

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur

En

Médecine vétérinaire

THEME

**ASPECTS ZOOLOGIQUES DE LA GAZELLE EN
ALGERIE ET CRYOCONSERVATION DE SA
SEMANCE**

- Synthèse Bibliographique -

Présenté par :

Mr : NEHARI Oussama

Soutenu publiquement, le 14 juillet 2021 devant le jury :

Mr : SOUAMES Samir

MCA (ENSV)

Président

Mr : BOUDJELLABA Sofiane

MCB (ENSV)

Examinateur

Mme : AOUANE Nedjma

MCB (ENSV)

Promotrice

2020-2021

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur

En

Médecine vétérinaire

THEME

**ASPECTS ZOOLOGIQUES DE LA GAZELLE EN
ALGERIE ET CRYOCONSERVATION DE SA
SEMANCE**

- Synthèse Bibliographique -

Présenté par :

Mr : **NEHARI Oussama**

Soutenu publiquement, le 14 juillet 2021 devant le jury :

Mr : **SOUAMES Samir**

MCA (ENSV)

Président

Mr : **BOUDJELLABA Sofiane**

MCB (ENSV)

Examinateur

Mme : **AOUANE Nedjma**

MCB (ENSV)

Promotrice

2020-2021

Déclaration sur l'honneur

Je soussigne, Oussama NEHARI, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Oussama NEHARI', written over a horizontal line.

DEDICACES

JE DEDIE CE MODESTE TRAVAIL

A DIEU TOUT PUISSANT

A mes parents pour leurs soutiens tout au long de mes études

A mes deux frères Djamel et Elias en témoignage

De mon affection fraternelle.

A mon ami Khalil BELKHIR pour toute l'amitié qu'on a passé ensemble depuis notre jeune âge.

A ma copine Selma GUERINIK pour toute l'affection qu'elle m'a

Offert depuis le jour où on s'est rencontré et pour son encouragement et son aide dans la réalisation de ce travail.

A mes futurs confrères : Sid Ahmed, Riadh, Moncef, Houssam, Aymen

Et Sidhoum pour tous les moments qu'on a passé à l'école et la cité universitaire

A tous ceux qui ont participé à l'élaboration de ce travail et tous ceux qui me sont chers.

REMERCIEMENTS

Au Docteur SOUAMES Samir

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury,

Hommages respectueux.

Au Docteur AOUANE Nedjma

Pour m'avoir fait l'honneur d'encadrer ce travail,

Pour son soutien lors de sa réalisation,

Pour ses remarques précieuses et avisées, et sa relecture attentive,

Sa disponibilité et pour l'intérêt porté dans ce travail,

Sincères et respectueux remerciements.

Au Docteur BOUDJELLABA SOFIANE

Qui m'a fait l'honneur d'accepter d'être l'examineur dans mon
jury

Et pour son intérêt porté à ce sujet ainsi que sa disponibilité,

Hommages respectueux.

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	1
PREMIERE PARTIE : PRESENTATION DE LA FAMILLE DES GAZELLES ET LES ESPECES QUI EXISTENT EN ALGERIE	
I. ASPECTS ZOOLOGIQUES	2
1. Classification :.....	2
2. Morphologie des bovidés :.....	2
3. Les gazelles en Algérie :	3
3.1 La gazelle Dama :.....	3
3.1.1 Habitat et distribution.....	3
3.1.2 Statut :.....	4
3.1.3 Comportement :.....	4
3.1.4 Reproduction :	4
3.2 La gazelle Dorcade :.....	5
3.2.1 Habitat et distribution :.....	5
3.2.2 Statut :.....	6
3.2.3 Comportement :.....	6
3.2.4 Reproduction :.....	6
3.3 La Gazelle de Rhim :	7
3.3.1 Habitat et distribution :.....	7
3.3.2 Statut :.....	8
3.3.3 Comportement :.....	8
3.3.4 Reproduction :	9
3.4 La gazelle de Cuvier :	10
3.4.1 Habitat et distribution :.....	10
3.4.2 Statut :.....	10
3.4.3 Comportement :.....	10
3.4.4 Reproduction :	11
DEUXIEME PARTIE : CRYOCONSERVATION DES SPERMATOZOIDES	
1.Rappels sur l’anatomo-physiologie sexuelle chez le mâle :	13
1.1. Anatomie de l’appareil reproducteur mâle :	13
I- Les testicules :	13
II Le pénis :.....	15
1.2 Physiologie de l’appareil reproducteur mâle :	16
1.2.1 La spermatogénèse :.....	16
1.2.2 Les étapes de la spermatogénèse :.....	17
1.2.3 Le contrôle hormonal de la spermatogénèse :.....	18
1.2.4 Les caractéristiques du sperme chez la gazelle :.....	18

i. Dimensions du spermatozoïde chez la gazelle :	22
1.2.5 Les anomalies morphologiques du spermatozoïde chez la gazelle :.....	23
i. Définition :.....	23
ii. Morphologie et anomalie :.....	23
1.2.6 Les conséquences des anomalies morphologiques :.....	25
2. Méthodes de récolte de semence :	25
2.1. Electroéjaculation :	25
2.1.1 Matériels utilisés.....	26
i. Générateur :.....	26
ii. La sonde rectale :.....	26
2.2. Protocoles anesthésiques :.....	27
2.3 Protocoles de stimulation lors de l'électroéjaculation :.....	28
2.4 Effet de la manipulation, l'anesthésie, l'électroéjaculation sur la santé de l'animal :	29
2.4 Prélèvement de la semence en post mortem :	31
3.Examen de la semence après récolte (spermogramme) :.....	32
3.1 Evaluation macroscopique :	33
i. Aspect et odeur :.....	33
ii. Le volume :	33
iii. Le pH :.....	34
3.2 Evaluation microscopique :	34
3.2.1 La concentration	34
3.2.2. Mobilité des spermatozoïdes :	35
i. Analyse des spermatozoïdes assistée par ordinateur (C.A.S.A) :	36
3.2.3 Examen de la viabilité des spermatozoïdes :	36
3.2.4. Examen de la morphologie :.....	36
4. Conservation de la semence :	37
4.1. Conservation de la semence à l'état frais	37
4.1.1 Conservation à court terme chez la gazelle :	38
4.1.1.1 Protocole utilisé chez la gazelle dans la Conservation à court terme :	39
4.1.2 Effets de la conservation à court terme sur les caractéristiques des spermatozoïdes de la gazelle :.....	39
4.2. Conservation à long terme :.....	40
4.2.1 Dilueurs utilisés pour la conservation de la semence :.....	40
4.2.1.1 Le dilueur :	40
4.2.1.2 Effets des différents dilueurs sur les spermatozoïdes de la gazelle :	41
4.2.2 Les stabilisants membranaires :	44
4.2.3. Le cryoprotecteur :.....	48
4.2.4. Le milieu nutritif :.....	49
4.2.4 Technique de cryoconservation chez la gazelle :	51
CONCLUSION	53
RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES	54

Liste des figures :

Figure 1 : Variété de taille, de poids et de forme corporelle chez les bovidés	2
Figure 2 : Distribution de la gazelle Dama (IUCN, 2016)	3
Figure 3 : Statut gazelle Dama (IUCN, 2016)	4
Figure 4 : Distribution de la gazelle Dorcade (IUCN, 2017).....	5
Figure 5 : Statut de la gazelle Dorcade (IUCN, 2017).....	6
Figure 6 : Distribution de la gazelle Rhim (IUCN, 2016).....	9
Figure 7 : Statut de la gazelle Rhim (IUCN, 2016).....	8
Figure 8 : Distribution de la gazelle de Cuvier en Algérie (IUCN, 2016).....	10
Figure 9 : Statut de la gazelle de Cuvier en Algérie (IUCN, 2016).....	10
Figure 10 : Coupe histologique d'un testicule de Gazella Subgutturosa (Al Tamim, 2020).....	14
Figure 11 : Coupe histologique d'un testicule de Gazella Subgutturosa (Al Tamim, 2020).....	14
Figure 12 : Cliché radiographique du pénis avec produit de contraste chez la gazelle Gazella Subgutturosa (AL Ramahy,2017)	16
Figure 13 : Spermatozoïde de gazelle Thomson sous microscopie électronique à balayage (science.sandiegozoo.org)	17
Figure 14 : Contrôle hormonal de la spermatogenèse (Wistuba et al, 2009)	18
Figure 15 : Concentration mensuelle des spermatozoïdes, volume testiculaire et concentration sérique de testostérone chez les trois mâles de gazelle Dorcas (Howard et al, 1983)	20
Figure 16 : Morphologie de la tête du spermatozoïde de trois espèces différentes de gazelle (Cassinello et al, 1998)	23
Figure 17 : Spermatozoïdes de gazelle de sable avec différentes anomalies sous microscope optique (Saad,2011)	24
Figure 18 : Electro-éjaculateur (Fontbonne et al, 2007)	26
Figure 19 : Variations sériques de la testostérone et du cortisol pendant chaque étape d'électroéjaculation (Howard et al, 1983)	30
Figure 20 : Hémocytomètre (dlsweb.rmit.edu.au)	34
Figure 21 : Colorants Spermac stain (fertipro.com)	37
Figure 22 : Effets répercutés sur les caractéristiques des spermatozoïdes de gazelle Mohrr à 17°C Selon le temps de conservation. (Abaigar et al, 2001)	39
Figure 23 : Comparaison entre Triladyl et TEST chez les trois espèces de gazelle (Garde et al, 2003)	44

Figure 24 : Effet de la concentration du jaune d'œuf sur l'intégrité de l'acrosome (a) et sur la proportion de spermatozoïde mobile (b) chez la gazelle Dama Mohrr dans le diluer TEST. (Holt et al, 1996)45

Figure 25 : Résultat de comparaison entre Glycérol à 6% et à 4% dans le dilueur TEST chez la gazelle Cuvier (Garde et al, 2008)49

Liste des tableaux :

Tableau 1 : Les différentes espèces de gazelle qui existent en Algérie.....	3
Tableau 2 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Dama	4
Tableau 3 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Dorcade	7
Tableau 4 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Rhim	9
Tableau 5 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Cuvier.....	11
Tableau 6 : Dimensions des structures testiculaires en μm (Al Tamim, 2020)	14
Tableau 7 : Mensuration testiculaire en fonction de la saison de reproduction chez la gazelle de montagne (gazelle Gazella) (Saad,2011)	15
Tableau 8 : Caractéristiques de la semence après une heure de récolte avec électroéjaculation chez la gazelle de montagne (gazelle Gazella) (Saad,2011)	19
Tableau 9 : Relation entre la saison et les caractéristiques du sperme, testostérone et volume testiculaire chez la gazelle Dorcade (Howard et al, 1983)	20
Tableau 10 : Caractéristiques de la semence chez trois espèces de gazelle (Cassinello et al, 1998).....	21
Tableau 11 : Dimensions du spermatozoïde chez trois espèces de gazelle (Cassinello et al, 1998).....	24
Tableau 12 : Les défauts morphologiques les plus fréquents chez les gazelles (Axner et al, 1999)	24
Tableau 13 : Protocoles d'anesthésie utilisés lors de l'électroéjaculation.....	27
Tableau 14 : Dimensions de la sonde rectale et des électrodes.....	28
Tableau 15 : Protocoles de stimulation	29
Tableau 16 : Echelle d'appréciation de la motilité massale du sperme (Ax , 2000).....	35
Tableau 17 : Notation de la mobilité progressive (Pukazhenth et al, 2000).....	35
Tableau 18 : Effets des différents dilueurs sur les spermatozoïdes de la gazelle Dama après équilibration, Congélation /décongélation et incubation (Garde et al, 2003).....	42
Tableau 19 : Résultat de l'expérience de l'effet de l'augmentation du jaune d'œuf de 5% à 20% sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (Garde et al, 2008).....	46
Tableau 20 : Résultat de comparaison entre TEST 5% jaune d'œuf 6% glycérol et REYG 20% jaune d'œuf 6 % glycérol dans la préservation des spermatozoïdes de gazelle Cuvier (Garde et al, 2008).....	47
Tableau 21 : résultat d'analyse de comparaison entre REYG 20% de jaune d'œuf Et REYG 5% (Garde et al, 2008)	48

Tableau 22 : Résultat d'analyse de l'effet de remplacement de glucose par le fructose et l'ajout du lactose dans le milieu TEST Sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (Garde 2008)	50
Tableau 23 : Résultat d'analyse de l'effet du remplacement de glucose par la raffinose et l'ajout du raffinose dans le milieu TEST Sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (Garde 2008)	50

Liste des photographies :

Photo 1 : Gazelle Dama (Jean®, 2009)	5
Photo 2 : Gazelle Dorcas (Dominique Mignard® 2013)	7
Photo 3 : Gazelle Rhim (THE PHOTOGRAPHER'S BLACKBELT®,2011)	9
Photo 4 : Gazelle de Cuvier (Brent Huffman, 2016)	12

Liste des abréviations :

ALH : Amplitude of Lateral Head Displacement.

BSA : Bovine Serum Albumine.

CASA : Computer Assisted Semen Analysis.

DMSO : Diméthylsulfoxyde.

FSH : Follicle Stimulating Hormone.

GNRH : Gonadotropin-Releasing Hormone.

HEPES (ou acide 4-(2-hydroxyéthyl)-1-pipérazine éthane sulfonique).

HEPES : N-(2-hydroxyéthyl) pipérazine-N'-(acide 2-éthane sulfonique).

IM : Intramusculaire.

IV : Intraveineuse.

IUCN : International Union for Conservation of Nature.

LH : Luteinizing hormone.

MTG : multi- thermal gradient.

NAR : normal apical range.

PBS : Phosphate Buffered Saline.

REYG : Raffinose-egg-yolk-glycerol.

SMI : Sperm Motility Index.

TES – TRIS : acide NTris [hydroxyméthyl] méthyle-2-aminomethane-sulfonique.

TRIS : Tris-hydroxyméthyl-aminomethane.

VCL : Velocity Curvie Line.

VSL : Velocity Straight L

INTRODUCTION

Aujourd'hui de nombreuses espèces animales sauvages sont en voie de disparition (**Chanell, 2000**) ceci est comme conséquence d'une croissance considérable de la population humaine dans le monde, impliquant surtout la chasse non contrôlée par les autorités conduisant ainsi à une grande perturbation dans la faune sauvage et l'équilibre des écosystèmes.

En Algérie la médecine vétérinaire ne s'intéresse que rarement à cette catégorie d'animaux et se concentre beaucoup plus sur les animaux de rente et les animaux de compagnie et donc ce manuscrit a pour but d'apporter des connaissances nécessaires d'ordre zoologique et les approches potentielles à la reproduction assistée d'espèces menacées, telles que les gazelles.

En effet, cette population d'animaux a considérablement chuté, certaines espèces de gazelles sont éteintes, d'autres sont en voie de disparition, Les techniques modernes de reproduction vont jouer alors un rôle crucial afin de corriger ce déséquilibre et préserver ces espèces menacées (**Kaplan, 2002**)

Notre synthèse bibliographique basée sur plus de quarante articles scientifiques publiés dans des revues internationales (obtenus à partir de base de données tels que : Science Direct, ResearchGate, Nature, Springer Link, PubMed, GlobalScienceBooks, DeGruyter etc ..) ainsi que certains livres va mettre les points sur les différentes espèces qui existent en Algérie ainsi que les techniques de conservation du sperme chez cette espèce.

**PREMIERE PARTIE : PRESENTATION DE LA FAMILLE
DES GAZELLES ET LES ESPECES QUI EXISTENT EN
ALGERIE**

I. ASPECTS ZOOLOGIQUES

1. Classification :

Les gazelles appartiennent à la famille des bovidés, de l'ordre cétartiodactyla, de la classe mammalia, du sous embranchement vertebrata. Cette famille comprend en plus : les antilopes, les bovins, les duikers, les caprins et les ovins. Cette famille a été définie par John Edward Gray en 1821. C'est la plus grande famille au sein des artiodactyles et la plus diversifiée, elle englobe plus de 270 espèces récentes. On note la non ramification des cornes parmi les principaux signes qui caractérisent les membres de cette famille des autres espèces qui risquent d'être confondus avec eux (Castelló, 2016)

2. Morphologie des bovidés :

La taille des bovidés est extrêmement variable, de la minuscule antilope royale pesant moins de 2 kg et mesurant à l'épaule de 25 à 35 cm, soit environ la taille d'un lapin, jusqu'au buffle d'eau sauvage d'Asie, qui pèse jusqu'à 1200 kg. (Figure 1)

Il existe également une grande variété de coloration corporelle, bien que la plupart des espèces aient une nuance de brun. Il peut s'agir d'une teinte unie ou d'un pelage à motifs. Les antilopes qui s'appuient sur la dissimulation pour éviter les prédateurs sont de couleur cryptique. Les rayures et les taches visibles sur les peaux de Bongo et Kudu servent également de camouflage en aidant à perturber le contour des animaux. Les espèces sociables qui vivent en plein air ont tendance à avoir des marques audacieuses ou une couleur sombre qui, avec la conformation du corps, les aident à distinguer leur propre espèce de toutes les autres. Les sexes peuvent être de couleurs différentes, les mâles ayant généralement le pelage le plus foncé (par exemple, l'antilope de sable). Fréquemment au sein des espèces, il existe également des colorations spécifiques à l'âge. (Castelló, 2016)

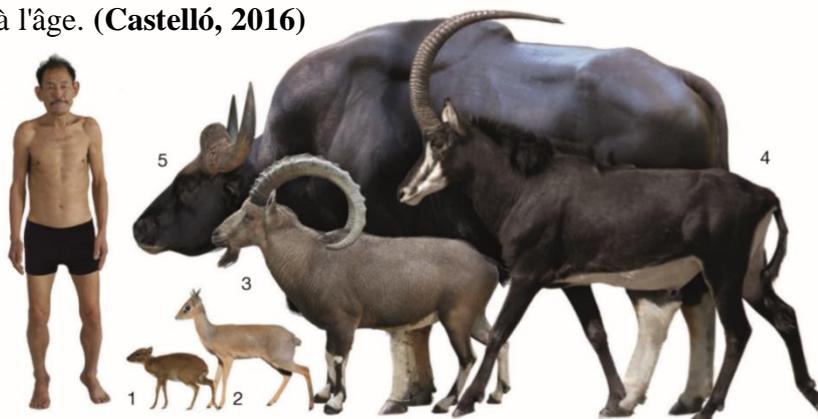


Figure 1 : Variété de taille, de poids et de forme corporelle chez les bovidés

(1) antilope Royale (2) Dik-dik de Kirk ; (3) bouquetin de Nubie ; (4) antilope de sable ; (5) Gaur. Tailles par rapport à un humain adulte (Castelló, 2016)

3. Les gazelles en Algérie :

L'Algérie a connu quatre espèces à travers ses territoires, parmi elles, une est considérée comme probablement éteinte localement (Tableau 1) (Castelló, 2016)

Tableau 1 : Les différentes espèces de gazelle qui existent en Algérie (Castelló, 2016)

Espèces probablement éteintes localement	Espèces existantes mais menacées
Gazelle Dama (Nanger Dama Ruficollis)	Gazelle de Rhim (Gazella Leptoceros Loderi)
	Gazelle de Cuvier (Gazella Cuvieri)
	Gazelle Dorcade (Dorcas Osiris et Dorcas Massaesylla)

3.1 La gazelle Dama :

3.1.1 Habitat et distribution

Elle est présente dans les régions sub-sahariennes désertiques/semi-désertiques caractérisées par des précipitations faibles et irrégulières avec peu de végétation ; dont la plupart sont saisonnières. Elle est probablement présente à l'extrême sud de l'Algérie plus exactement à l'extrême sud de la wilaya de Tamanrasset et le nord-est de la wilaya de Tindouf. Certaines sources suggèrent que cette espèce est probablement éteinte sur le sol Algérien. (Figure 2) (Castelló, 2016)

