de gazelles souffrant de diarrhée a permis de détecter un grand nombre d'oocystes d' *Eimeria rheemi* (Fig.13).

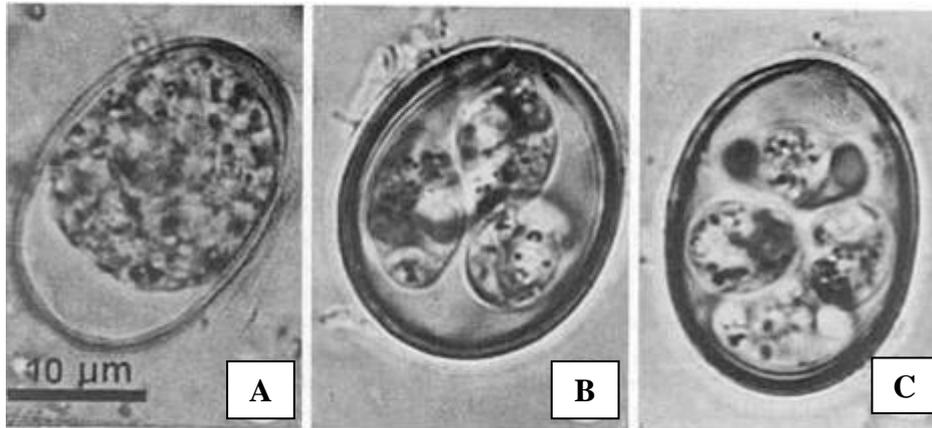


Fig. 13 – Photomicrographies des oocystes d'*Eimeria rheemi* révélées par la méthode directe, la technique de flottation et méthode de Mac Master à partir des fientes de la gazelle leptocère. Oocyste non sporulé (A). Oocyste sporulé sphérique (B). Oocyste sporulé ovoïde (C) (HUSSEIN et MOHAMMED, 1992).

D'après MOHAMMED *et al.* (2000), en utilisant la technique de digestion, la prévalence la plus élevée de l'infection à *Sarcocystis spp* (Fig. 14) était de 74,3% (58/78). Une forte prévalence du parasite a été détectée chez les gazelles adultes par rapport aux juvéniles de toutes les espèces de gazelles. MOHAMMED et HUSSEIN (1994) ont rapportés une prévalence faible de *Toxoplasma gondii* 4,7% (13/324) parmi les gazelles au KKWRC.



Fig. 14 – Bradyzoïte de *Sarcocystis spp* révélée par la technique de digestion à partir des tissus de la gazelle leptocère (Giemsa). Le noyau remplit la majeure partie postérieure (Flèche) de la bradyzoïte et la partie antérieure émoussée est transparente (Tête de flèche) (MOHAMMED *et al.*, 2000).

Selon MOHAMMED (2002), *Haemonchus contortus* n'a été détecté que dans la gazelle des sables. Il n'a pas été détecté dans d'autres espèces des gazelles au KKWRC, tandis que la prévalence de *Camelostrongylus mentulatus* et *Nematodirus spathiger* ont été rapportés à 37,4% et 68,1% respectivement avec la présence de *Trichostrongylus probolurus* et *Strongyloides spp.*

L'étude a été menée par SAUD *et al.* (2012) pour enquêter sur les types de parasites gastro-intestinaux chez les gazelles adultes (*Gazella leptoceros*) de la ferme Al-Theabeya en l'Irak. 50 animaux adultes ont été inclus dans cette étude pour prélever des échantillons fécaux pendant la saison hivernale. La morbidité des parasites gastro-intestinaux était élevée dans cette étude qui atteignait 52% des gazelles étudiées (26 gazelles infectées sur 50 gazelles). La raison en est peut-être que le propriétaire n'a pas utilisé de programme efficace pour contrôler l'infestation parasitaire plutôt que de dépendre d'une alimentation irrégulière des animaux sur des plantes indigènes (*Citrulluscolocynthis*). Les nématodes représentaient la prévalence la plus élevée chez 18 des gazelles 36% (18/50) des gazelles étudiées (69,23% des gazelles infectées). Les types d'œufs suivants ont été signalés œufs de *Nématodirus spp* (Fig. 15 a) dans 8 gazelles (16%), œufs de *Chabertia spp* (Fig. 15 b) dans 3 gazelles (6%), œufs de *Trichostrongylus spp* (Fig. 15 c) dans 3 gazelles (6%), œufs d'*Haemonchus spp* (Fig. 15 d) dans 2 gazelles (4%) et œufs de *Strongyloides spp* (Fig. 15 e) dans 2 gazelles (4%). Les œufs de protozoaire (*Eimeria spp*) (Fig. 15 f) ont été signalés chez 6 gazelles (12%). les œufs d'*Eimeria spp* étaient les œufs prédominants signalés. La raison derrière cela; que cette enquête a été faite en hiver et en augmentation de l'humidité qui est le facteur le plus important de croissance et de multiplication des protozoaires. Alors que les œufs de cestode (*Taenia spp*) (Fig. 15 g) ont été signalés dans 2 gazelles (4%), ce qui concordait avec le fait que les animaux infectés par des cestodes souffraient de diarrhée et de retard de croissance. Aucun œuf de trématode n'a été identifié dans cette enquête en raison du fait que ces animaux ont été testés cultivés dans des dissertations qui ne représentent pas le milieu tout à fait approprié pour l'infestation de trématodes.