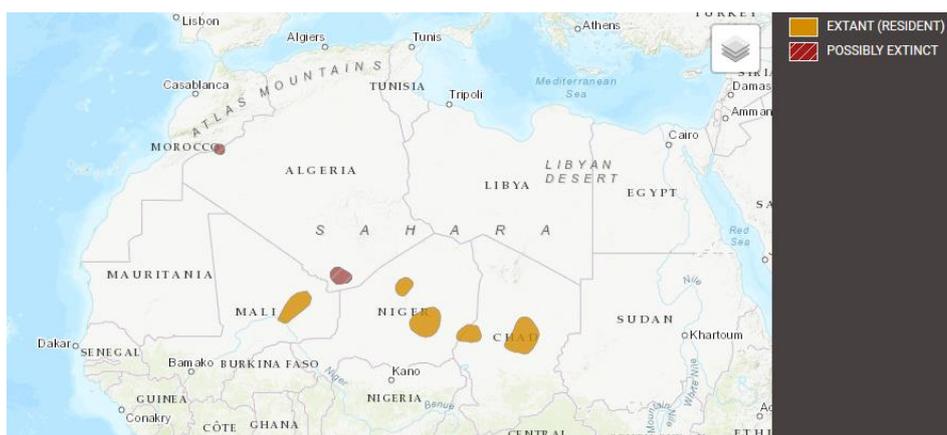


Figure 2 : Distribution de la gazelle Dama (IUCN, 2016)

3.1.2 Statut :

Espèce en danger critique, la population estimée est inférieure à 2500 individus. Le déclin catastrophique est dû à la destruction massive de l'habitat et la chasse incontrôlée avec des véhicules et des armes à feu modernes. (Figure 3) (Castelló, 2016)

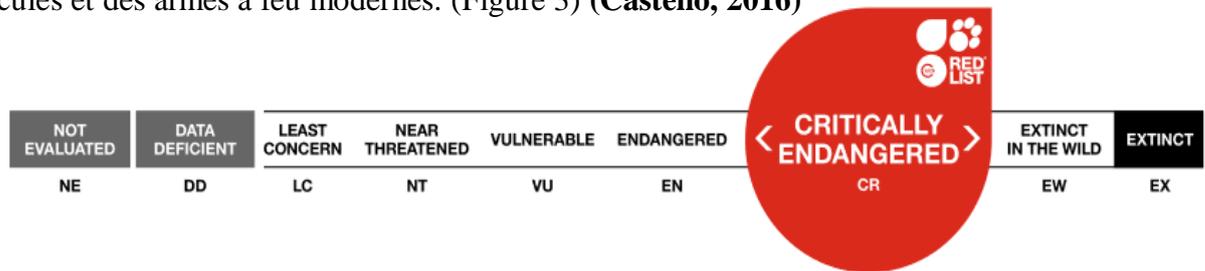


Figure 3 : Statut de la gazelle Dama (IUCN, 2016)

3.1.3 Comportement :

Ces gazelles pouvaient auparavant être observées en troupeau mixte d'environ 15 à 20 individus. Elles communiquent par le biais des vocalisations, de la position du corps et du marquage des glandes olfactives pour maximiser la quantité de nourriture disponible.

Régime alimentaire : arbustes du désert et acacias. En période de sécheresse, elles mangent également des herbes brutes du désert. La majeure partie de leur eau provient des plantes qu'elles mangent.

Prédateurs principaux : Homme, guépard, chien de chasse, lion, léopard, hyène, python.

3.1.4 Reproduction :

Bien que la saison de reproduction soit dans la période d'août à octobre, elle peut se reproduire toute l'année en captivité. La progéniture naît généralement entre avril et juin, après une gestation de 165 à 180 jours. (Tableau 2) (Castelló, 2016)

Tableau 2 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Dama (Castelló, 2016)

Gestation	Nombre de naissances	Sevrage	Maturité sexuelle	Espérance de vie dans la nature
165-180 jours	1	6 mois	9-12 mois pour les femelles 18-24 mois pour les mâles	12 ans

Les nouveau-nés sont cachés loin du troupeau, la progéniture est généralement assez forte pour suivre la mère des quelques jours seulement après la naissance.



Photo 1 : Gazelle Dama (Jean®, 2009)

3.2 La gazelle Dorcade :

3.2.1 Habitat et distribution :

On la retrouve dans la savane et endroit désertique et semi-désertique on la retrouve dans les régions des hauts plateaux et le désert Algérien. (Figure 4)



Figure 4 : Distribution de la gazelle Dorcade (IUCN, 2017)

3.2.2 Statut :

Espèce vulnérable, la population subsaharienne est estimée de 35 000 à 40 000 individus. Au Maroc, la population sauvage est estimée à 800-2 000 individus. En Algérie il n'y a pas d'estimations fiables récentes de la population et elle ne dépasse pas probablement les 1000 individus (Figure 5) (Castelló, 2016)



Figure 5 : Statut de la gazelle Dorcade (IUCN, 2017)

3.2.3 Comportement :

Elles sont observées en troupeaux unisexes comptant jusqu'à 40 individus, les troupeaux mixtes quant à eux compte jusqu'à 100 individus. Adaptées au désert, elles peuvent passer leur vie entière sans boire d'eau, obtenant toute l'humidité nécessaire des plantes qu'elles mangent. Elles peuvent résister à des températures très élevées, bien que par temps chaud, elles soient principalement actives à l'aube, au crépuscule et tout au long de la nuit. Les troupeaux errent sur de vastes zones à la recherche de la nourriture et ont tendance à se rassembler dans les zones où les pluies récentes ont stimulé la croissance des plantes. (Castelló, 2016)

Régime alimentaire : les graminées, feuilles, fleurs, plantes succulentes.

Prédateurs principaux : Hommes, guépard, lion, léopard, hyène tachetée, python.

3.2.4 Reproduction :

Pendant la saison de reproduction, les mâles ont tendance à devenir territoriaux. Dans la plupart des régions où vit la gazelle dorcas, l'accouplement a lieu de septembre à novembre. Après une période de gestation d'environ 6 mois, la femelle met au monde un seul petit voir deux dans des cas exceptionnels. (Tableau 3) (Castelló, 2016)

Tableau 3 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Dorcade.

Gestation	Nombre de naissances	Sevrage	Maturité sexuelle	Espérance de vie dans la nature
180 jours	1 rarement 2	2-3 mois	9 mois pour les femelles et 18 mois pour les mâles	12 ans et demi

Le nouveau-né est délaissé par sa mère pendant 2 à 4 semaines dans un endroit sûr et vient les nourrir plusieurs fois par jour, avant qu'il ne la rejoigne quand il est plus robuste.



Photo 2 : Gazelle Dorcas (Dominique Mignard® 2013)

3.3 La Gazelle de Rhim :

3.3.1 Habitat et distribution :

Elle est présente dans les zones de dunes et dépressions interdunaires, s'étend largement à la recherche d'une végétation éphémère.

On la retrouve en Algérie dans les régions de la wilaya de Ouargla, El oued, sud d'El Bayadh, Ghardaïa et Béchar. (Figure 6)



Figure 6 : Distribution de la gazelle de Rhim (IUCN, 2016)

3.3.2 Statut :

Une espèce en danger, un fort risque d'extinction dans la nature. Les effectifs diminuent depuis longtemps en raison de la chasse incontrôlée, on estime également que les deux populations connues en Algérie et en Tunisie sont très petites. (Mallon et Kingswood, 2001) Les quelques enquêtes de terrain récentes dans les deux pays ne font état que de petits groupes ou seulement de pistes. Il est hautement improbable que la population restante compte plus de quelques centaines. (Figure 7)

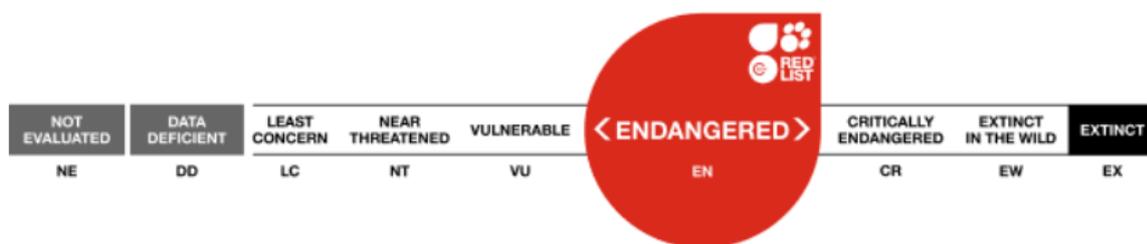


Figure 7 : Statut de la gazelle de Rhim (IUCN, 2016)

3.3.3 Comportement :

Ces gazelles ont été aperçues dans des groupes mixtes de 2 à 20 individus

. **Régime alimentaire** : Herbes, feuilles.

Principaux prédateurs : Homme guépard, chien de chasse du Cap, lion, léopard, hyène tachetée, où elles étaient encore présentes dans l'aire de répartition.

En raison de la chaleur extrême de son environnement désertique, la gazelle à cornes fines se nourrit principalement la nuit et tôt le matin.

À ces moments, elles sont capables d'exploiter la rosée qui s'est formée sur les feuilles et la teneur élevée en eau dans les plantes, toute l'eau nécessaire est obtenue de cette façon. Ces gazelles sont connues pour devenir agressives en captivité, elles se battent souvent féroce­ment pour défendre leurs territoires. Leurs grands sabots évasés leur permettent de voyager dans un sable profond où les ennemis ne peuvent pas les suivre. Son nez bien élargi permet au sang de se refroidir dans un réseau de vaisseaux sanguins. (Castelló, 2016)

3.3.4 Reproduction :

La période de reproduction s'étend sur toute l'année, après une gestation qui varie entre 156 et 169 jours, la femelle donne naissance à un seul petit (Tableau 4) (Castelló, 2016)

Tableau 4 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle de Rhim (Castelló, 2016)

Gestation	Nombre de naissances	Sevrage	Maturité sexuelle	Espérance de vie dans la nature
156-169 Jours	1	3 mois	6-9 mois pour les femelles 18 mois pour les mâles	14 ans

Les naissances sont en général dans les mois de janvier et février

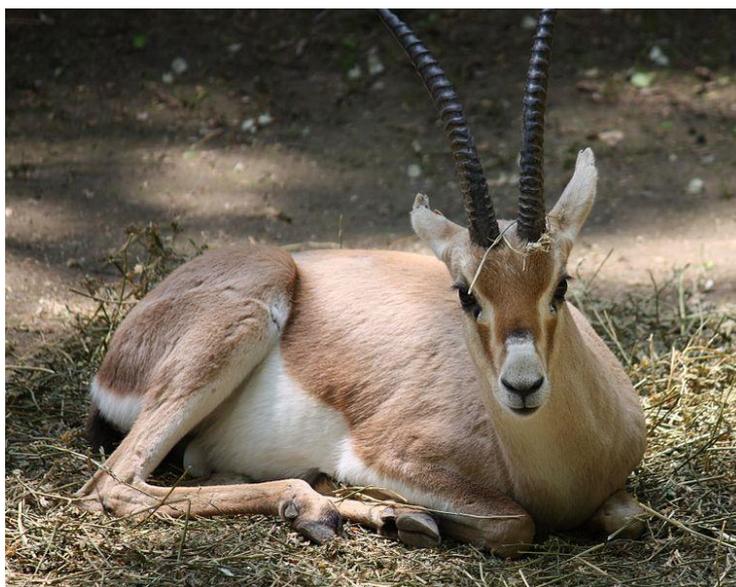


Photo 3 : Gazelle de Rhim (THE PHOTOGRAPHER'S BLACKBELT®, 2011)

3.4 La gazelle de Cuvier :

3.4.1 Habitat et distribution :

Elle se localise au niveau des forêts méditerranéennes semi-arides ouvertes maquis et steppes du niveau de la mer, jusqu'à 2600 m.

On la retrouve en Algérie dans les régions des wilayas de Saïda, Mascara, Sidi Bel Abbes, El Bayadh, Naama, Djelfa et Tébessa. (Figure 8)



Figure 8 : Distribution de la gazelle de Cuvier (IUCN, 2016)

3.4.2 Statut :

En voie de disparition. Population totale estimée à 1750 à 2950 individus (Maroc : 900 à 2000 individus ; Algérie : 560 ; Tunisie : 500) Les principales menaces sont la fragmentation et la perte d'habitat, le surpâturage par le bétail et le braconnage. (Figure 9) (Castelló, 2016)



Figure 9 : Statut de la gazelle de Cuvier (IUCN, 2016)

3.4.3 Comportement :

Elle a été aperçue en petits groupes de sexe mélangé avec environ 4 individus, parfois jusqu'à 8.

Alimentation : herbes et feuilles d'arbustes.

Elle boit de l'eau là où elle est disponible, sinon elle obtient l'humidité de la rosée et de la nourriture.

Principaux prédateurs : Les chacals s'attaquent aux jeunes (d'autres grands prédateurs ont été exterminés).

Les gazelles de Cuvier passent généralement leurs journées dans des zones broussailleuses, elles émergent la nuit pour brouter dans des vallées ouvertes, elles peuvent aussi entrer dans les champs des agriculteurs pour manger, surtout du blé.

Certaines populations restent dans la même zone toute l'année, mais d'autres semblent être nomades ou migratoires entre les régions.

Les glandes préorbitales peuvent être employées pour marquer des objets. La vue, l'ouïe et le sens de l'odorat sont bons, et ses animaux sont considérés comme des bons grimpeurs. **(Castelló, 2016)**

3.4.4 Reproduction :

La saison de reproduction s'étend dans la période d'hiver, la femelle peut donner un petit à deux par mise-bas, après une durée de gestation de 165 jours (Tableau 5) **(Castelló, 2016)**

Tableau 5 : Les différents paramètres de reproduction de la gazelle Cuvier.

Gestation	Nombre de naissances	Servage	Maturation sexuelle	Espérance de vie dans la nature
165 jours	1 à 2	3 mois	7 à 20 mois (Données non précises)	12 ans

La plupart des gazelles de Cuvier naissent entre mars et mai, bien qu'il y ait une deuxième saison de naissance en octobre, les mères se sépareront du troupeau avant de mettre-bas.

Les nouveau-nés commenceront à manger des aliments solides, même s'ils téteront toujours de leurs mères. Et ceci continue jusqu'à l'âge de 3 mois pour un sevrage complet.



Photo 4 : Gazelle de Cuvier (**Huffman, 2016**)

**DEUXIEME PARTIE : CRYOCONSERVATION DES
SPERMATOZOIDES**

1.Rappels sur l'anatomo-physiologie sexuelle chez le mâle :

La connaissance de la physiologie et l'anatomie du système de reproduction masculin chez cette espèce permet de mieux adapter les mécanismes et les modalités de conservation de la semence, ainsi que l'intérêt de faire une banque de sperme nationale afin de garantir l'avenir de la gazelle nord-africaine qui court un grave danger d'extinction face au fléau de la chasse non contrôlée.

1.1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :

I- Les testicules :

Le testicule représente l'organe génital mâle à double fonction ; exocrine et endocrine.

La fonction exocrine se résume à la gamétogénèse et la fonction endocrine correspond à la sécrétion de la testostérone qui est à l'origine des caractères sexuels primaires et secondaires propres au mâle.

Le testicule de la gazelle mâle est de forme ellipsoïdale, petit par rapport à la taille du corps, et est suspendu verticalement dans le scrotum, il est doté d'un épидидyme de grande taille tout au long de la limite médiale à caudomédiale qui est tournée pour lui faire face. L'épididyme est fermement attaché au bord des testicules (Tableau 6)

Le testicule est couvert par la tunique vaginale qui se compose de tissu conjonctif fibreux, qui s'épaissit sur la face caudale du testicule, ce tissu conjonctif donne naissance à un septum testiculaire, le septum testiculaire divise le testicule en un certain nombre de lobules, chaque lobule se compose d'un certain nombre de tubules séminifères, il existe deux types de tubules séminifères à savoir les tubules alambiqués qui hébergent les spermatogonies et les tubules striés qui sont directement connectés au rete-testis au niveau du mediastinum, les tubules constituent la majeure partie du parenchyme testiculaire. La paroi des tubules séminifères se compose de lamina propria, membrane basale soutenue par des fibres réticulaires et un revêtement d'épithélium stratifié complexe composé de cellules de Sertoli et les spermatogonies (Figure 10) (Figure 11) (Al Tamim, 2020)

L'épididyme est important pour le transport, la maturation et le stockage des spermatozoïdes, ces derniers acquièrent leurs motilités en traversant progressivement par celui-ci.

Tableau 6 : dimensions des structures testiculaires en μm (Al Tamim, 2020)

Paramètres	Structures	Dimensions (μm)
Testicule	Capsule	2047.3
	Tubes séminifères	2491.4
Epididyme	Capsule	1673.1
	Canal efférent	2106.8
	Canal déférent	3108.5

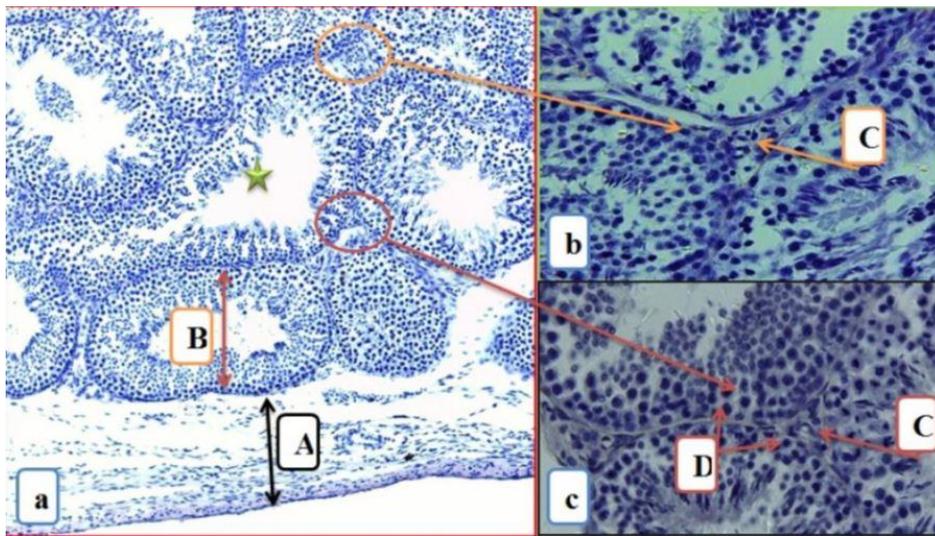


Figure 10 : Coupe histologique d'un testicule de Gazella Subgutturosa (Al Tamim, 2020)

A= Capsule fibreuse, B= Tube séminifère, C= Cellule interstitielle, D= Spermatogonies

★ = lumière du tube séminifère

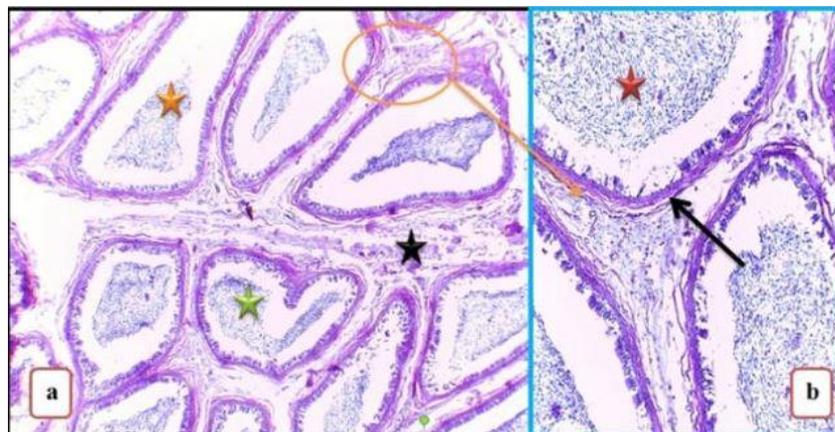


Figure 11 : Coupe histologique d'un testicule de Gazella Subgutturosa (Al Tamim, 2020)

★ Tissu conjonctif fibreux ★ Canal efférent
 ★ Canal épидидymaire ★ Spermatozoïdes

Les testicules de la gazelle *Gazella* prennent des mesures variantes mais non significatives en fonction de l'année sous l'influence de la saison de reproduction. (Saad, 2011) (Tableau 7)

Tableau 7 : Mensuration testiculaire en fonction de la saison de reproduction chez la gazelle de montagne (*gazelle Gazella*) (Saad, 2011)

Les mesures	juillet à septembre	octobre à décembre
Circonférence scrotale (cm)	10.4 ± 0.14	12.4 ± 0.12
Longueur du testicule droit (cm)	3.8 ± 0.2	4.0 ± 0.24
Longueur du testicule gauche (cm)	3.3 ± 0.31	3.7 ± 0.21
Largeur du testicule droit (cm)	1.8 ± 0.21	2.2 ± 0.31
Largeur du testicule gauche (cm)	1.5 ± 0.41	1.9 ± 0.11
Volume testiculaire (cm ³)	87 ± 2.1	103.8 ± 1.7

- On constate à partir du tableau précédent une légère augmentation dans la mensuration testiculaire pendant la saison de reproduction.

Aucune planche anatomique de l'appareil génital mâle des gazelles n'est disponible dans la littérature.

II Le pénis :

Il représente l'organe copulateur mâle, formé de la partie spongieuse de l'urètre, des corps caverneux et du corps spongieux.

Ces formations sont responsables de l'érection qui permet l'accouplement et le dépôt de sperme dans les voies génitales femelles.

Une étude radiographique réalisée par **AL- Ramahy (2017)** a démontré que la gazelle ne possède qu'un seul canal dorsal allant de la racine jusqu'à l'extrémité du gland. (Figure 12)

Les espaces des corps caverneux sont remplis avec du sang à l'aide de plusieurs petits canaux collatéraux issus de l'unique canal dorsal.

La présence d'un seul et unique canal dorsal pousse à croire que le mâle de la gazelle nécessite plus de temps pour avoir une érection complète par rapport aux animaux qui en possèdent deux ou trois. (**AL- Ramahy, 2017**)

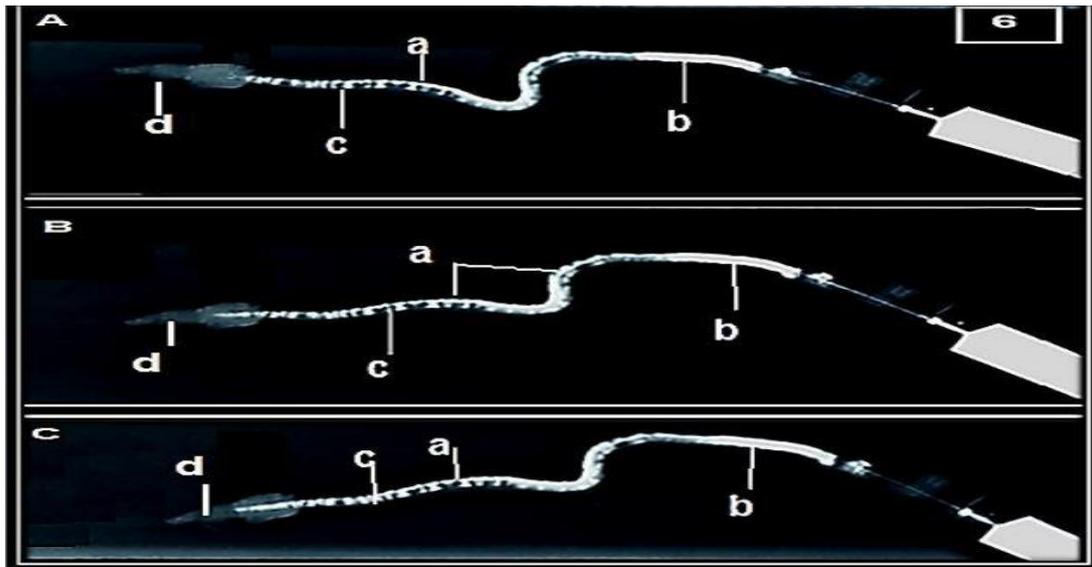


Figure 12 : Cliché radiographique du pénis avec produit de contraste chez la gazelle

Gazella Subgutturosa (AL- Ramahy, 2017)

a= Canal dorsal , b= corps caverneux rempli de produit de contraste

c= canaux collatéraux interconnectés, d = le gland

1.2 Physiologie de l'appareil reproducteur mâle :

1.2.1 La spermatogénèse :

Le testicule chez les mammifères domestiques est structuré en lobules dont chacun renferme plusieurs tubes séminifères, lieu de spermatogénèse et tissu interstitiel, ce dernier est riche en vaisseaux sanguins et lymphatiques, abritant les cellules de Leydig, responsables de la sécrétion androgénique testiculaire. La spermatogénèse est le processus de différenciation des cellules souches germinales diploïdes en cellules haploïdes appelées spermatozoïdes. La connaissance des étapes de la spermatogénèse est essentielle car plusieurs anomalies peuvent se produire au cours de ce processus, ce qui a pour conséquence, l'obtention d'un sperme de mauvaise qualité.

La spermatogénèse commence dès la vie fœtale avec la migration des cellules souches primordiales et leur différenciation progressive en spermatogonies. À la puberté, les spermatogonies vont se diviser activement sous contrôle hormonal, et continueront tout au long de la vie de l'individu.

Chez les gazelles Thomson, la spermatogénèse commence dès que l'individu atteint un poids d'environ 16 kg avec un âge relatif de 12 mois, cependant l'activité reproductive ne commence

qu'après que les mâles deviennent territoriaux, et cela ne se produit qu'après avoir eu un développement complet des cornes et tout le corps qui surviennent à un âge d'environ 24 mois, un très grand pourcentage de ces derniers ont montré un sperme abondant ce qui laisse à suggérer que la spermatogénèse atteigne son maximum à cet âge-là. (Hvidberg-Hansen, 1970)

En captivité, loin de toute concurrence territoriale, la gazelle Thomson peut se reproduire dès l'âge de 16 mois, ainsi la disponibilité de la nourriture peut retarder la maturité sexuelle à l'état sauvage et l'accélérer en captivité. (Furley, 1986)

1.2.2 Les étapes de la spermatogénèse :

La spermatocytogénèse : Les spermatogonies A, entament des divisions actives sans différenciation ce qui garantit la régénération du stock. Parmi celles-ci, certaines vont se différencier pour former des spermatogonies B qui se divisent à leur tour et évoluent en donnant des spermatocytes I diploïdes, ces derniers vont subir la méiose, pour donner des spermatocytes II puis des spermatides, haploïdes. La méiose permet donc un passage à l'haploïdie, (Nishimura, 2017)

La spermiogénèse : Cette étape correspond à la différenciation des spermatides issues de l'étape précédente en spermatozoïdes, ces dernières sont mobiles et aptes à la pénétration de l'ovocyte. La spermiogénèse se résume donc en une réorganisation et une condensation du noyau, la formation de l'acrosome et des structures du flagelle.

La spermiation : La spermiation correspond au processus par lequel les spermatozoïdes immobiles sont libérés des cellules de Sertoli dans la lumière du tubule séminifère avant leur passage à l'épididyme, cette étape se déroule sur plusieurs jours au bord apical de l'épithélium séminifère. (Figure 13)

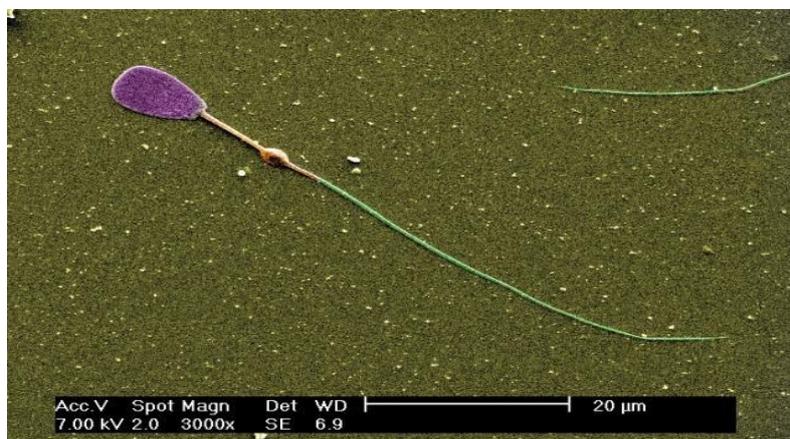


Figure 13 : Spermatozoïde de gazelle Thomson sous microscopie électronique à balayage (science.sandiegozoo.org)

1.2.3 Le contrôle hormonal de la spermatogénèse :

La spermatogénèse est sous le contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysaire qui fonctionne de façon continue chez le mâle dès la puberté, les noyaux sécrétoires de l'hypothalamus sécrètent des quantités croissantes de GnRH ce qui engendre une maturation des cellules gonadotropes de l'antéhypophyse, qui a son tour élabore des taux croissants de FSH et de LH

Les cellules de Sertoli fournissent les facteurs nécessaires à la différenciation réussie de la spermatogonie en spermatozoïdes. Les cellules de Sertoli possèdent des récepteurs de l'hormone FSH et de la testostérone qui sont les principaux régulateurs hormonaux de la spermatogénèse. Des hormones telles que la testostérone, la FSH et la LH sont connues pour influencer le devenir des cellules germinales. Leur élimination induit l'apoptose des cellules germinales. (Figure 14) (Wistuba et al, 2009)

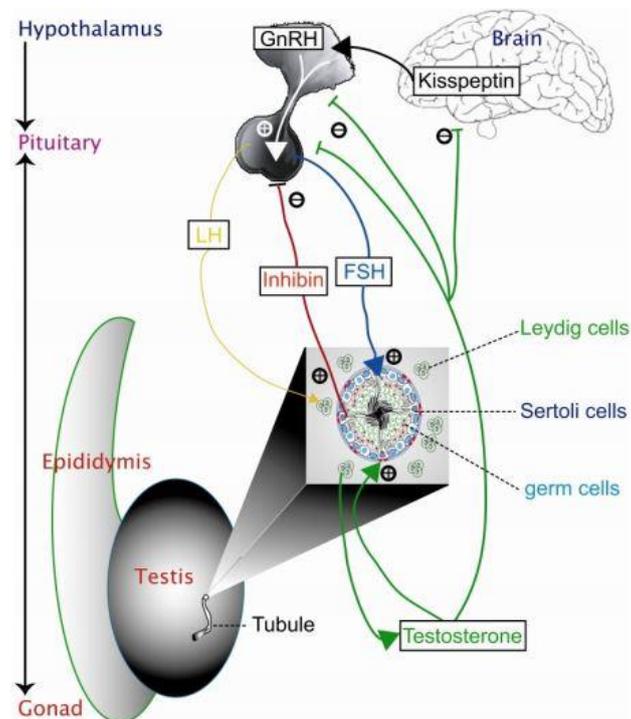


Figure 14 : Contrôle hormonal de la spermatogénèse (Wistuba et al, 2007)

1.2.4 Les caractéristiques du sperme chez la gazelle :

- Les évaluations subjectives de la qualité du sperme chez la Gazelle Dama Mhorr réalisé par **Abaigar et al (2001)** ont indiqué que l'âge était inversement corrélé aux mesures de la motilité des spermatozoïdes.

- Chez la gazelle de montagne (Gazelle Gazella), **Saad et al (2011)** avaient publié des résultats à propos de l'analyse du sperme qui a été réalisé en deux périodes différentes qui correspondent à la saison de reproduction et en dehors de celle-ci, les résultats obtenus sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 8 : Caractéristiques de la semence après une heure de récolte avec électroéjaculation chez la gazelle de montagne (Gazelle Gazella) (**Saad et al, 2011**)

Paramètres	Juillet à septembre	Octobre à décembre
Temps après collecte (h)	1	1
Volume (ml)	0.19 ± 0.026	0.418 ± 0.077
Concentration (×10 ⁶ spz /ml)	574.17 ± 108.2	910 ± 59.89
Motilité totale (%)	49 ± 10.46	75.33 ± 4.82
Motilité progressive (%)	37 ± 8.16	73 ± 4.53
Viabilité (%)	48.3 ± 9.03	85.33 ± 3.3

L'auteur avait constaté une meilleure qualité spermatique durant la période de reproduction qui s'étend chez la gazelle de montagne d'octobre à décembre, cependant cette différence n'est pas assez significative pour témoigner une quelconque activité physiologique saisonnière chez le mâle de cette espèce.

- Chez la gazelle Dorcas les prélèvements ont été effectués par **Howard et al (1983)** sur trois mâles durant toute l'année, l'évaluation a été réalisée immédiatement après éjaculation, les résultats ont montré que la concentration des spermatozoïdes, la concentration de la testostérone sérique, et le volume testiculaire ont tendance à être dans des valeurs plus basses en hiver, par rapport aux valeurs enregistrées pendant la période du printemps et de l'automne mais cela ne représente en aucun cas une preuve de saisonnalité selon le même auteur (Tableau 9) (Figure 15)

Tableau 9 : Relation entre la saison et les caractéristiques du sperme, testostérone et volume testiculaire Chez la gazelle Dorcade (**Howard et al, 1983**)

Paramètres	Décembre/Février	Mars / Mai	Juin / Août	Septembre/Novembre
Volume d'éjaculation (ml)	1.7 ± 0.3 (0.6-3.5)	1.9±0.2 (1.0-2.9)	1.6 ± 0.2 (0.5-2.7)	2.1 ± 0.3 (1.0-3.8)
Concentration (×10 ⁶ spz /ml)	235.9 (±) 45.9 (105-549)	515.4 ± 100.7 (225-1040)	338.9 ± 41.3 (151-523)	435.3 ± 84.0 (179-1064)
Mobilité spermatozoïdes (%)	82.8 ± 2.5 (70-90)	83.3 ± 4.5 (60-95)	89.4 ± 1.5 (80+95)	87.2 ± 1.2 (80-90)
Volume testiculaire (cm ³)	28.1 ± 2.2 (20.5-39.1)	28.4 ± 2.3 (20.6=41.0)	31.6 ± 1.9 (26.8-43.9)	32.5 ± 3.2 (23.8=47.9)
Testostérone sérique (ng/ml)	1.6 ± 0.8 (0.1-7.8)	1.2 ± 0.4 (0.3-3.9)	0.8 ± 0.2 (0.3-1.7)	1.3 ± 0.5 (0.2-4.8)

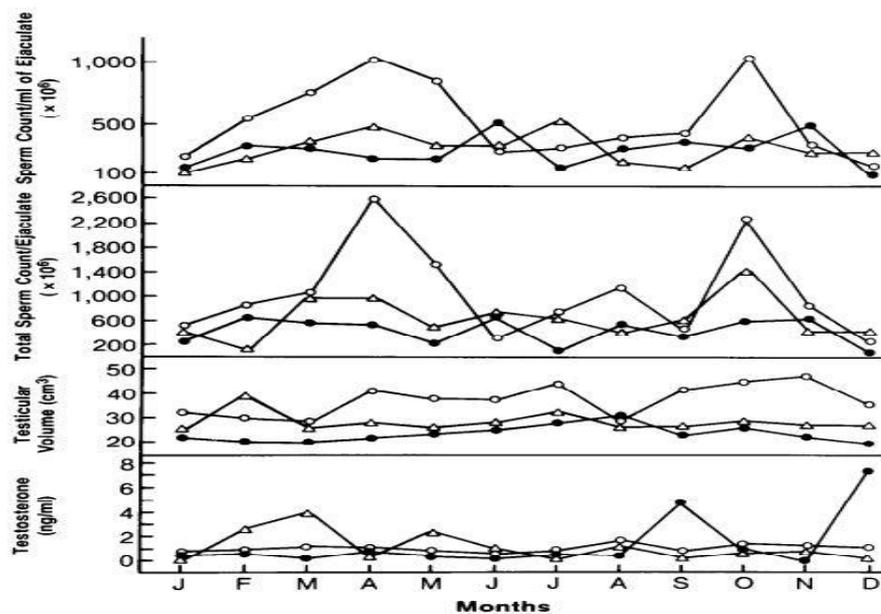


Figure 15 : Concentration mensuelle des spermatozoïdes, volume testiculaire et concentration sérique de testostérone chez les trois mâles de gazelle Dorcas (**Howard et al, 1983**)

- Une autre évaluation du sperme à été réalisée par **Cassinello et al (1998)** chez la gazelle Dama Mhorr, gazelle Dorcas Neglecta et la gazelle Cuvieri, obtenu après électroéjaculation en 1996 entre septembre et novembre, les mâles qui ont été utilisés dans cette étude était en bonne santé et en aptitude reproductive jugée excellente, l'intérêt de ces résultats était d'élucider les principales caractéristiques du sperme chez ces trois espèces de gazelle et pour les considérées comme des valeurs physiologiques préliminaires. (Tableau 10)

Tableau 10 : Caractéristiques de la semence chez trois espèces de gazelle (**Cassinello et al, 1998**)

Paramètre	G. Dama Mhorr	G. Dorcas Neglecta	G. Cuvieri
Volume (µL)	1505.9 ± 593.03	535.9 ± 183.94	773.4 ± 181.66
Concentration (X 10 ⁶ spz ml ⁻¹)	646.6 ± 190.18	922.1 ± 332.36	483.8 ± 79.48
Nombre total des spermatozoïdes (X 10 ⁶)	984.4 ± 394.33	446.7 ± 112.82	444.9 ± 137.77
Mouvement de vague (0-5)	2.4 ± 0.65	2.9 ± 0.74	2.4 ± 0.62
Motilité individuelle (%)	70.6 ± 12.07	53.4 ± 15.69	61.6 ± 13.61
Motilité progressive (%) ^a	58.1 ± 12.22	49.5 ± 15.70	43.5 ± 12.14
Qualité de la motilité progressive (0-5)	2.9 ± 0.48	2.9 ± 0.63	2.6 ± 0.60
Viabilité (%) ^b	71.2 ± 8.86	76.5 ± 10.98	78.3 ± 1.96
Morphologie (%) ^c			
Normale	59.5 ± 6.81	80.6 ± 7.21	77.6 ± 4.17
Tête anormale	10.5 ± 3.89	2.5 ± 1.29	5.0 ± 0.99
Pièce médiane anormale	3.0 ± 0.88	1.0 ± 0.33	1.5 ± 0.37

Pièce terminale anormale	13.8 ± 4.06	14.0 ± 6.97	8.4 ± 1.33
Queue enroulée	1.1 ± 0.44	0.2+ 0.15	1.2 ± 0.46
Gouttelette cytoplasmique	12.1 ± 2.31	1.7+ 0.56	6.1 ± 2.20
l'intégrité de l'acrosome (%) ^d			
Crête apicale normale	68.3 ± 11.33	80.4 ± 5.06	78.7 ± 7.90
Crête apicale endommagée ou modifiée	11.1 ± 2.23	12.1 ± 3.72	17.2 ± 5.77
Crête apicale manquante ou coiffe acrosomale perdue	19.9 ± 11.13	7.5 ± 2.96	5.2 ± 2.08

a = Proportion de spermatozoïdes progressivement mobiles parmi le total, b = Évalué par coloration à l'éosine-nigrosine ,

c = Évalué par coloration à l'éosine-nigrosine / Giemsa., d = Évalué par coloration au Giemsa

i. Dimensions du spermatozoïde chez la gazelle :

Dans la même étude de **Cassinello et al (1998)** les dimensions des spermatozoïdes ont été mesurés, vingt-cinq spermatozoïdes de chaque individu ont été mesurés pour en faire une moyenne qui servira comme dimension moyenne pour chaque espèce, les résultats obtenus sont les suivants :

Tableau 11 : Dimensions du spermatozoïde chez trois espèces de gazelle (**Cassinello et al, 1998**)

Espèces	Longueur de la tête	Largeur de la tête	Longueur de la pièce médiane	Longueur de la pièce terminale	Longueur totale
G. dama Mhorr	9.5 + 0.13	6.5 + 0.08	9.4 ± 0.09	44.2 ± 0.74	63.1 ± 0.90
G. dorcas Neglecta	7.2±0.11b	4.0 ± 0.08	10.7±0.12	46.5 ± 0.71h	64.4 ± 0.69
G. Gazella Cuvieri	9.7 ± 0.09	6.3 ± 0.07	11,1±0.17	47.5 ± 0.83	68.4 ± 0.92

Dimensions en (µm)

L'image microscopique a montré une nette différence entre la tête du spermatozoïde de la gazelle Dama et la gazelle Dorcas, la tête du spermatozoïde de ce dernier apparaît plus petite par rapport à celui de la gazelle Dama et la gazelle Cuvier (Figure 16)

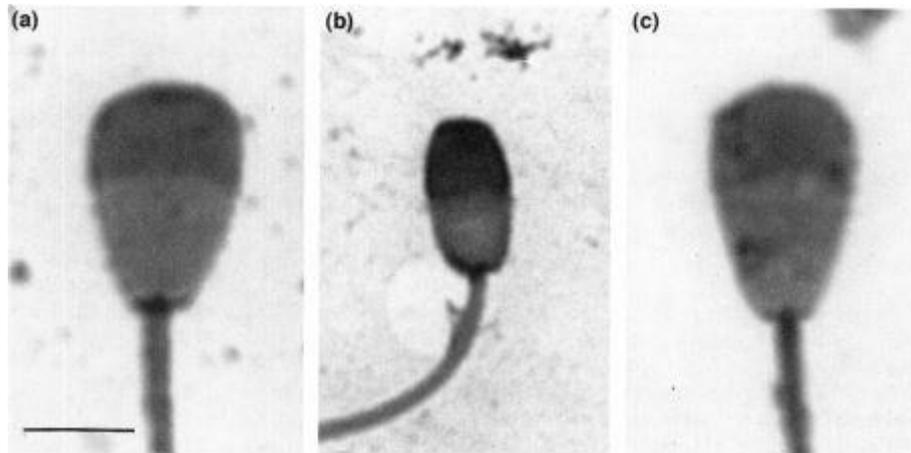


Figure 16 : Morphologie de la tête du spermatozoïde de trois espèces différentes de gazelle

(Cassinello et al, 1998)

Gazelle Dama Mohrr (a), Gazelle Dorcas Neglecta (b), Gazelle Cuvieri (c)

1.2.5 Les anomalies morphologiques du spermatozoïde chez la gazelle :

i. Définition :

Appelées aussi tératospermie ou tératozoospermie, c'est une affection caractérisée par la présence de spermatozoïdes de morphologie anormale, on en parle quand il s'agit d'une production supérieure à 60% du nombre de spermatozoïdes totaux par éjaculat.