En outre, NASIRI *et al.* (2019) ont été rapportés une prévalence plus élevée de l'infection à *Nématodirus spp* (Fig. 16 a) était de 66,66% (2/3) et la prévalence de *Trichuris spp* (Fig. 16 b) soit 33,33% (1/3) chez les gazelles leptocères en captivités d'un jardin zoologique central en Iran.



Fig. 15 a – *Nematodirus* spp.



Fig. 15 b – *Chabertia* spp.



Fig. 15 c – *Trichostrongylus* spp.



Fig. 15 d – *Haemonchus* spp.



Fig. 15 e – *Strongyloides* spp.



Fig. 15 f – *Eimeria* spp.



Fig. 15 g– *Taenia* spp.

Fig. 15 – Espèces endoparasitaires révélées par la technique de flottation à partir des fientes de la gazelle leptocère (SAUD *et al.*, 2012).

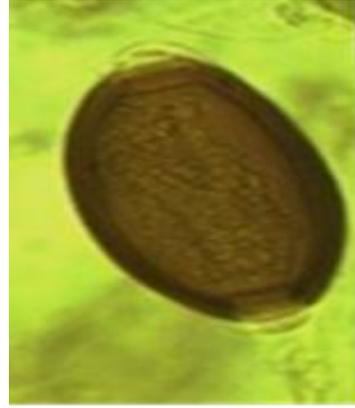
Fig. 16 a – *Nematodirus* spp.Fig. 16 b – *Trichuris* spp.

Fig. 16 – Espèces endoparasitaires révélées par la technique de flottation à partir des fientes de la gazelle leptocère (grossissement $\times 1000$) (NASIRI *et al.*, 2019).

3.2. – Ectoparasites

D'après DIK *et al.* (2016), LEBDIRI (2016) et TACHEKOUSTE et ZERROUKI (2016), les ectoparasites détectés chez les gazelles leptocères sont représentés dans les tableaux 5 et 6.

Tableau 5- Inventaire des ectoparasites des gazelles leptocères dans les différentes stations en Algérie (DIK *et al.*, 2016; LEBDIRI, 2016; TACHEKOUSTE et ZERROUKI, 2016).

Stations	Espèces	Auteurs
Parc zoologique de Ben Aknoun	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	(TACHEKOUSTE et ZERROUKI, 2016)
	<i>Tricholipeurus balanicus</i>	
Parc zoologique du jardin d'essai d'El Hamma	<i>Tricholipeurus balanicus</i>	(DIK <i>et al.</i> , 2016) (LEBDIRI, 2016)

Tableau 6- Taxonomie des ectoparasites de la gazelle leptocère (HUCHET, 2016).

Phylums	Classes	Ordres	Familles	Espèces
Arthropoda	Arachnida	Ixodida	Ixodidae	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
	Insecta	Mallophaga	Trichodectidae	<i>Tricholipeurus balanicus</i>

Chez les gazelles leptocères du parc zoologique de Ben Aknoun d'Alger pendant la période de mars 2016 à juillet 2016, la richesse totale des ectoparasites est 2 espèces ($S = 2$) avec une abondance relative de l'espèce *Rhipicephalus sanguineus* ($AR\% = 50\%$) et l'espèce *Tricholipeurus balanicus* avec ($AR\% = 50\%$). La valeur de fréquence d'occurrence est de 16.66% pour *Rhipicephalus sanguineus* (Fig. 17) et 8.33% pour *Tricholipeurus balanicus* (Fig. 18), ces 2 espèces sont classées en catégorie accidentelle (TACHEKOUSTE et ZERROUKI, 2016).



Fig. 17 – Face dorsale (A) et face ventrale (B) de *Rhipicephalus sanguineus* chez la gazelle leptocère (TACHEKOUSTE et ZERROUKI, 2016).



Fig. 18 – *Tricholipeurus balanicus* chez la gazelle leptocère (TACHEKOUSTE et ZERROUKI, 2016).

Selon LEBDIRI (2016), est trouvée les ectoparasites chez les gazelles leptocères examinés entre février et juin 2016 dans le parc zoologique du jardin d'essai d'El Hamma d'Alger. L'effectif de *Tricholipeurus balanicus* est de 100 individus dont 80 adultes [46 mâles (Fig. 19 a) et 34 femelles (Fig. 19 b)] et 20 des nymphes (Fig. 19 c) avec la richesse totale des ectoparasites est de 1 espèce ($S = 1$). L'abondance relative de *Tricholipeurus balanicus* ($AR\% = 25.77\%$) et l'abondance relative en fonction des sexes est de 14.85% pour *Tricholipeurus balanicus* mâle et 10.30% pour *Tricholipeurus balanicus* femelle. La fréquence d'occurrence de *Tricholipeurus balanicus* ($C\% = 77.78\%$) qui représenté l'espèce constante.



Fig. 19 a – Mâle



Fig. 19 b – Femelle



Fig. 19 c – Nymphe

Fig. 19 – *Tricholipeurus balanicus* chez la gazelle leptocère (LEBDIRI, 2016).