Le succès de l'insémination artificielle est directement lié à la qualité du sperme collecté et l'examen morphologique microscopique des spermatozoïdes est l'un des tests les plus importants pour évaluer la fertilité potentielle du sperme.

ii. Morphologie et anomalie :

Les types de défauts morphologiques les plus fréquemment observés et qui pourraient toucher le sperme de gazelle sont classés dans le tableau suivant **(Ax et al, 2000)**

Tableau 12 : Les défauts morphologiques les plus fréquents chez les gazelles (**Ax et al, 2000**)

Anomalies acrosomiales	Anomalies de la tête	Anomalies de la pièce médiane	Anomalies de la queue
-Acrosome bosselé	-Tête détachée	-Pièce médiane doublée	-Queue enroulée
-Acrosome gonflé	- Tête étroite	- Pièce médiane défectueuse	-Queue pliée
-Acrosome avec des bords anormaux	-Tête macrocéphale. -Tête non développée.		

- Chez la gazelle de sable, **Saad et al (2011)** avaient constaté que les anomalies acrosomiales étaient beaucoup plus présentes que les autres anomalies. (Figure 17)

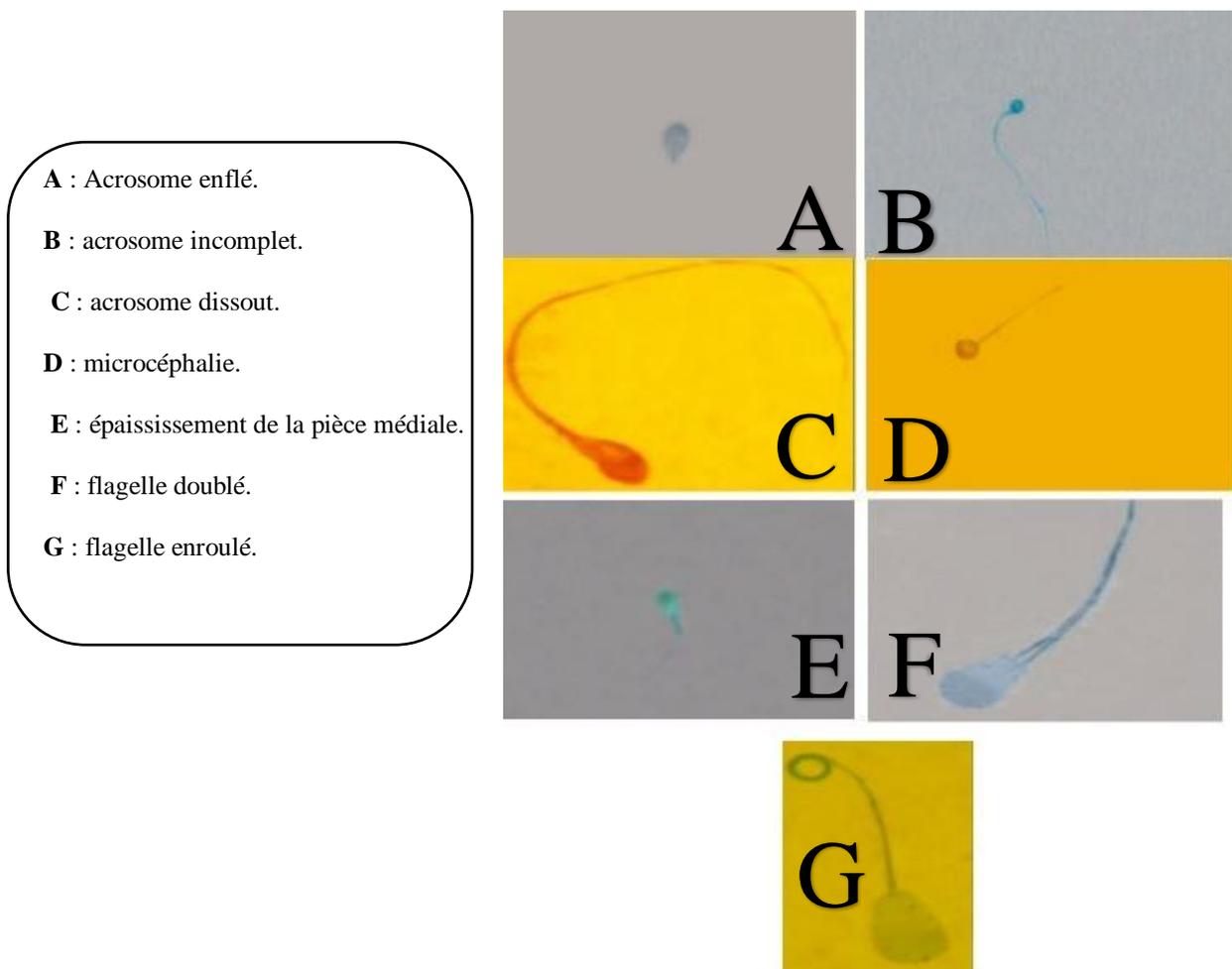


Figure 17 : Spermatozoïdes de gazelle de sable avec différentes anomalies sous microscope optique (**Saad et al, 2011**)

1.2.6 Les conséquences des anomalies morphologiques :

La baisse de la fertilité figure parmi les conséquences majeures lors de la tératospermie, cependant toutes les anomalies n'influencent pas de la même manière la fertilité, ainsi, une anomalie qui touche le flagelle comme un flagelle bifide ou la persistance d'une gouttelette distale est moins grave qu'une anomalie qui touche la tête du spermatozoïde ou l'acrosome, car ce dernier intervient directement lors de la fécondation et permet le passage à travers la zone pellucide. (Salson, 2008)

D'une autre part, les spermatozoïdes de donneurs tératospermes sont plus sensibles à une baisse de la pression osmotique et les variations de spermatozoïdes, ce qui se traduit par une plus grande proportion de lésions membranaires. (Pukazhenti et al, 2001)

2. Méthodes de récolte de semence :

La collecte de sperme est utilisée à des fins de recherches scientifiques, diagnostics et évaluations de la qualité des spermatozoïdes ou pour l'insémination artificielle.

Les méthodes les plus répandues chez les animaux sauvages sont : le vagin artificiel et l'électroéjaculation après anesthésie générale, ces deux méthodes permettent la récolte d'un sperme de bonne qualité dans le vivant de l'animal.

A noter que la méthode du vagin artificiel nécessite que le mâle soit entraîné d'une certaine manière pour qu'il soit habitué à cette méthode, ce qui fait que cette dernière n'a pas été trop utilisée chez la gazelle, presque toutes les études qui ont été faites jusqu'à aujourd'hui utilisent l'électroéjaculation.

Lorsque les mâles meurent, les spermatozoïdes peuvent être récupérés de l'épididyme soit par méthode de rinçage rétrograde ou tranchage du tissu et en récupérant les spermatozoïdes de manière appropriée. Cette méthode peut être pratiquée jusqu'à douze heures après la mort d'un animal conservé à 5°C. (Arnold, 2004)

2.1. Electroéjaculation :

L'électroéjaculation a été utilisée pour la première fois par **Weisbrouth et Young (1965)** chez les primates.

Ensuite cette technique a pris de l'ampleur surtout chez les mammifères sauvages.

Chez la gazelle l'électroéjaculation a été décrite par **Holt et al (1988)** Le sperme a été collecté après stimulation par pulsation des nerfs qui contrôlent l'éjaculation et l'érection, à savoir les nerfs hypogastriques, le nerf honteux interne et les nerfs pelviens.

La technique se fait sous anesthésie générale. L'électroéjaculation sans anesthésie générale a été pratiqué par **Haider et al (2020)** chez la gazelle à goitre en mettant les mâles attachés par un filet spécial pour les immobiliser.

2.1.1 Matériels utilisés

i. Générateur :

L'électro-éjaculateur, comprend quatre unités (Figure 18) :

L'oscillateur : Son amplitude varie de 0 à 20 V et la fréquence des oscillations est ajustable entre 10 et 100 Hz.

Le contrôleur d'amplitude automatique : Il détermine le stimulus envoyé à l'animal et la durée entre les stimuli successifs. Il contrôle la durée de la stimulation obtenue au niveau de la sonde rectale et la vitesse de montée et de descente du stimulus, c'est-à-dire l'intervalle entre 0 V et le voltage désiré ainsi que l'intervalle entre ce même voltage et le retour à 0 V. L'électro-éjaculateur peut ainsi être préréglé, laissant les mains du manipulateur libres.

L'amplificateur de puissance : Il multiplie le signal en provenance de l'oscillateur et du contrôleur d'amplitude pour le réattribuer à la sonde rectale.

Le moniteur de puissance : Le voltage et l'ampérage peuvent être réglés sur trois échelles (0-5 V, 0-10 V, 0-50 V et 0-50 mA, 0-100 mA, 0-500 mA).

ii. La sonde rectale :

Elle est cylindrique et bipolaire. Elle est rigide, contient des électrodes en argent, en cuivre ou en acier inoxydable, de configuration circulaire ou longitudinale, et est utilisée pour faire passer un courant direct ou alternatif provenant d'un électro-stimulateur (Figure 18)

La sonde contient un nombre variable d'électrodes, toujours orientées en position ventrale sur la prostate et la symphyse pubienne. Pour la gazelle trois électrodes sont généralement utilisées (**Garde et al, 2008**) ; (**Holt et al, 1996**)

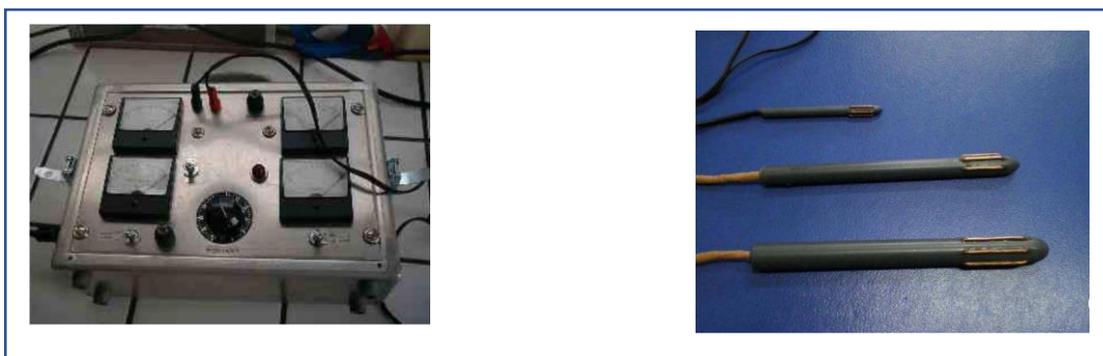


Figure 18 : Electro-éjaculateur (**Fontbonne et al, 2007**)

2.2. Protocoles anesthésiques :

Les substances les plus couramment employées sont les α -2 agonistes des récepteurs adrénergiques (Xylazine) et les arylcyclohexamines (Kétamine), ils sont trop souvent utilisés en combinaison, afin de réduire les effets secondaires.

Les α -2 agonistes des récepteurs adrénergiques sont caractérisés par des effets secondaires cardiaques qui se manifestent par une dépression cardiovasculaire, ainsi que l'augmentation de la motilité utérine, cette augmentation peut engendrer un risque chez les femelles gestantes dans le cas d'une dose suffisamment élevée.

L'action des agents anesthésiques tel que la Xylazine peut être réduite sous l'influence de stimuli extérieurs, l'animal doit être laissé au repos, à l'abri du bruit et des excitations jusqu'à ce que l'action atteigne son plein développement.

Comme les gazelles font partie des ruminants, l'animal doit être mis à jeun, le tympanisme observé en position couchée sera supprimé par le décubitus ventral pour éviter l'aspiration de la salive et des aliments, on mettra la tête et le cou en position déclive lors de l'emploi de fortes doses.

Les effets de la Xylazine sont annulés par l'administration de l'antidote yohimbine (0.025mg/kg) à la fin de la manipulation.

Les différents protocoles d'anesthésie sont résumés dans le (tableau 13)

Tableau 13 : Protocoles d'anesthésie utilisés lors de l'électroéjaculation.

Espèce de gazelle	Posologie et voie d'administration	Références
G. Dama Mohrr	Xylazine (0.2 mg/ kg) IM	(Cassinello et al, 1998)
G. Cuvieri	Kétamine chlorhydrate (15 mg /kg) IV	(Garde et al, 2007)
G dorcas Neglecta		(Holt et al, 1996)
G. Dama Mohrr	Halothane gaz (1–6% v/v)	(Abaigar et al, 2001)
	Xylazine (0.8 mg/kg) IM	(Gonzalez et al, 2008)
	Kétamine chlorhydrate (10 mg/kg) IV	

2.3 Protocoles de stimulation lors de l'électroéjaculation :

En premier temps la zone entourant le rectum, les testicules et le pénis, était nettoyée avec de l'eau et du désinfectant puis séchée.

La sonde était lubrifiée et introduite délicatement dans le rectum de façon que les électrodes étaient orientées ventralement envers les glandes annexes, l'introduction a été effectuée jusqu'à 10 cm de profondeur (**Holt et al, 1988**)

Le pénis était extériorisé au-delà du prépuce et différents protocoles ont été utilisés selon les espèces et les études menées (Tableau 15)

Et enfin le sperme était collecté dans un récipient stérile en plastique chauffé à la température du corps. (**Garde et al, 2007**)

Remarque : Le choix des dimensions de la sonde rectale diffèrait d'une étude à une autre. (Tableau 14)

Tableau 14 : Dimensions de la sonde rectale et des électrodes.

Espèce	Diamètre de la sonde (cm)	Longueur des électrodes (cm)	Longueur de la sonde (cm)	Références
G. Dama mohrr	2.5	6.5	-	(Cassinello et al, 1998)
G. Cuvieri	2.5	6.5	-	
G. Dorcas	1.95	6	-	
G. Cuvieri	2.7	5.8	29.5	(Garde et al, 2008)
G. Dama Mohrr	2.5	5-6	-	(Holt et al, 1996)
G. Dorcas	2	5	27.7	(Garde et al, 2003)
G. Cuvieri	2.7	5.8	29.5	
G. Dama Mohrr	3.2	6.6	35	

Les données non fournies sont signalées par « - »

Tableau 15 : Protocoles de stimulation.