Quatre gazelles leptocères ont été examinées en avril 2015 dans le parc zoologique du jardin d'essai d'El Hamma d'Alger. Trois des quatre gazelles sont infestées par le pou *Tricholipeurus balanicus*; sur 37 poux prélevés sur les animaux infestés, 16 étaient des mâles (Fig. 20) ($L=1,90$ mm), 14 des femelles (Fig. 21) ($L=1,84$ mm) et 7 des nymphes ($L=1,71$ mm). Les espèces appartenant au genre *Tricholipeurus* sont des parasites de bovidés et cervidés. Jusqu'à aujourd'hui, il n'y a pas de clé taxonomique ou critique sur ce genre. De même que pour les autres poux, les espèces *Tricholipeurus* sont hôte spécifique, cependant, ont été trouvés sur d'autres espèces hôtes de la même ou différents genres. *Tricholipeurus balanicus* a été trouvé sur le *Antilope cervicapra* au Texas, USA. Il a été aussi retrouvé sur ces animaux au Pakistan et en Angleterre au parc zoologique de Londres (DIK *et al.*, 2016).



Fig. 20 – Face dorsale (à gauche) et face ventrale (à droite) de *Tricholipeurus balanicus* mâle chez la gazelle leptocère (DIK *et al.*, 2016).



Fig. 21 – Face dorsale (à gauche) et face ventrale (à droite) de *Tricholipeurus balanicus* femelle chez la gazelle leptocère (DIK *et al.*, 2016).



*Conclusion et
Perspectives*

Conclusion

Comme toutes les espèces de faune sauvage, la gazelle leptocère possède des valeurs intrinsèques et des valeurs d'existence en raison desquelles la biodiversité doit être protégée pour elle-même et afin de transmettre un patrimoine aux générations futures.

Les parasites affectant les gazelles leptocères en captivités dans les différents pays et dans les différents stations sont 15 espèces d'endoparasites dont *Eimeria rheemi*, *Eimeria spp*, *Sarcocystis spp*, *Toxoplasma gondii*, *Camelostrongylus mentuatus*, *Chabertia spp*, *Haemonchus contortus*, *Haemonchus spp*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus spp*, *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus probolurus*, *Trichostrongylus spp*, *Trichuris spp* et *Taenia spp*, et 2 espèces d'ectoparasites *Rhipicephalus sanguineus* et *Tricholipeurus balanicus*.

Dans la station de Brezina (El- Bayadh) en Algérie, la concentration d'*Eimeria spp* soit 1060 œufs/g et 80 œufs/g pour *Trichuris spp*. Et pour au King Khalid Wildlife Research Center en Arabie Saoudite, les espèces trouvées dans les fientes sont six espèces : *Eimeria rheemi* avec une prévalence de 48%, *Camelostrongylus mentuatus* de 37,4%, *Nematodirus spathiger* de 68,1%, *Haemonchus contortus*, *Strongyloides spp* et *Trichostrongylus probolurus*, et 2 espèces dans les tissus : *Sarcocystis spp* de 74,3% et *Toxoplasma gondii* de 4,7%. Dans la ferme Al-Theabeya en l'Irak, la morbidité des parasites gastro-intestinaux atteint 52%. Les œufs de nématodes sont 36% dont œufs de *Nématodirus spp* 16%, œufs de *Chabertia spp* 6%, œufs de *Trichostrongylus spp* 6%, œufs de *Haemonchus spp* 4% et les œufs de *Strongyloides spp* 4%, tandis que les œufs de protozoaire (*Eimeria spp*) 12% et les œufs de cestode (*Taenia spp*) 4%. Par ailleurs dans le jardin zoologique central en Iran, la prévalence des endoparasites est de 66,66% pour *Nématodirus spp* et 33.33% pour *Trichuris spp*.