Espèce	Voltage	Références
G. Dama Mohrr	5-9V (50Hz) pendant 4 secondes avec 4 secondes de pause intermittente	(Cassinello et al, 1998)
G. Dorcas	1-5 V (50 Hz) pendant 4 secondes avec 4 secondes de pause intermittente.	
G. Cuvieri		
G. Cuvieri	Séries de 4 impulsions séparées chacune de 4 secondes de repos Voltage initial 1 V. +0,5 V d'une série à une autre pendant 7 minutes.	(Garde et al, 2007)
G. Dama Mohrr	< 10 stimulations de 4-7 V	(Abaigar et al, 2001)
G. Dama Mohrr	4 secondes d'impulsion de 5-9 V Suivie de 4 secondes de repos.	(Holt et al, 1996)
G. Dorcas	80 stimuli en 3 séries (S), 3-4 minutes de repos entre chaque série. (S.1) 10 impulsions de 3,4 puis 5 V. (S.2) 10 impulsions de 4 ,5 puis 6 V. (S.3) 10 impulsions de 5 puis 6 V.	(Howard et al, 1983)

2.4 Effet de la manipulation, l'anesthésie, l'électroéjaculation sur la santé de l'animal :

L'électroéjaculation ne semble pas avoir d'influence sur la sécrétion hormonale surrénalienne ou gonadique de la gazelle (**Howard et al, 1983**)

Howard et al (1983) avaient supposé que l'électroéjaculation chez la gazelle anesthésiée soit un stress physiologique minime et que l'électroéjaculation était une procédure efficace et fiable pour collecter le sperme de la gazelle et, surtout, que les épisodes répétés n'avaient aucune influence détectable sur la qualité de l'éjaculat à long terme, la fonction gonadique ou la santé des individus en général. Il est également apparu que l'électroéjaculation utilisée à plusieurs reprises au fil du temps pouvait être utilisée pour distinguer les individus possédant le plus grand potentiel de reproduction (Figure 19)

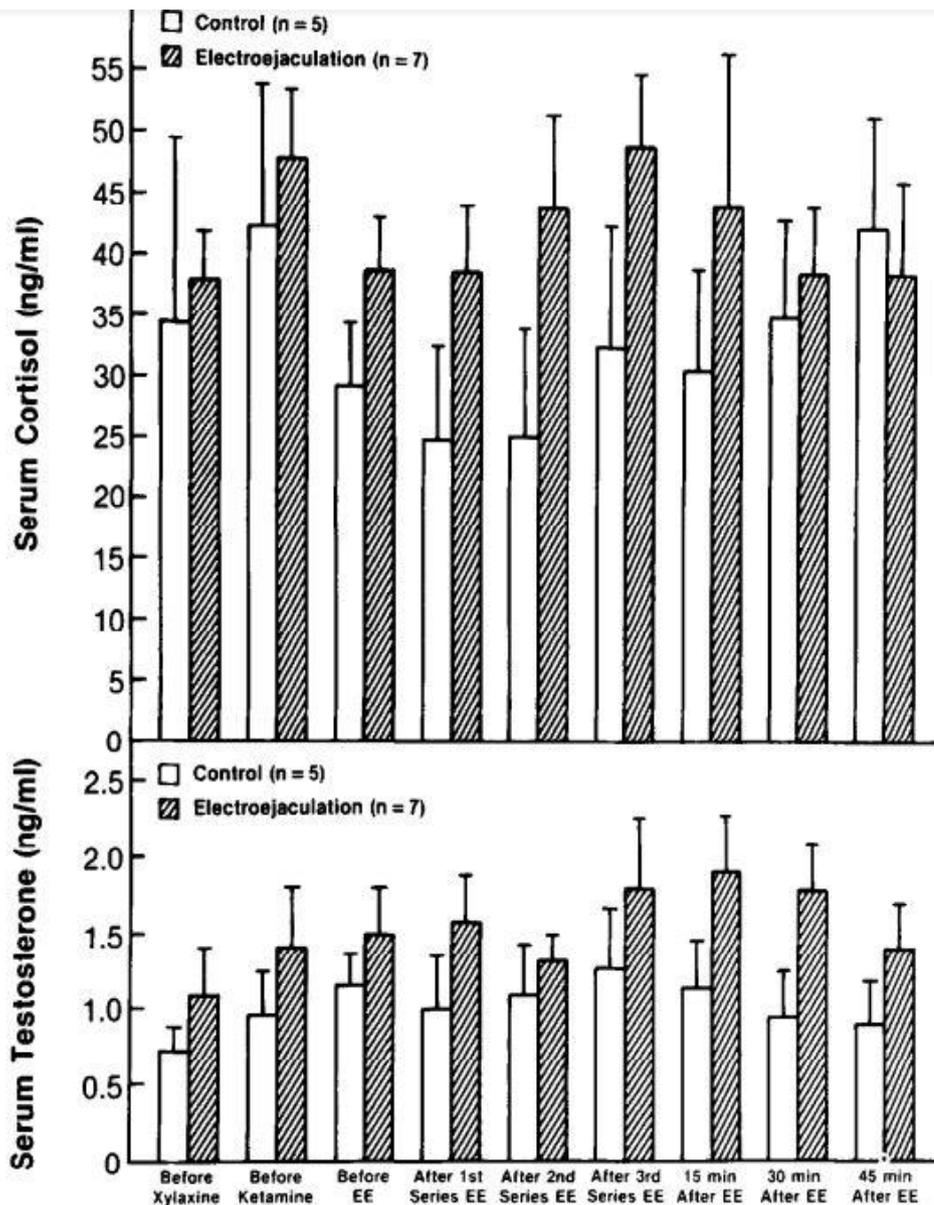


Figure 19 : Variations sériques de la testostérone et du cortisol pendant chaque étape d'électroéjaculation (**Howard et al, 1983**)

Dans le graphe de la (Figure 19) la concentration du cortisol sérique et la concentration de testostérone n'a pas été modifiées de manière significative lors de cette étude, Il n'existait pas de grande différence entre le groupe de contrôle et le groupe d'électroéjaculation, pendant le processus de récolte, et même 45min après.

2.4 Prélèvement de la semence en post mortem :

Le sperme épидидymaire présente une forte concentration en spermatozoïdes cependant la capacité de fécondation de ces derniers augmente au cours de leurs trajets à travers l'épididyme, et donc les spermatozoïdes qui sont présents dans la queue de l'épididyme ont de forte chance de féconder l'ovule que ceux qui sont présents dans sa partie la plus proximale (**George et al, 2008**) donc on peut conclure que les spermatozoïdes de la queue de l'épididyme sont déjà pleinement fonctionnels (**Abou-Haila et al, 2000**)

- De plus environ $\frac{3}{4}$ des spermatozoïdes épидидymaires chez les mammifères sont contenus dans la partie caudale de l'épididyme (**George et al, 2008**)

- **Saragusty et al (2006)** avaient reporté le cas de décès de six gazelles mâles, les testicules ont été récupérés et immergés dans une solution saline et transportés à température ambiante vers le laboratoire dans les 24h suivant leurs morts. Et à l'aide d'un scalpel stérile, la peau et la tunique pariétale de chaque testicule ont été enlevées, laissant la queue de l'épididyme exposée, Ensuite isolés et placés dans un milieu sperme-TALP préchauffé (30 °C) contenant :

NaCl 4.18% (v/v), **KCl** 1.862% (v/v), **NaH₂- PO₄H₂O** 0.95% (v/v), **HEPES** 0.95% (v/v), **H₂O** 75.24% (v/v), **CaCl₂2H₂O** 0.95% (v/v), **CaCl₂6H₂O** 1.045% (v/v), **NaHCl₃** 9.5% (v/v), **pyruvate** 5% (v/v), **Gentamycine** 0.2% (v/v) et **BSA** 0.6% (v/v).

Ensuite des petites incisions ont été faites le long de la queue des épидидymes et un lavage a été effectué avec 5ml de solution sperme-TALP pour récupérer les spermatozoïdes.

Les résultats ont montré que jusqu'à 63% des spermatozoïdes ont survécu au processus de congélation et de décongélation, un échantillon d'un mâle parmi eux semble avoir été contaminé par du sang lors de l'extraction du sperme et seulement 15% de motilité ont été observés après décongélation, ce résultat s'explique par le fait que la contamination du sperme avec des globules rouges inflige des dommages aux spermatozoïdes cryoconservés sous l'effet de l'hémoglobine qui se libère après la lyse des globules rouges pendant le processus de cryoconservation.

Remarque :

1. Une fois le sperme obtenu, et l'analyse macroscopique est faite, le sperme doit être maintenu dans une température de 30°C dans un bain-marie loin de la lumière en attendant les analyses (Garde et al, 2008)

2. Tout ce qui rentre en contact avec le sperme doit être réchauffé au préalable y compris les solutions de dilution afin d'éviter que les spermatozoïdes soient endommagés.

3. Le transport du sperme vers les lieux d'analyses doit se faire en évitant les chocs physiques ou substances chimiques qui peuvent altérer l'éjaculat et interférer avec les résultats d'analyses.

4. Plusieurs aliquotes sont utilisées pour les différentes évaluations microscopiques.

3. Examen de la semence après récolte (spermogramme) :

Quelle que soit la méthode de récolte utilisée, l'examen de la semence obtenue est indispensable pour évaluer la fertilité de l'individu prélevé, la qualité de la semence est étroitement liée à sa capacité de résister face aux différentes techniques de conservation et aux chocs qu'elles engendrent, ainsi que son aptitude à résister tout au long des voies génitales de la femelle jusqu'à la fécondation de l'ovule.

L'examen de la semence englobe l'évaluation macroscopique (la couleur, le volume, l'odeur).

Ainsi qu'une évaluation microscopique (la concentration, la mobilité, la morphologie, la viabilité)

- L'évaluation se fait dans les 40 à 60 minutes suivant la collecte, pendant cet intervalle les aliquotes étaient diluées dans différents milieux en fonction de l'objectif de l'évaluation.

Les différents milieux utilisés sont :

- Le PBS avec **5 mg d'albumine de sérum bovin/ml** ; utilisé pour évaluer la motilité individuelle des spermatozoïdes,

- Un milieu Tyrodes modifié avec une dilution (1 :50) pour évaluer la motilité, la morphologie, l'intégrité de l'acrosome et la viabilité des spermatozoïdes. La composition du milieu Tyrodes modifié est comme suit : **120 mmol NaCl L⁻¹, 3.1 mmol KCL L⁻¹, 2 mmol CaCl₂ L⁻¹, 0.4 mmol MgSO₄ L⁻¹, 20 mmol Hepes L⁻¹, 5 mmol glucose L⁻¹, 21.7 mmol sodium lactate L⁻¹, 1 mmol sodium pyruvate L⁻¹, 20 µg phénol red ml⁻¹ et 5 mg bovine sérum albumine ml⁻¹. Le pH du milieu est de 7.58 (ajusté avec NaOH) (Cassinello et al, 1998)**

- Un milieu tamponné TES – TRIS pour la détermination des différents paramètres de motilité avec une dilution approximative (1 :10), la composition de ce milieu est comme suit :

(8 ml d'eau distillée, 0,482 g TES, 0,115 g de Tris, 0,04 g de glucose, 0,01 g de streptomycine) (Abaigar et al, 2001)

3.1 Evaluation macroscopique :

i. Aspect et odeur :

-Un sperme d'aspect normal est inodore, de couleur blanche ivoire, l'opacité du sperme correspond à une forte concentration des spermatozoïdes, la translucidité quant à elle correspond à une concentration minimale diluée dans le liquide séminal. **(Ax et al, 2000)**

-La présence des grumeaux dans le sperme récolté peut indiquer une infection.

-Une coloration rosée à rougeâtre traduit une contamination par le sang, celle-ci survient lors du prélèvement post mortem généralement où dans le vivant de l'animal quand le prélèvement interfère avec certaines pathologies urinaires. La contamination du sperme par des globules rouges est très néfaste et peut réduire grandement la mobilité des spermatozoïdes après décongélation **(Saragusty et al, 2006)**

-Une teinte verdâtre est pathologique et est généralement due à une infection des glandes annexes.

-Une légère coloration jaunâtre dans le sperme traduit une contamination urinaire, celle-ci survient lors de l'utilisation de hauts voltages pendant électroéjaculation. Le sperme récupéré est dominé par l'odeur urinaire.

Les effets néfastes de l'urine sur les spermatozoïdes sont dus, au moins en partie, à des changements de pH et d'osmolarité, La contamination urinaire diminue considérablement la motilité des spermatozoïdes, On peut donc conclure que des petites quantités d'urine diluées sont moins nuisibles que de forte concentration **(Griggers et al, 2001)**

ii. Le volume :

Le volume peut être mesuré par aspiration avec pipette graduée **(Cassinello et al, 1998)** ou dans un flacon stérile à volume variable.

Le volume récupéré était très variable, il diffère d'une espèce à une autre, et au sein du même individu selon les fréquences de récolte. **(Voir 1.2.4 Les caractéristiques du sperme chez la gazelle)**

iii. Le pH :

Le pH est mesurable à l'aide d'un pH-mètre. Les spermatozoïdes chez les mammifères sont très sensibles aux variations du pH du milieu.

Des valeurs trop faibles ou trop élevées sont le reflet d'un défaut de sécrétion des vésicules séminales (alcalines) ou des sécrétions prostatiques (légèrement acides).

Un sperme récolté et laissé à l'air libre a tendance à s'alcaliniser, le pH jugé optimum pour une évaluation des paramètres était compris entre [7,3 – 7,58] après dilution. (Gard et al, 2003) (Abaigar et al, 2001)

3.2 Evaluation microscopique :

Cette phase a pour but de déterminer les paramètres et les caractéristiques du sperme obtenu (concentration, mobilité, vitalité, la morphologie)

3.2.1 La concentration

Elle est estimée à l'aide d'un hémocytomètre après une dilution selon l'aspect du sperme obtenu, un sperme d'aspect translucide sera dilué Avec du chlorure de sodium hypertonique à 3% au 1/10^{ième} ou au 1/20^{ième} vu le peu de spermatozoïdes qu'il contient, par contre un sperme d'aspect opaque (laiteux) doit être dilué au 1/100^{ième} ou 1/200^{ième}. (Figure 20)

La nature de la solution de dilution est très importante à déterminer et aura pour objectif la dilution des spermatozoïdes d'une part et provoquer leurs morts sans lyse cellulaire d'une autre part, afin d'arriver à les dénombrer.

Le principe général du calcul du nombre de spermatozoïdes figure dans la formule énoncée ci-dessous : = spermatozoïdes par ml de semence = (Nombre de spermatozoïdes comptés x facteur de dilution) / (Surface considérée (mm²) x profondeur des chambres)

(Cabannes,2008)

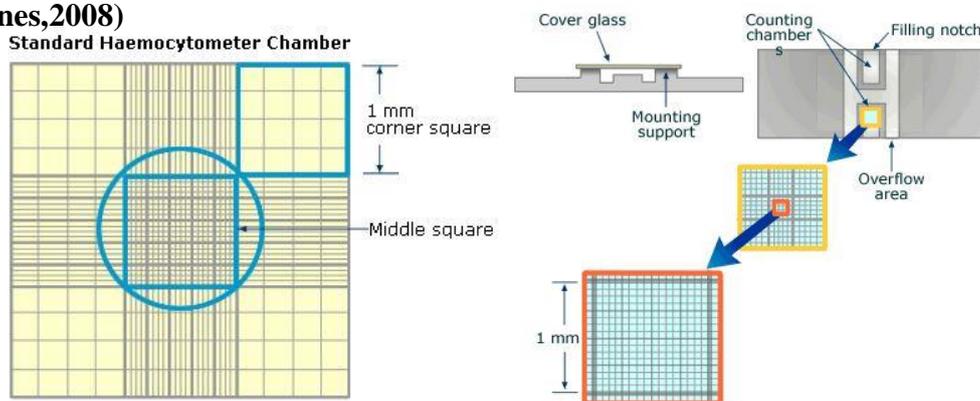


Figure 20 : Hémocytomètre (dlsweb.rmit.edu.au)

3.2.2. Mobilité des spermatozoïdes :

Un examen dynamique qui s'effectue sur une platine chauffée à 37°C pour éviter le ralentissement des spermatozoïdes. La motilité massale est évaluée en premier lieu, une goutte de sperme sans dilution est déposée sur la lame et observée à faible grossissement (x 100), les mouvements sont observés et évalués, ceux-ci sont provoqués par le mouvement des spermatozoïdes. Une note de 0 à 5 est attribuée à l'échantillon observé, (Tableau 16)

Tableau 16 : Echelle d'appréciation de la motilité massale du sperme (Ax et al, 2000) :

Notes	Interprétation
0	Immobilité totale
1	Mobilité individuelle
2	Des mouvements de faible amplitudes
3	Des mouvements de vagues de faible amplitudes
4	Des mouvements de vagues rapides, sans tourbillonnement
5	Des mouvements de vagues rapides, avec tourbillonnement

Dans un second temps, la mobilité progressive est déterminée à fort grossissement (x 400). Elle est évaluée en plaçant 10 µL de suspension de sperme déjà dilué comme décrit précédemment voir (3. Examen de la semence après récolte) entre une lame de verre et une lamelle 22 mm x 22 mm préchauffée à 37 ° C (Cassinello et al, 1998) Il s'agit du nombre de spermatozoïdes qui traversent rapidement le champ de vision microscopique, les spermatozoïdes peuvent avoir des différents mouvements. (Tableau 17)

Tableau 17 : Notation de la mobilité progressive (Pukazhenthil et al, 2000)

Notes	Interprétation
0	Pas de mouvement.
1	Mouvements oscillants légers sans progression.
2	Mouvements oscillants et progression faible et intermittente.
3	Mouvements oscillants fléchants et progression lente régulière.
4	Mouvements fléchants et progression régulière vers l'avant.
5	Mouvements fléchants avec progression rapide vers l'avant.

i. Analyse des spermatozoïdes assistée par ordinateur (C.A.S.A) :

L'analyse de la semence, assistée par ordinateur ou C.A.S.A (computer Assisted Semen Analysis) est un logiciel utilisé afin de rendre l'évaluation de routine plus objective. L'analyse des paramètres de mobilité des spermatozoïdes est rendue plus facile et plus rapide, cet examen révèle certaines différences qui ne peuvent être mises en évidence par l'examen classique.

Le logiciel C.A.S.A. apporte des informations sur le nombre de spermatozoïdes mobiles, la vitesse progressive (VSL : Velocity Straight Line), l'amplitude de déplacement de la tête (ALH : Amplitude of Lateral Head Displacement), la rectitude ($STR = VSL / VAP$), la vitesse curviligne (VCL : Velocity Curvilinear Line), la vitesse de trajectoire (VAP), la fréquence de battement transversale (BCF : Beat Cross-Frequency) et la linéarité ($LIN = VSL / VCL$)

Cette technique a été utilisée lors de l'étude d'**Abaigar et al (2001)**

3.2.3 Examen de la viabilité des spermatozoïdes :

La coloration à l'éosine-nigrosine est largement utilisée pour évaluer le pourcentage de spermatozoïdes vivants, un échantillon de 10 µl de sperme et 20 µl d'éosine sont mélangés avec précaution. Après 30 secondes, 30 µl de nigrosine sont rajoutés et le tout est à nouveau mélangé. 10 µl de ce mélange sont étalés sur lame de verre, le séchage se fait à l'air libre et l'observation est réalisée au microscope, grossissement x1000, à immersion. Les spermatozoïdes morts sont colorés en rose. On compte le nombre de spermatozoïdes morts et vivants sur un total d'au moins 100 spermatozoïdes.

3.2.4. Examen de la morphologie :

- Dans l'étude de **Cassinello et al (1998)** plusieurs techniques ont été citées pour l'évaluation de la morphologie à savoir : fixation avec le formaldéhyde ou le glutaraldéhyde et la coloration avec l'éosine-nigrosine / giemsa. Les trois techniques ont montré de petites différences, le formaldéhyde semblait révéler une proportion plus faible de spermatozoïdes normaux (avec une légère augmentation des anomalies du flagelle), mais les différences n'étaient pas significatives.

- **Al-Eissa et al (2011)** avaient utilisé le kit Spermac Stain sous microscope optique pour étudier la morphologie, il s'agit d'un kit de diagnostic qualitatif pour la coloration des spermatozoïdes humains ce kit contient : un Colorant A : colorant rouge, Colorant B : vert pâle,

Colorant C : vert et un Fixateur. (Figure 21)



Figure 21 : Colorants Spermac stain
(Fertipro.com)

Après avoir dilué le sperme avec 100 μ L de NaCl 0,9 %, une goutte de sperme a été placée sur une lame de verre et un frottis mince a été préparé et séché à l'air pendant 8 min, la lame a ensuite été fixée pendant 5 min et lavée avec de l'eau distillée 5 à 6 fois. L'excès d'eau a été éliminé avec un morceau de papier filtre et la lame a été placée dans la solution de colorant A pendant 1 à 2 minutes avant d'être totalement rincée et séchée. Cette procédure a été répétée pour les solutions B et C. au final, la lame a été séchée à l'air et observée sous microscope optique à x1000 avec huile d'immersion.

La région post-acrosomique et nucléaire sont colorées en rouge et l'acrosome, la pièce intermédiaire ainsi que la queue en vert. Ceci permet l'appréciation des anomalies morphologiques classiques d'une part et les spermatozoïdes ayant entamés la réaction acrosomique d'une autre part.

4. Conservation de la semence :

4.1. Conservation de la semence à l'état frais

Il existe plusieurs types de conservations de la semence à l'état frais, ces méthodes varient selon le type d'insémination artificielle voulue, On distingue d'une manière générale selon **Decuadro-Hansen (2004) :**

- **l'insémination artificielle avec une semence pure :** utilisation immédiate après la récolte, le temps de conservation ne dépasse pas 10 minutes.

- **l'insémination artificielle avec une semence diluée :**

Sans refroidissement : utilisable jusqu'à 30 minutes après la récolte.

Avec refroidissement au-dessus de 0° : de six heures à quelques jours selon les particularités physiologiques des espèces concernées.

- Des études ont montré que le plasma séminal a un effet délétère sur leur survie in vitro après éjaculation, l'incrimination de deux facteurs reste encore à confirmer à savoir :

- l'effet nocif du plasma séminal composé des sécrétions des glandes annexes du tractus génital
- l'effet nocif du nombre de spermatozoïdes entraînant une compétition pour les éléments nutritifs ou bien accumulation des métabolites. (**Decuadro-Hansen, 2004**)

La conservation de la semence fraîche à 4 °C réduit le métabolisme des spermatozoïdes ce qui permet une économie de leurs réserves énergétiques et une bonne conservation de leur mobilité qui est restaurée après réchauffement. En revanche, des altérations membranaires se produisent et entraînent, pour certains individus, une baisse du pouvoir fécondant des spermatozoïdes.