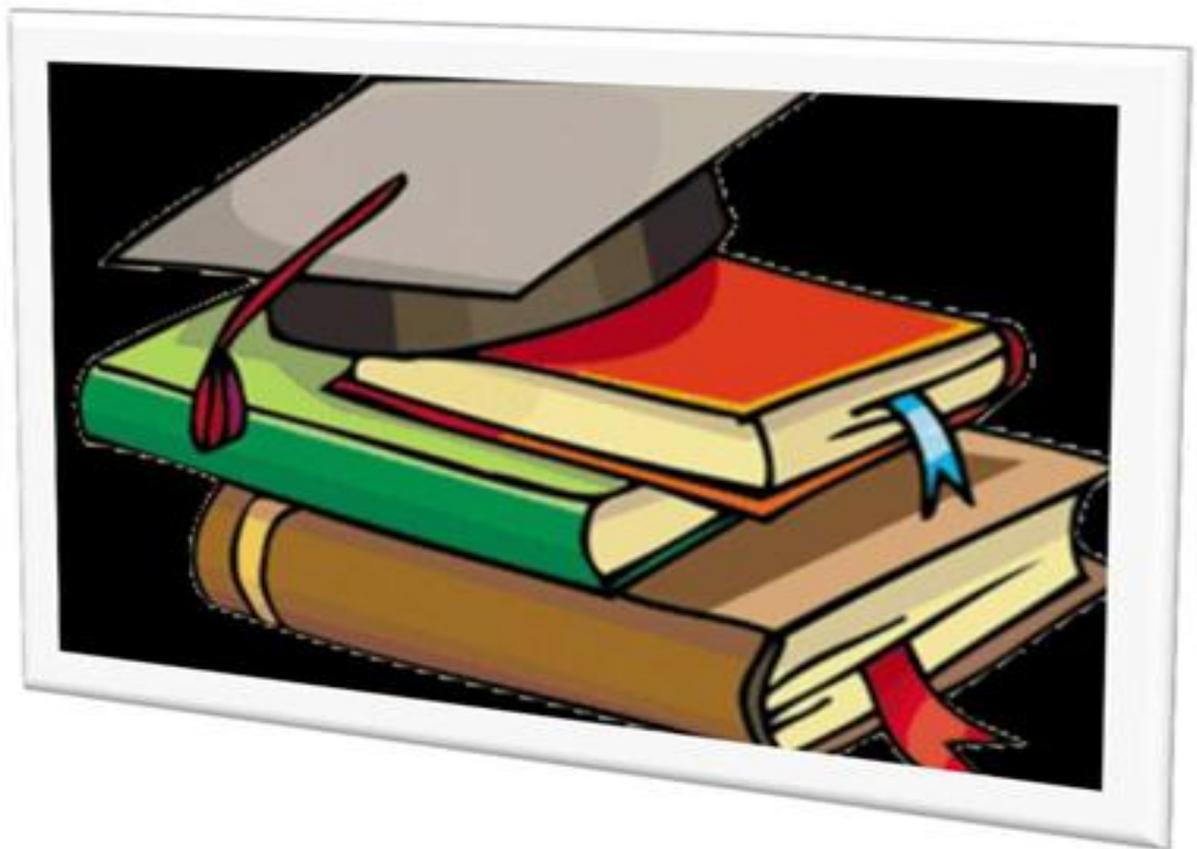
Chez les gazelles leptocères du parc zoologique de Ben Aknoun d'Alger pendant au cours d'une période de 5 mois de mars jusqu'au à juillet 2016, la richesse totale des ectoparasites est 2 espèces (S = 2) avec une abondance relative de l'espèce *Rhipicephalus sanguineus* (AR% = 50%) et l'espèce *Tricholipeurus balanicus* avec (AR% = 50%). La valeur de fréquence d'occurrence est de 16.66% pour *Rhipicephalus sanguineus* et 8.33% pour *Tricholipeurus balanicus*. En ce qui concerne les ectoparasites chez les gazelles leptocères du parc zoologique du jardin d'essai d'El Hamma d'Alger en avril 2015, l'effectif de *Tricholipeurus balanicus* est de 37 individus et entre la période allant de fin février jusqu' au fin juin 2016,

l'effectif de *Tricholipeurus balanicus* est de 100 individus avec la richesse totale des ectoparasites est de 1 espèce ($S = 1$). La valeur de l'abondance relative de *Tricholipeurus balanicus* ($AR\% = 25.77\%$) et l'abondance relative de l'espèce *Tricholipeurus balanicus* en fonction des sexes est de 14.85% pour les mâles et 10.30% pour les femelles. La fréquence d'occurrence de *Tricholipeurus balanicus* ($C\% = 77.78\%$).

Perspectives

En Algérie peu d'études ont été réalisés sur les gazelles des sables, il est souhaitable à l'avenir de mettre en évidence des études approfondies et à long terme sur le parasitisme chez les gazelles leptocères. En effet, une connaissance plus approfondie sur ces parasites permettrait d'éviter leur transmission aux autres animaux et à l'homme. Ainsi, suivre l'état sanitaire des individus dans la nature est aussi très recommandé et la sensibilisation sur l'importance de la préservation du gazelle leptocère et son habitat naturel. L'étude de la reproduction de l'espèce est très aussi importante pour mener un programme de lâchers dans la nature.

Références Bibliographiques



Références bibliographiques

1. ABÁIGAR T., BELBACHIR-BAZI A. et CANO M., 2009- *Proposition d'aménagement et de gestion d'un centre d'élevage de gazelles en captivité*. Project de Coopération Internationale hispano-algérienne (AECI-MESRS) Réf :A/011012/07. Rapport scientifique-technique., Almería (Espagne)-Bejaïa (Algérie), 54 p.
2. AHMIM M. *Les mammifères sauvages d'Algérie. Répartition et Biologie de la Conservation* [En ligne]. Créé en 2019 [<https://www.Leseditionsdunet.com/lang-en/science/6453-les-mammiferes-sauvages-d-algerie-mourad-ahmim-9782312068961.html>], (consulté le 28 août 2020).
3. AULAGNIER S., HAFFNER P., MITCHEL-JONES A.J., MOUTOU F. et ZIMA J., 2010- *Guide des mammifères d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient*. Ed. Delachaux & Niestlé, Paris, 27 p.
4. BALLWEBER L.R., 2006- Diagnostic methods for parasitic infections in livestock. *Vet. Clin. North Am.*, 22: 695-706.
5. BARBAULT R., 1981- *Ecologie des populations et des peuplements*. Ed. Masson, Paris, 200 p.
6. BÄRMANN E.V., WRONSKI T., LERP H., AZANZA B., BÖRNER S., ERPENBECK D., RÖSSNER G.E. and WÖRHEIDE G., 2013- A morphometric and genetic framework for the genus *Gazella* de Blainville, 1816 (Ruminantia: Bovidae) with special focus on Arabian and Levantine mountain gazelles. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 169: 673-696.
7. BEUDELS R.C., DEVILLERS P., LAFONTAINE R.M., DEVILLERS-TERSCHUREN J. and BEUDELS M.O., 2005- *Sahelo-Saharan Antelopes. Status and Perspectives. Report on the conservation status of the six Sahelo-Saharan Antelopes*. Ed. UNEP/CMS N°10, Bonn, 120 p.
8. BEUDELS R.C., DEVILLERS P., LAFONTAINE R.M., DEVILLERS-TERSCHUREN J. and BEUDELS M.O., 2006- *Sahelo-Saharan Antelopes. Status and Perspectives. Report on the conservation status of the six Sahelo-Saharan Antelopes*. Ed. UNEP/CMS N°11, Bonn, 128 p.