La conservation de la semence fraîche entre 15–20 °C maintient le métabolisme des spermatozoïdes mais les rend plus sensibles aux éléments toxiques métabolisables.

La vitesse de la descente de température de 34 / 37 °C jusqu'à 15 °C ou 4 °C est importante. En effet, lorsque la température descend trop rapidement, les spermatozoïdes subissent des changements parfois irréversibles qui sont regroupés sous le nom de « cold shock » ou choc par le froid. Le cold shock est un ensemble de phénomènes non entièrement connus, communs à toutes les cellules refroidies dont les conséquences sont : diminution de la production d'énergie, augmentation de la perméabilité membranaire, mouvements circulaires de spermatozoïdes et perte de mobilité.

Le contrôle et le maintien d'une température constante pendant toute la durée d'utilisation de la semence sont primordiaux et des progrès sensibles ont été réalisés récemment avec l'emploi de réservoirs thermorégulés.

4.1.1 Conservation à court terme chez la gazelle :

Une seule étude a été faite jusqu'à présent sur la conservation à court terme des spermatozoïdes de la gazelle Mhorr à 17°C. L'étude avait pour objectif de déterminer l'effet de ce stockage sur les caractéristiques principales des spermatozoïdes recueillis sur 18 mâles, à savoir : l'intégrité de la membrane plasmique, la motilité et l'altération de l'acrosome.

Les évaluations du sperme ont été effectuées à 0 h (dans des milieux dépourvus de jaune d'œuf) et après 24, 48, 72 et 96h de stockage dans le milieu contenant du jaune d'œuf stocké à 17°C (**Abaigar et al, 2001**)

4.1.1.1 Protocole utilisé chez la gazelle dans la Conservation à court terme :

Après avoir déterminé la concentration du sperme recueilli des aliquotes ont été dilués à une concentration de 1×10^8 spermatozoïdes ml^{-1} (approximativement [1 :10] à 37°C avec un dilueur à base des tampons zwitterioniques TES et Tris (milieu TEST) et 5% (v / v) de jaune d'œuf, ensuite les échantillons ont été réchauffés à 37°C pour l'évaluation. (Abaigar et al, 2001)

4.1.2 Effets de la conservation à court terme sur les caractéristiques des spermatozoïdes de la gazelle :

L'étude précédente a révélé que les principales caractéristiques des spermatozoïdes ne sont affectées qu'après une longue durée de conservation, en effet une réduction significative de l'intégrité de la membrane plasmique (révélée par coloration à l'éosine – nigrosine) n'était évidente qu'après 72h, une réduction significative de la proportion d'acrosomes intacts n'est apparue qu'après 96h. En revanche, la motilité évaluée subjectivement était presque divisée par deux dans les 24 premières heures de stockage et une autre diminution significative s'est produite entre 48h et 72h (Figure 22)

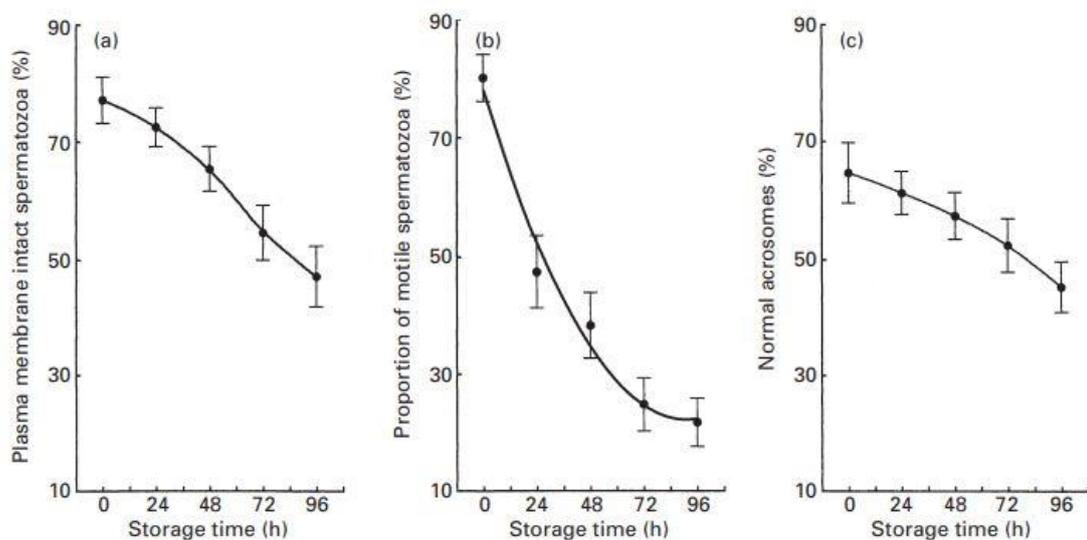


Figure 22 : Effets répercutés sur les caractéristiques des spermatozoïdes de gazelle Mohrr à 17°C Selon le temps de conservation (Abaigar et al, 2001)

Le résultat de cette étude était moyennement satisfaisant à condition que le temps de stockage ne dépasse pas les 48 h.

4.2. Conservation à long terme :

La cryopréservation de la semence prend de l'ampleur dans les dernières décennies, Ce sont les spermatozoïdes qui, grâce au glycérol, furent les premières cellules à être congelées de façon satisfaisante par POLGE, Il s'agissait de spermatozoïdes de coq. Mais très vite la technique fut appliquée à l'IA bovine, où elle devait rapidement connaître un développement non atteint à ce jour dans aucune autre espèce. Les raisons de ce succès résident dans l'intérêt économique qu'elle apporte. **(Decuadro-Hansen, 2004)**

Cette technique devient ensuite un outil très précieux dans la conservation et la gestion de la vie sauvage, surtout pour les espèces menacées telle que la gazelle. La semence cryoconservée est utilisable à tout moment et permet de maintenir l'hétérozygotie d'une population retenue en captivité.

Les protocoles de cryoconservation doivent être modifiés et adaptés pour chaque espèce. Plusieurs facteurs entrent dans la réussite de la technique tels que le dilueur de la semence, le cryoprotecteur, le protocole de congélation et le mode de stockage.

4.2.1 Dilueurs utilisés pour la conservation de la semence :

La connaissance des caractéristiques physiologiques du sperme est d'une grande importance lors de la cryoconservation, une attention très particulière a été portée aux dilueurs, en effet le dilueur idéal devrait avoir une valeur d'osmolarité proche de la valeur physiologique de la semence de l'espèce concerné.

Les solutions hypotoniques provoquent un gonflement cellulaire dû au déplacement d'eau vers le milieu le plus osmotique ce qui engendre une rupture membranaire, ces solutions sont généralement plus nuisibles que la déshydratation cellulaire engendrée par les solutions hypertoniques **(Luvoni et al, 2003)**

Le succès de la cryopréservation dépend donc des interactions complexes entre la qualité de la semence, le dilueur, la vitesse de congélation et décongélation, la taille et nature du conditionnement. **(Decuadro-Hansen, 2004)**

4.2.1.1 Le dilueur :

Les études faites sur la gazelle se sont intéressées à certains dilueurs de refroidissement afin de trouver le moyen idéal pour limiter les dommages causés par le froid sur la morphologie des spermatozoïdes et leur mobilité.

Les résultats indiquent que des différences existent entre les dilueurs en ce qui concerne leurs capacités à maintenir la survie et l'intégrité des acrosomes pendant la cryoconservation des spermatozoïdes de la gazelle, ceci rend le choix du dilueur, un choix extrêmement important.

Les substances tampons classiquement utilisées sont (**Santiago-Moreno 2019**) :

- **Citrate de sodium.**

- **Tes** : acide (NTris [hydroxyméthyl] méthyle-2-aminomethane-sulfonique).

- **Tris** : (Tris-hydroxyméthyl-aminomethane).

- **Hepes** : le (N-(2-hydroxyéthyl) pipérazine-N'-(2-ethanesulfonic acide).

- **Pipes** : l'acide pipérazine-N,N'-bis(2-éthanesulfonique).

- **Mes** : l'acide 2-(N-morpholino) éthanosulfonique.

- **Tricine** : le N-(2-Hydroxy-1,1-bis(hydroxyméthyl)éthyl) glycine.

-Ces substances servent de bases pour la fabrication de d'autres dilueurs tels que :

Triladyl, TEST, Egg-Yolk-Citrate, Tristrehalose, Trislactose, Andromed

4.2.1.2 Effets des différents dilueurs sur les spermatozoïdes de la gazelle :

L'étude de **Garde et al (2003)** réalisée sur la préservation de la semence de trois espèces de gazelle : G. Dama, G. Dorcas, G. Cuvieri, avait pour objectif l'évaluation de l'effet de différents dilueurs sur les spermatozoïdes de ces dernières, avant et après le processus de cryoconservation.

Chez la gazelle Dama, à titre d'exemple, cinq dilueurs ont été évalués à savoir

Triladyl, TEST, Yolk-citrate, Tristrehalose et Trislactose. (Tableau 18)

Tableau 18 : Effets des différents dilueurs sur les spermatozoïdes de la gazelle *Dama* après équilibration, Congélation /décongélation et incubation (Garde et al, 2003)

	Diluent				
	A (Triladyl)	B (TEST)	C (yolk-citrate)	D (Tris-trehalose)	E (Tris-lactose)
After cooling and equilibration					
% Motile sperm	77.5 ± 6.0 (35-90) ^b	80.0 ± 3.2 (65-90) ^b	67.0 ± 8.2 (5-90) ^b	65.1 ± 8.0 (1-85) ^b	63.0 ± 7.9 (5-85) ^b
Quality of motility (0-5)	2.7 ± 0.2 (1.0-3.5) ^b	2.8 ± 0.0 (2.5-3.0) ^b	2.5 ± 0.2 (1.0-3.5) ^b	1.8 ± 0.2 (0.5-3.0) ^c	1.8 ± 0.2 (0.5-3.0) ^c
Sperm motility index	66.2 ± 5.2 (27-80) ^b	68.0 ± 2.4 (57-75) ^b	58.7 ± 5.9 (12-75) ^b	51.0 ± 6.0 (5-72) ^b	49.5 ± 5.8 (7-72) ^b
% Positive endosmosis	64.2 ± 6.3 (27-85) ^b	67.0 ± 5.4 (44-88) ^b	70.4 ± 4.8 (43-90) ^b	41.7 ± 4.8 (22-60) ^c	37.1 ± 3.7 (18-49) ^c
Acrosome integrity					
(% NAR)	87.9 ± 3.7 (70-99) ^b	90.4 ± 2.4 (76-99) ^b	84.2 ± 3.2 (66-94) ^b	83.8 ± 3.8 (62-94) ^b	81.6 ± 3.9 (59-96) ^b
After freezing and thawing					
% Motile sperm	17.5 ± 3.8 (0-40) ^b	43.5 ± 6.0 (5-70) ^b	5.6 ± 1.3 (0-10) ^{de}	14.1 ± 4.2 (0-45) ^{be}	14.6 ± 3.1 (0-25) ^{be}
% Progressively motile sperm	17.5 ± 3.8 (0-40) ^b	40.5 ± 6.5 (0-70) ^b	5.1 ± 1.2 (0-10) ^{de}	13.1 ± 4.3 (0-45) ^{be}	12.0 ± 2.8 (0-25) ^{be}
Quality of motility (0-5)	2.4 ± 0.2 (0-3.0) ^b	2.5 ± 0.3 (0-3.5) ^b	1.7 ± 0.3 (0-2.5) ^b	1.9 ± 0.3 (0-3.0) ^b	1.9 ± 0.2 (0-2.5) ^b
Sperm motility index	32.7 ± 4.4 (0-50) ^{bc}	47.2 ± 5.8 (2-70) ^b	19.8 ± 3.7 (0-30) ^c	26.0 ± 4.4 (0-42) ^{bc}	26.3 ± 4.0 (0-37) ^{bc}
% Viable sperm	25.7 ± 3.3 (17-50) ^b	27.9 ± 4.8 (12-65) ^b	10.9 ± 2.8 (1-33) ^c	22.0 ± 3.6 (11-48) ^b	21.9 ± 2.9 (6-73) ^b
% Positive endosmosis	15.0 ± 2.1 (4-27) ^b	15.3 ± 1.9 (9-29) ^b	27.8 ± 2.3 (13-36) ^c	18.0 ± 2.0 (7-29) ^b	21.0 ± 2.9 (9-37) ^{bc}
Acrosome integrity					
(% NAR)	42.9 ± 4.6 (17-67) ^b	49.3 ± 4.6 (28-75) ^b	21.2 ± 3.9 (4-40) ^c	22.8 ± 4.5 (5-49) ^c	27.9 ± 4.4 (11-54) ^c
2-h Incubation posthawing					
% Motile sperm	1.2 ± 0.9 (0-10) ^b	25.0 ± 6.2 (0-60) ^c	0.5 ± 0.5 (0-5) ^b	4.1 ± 3.9 (0-40) ^b	2.6 ± 2.4 (0-25) ^b
% Progressively motile sperm	0.0 ± 0.0 (0-0) ^b	16.0 ± 6.6 (0-60) ^c	0.5 ± 0.5 (0-5) ^b	0.0 ± 0.0 (0-0) ^b	0.0 ± 0.0 (0-0) ^b
Quality of motility (0-5)	0.1 ± 0.1 (0-1.5) ^b	1.4 ± 0.3 (0-2.5) ^c	0.2 ± 0.2 (0-2.0) ^b	0.1 ± 0.1 (0-1.0) ^b	0.1 ± 0.1 (0-1.0) ^b
Sperm motility index	2.1 ± 1.9 (0-20) ^b	27.0 ± 5.9 (0-55) ^c	2.2 ± 2.2 (0-22) ^b	3.0 ± 2.9 (0-30) ^b	2.3 ± 2.2 (0-22) ^b
% Viable sperm	21.0 ± 3.0 (9-41) ^b	18.7 ± 3.9 (12-53) ^b	10.1 ± 2.6 (0-30) ^c	18.9 ± 3.5 (6-41) ^b	21.2 ± 3.2 (4-39) ^b
% Positive endosmosis	16.1 ± 2.2 (5-28) ^b	14.5 ± 2.1 (7-29) ^b	17.8 ± 3.9 (6-39) ^b	11.7 ± 2.1 (4-25) ^b	13.0 ± 2.6 (4-31) ^b
Acrosome integrity					
(% NAR)	31.0 ± 4.4 (11-55) ^b	48.4 ± 4.9 (26-68) ^c	12.4 ± 3.0 (1-35) ^d	19.0 ± 3.1 (6-73) ^{de}	21.6 ± 2.8 (15-38) ^{bc}

^a Values are the mean ± SEM, with ranges in parentheses. Data were examined using analysis of variance and Fisher post-hoc tests after value transformation (arcsin for percentages and log₁₀ for other variables).

^{b-c} Different superscript letters between columns indicate statistically significant differences ($P < 0.03$).

Les résultats relevés du tableau précédent montrent que la motilité des spermatozoïdes pré-congelés était similaire (63% à 80% de spermatozoïdes mobiles) dans les cinq dilueurs, bien qu'une tendance à une moindre motilité des spermatozoïdes ait été observée avec les dilueurs **Egg Yolk Citrate**, **Tristrehalose** et **Trislactose**.

Des proportions similaires élevées de spermatozoïdes avec des crêtes apicales normales (82% –90% NAR) ont été trouvés avec les cinq dilueurs. L'intégrité de la membrane à ce stade était significativement plus faible avec les dilueurs **Tristrehalose** et **Trislactose**.

Après congélation et décongélation, une diminution de tous les paramètres a été observée avec les cinq dilueurs. La motilité était significativement plus élevée avec le dilueur **TEST** (43% de spermatozoïdes mobiles) qu'avec les autres dilueurs (**Triladyl**, 17% ; **Yolk citrate**, 6% ; **Tristrehalose**, 14% ; et **Trislactose**, 15%).

L'intégrité de la membrane était également faible avec tous les dilueurs (15% à 21%) à l'exception du dilueur **Egg-Yolk citrate**, qui présentait des valeurs significativement plus élevées (28%). L'intégrité de l'acrosome était similaire avec les dilueurs **Triladyl** (43% NAR) et **TEST** (49% NAR), mais avec les autres dilueurs, elle a montré des valeurs significativement plus faibles (21% -28% NAR).

Lorsque les spermatozoïdes ont été incubés pendant 2 h à 37°C, une perte marquée de la motilité des spermatozoïdes a été observée avec les dilueurs **Triladyl**, **Yolk citrate**, **Tristrehalose** et **Trislactose** (motilité finale, 0% à 4% de spermatozoïdes mobiles), et ces valeurs étaient inférieures à celles observées avec dilueur **TEST** (25% de spermatozoïdes mobiles).

La viabilité a également diminué avec les valeurs à la fin de l'incubation, étant encore plus faible avec le dilueur **Yolk citrate**. L'intégrité des acrosomes a été mieux préservée pendant cette période d'incubation par les dilueurs **Triladyl** et **TEST**.

En résumé, le dilueur **TEST** a permis une meilleure préservation de la motilité chez cette espèce, bien qu'aucune différence n'ait été trouvée entre ce dilueur et le dilueur **Triladyl** en ce qui concerne les intégrités de la membrane et de l'acrosome.

- La même étude de **Garde et al (2003)** a montré qu'il y avait aussi des réponses différentes entre les espèces vis-à-vis le dilueur. (Figure 23)

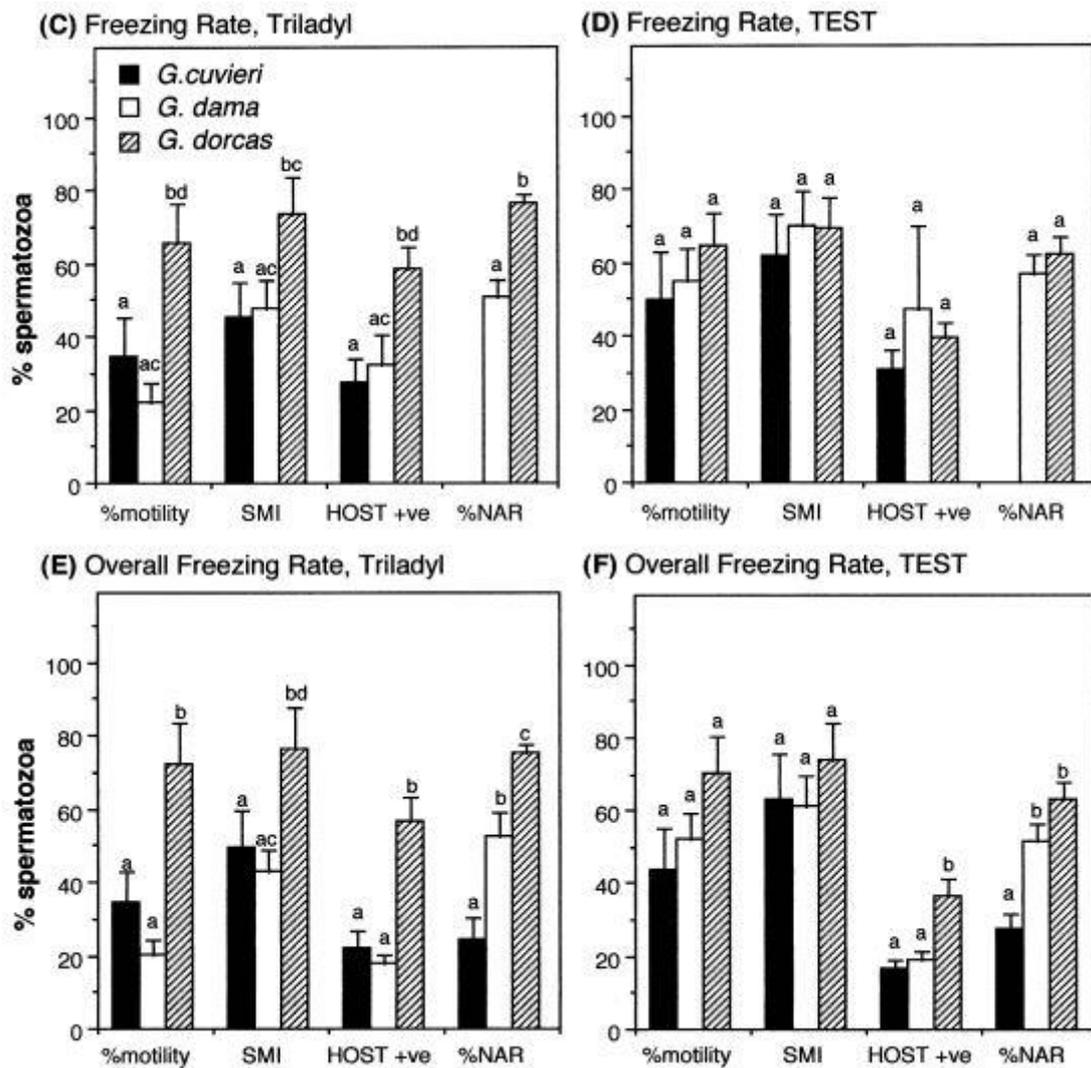


Figure 23 : Comparaison entre Triladyl et TEST chez les trois espèces de gazelle (Garde et al, 2003)

On constat de la figure précédente que les différents paramètres sont mieux conservés chez la gazelle Dorcas avec le **Triladyl** que les autres dilueurs contrairement aux autres espèces (*G. Dama*, *G. Cuvieri*) qui répondent mieux au milieu **TEST**.

4.2.2 Les stabilisants membranaires :

Ils interviennent lors des différents chocs osmotiques rencontrés et pour que les membranes des spermatozoïdes puissent résister correctement à la congélation, Le jaune d'œuf est généralement considéré comme l'agent le plus efficace pour protéger les spermatozoïdes contre les chocs dus au froid. Il est généralement inclus dans des dilueurs de sperme à 20 %, mais son efficacité n'est pas prouvée pour toutes les espèces.

L'action protectrice du jaune d'œuf est due aux lipoprotéines contenues dans la fraction à faible densité. (**LDL : Low Density Lipoprotein**)

-Dans l'étude réalisée par **Holt et al (1996)** sur la gazelle dama Mohrr qui avait pour objectif l'évaluation de l'effet de la concentration du jaune d'œuf dans le dilueur **TEST** comme stabilisant membranaire, deux concentrations de jaune d'œuf ont été évaluées à savoir 5% et 20%. (Figure 24)

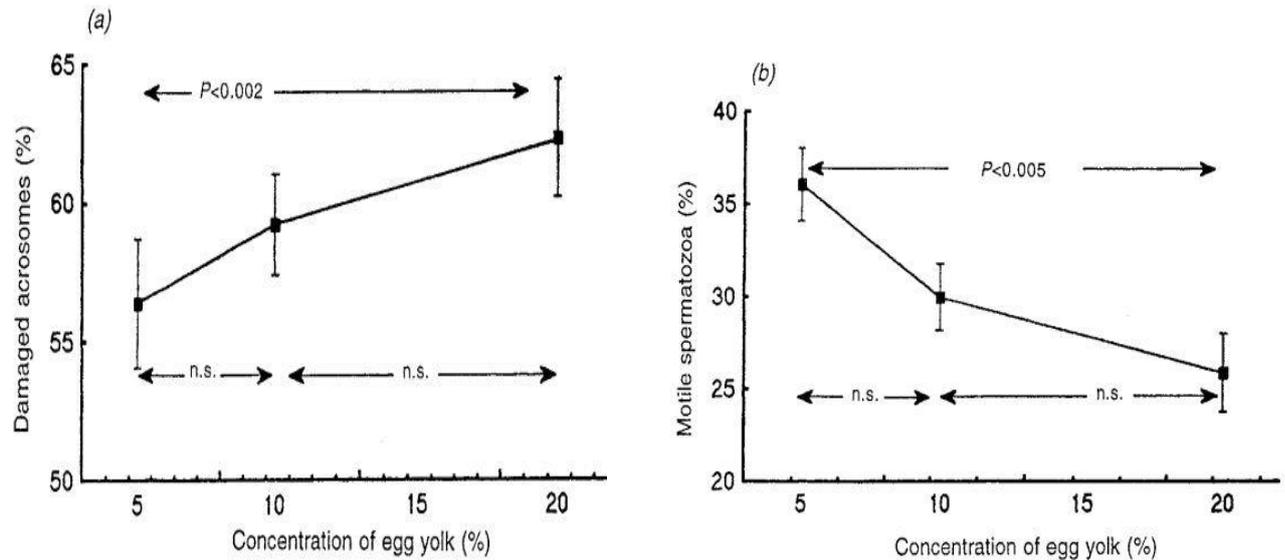


Figure 24 : Effet de la concentration du jaune d'œuf sur l'intégrité de l'acrosome (a)

Et sur la proportion de spermatozoïde mobile (b) chez la gazelle Dama Mohrr

(Holt et al, 1996)

Les résultats indiquaient que les dommages acrosomaux étaient significativement et linéairement augmentés avec l'augmentation de la concentration de jaune d'œuf dans le dilueur **TEST**, des différences très significatives de réponses entre les animaux ont été observées aussi. - **Garde et al (2008)** ont effectué une comparaison entre les deux milieux **TEST** et **REYG** avec différentes concentrations de jaune d'œuf afin d'élucider leurs effets sur les spermatozoïdes de gazelle de Cuvier. (Tableau 19) (Tableau 20) (Tableau 21).

Tableau 19 : Résultat de l'expérience de l'effet de l'augmentation du jaune d'œuf de 5% à 20% sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

	Diluent		
	TEST (5% egg yolk, 6% glycerol)	TEST (20% egg yolk, 6% glycerol)	TEST (5% egg yolk, 4% glycerol)
After cooling and equilibration			
Sperm Motility Index (SMI)	58.8 ± 3.1	57.2 ± 2.5	56.9 ± 3.0
%Positive endosmosis	51.5 ± 8.2 ^a	52.0 ± 6.5 ^b	39.9 ± 5.3 ^{a,b}
Acrosome integrity (%NAR)	74.5 ± 4.7	74.6 ± 6.0	76.5 ± 4.3
After freezing and thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	44.7 ± 1.9 ^{a,b}	29.7 ± 4.9 ^a	34.1 ± 4.2 ^b
Acrosome integrity (%NAR)	19.8 ± 3.8	13.1 ± 3.0	18.5 ± 4.4
2 h incubation post-thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	23.4 ± 4.5 ^{a,b}	6.9 ± 4.2 ^a	12.6 ± 5.8 ^b
Acrosome integrity (%NAR)	11.9 ± 1.9	6.1 ± 1.7	7.1 ± 1.1

Values are means ± S.E.M. ($N=8$). Data were examined using paired t -tests, after value transformation (arcsin for percentages and \log_{10} for other variables).

^a Similar letter between columns indicate statistically significant differences ($p < 0.04$).

^b Similar letter between columns indicate statistically significant differences ($p < 0.04$).

Une augmentation de la concentration de jaune d'œuf de 5% à 20% dans le dilueur **TEST** a entraîné une diminution significative de l'indice de motilité des spermatozoïdes (SMI) lors de la congélation et de la décongélation, une diminution plus élevée de la motilité a également été observée 2 h après la décongélation lorsque les spermatozoïdes étaient conservés avec 20% de jaune d'œuf que lorsque 5% de jaune d'œuf était utilisé. En revanche, aucune différence n'a été observée dans la proportion moyenne d'acrosomes intacts lorsque les spermatozoïdes étaient cryoconservés dans **TEST** avec 5% ou 20% de jaune d'œuf.

Remarque :

Des variations entre les mâles dans la réponse à une concentration plus élevée de jaune d'œuf ont été observées par le même auteur dans la motilité des spermatozoïdes et l'intégrité des acrosomes après la décongélation.

Tableau 20 : Résultat de comparaison entre TEST 5% jaune d'œuf 6% glycérol et REYG 20 jaune d'œuf 6% glycérol dans la préservation des spermatozoïdes de gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

	Diluent	
	TEST (5% egg yolk, 6% glycerol)	REYG (20% egg yolk, 6% glycerol)
After cooling and equilibration		
Sperm Motility Index (SMI)	54.6 ± 3.3	54.6 ± 3.1
%Positive endosmosis	43.7 ± 4.3 ^a	51.2 ± 4.5 ^a
Acrosome integrity (%NAR)	65.2 ± 5.4	69.0 ± 6.3
After freezing and thawing		
Sperm Motility Index (SMI)	34.1 ± 3.3	40.5 ± 3.4
Acrosome integrity (%NAR)	22.4 ± 4.5	23.1 ± 4.4
2 h incubation post-thawing		
Sperm Motility Index (SMI)	16.6 ± 4.0	15.2 ± 3.8
Acrosome integrity (%NAR)	9.2 ± 1.8	12.0 ± 2.6

Values are means ± S.E.M. ($N=14$). Data were examined using paired t -tests after value transformation (arcsin for percentages and \log_{10} for other variables).

^a Similar letter between columns indicates statistically significant differences ($p < 0.03$).

Une concentration du jaune d'œuf à 20% été bénéfique dans le dilueur à base de raffinose REYG (REYG un dilueur utilisé à l'origine pour la cryoconservation de sperme de taureau (**Nagase et Graham, 1964**) ; (**Nagase et al, 1964**))

Lors de la congélation et de la décongélation il y avait un pourcentage de motilité significativement plus élevé et une tendance à un SMI plus élevé dans **REYG** que dans **TEST**, mais aucune différence n'a été observée dans l'intégrité de l'acrosome entre les dilueurs (non significative). Après 2h d'incubation il n'y avait pas de différences significatives entre les dilueurs.

Ces résultats suggèrent que le dilueur à base de raffinose (**REYG**) était significativement meilleur pour la préservation des intégrités de la membrane et de l'acrosome pendant le refroidissement et l'équilibration et nettement meilleur pour la préservation de la motilité pendant le processus de congélation et de décongélation.

Les différences ont été annulées à la fin de la période d'incubation post-décongélation car une meilleure survie a eu lieu dans **TEST** que dans **REYG** probablement en raison du fait que ce dernier dilueur ne contient pas de sucre qui pourrait être métabolisé par les spermatozoïdes.

Tableau 21 : Résultat de comparaison entre **REYG** 20% jaune d'œuf ,6% glycérol et **REYG** 5% jaune d'œuf 6% glycérol dans la préservation des spermatozoïdes de gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

	Diluent	
	REYG (20% egg yolk, 6% glycerol)	REYG (5% egg yolk, 6% glycerol)
After cooling and equilibration		
Sperm Motility Index (SMI)	51.0 ± 6.0	40.0 ± 8.1
%Positive endosmosis	53.4 ± 11.0 ^a	37.0 ± 9.3 ^a
Acrosome integrity (%NAR)	71.6 ± 14.9	65.4 ± 14.2
After freezing and thawing		
Sperm Motility Index (SMI)	39.0 ± 3.6	37.0 ± 2.6
Acrosome integrity (%NAR)	14.2 ± 4.2	14.6 ± 6.0
2 h incubation post-thawing		
Sperm Motility Index (SMI)	5.1 ± 5.1	9.5 ± 6.5
Acrosome integrity (%NAR)	6.6 ± 1.7	8.8 ± 4.0

Values are means ± S.E.M. ($N=8$). Data were examined using paired t -tests after value transformation (arcsin for percentages and \log_{10} for other variables).

^a Similar letter between columns indicates statistically significant differences ($p < 0.02$).

Les résultats de ce tableau montrent que **REYG** contenant 20% de jaune d'œuf a entraîné un pourcentage de spermatozoïdes mobiles significativement plus élevé, une tendance à un SMI plus élevé, un pourcentage d'endosmose positive significativement plus élevé et une tendance à un pourcentage plus élevé de spermatozoïdes d'acrosomes intacts que REYG avec 5% de jaune d'œuf.

Ces différences ont été maintenues après congélation et décongélation, bien qu'aucune d'entre elles n'ait atteint le seuil de signification. Après décongélation, une incubation de 2 h n'a entraîné aucune différence entre les dilueurs. Ces résultats suggèrent qu'une concentration plus élevée de jaune d'œuf (20%) dans un dilueur à base de raffinose (**REYG**) semble être meilleure pour la cryoprotection.

4.2.3. Le cryoprotecteur :

Les cryoprotecteurs sont des molécules qui interviennent dans le cadre de la congélation de la semence, ils protègent la cellule contre les cristaux de glace, en effet, des lésions membranaires sont observées pendant ce processus, elles sont dues dans la majorité des cas à la cristallisation de l'eau, ils interviennent essentiellement en abaissant le point de fusion de ce dernier. (**Saad, 2010**)

Le glycérol est le cryoprotecteur le plus utilisé dans les études, mais le recours à d'autres molécules est possible aussi comme le **Diméthylsulfoxyde (DMSO)** qui a été utilisé dans l'étude de **Saragusty (2006)** sur la gazelle Gazella et la gazelle Dorcas ou **Ethylène glycol** et **le Propylène glycol**.

-Aucune étude jusqu'à présent n'a fait l'objet d'une comparaison entre l'effet des différents cryoprotecteurs sur la semence de la gazelle.

-Le glycérol a été largement étudié chez la gazelle, **Garde et al (2008)** ont évalué deux concentrations, à savoir le glycérol à 6% et à 4% dans le milieu **TEST** (Figure 25)

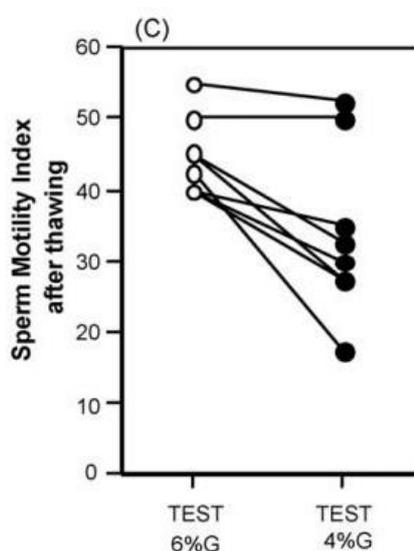


Figure 25 : Résultat de comparaison entre Glycérol à 6% et à 4% dans le dilueur TEST chez la gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

Le graphe (C) indique que la concentration du glycérol à 6% dans le milieu TEST préservait un index de motilité spermatique plus élevé que celle à 4% pour le même individu.

4.2.4. Le milieu nutritif :

L'apport de sucres est indispensable et apporte l'énergie nécessaire aux spermatozoïdes afin de les maintenir en vie, nombreux sont les sucres qui ont été utilisés à travers les études tels que le Glucose, Fructose, Raffinose ... etc.

- Dans l'étude de **Garde et al (2008)** réalisée sur la gazelle Cuvier l'effets de différents sucres ont été comparés (Tableau 22) (Tableau 23)

Tableau 22 : Résultat d'analyse de l'effets de remplacement de glucose par le fructose et l'ajout du lactose dans le milieu TEST Sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

	Diluent		
	TEST	TEST (-Glucose + Fructose)	TEST (+Lactose)
After cooling and equilibration			
Sperm Motility Index (SMI)	50.4 ± 7.3 ^a	53.2 ± 5.6 ^b	28.2 ± 7.8 ^{a,b}
%Positive endosmosis	33.9 ± 7.1 ^a	39.7 ± 7.5 ^b	21.1 ± 6.2 ^{a,b}
Acrosome integrity (%NAR)	74.6 ± 5.7	69.6 ± 7.4	69.0 ± 6.7
After freezing and thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	35.4 ± 4.6 ^a	27.5 ± 5.1	18.2 ± 5.0 ^a
Acrosome integrity (%NAR)	19.6 ± 5.0 ^a	23.9 ± 7.2	26.3 ± 5.0 ^a
2 h incubation post-thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	13.9 ± 5.1	6.4 ± 4.3	6.8 ± 4.4
Acrosome integrity (%NAR)	7.1 ± 1.9	7.6 ± 2.9	7.6 ± 1.9

Values are means ± S.E.M. (N=7). Data were examined using paired *t*-tests after value transformation (arcsin for percentages and log₁₀ for other variables).

^a Similar letter between columns indicate statistically significant differences (*p* < 0.05).

^b Similar letter between columns indicate statistically significant differences (*p* < 0.05).

Les résultats ont montré que le fructose n'a eu aucun effet bénéfique ou néfaste sur la cryoconservation par rapport au glucose. La comparaison des paramètres du sperme après refroidissement, équilibration, congélation-décongélation et une incubation de 2 h après décongélation n'a montré aucune différence statistiquement significative entre TEST avec glucose et TEST dans lequel le glucose a été remplacé par du fructose, d'autre part, l'ajout de lactose a conduit à de mauvais résultats de cryoconservation.

Tableau 23 : Résultat d'analyse de l'effets du remplacement de glucose par le raffinose et l'ajout du raffinose dans le milieu TEST Sur les spermatozoïdes de gazelle Cuvier (**Garde et al, 2008**)

	Diluent		
	TEST	TEST (+Raffinose)	TEST (-Glucose + Raffinose)
After cooling and equilibration			
Sperm Motility Index (SMI)	58.3 ± 11.7	23.3 ± 13.0	23.3 ± 13.0
%Positive endosmosis	14.7 ± 3.8	4.7 ± 1.7	5.3 ± 4.8
Acrosome integrity (%NAR)	78.0 ± 5.2	79.7 ± 1.9 ^a	76.0 ± 2.6 ^a
After freezing and thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	37.5 ± 21.0	15.8 ± 10.2	14.2 ± 7.4
Acrosome integrity (%NAR)	28.0 ± 7.9	29.3 ± 10.9	26.7 ± 4.2
2 h incubation post-thawing			
Sperm Motility Index (SMI)	0.3 ± 0.2	0.2 ± 0.2	0.2 ± 0.2
Acrosome integrity (%NAR)	13.7 ± 10.2	19.3 ± 7.7	13.3 ± 4.9

Values are means ± S.E.M. (N=3). Data were examined using paired *t*-tests after value transformation (arcsin for percentages and log₁₀ for other variables).

^a Similar letter between columns indicates statistically significant differences (*p* < 0.04).

Le tableau précédent a montré que le raffinose, lorsqu'il était ajouté au dilueur TEST avec ou sans glucose, avait tendance à être nuisible. La motilité des spermatozoïdes était beaucoup plus faible dans TEST avec du raffinose et avec ou sans glucose que dans TEST contenant uniquement du glucose. Les différences, cependant, n'étaient pas statistiquement significatives probablement en raison du nombre réduit de mâles utilisés dans cette expérience.

L'intégrité des acrosomes n'a montré aucune différence lorsque les spermatozoïdes étaient cryoconservés dans des dilueurs avec du raffinose et du glucose ou avec de le raffinose.

Dans l'ensemble, les résultats suggèrent que le remplacement ou l'ajout de sucres au dilueurs TEST contenant du glucose n'a pas amélioré la cryoconservation.