9. BEVERIDGE I. and EMERY D., 2015- *Australasian Animal Parasites: Inside and Out*. Ed. The Australian Society for Parasitology, Australia and New Zealand, 1099 p.
10. BILONG-BILONG C.F. et NJINÉ T., 1998 – Dynamique de population de trois monogènes parasites d'*Hemichromis fasciatus* (Peters) dans le lac municipal de Yaoundé et intérêt possible en pisciculture intensive. *Sci. Nat. et Vie.*, 34 : 295-303.
11. BLAHOUA K.G., N'DOUBA V., KONE T. et KOUASSI N'G.J., 2009 - Variations saisonnières des indices épidémiologiques de trois Monogènes parasites de *Sarotherodon melanotheron* (Pisces : Cichlidae) dans le lac d'Ayamé I (Côte d'Ivoire). *Sci. Nat.*, 6(1): 39-47.
12. BLONDEL J., 1979- *Biogéographie et écologie*. Ed. Masson, Paris, 173 p.
13. BOX E.D. and DUSZYNSKI D.W., 1977- Survey for *Sarcocystis* in the brown-headed cowbird, (*Molothrus ater*): A comparison of macroscopic, microscopic and digestion techniques. *Journal of Wildlife Diseases*, 13: 356-359.
14. BOX E.D. and MCGUINNESS T.B., 1978- *Sarcocystis* In beef from retail outlets demonstrated by digestion technique. *Journal of Parasitology*, 64: 161-162.
15. DAJOZ R., 1982- *Précis d'écologie*. Ed. Borads, Paris, 503 p.
16. DAJOZ R., 1985- *Précis d'écologie*. Ed. Dunod, Paris, 505 p.
17. DANTAS-TORRES F., GIANNELLI A., FIGUEREDO L.A. and OTRANTO D., 2010- Effects of prolonged exposure to low temperature on eggs of the brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae). *Vet. Parasitol.*, 171: 327-330.
18. DE SMET K. and SMITH T.R., 2001- *Algeria*. pp. 22-29 cité par MALLON D.P. and KINGSWOOD S.C., *Antelopes. Part 4: North Africa, the Middle East, and Asia. Global Survey and Regional Action Plans*. Ed. SSC Antelope Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 260 p.
19. DIK B., MARNICHE F., MILLA A. and BENBELCACEM H., 2016- Slender-horned gazelle (*Gazella leptoceros*), a new host for *Tricholipeurus balanicus* (Phthiraptera: Ischnocera: Trichodectidae). *Turkiye Parazitol Derg*, 40: 211-214.

20. ESLAMI A., RAHBARI S. and NIKBIN S., 1980- Gastro-intestinal nematodes of gazelle *Gazella subgutturosa* in Iran. *Veterinary Parasitology*, 7: 75-78.
21. EUZEBY J., BOURDOISEAU G. et CHAUVE C., 2005- *Dictionnaire de parasitologie médicale et Vétérinaire*. Ed. Tec & Doc, Paris, 492 p.
22. FOREYT W.J., 2011- *Veterinary Parasitology: 5th Reference Manual*. Ed. Wiley-Blackwell Publishing, Oxford, 248 p.
23. FRANC M., 1994- Poux et méthodes de lutte. *Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz.*, 13(4):1039-1051.
24. GARCIA L.S., 2007- *Diagnostic medical parasitology 5th ed.* Ed. ASM Press, USA, 1224 p.
25. GHASEMIKHAHL R., MIRHENDI H., KIA E.B., MOWLAVI G.H., SARMADIAN H., MESHGI B., GOLESTAN B. and MOBEDI I., 2011- Morphological and Morphometrical Description of *Trichostrongylus* Species Isolated from Domestic Ruminants in Khuzestan Province, Southwest Iran. *Iranian J Parasitol*, 6(3): 82-88.
26. GOOSSENS E., DORNY P., BOOMKER J., VERCAMMEN F. and VERCRUYSSSE J., 2005- A 12-month survey of the gastro-intestinal helminths of antelopes, gazelles and giraffids kept at two zoos in Belgium. *Veterinary Parasitology*, 127(4): 303-312.
27. GROVES C.P., 1988- *A catalogue of the genus Gazella*. pp.193-198 cité par DIXON A. and JONES D., *Conservation and biology of desert antelopes*. Ed. Christopher HELM, London, 238 p.
28. GRUBB P., 2011- *Mammal species of the world, a taxonomic and geographic reference. Third edition, volume 1*. Ed. The John Hopkins University Press, Baltimore, 689 p.
29. HEIM de BALSAC H., 1928- Notes sur la présence et la répartition de quelques grands mammifères dans le sud-Oranais et le Maroc oriental. *Revue française de Mammologie*, 2(2) : 83-92.
30. HEIM de BALSAC H., 1936- Biogéographie des mammifères et des oiseaux de l'Afrique du nord. *Bull. Biol. Fr. Belg. Suppl.*, 21: 441-446.

31. HENDRIX C.M. et ROBINSON E.D., 2019- *Parasitologie clinique vétérinaire*. Ed. Vigot Maloine, Paris, 432 p.
32. HOATH R., 2009- *A field guide to the mammals of Egypt*. Ed. The American University in Cairo Press, New York, 320 p.
33. HOBERG E.P., KOCAN A.A. and RICKARD L.G., 2001- Gastrointestinal Strongyles in Wild Ruminants. *Parasitic Diseases of Wild Mammals*, 8: 220-227.
34. HUCHET J.B., 2016- L'animal-amphitryon : archéologie de l'ectoparasitisme. *Anthropozoologica*, 51(1): 55-65.
35. HUSSEIN H.S. and MOHAMMED O.B., 1992- *Eimeria rheemi* sp. n. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the Arabian sand gazelle, *Gazella subgutturosa marica* (Artiodactyla: Bovidae), in Saudi Arabia. *J. Helminthol. Soc. Wash.*, 59(2): 190-194.
36. I.U.C.N., 2017- *Antilopes de l'Afrique du Nord et de la Péninsule arabe. Fiche d'information No. 1*. Ed. UICN/CSE Groupe de spécialistes des antilopes, Campanillas (Malaga), Espagne, 4 p.
37. JACOBS D., FOX M., GIBBONS L. and HERMOSILLA C., 2016- *Principles of Veterinary Parasitology*. Ed. Wiley-Blackwell Publishing, Oxford, 726 p.
38. KACEM S.B.H., MÜLLER H.P. et WIESNER H., 1994- *Gestion de la faune sauvage et des parcs nationaux en Tunisie : réintroduction, gestion et aménagement*. Ed. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit et Direction Générale des Forêts, Tunis, 305 p.
39. KINGDON J., 1997- *The Kingdon field guide to African mammals*. Ed. Nature World Academic Press, Harcourt Brace and Company, San Diego, 465 p.
40. LAVAUDEN L., 1926- *Les vertébrés du Sahara. Élément de zoologie saharienne*. Ed. Imprimerie Albert Guénard, Tunis, 200 p.
41. LEBDIOUI R., 2010- *Description des Chromosomes de la gazelle leptocère Gazella leptoceros : Espèce menacée de disparition*. Mém. Magister, Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, Alger, 96 p.

42. LEBDIRI A., 2016- *Contribution à l'étude des ectoparasites chez les animaux sauvages du zoo du Jardin d'Essai du Hamma (Alger)*. Mém. Master en biologie. Fac. Sci. Natu.Vie, Univ. Blida 1, Blida, 109 p.
43. LE BERRE M., 1990- *Faune du Sahara. T.2. Mammifères*. Ed. Lechevalier-R. Chabaud, Paris, 360 p.
44. LE HOUEROU H.N., 1992- Outline of a biological history of the Sahara. *Journal of Arid Environments*, 22:3-30.
45. LYDEKKER R., 1908- *The game animals of Africa*. Ed. Rowland Ward, Limited, London, 516 p.
46. MAGURRAN A.E., 2013 - *Ecological diversity and its measurement 4th edition*. Ed. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, 179 p.
47. MALLON D. et BARRIOS V., 2018- *Stratégie et plan d'action pour la conservation de la gazelle de cuvier (Gazella cuvieri) en Afrique du Nord 2017-2026*. Ed. UICN Gland, Suisse et Malaga, Espagne, 42 p.
48. MARGOLIS L., ESCH G.W., HOLMES J.C., KURIS A.M. and SCHAD G.A., 1982- The Use of Ecological Terms in Parasitology (Report of an Ad Hoc Committee of the American Society of Parasitologists). *The Journal of Parasitology*, 68(1): 131-133.
49. MATALLAH F., BENAKHLA A. et BOUATTOUR A., 2013- Infestation du chien par *Rhipicephalus sanguineus* dans deux régions de l'extrême nord-est de l'Algérie. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 66(3) : 97-101.
50. MEDDOUR-BOUDERDA K. et MEDDOUR A., 2006- Clés d'identification des Ixodina (Acarien) d'Algérie. *Sciences et Technologie C*, 24: 32-42.
51. MEHLHORN H., 2016- *Encyclopedia of Parasitology 4th ed*. Ed. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Allemagne, 3084 p.
52. MOHAMMED O.B., 2002- Control of gazelle parasites at King Khalid Wildlife Research Centre (KKWRC), Saudi Arabia. *Proceedings of the World Association of Wildlife Veterinarians. 27th World Veterinarian Congress, Tunis*, pp.15-18.

53. MOHAMMED O.B., DAVIES A.J., HUSSEIN H.S. and DASZAK P., 2000- *Sarcocystis* infections in gazelles at King Khalid Wildlife Research Centre, Saudi Arabia. *Veterinary Record*, 146: 218-221.
54. MOHAMMED O.B. and FLAMANAD J.R.B., 1996- Experimental infection of Arabian sand gazelle, *Gazella subgutturosa marica* with *Eimeria rheemi*. *Journal of Parasitology*, 82(2): 356-357.
55. MOHAMMED O.B. and HUSSEIN H.S., 1994- The antibody prevalence of toxoplasmosis in Arabian gazelles and oryx in Saudi Arabia. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(4): 560-562.
56. MOREAU S., BENZIENE A.S., BOUDJADJA A., GAOUAR A., KAABECHE M., MOALI A. et SELLAMI D., 2005- *Conservation de la biodiversité et gestion durable des ressources naturelles des sites de mergueb (m'sila), oglet ed दौरا (naama) et taghit (bechar)*. Rapport plan de gestion du site de Taghit-Guir. Ed. Dgf/Gef/Pnud, Alger, 224 p.
57. NASIRI V., JAMEIEL F., PAYKARIL H., MAZHARI N., SOLTANI S. and PASHAEI M., 2019- Survey of gastrointestinal parasitic infection in captive wild animals of a central zoological garden in Iran. *J. Veterina. Sci. Res.*, 1: 78-91.
58. ORTIZ J., RUIZ DE YBÁÑEZ M.R., GARIJO M.M., GOYENA M., ESPESO G., ABÁIGAR T. and CANO M., 2001- Abomasal and small intestinal nematodes from captive gazelles in Spain. *Journal of Helminthology*, 75: 363-365.
59. OSBORN D.J. and HELMY I., 1980- The contemporary land mammals of Egypt (including Sinai). *Fieldiana Zoology new series*, 5: 571-579.
60. PRICE R., HELLENTHAL R., PALMA R.L., JOHNSON P. and CLAYTON D.H., 2003- *The Chewing Lice: World Checklist and Biological Overview*. Ed. Charles Marwick, Illinois, USA, 501 p.
61. RAMADE F., 2003- *Éléments d'écologie - Ecologie fondamentale 3ème édition*. Ed. Dunod, Paris, 690 p.
62. RAMADE F., 2009- *Éléments d'écologie - Ecologie fondamentale 4ème édition*. Ed. Dunod, Paris, 789 p.

63. RASKOVA P.R. and WAGNEROVA P., 2013- *Obrazový atlas parazitů pro praktická cvičení z Veterinární parazitologie*. Ed. D Print, Tchèque, 92 p.
64. RAYNAUD J.P., 1970- Etude de l'efficacité d'une technique de coproscopie quantitative pour le diagnostic de routine et le contrôle des infestations parasitaires des bovins, ovins, équins et porcins. *Annales de Parasitologie*, 45(3): 321-342.
65. R.C.D., 2020- *Présentation de la réserve de chasse, fiche technique*. Ed. R.C.D, 1 p.
66. RENÉ-MARTELLET M., 2013- *Étude du rôle vecteur de Rhipicephalus sanguineus dans la transmission des babésioses canines en France : prévalence parasitaire, diversité génétique des vecteurs et épidémiologie*. Thèse de Doctorat, Université Claude Bernard - Lyon I, Français, 206 p.
67. ROUSSET J.J., 1993- *Copro-parasitologie pratique : Intérêt et méthodologie Notions sur les parasites du tube digestif*. Ed. ESTEM, Paris, 106 p.
68. RÓZSA L., REICZIGEL J. and MAJOROS G., 2000- *Quantifying parasites in samples of hosts* (version 3.0), [Logiciel]. QP, 2000.
69. SALEH M.A., 1987- The decline of gazelles in Egypt. *Biological Conservation*, 39(2): 83-95.
70. SALEH M.A., 2001- *Egypt*. pp. 48-54 cité par MALLON D.P. and KINGSWOOD S.C., *Antelopes. Part 4: North Africa, the Middle East, and Asia. Global Survey and Regional Action Plans*. Ed. SSC Antelope Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 260 p.
71. SAUD M.A., OLEIWI K.I. and OMAR A.A., 2012- Prevalence of gastro-intestinal parasites in gazelles (*Gazella subgutturosa marica*) in Al-Theabeyafarm in Iraq. *J. Vet. Sci.*, 5(2):75-79.
72. SOULSBY E.J.L., 1982- *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals 7th ed*. Ed. Bailliere Tindall, London, 291 p.
73. STOVER J., JACOBSON E.R., LUKAS J., LAPPIN M.R. and BUERGELT C.D., 1990- *Toxoplasma gondii* in a collection nondomestic ruminants. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine.*, 21(3): 295-301.

74. TACHEKOUSTE A. et ZERROUKI S., 2016- *Inventaire des ectoparasites de quelques espèces animales du parc zoologique de Ben Aknoun (Alger)*. Mém. Master en biologie. Fac. Sci. Natu.Vie, Univ. Blida 1, Blida, 104 p.
75. TAYLOR M.A., COOP R.L. and WALL R.L., 2016- *Veterinary Parasitology 4th ed.* Ed. Wiley-Blackwell Publishing, Oxford, 1035 p.
76. VALTONEN E.T., HOLMES J.C. and KOSKIVAARA M., 1997- Eutrophication, pollution and fragmentation: effects on parasite communities in roech (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in four lakes in the central Finland. *Can. J. Aquat. Sci.*, 54: 572- 585.
77. WALKER A.R., BOUATTOUR A., CAMICAS J.L., ESTRADA-PEÑA A., HORAK I.G., LATIF A.A., PEGRAM R.G. et PRESTON P.M., 2003- *Ticks of Domestic Animals in Africa: a Guide to Identification of Species*. Ed. Bioscience reports, Edinburgh Scotland, UK, 227 p.
78. WALL R. and SHEARER D., 2001-*Veterinary ectoparasites: biology, pathology and control*. Ed. Offices Osney Mead, Oxford, 275 p.
79. ZAJAC M.A. and CONBOY A.G., 2012- *Veterinary Clinical Parasitology 8th ed.* Ed. Wiley-Blackwell Publishing, Oxford, 368 p.

المساهمة في دراسة طفيليات غزال الريم (*Gazella leptoceros* Cuvier, 1842) في منطقة المحافظة على تكاثر الصيد لولاية الجلفة ملخص

غزال الريم *Gazella leptoceros* نوع ساحلي صحراوي مهدد بالانقراض. يعتبر هذا النوع نموذجي متعلق بموائل الكثبان الرملية خاصة كثبان الارج الغربي والارج الشرقي. يلعب دوراً مهماً في توازن النظام البيئي.

الطفيليات التي يمكن أن تصيب غزال الريم في الاسر هي طفيليات داخلية وخارجية. تشمل الطفيليات الداخلية الأنواع التالية: *Eimeria spp*، *Eimeria rheemi*، *Sarcocystis spp*، *Toxoplasma gondii*، *Chabertia spp*، *Camelostrongylus mentuatus*، *Strongyloides spp*، *Nematodirus spp*، *Nematodirus spathiger*، *Haemonchus spp*، *Haemonchus contortus*، *Trichostrongylus probolurus*، *Trichostrongylus spp*، *Trichuris spp* و *Taenia spp*، والطفيليات الخارجية تشمل نوعين هما *Rhipicephalus sanguineus* و *Tricholipeurus balanicus*.

كلمات مفتاحية: غزال الريم، نوع ساحلي صحراوي، الارج الغربي، الارج الشرقي، الطفيليات الداخلية، الطفيليات الخارجية.

Contribution à l'étude des parasites de la gazelle leptocère (*Gazella leptoceros* Cuvier, 1842) dans la réserve de chasse de la région de Djelfa

Résumé

La gazelle leptocère *Gazella leptoceros* est une espèce sahélo-saharienne menacée de disparition. Cette espèce est typiquement associée à l'habitat des dunes de sable, les étendues dunaires de l'Erg occidental et de l'Erg oriental. Elle joue un rôle important dans l'équilibre des écosystèmes.

Les parasites qui peuvent infecter la gazelle leptocère en captivité sont des parasites internes et externes. Les endoparasites comprennent les espèces suivants: *Eimeria spp*, *Eimeria rheemi*, *Sarcocystis spp*, *Toxoplasma gondii*, *Camelostrongylus mentuatus*, *Chabertia spp*, *Haemonchus contortus*, *Haemonchus spp*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus spp*, *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus probolurus*, *Trichostrongylus spp*, *Trichuris spp* et *Taenia spp*, et les ectoparasites comprennent 2 espèces sont *Rhipicephalus sanguineus* et *Tricholipeurus balanicus*.

Mots clés : Gazelle leptocère, Espèce sahélo-saharienne, Erg occidental, Erg oriental, Endoparasites, Ectoparasites.

Contribution to the study of the parasites of the slender-horned gazelle (*Gazella leptoceros* Cuvier, 1842) in the Djelfa region hunting reserve

Abstract

The slender-horned gazelle *Gazella leptoceros* is a sahel-Saharan species threatened with extinction. This species is typically associated with the habitat of sand dunes, especially the extensive dunes of Great Western Erg and Great Eastern Erg. It plays an important role in the equilibrium of ecosystems.

The parasites that can infect the slender-horned gazelle in captivity are internal and external parasites. Endoparasites include the following species: *Eimeria spp*, *Eimeria rheemi*, *Sarcocystis spp*, *Toxoplasma gondii*, *Camelostrongylus mentuatus*, *Chabertia spp*, *Haemonchus contortus*, *Haemonchus spp*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus spp*, *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus probolurus*, *Trichostrongylus spp*, *Trichuris spp* and *Taenia spp*, and ectoparasites include 2 species are *Rhipicephalus sanguineus* and *Tricholipeurus balanicus*.

Keywords: Slender-horned gazelle, Sahelo-saharan species, Western Erg, Eastern Erg, Endoparasites, Ectoparasites.