4.2.4 Technique de cryoconservation chez la gazelle :

Une fois le sperme choisi pour la cryoconservation (ce choix dépend des évaluations précédentes)

-Le sperme sera centrifugé à 700 g pendant 5 minutes à température ambiante, le surnageant sera jeté et le culot de sperme doit être remis en suspension avec un dilueur choisit (**Garde et al, 2005**)

- L'ajout du dilueur peut se faire en une seule étape avec le dilueur réchauffé à 30°C comme décrit par **Garde et al (2003) ; Garde et al (2008)** ou d'une façon progressive en mélangeant des gouttes de 25µL du dilueur avec le sperme [1 :1] (**Holt et al, 1996**) et laissé à température ambiante (20°C) ensuite le mélange est chargé dans des paillettes en plastique de 0,25 ml, puis refroidi lentement pendant 1.5 h à 5°C (-0.16 °C/min) (**Garde et al, 2003**) ; (**Garde et al, 2008**) ou à 5°C (-0,25°C/min) (**Holt et al, 1996**) et laissées pour équilibration dans cette température pendant 2h (temps de réfrigération total à cette température est de 3.5 heures), Ensuite les paillettes sont congelées dans la vapeur d'azote à 4cm de la surface du liquide pendant 10 min, puis plongées dans le liquide d'azote. (**Garde et al, 2003**) ; (**Garde et al, 2008**)

La décongélation se fait dans un bain marie à 37° pendant 30 secondes Pour l'insémination artificielle, les paillettes seront chargées dans des pipettes d'insémination (IMV-Cassou, France) et le sperme sera injecté dans les cornes utérines dans les 2 min suivant la décongélation (**Holt et al, 1996**)

Une autre méthode de cryoconservation a été décrite par **Saragusty et al (2006)** en utilisant un dispositif de congélation à gradient thermique multiple (MTG-516, IMT Ltd.) le protocole était comme suit :

La centrifugation a été faite à 1500 x g pendant 10 min et le sperme est remis en suspension dans le dilueur à une concentration entre 28.9 et 62.8 x 10⁶ mL⁻¹ et laissé pour s'équilibrer pendant une heure à température ambiante puis refroidi pendant 3h à 5° (0.1°C/min) en submergeant les tubes dans un bain marie dans le réfrigérateur.

Une fois refroidi, le sperme a été conditionné dans trois à quatre HollowTubesTM de 8,5 ml pré-refrigérés (IMT Ltd.) par animal. Les tubes ont ensuite été congelés en utilisant le dispositif de congélation à gradient thermique multiple (MTG-516, IMT Ltd.) avec température de départ (bloc A) réglée à 5°C, température finale (bloc B) réglée à -50°C et chambre de collection réglée à -100°C comme décrit précédemment par **Arav et al (2002)** ensuite conservés dans l'azote.

La décongélation a été réalisée en laissant les tubes à température ambiante (22° / 23°) pendant 90 secondes puis à 37° pendant 60 secondes dans un bain marie.

Ainsi cette partie prend fin, l'autre partie concernant la physiologie de la reproduction de la femelle, synchronisation de l'œstrus, insémination artificielle chez la gazelle sera traitée dans le MASTER COMPLEMENTAIRE EN MEDECINE VETERINAIRE...

CONCLUSION

La gazelle dans le monde court un grave danger d'extinction massive, on note déjà une espèce qui est probablement éteinte sur le sol Algérien (pas de mise à jour officielle)

Les techniques de reproduction assistée et conservation de la semence peuvent inverser la donne, bien que les protocoles d'anesthésie soient similaires pour la majorité des espèces sauvages, l'électroéjaculation diffère par ses protocoles et ses sondes pour des raisons purement anatomiques.

La technique de cryopréservation affecte énormément les caractéristiques de l'ensemble des spermatozoïdes, il est donc primordial de choisir des bons reproducteurs quand cela est envisageable pour garantir un taux de survie et de mobilité post décongélation suffisant pour une éventuelle insémination artificielle, d'où l'utilité du spermogramme.

La composition de la solution de dilution est la pièce clé pour avoir un taux de mobilité et de survie élevée, cependant les spermatozoïdes des mammifères ne réagissent pas tous de la même façon vis-à-vis la composition de la même solution.

Bien que les résultats obtenus jusqu'à présent soient acceptables, les recherches scientifiques doivent être encore plus poussées afin d'avoir un protocole de cryoconservation bien adapté à cette espèce.

RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

Ce travail est une contribution dans le domaine de la reproduction des animaux sauvages, il a pour objectif l'apport des connaissances nécessaires qui serviront de base pour les futurs travaux de recherches concernant la gazelle, en effet quelques insuffisances entourant la cryoconservation des spermatozoïdes de cette dernière ont été évoquées, cela permettrait de diriger les chercheurs vers les points non traités jusqu'à aujourd'hui.

La maîtrise de la cryoconservation est l'élément clé pour sauver les animaux en voie de disparition, combinée à l'insémination artificielle, elles constituent un atout pour renverser la situation, pour cela il faudrait d'abord caractériser le cycle sexuel de la gazelle et développer des protocoles de synchronisation des chaleurs pour qu'ils soient bien adaptés à cette espèce.

D'autres études de fécondation in vitro et transfert embryonnaire sont encore en période d'essai préliminaire, ces techniques de biotechnologie offrent de meilleures perspectives concernant la reproduction de la gazelle.

Et puisque ce sont nos animaux qui sont menacés, nous recommandons que l'autorité compétente prenne ce problème avec un degré élevé de sérieux et contribue au financement des travaux de recherches sous la tutelle du ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

1. ABAIGAR T., CANO M. PICKARD A.R., HOLT W.V. (2001) characterize ejaculate quality in Mohor gazelles (*Gazella dama mhorr*): effects of body weight, electroejaculation technique and short-term semen storage. [En ligne]. Society For Reproduction And Fertility, 122(2), pp 265-273. Disponible sur <https://rep.bioscientifica.com/view/journals/rep/122/2/265.xml>
2. ABOU-HAILA A., DAULAT R., TULSIANI P. (2000) . Mammalian Sperm Acrosome : Formation, Contents, and Function. [En ligne]. Archives of Biochemistry and Biophysics , 379(2), 173-182. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0003986100918800>
3. AL- RAMAHY A.J., ABDUL-KAREEM ATYIA M., (2017). Radiographic study of the penis in adult Indigenous Gazelle (*Gazella subgutturosa*) [En ligne]. Journal of Kufa university College of Veterinary Medicine Disponible sur : <http://journals.uokufa.edu.iq/index.php/kjvs/article/view/6750>
4. AL-EISSA M.S, ALHAMIDI A.R., ALKAHTANI S., SANDOUK M.A.E.K. (2011). Determination of the Arabian Sand Gazelle Sperm and Acrosomes Defects by Using the SpermacStaining Technique. [En ligne]. Asian Journal of Biological Sciences, 4 (2) pp 188-147. Disponible sur : <https://scialert.net/abstract/?doi=ajbs.2011.138.147>
5. AL-TAMIMI A.A., ALI A.A., AL SAMAWY E.R., AL MANSOUR N.A., JASIM.Z.M (2020). Histo-Morphometric Structure of the Testes and Epididymis in Adult Male Gazelle (*Gazella subgutturosa*) [En ligne]. Indian Journal of Ecology, 47(9) Disponible sur https://www.researchgate.net/publication/341592062_Histo-Morphometric_Structure_of_the_Testes_and_Epididymis_in_Adult_Male_Gazelle_Gazella_subgutturosa
6. Arav A., Yavin S., Zeron Y., Natan D., Dekel I., Gacitu H., (2002). New trends in gamete's cryopreservation. [En ligne]. Molecular and Cellular Endocrinology, 187, pp 77-8 Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0303720701007006>
7. ARNOLD C. (2004). La reproduction du guépard et du lion, Thèse Médecine vétérinaire. Alfort LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL, 122p
8. AX R.L., DALLY M., DIDION B.A., LENZ R.W., LOVE C.C., VARNER D.D., HAFEZ B., BELLIN M.E. Semen Evaluation. Reproduction in Farm Animals, 7th Edition. [En ligne]. Wiley online library, pp 12. Disponible sur : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9781119265306.ch25>

C

9. CABANNES R. (2008) COMPARAISON DES METHODES D'EVALUATION DE LA QUALITE DE LA SEMENCE DANS LES ESPECES BOVINE, CANINE ET HUMAINE Thèse de doctorat vétérinaire TOULOUSE : Université Paul-Sabatier, 107 p
10. CASSINELLO J., ABAIGAR T., GOMENDIO M. (1998). Characteristics of the semen of three endangered species of gazelles (*Gazella dama mhorr*, *G. dorcas neglecta* and *G. cuvieri*). [En ligne]. Society For Reproduction And Fertility, 113 (1), pp 35- 45. Disponible sur : https://rep.bioscientifica.com/view/journals/rep/113/1/jrf_113_1_005.xml
11. CASTELLO J.R., HUFFMAN R., GROVES C. (2016). Bovids of the World : Antelopes, Gazelles, Cattle, Goats, Sheep, and Relatives [En ligne]. pp 664. Disponible sur : <https://press.princeton.edu/books/paperback/9780691167176/bovids-of-the-world>

12. CHANNELL R., LOMOLINO M. (2000). Dynamic biogeography and conservation of endangered species [En ligne]. *Nature.*, 403, pp 84–86. Disponible sur <https://www.nature.com/articles/47487>

D

13. DECUADRO-HANSEN G. (2004). La réfrigération et la congélation du sperme : expérience chez l'animal Chilled and frozen semen : the animal experience. [En ligne]. *Gynécologie Obstétrique & Fertilité*,32(10), pp 887-893. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1297958904002796>

F

14. FONTBONNE, A., LEVY, X, FONTAINE, E., ; ROUTIER, J.V (2007). L'insémination artificielle chez les félinés.[En ligne]. *I-Revues*, Disponible sur : <http://documents.irevues.inist.fr/handle/2042/47878>
15. FURLEY C.W (1986). Reproductive parameters of African gazelles : gestation, first fertile matings, first parturition and twinning [En ligne]. *African journal of ecology*, 24, Issue2 Disponible sur : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1365-2028.1986.tb00351.x>

G

16. GARDE J.J, DEL OLMO A., SOLER A.J., ESPESO G., GOMENDIO M., RS ROLDAN E. (2008). Effect of egg yolk, cryoprotectant, and various sugars on semen cryopreservation in endangered Cuvier's gazelle (*Gazella cuvieri*). [En ligne]. *Science Direct*, 108, pp 384-401. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0378432007003120>
17. GARDE J.J., GOMENDIO M., ESPESO G., ROLDAN E.R.S (2005). 220 LIVE BIRTH OF A MOHOR GAZELLE (GAZELLA DAMA MHORR) CALF FOLLOWING INTRAUTERINE INSEMINATION OF MOTHER WITH FROZEN–THAWED SEMEN. [En ligne]. *Reproduction, Fertility and Development*, 18(2) pp 218 – 218. Disponible sur : <https://www.publish.csiro.au/rd/RDV18N2AB220>
18. GARDE J.J., SOLER A.J., CASSINELLO J., CRESPO C., MALO A.F., ESPESO G., GOMENDIO M., ROLDAN E.R.S. (2003). Sperm Cryopreservation in Three Species of Endangered Gazelles (*Gazella cuvieri*, *G. dama mhorr*, and *G. dorcas neglecta*). [En ligne]. *BIOLOGY OF REPRODUCTION*, 69, pp 602–611. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12700201/>
19. GEORGE YU. MAKSUDOV, NATALIA V. SHISHOVA, IGOR I. KATKOV (2009), IN THE CYCLE OF LIFE : CRYOPRESERVATION OF POST-MORTEM SPERM AS A VALUABLE SOURCE IN RESTORATION OF RARE AND ENDANGERED SPECIES. [En ligne]. Nova Science Publishers, Disponible sur : https://www.researchgate.net/publication/259497429_In_the_cycle_of_life_Cryopreservation_of_post-mortem_sperm_as_a_valuable_source_in_restoration_of_rare_and_endangered_species#fullTextFileContent
20. GONZALEZ R., BERLINGUER F., ESPESO G., ARIU F, F. DEL OLMOA, GARDE J.J., GOMENDIOA M, LEDDA S., ROLDAN E.RS (2008). Use of a neuroleptic in assisted reproduction of the critically endangered Mohor gazelle (*Gazella dama mhorr*). [En ligne].*Theriogenology*, 70(6), pp 909-922. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0093691X08003117>
21. GRIGGERS S., PACCAMONTI D.L., THOMPSON R.A., EILTS B.E (2001). The effects of pH, osmolarity and urine contamination on equine spermatozoal motility. [En ligne]. *Theriogenology*,56(4), pp 613-622. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0093691X01005933#!>

H

22. HAIDER F.M. KHASHAN, ALI A.ZL. AL-SAADOUN (2020). SEMEN PRESERVATION FOR IRAQ GOITERED GAZELLE BY USING THREE TYPES OF DILUENTS. [En ligne]. Plant Archives, 20(2) pp. 6731-6734 Disponible sur : [http://plantarchives.org/20-2/6731-6734%20\(6759\).pdf](http://plantarchives.org/20-2/6731-6734%20(6759).pdf)
23. HOLT W. V., MOORE H. D. M., NORTH R. D., HARTMAN T. D., HODGES J. K. (1988) Hormonal and behavioural detection of oestrus in blackbuck, Antelope cervicapra, and successful artificial insemination with fresh and frozen semen. [En ligne]. Journal of reproduction and fertility, 82, pp 717-725. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/3361506/>
24. HOLT W.V., ABAIGAR T., JABBOUR H.N. (1996). Oestrous synchronization, semen preservation and artificial insemination in the Mohor gazelle (*Gazella dama mhorr*) for the establishment of a genome resource bank programme. [En ligne]. Reproduction, Fertility and Development 8(8) pp 1215 – 1222. Disponible sur : <https://www.publish.csiro.au/rd/RD9961215>
25. HOWARD J.G. ,WILDT D.E. , CHAKRABORTY P.K., BUSH M. (1983). Reproductive traits including seasonal observations on semen quality and serum hormone concentrations in the Dorcas gazelle. [En ligne]. Theriogenology ,20 (2), pp 221-234. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0093691X83902182>
26. HOWARD J.G., WILDT D.E., CHAKRABORTY P.K., BUSH M. (1983). REPRODUCTIVE TRAITS INCLUDING SEASONAL OBSERVATIONS ON SEMEN QUALITY AND SERUM HORMONE CONCENTRATIONS IN THE DORCAS GAZELLE. [En ligne]. Theriogenology,20(2) pp 141-256 disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0093691X83902182>
27. HVIDBERG-HANSEN H. (1970). CONTRIBUTION TO THE KNOWLEDGE OF THE REPRODUCTIVE PHYSIOLOGY OF THE THOMSON'S GAZELLE (GAZELLA THOMSONII GÜNTHER) [en ligne]. De Gruyter MAMMALIA , 34 (4) Disponible sur : <https://www.degruyter.com/document/doi/10.1515/mamm.1970.34.4.551/html>

I

28. IUCN. THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES™ [En ligne] URL : <https://www.iucnredlist.org/species/8968/50186128>
29. IUCN. THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES™ [En ligne] URL : <https://www.iucnredlist.org/species/8969/50186334>
30. IUCN. THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES™ [En ligne] URL : <https://www.iucnredlist.org/species/8972/50186909>
31. IUCN. THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES™ [En ligne] URL : <https://www.iucnredlist.org/species/8967/50186003>

K

32. KAPLAN D. (2002) Long-term mountain gazelle (*Gazella gazella gazella*) population fluctuations in Northern Israel [En ligne]. Springer link, 48, pp 167–171. Disponible sur <https://link.springer.com/article/10.1007/BF02192405>

L

33. LUVONI GC, KALCHSCHMIDT E, LEONI S, RUGGIERO C (2003) Conservation of feline semen Part I : Cooling and freezing protocols. [En ligne] Journal of Feline Medicine and Surgery, 5, pp 203-208. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12878147/>

M

34. MALLON, D.P. AND KINGSWOOD, S.C. (COMPILERS). (2001). Antelopes. Part 4 : North Africa, the Middle East, and Asia. Global Survey and Regional Action Plans. SSC Antelope Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. Viii + 260pp. Disponible sur <https://portals.iucn.org/library/efiles/documents/2001-024.pdf>

N

35. NISHIMURA H., L'HERNAULT S.W. (2017). Spermatogenesis [En ligne]. Science Direct, 27(18), pp R988-R994. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0960982217309715>
36. NAGASE, H., GRAHAM, E.F., (1964). Pelleted semen : comparison of different extenders and processes on fertility of bovine spermatozoa. In : Proc. 5th Int. Congr. Animal Reproduction A.I., Trento 4, pp. 387-389.
37. NAGASE, H., NIWA, T., YAMASHITA, S., IRIE, S., (1964). Deep freezing of bull semen in concentrated pellet form. II. Protective action of sugars. In : Proc. 5th Int. Congr. Animal Reproduction. A. I., Trento, vol. 4, pp. 489-502.

P

38. PUKAZHENTHI B. S., WILDT D.E., HOWARD J.G. (2001). The phenomenon and significance of teratospermia in felids. [En ligne]. National library Of Medecine, 57 pp 423-33. Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11787186/>
39. PUKAZHENTHI B.S., NOILES E., PELICAN K., DONOGHUE A., WILDT D., HOWARD J.G. (2000). Osmotic Effects on Feline Spermatozoa from Normospermic versus Teratospermic Donors. [En ligne]. Cryobiology, 40(2), pp 139-150. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0011224000922338>

S

40. SAAD A.E.M., ALHAMIDI A., ALKAHTANI S.H., SANDOUKA M.A.E.K. (2010). Physiological Aspects of Arabian Sand Gazelle Semen and its Cryopreservation. [En ligne]. ADVANCES IN BIORESEARCH, 1 (1) pp 145 - 149. Disponible sur : <http://www.soeagra.com/abr/vol1/144-48.pdf>
41. SAAD A.E.M., ALHAMIDI A.R., SANDOUKA M.A.E.K., IBRAHEEM A.S., AL-YAHIA H., AL FARRAJ. S, ALKAHTANI S., AL- DAHMASH B. (2011). Scrotal, testicular and semen characteristics of the mountain gazelle (*Gazella gazella*) males, [En ligne]. African journal of microbiology research, Vol.5(28), pp. 5137-5141 Disponible sur <https://academicjournals.org/journal/AJMR/article-abstract/B49F5CC17642>
42. SALSON O. (2008). Récolte et conservation du sperme chez les félins : Etude bibliographique. Thèse de médecine vétérinaire., Alfort, n°78, 189p

43. SAN DIEGO ZOO. SAN DIEGO ZOO WILDLIFE ALLIANCE, [En ligne] Disponible sur : <https://science.sandiegozoo.org/aip/thomsons-gazelle>
44. SARAGUSTY J.A., GACITUA H.B., KING R.C., ARAV B.A., (2006). Post-mortem semen cryopreservation and characterization in two different endangered gazelle species (*Gazella spécifs* and *Gazella dorcas*) and one subspecies (*Gazella gazelle acaiae*). [En ligne]. *Theriogenology*, 66, pp 775–784, Disponible sur : <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16530260/>

W

45. WEISBROTH S., YOUNG . FA (1965), THE COLLECTION OF PRIMATE SEMEN BY ELECTRO-EJACULATION. [En ligne], *Fertility and sterility*, 16, pp 229-35. Disponible sur : <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0015028216355303>
46. WISTUBA J., STUKENBORG J., LUETJENS C.M. (2009) *Mammalian Spermatogenesis*. [En ligne], Global Science Books, Disponible sur : [http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOnline/images/0712/FDE_1\(2\)/FDE_1\(2\)99-117o.pdf](http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOnline/images/0712/FDE_1(2)/FDE_1(2)99-117o.pdf)

ملخص

تنتمي الغزال إلى عائلة الابقار وهي عائلة متنوعة للغاية تضم عدة أجناس من الحيوانات ، وهذه الأنواع معرضة لخطر جسيم في العالم وخاصة في الجزائر حيث تشير بعض المصادر إلى انقراض نوع واحد من بين الأنواع الأربعة التي تعيش هناك.

وقد أعطت الدراسات التي أجريت حتى الآن على هذه الأنواع نتائج مقبولة بشأن حفظ بذورها بالتبريد ، كما أظهرت أيضًا أن جودة الحيوانات المنوية تتأثر بشدة بمواسم تكاثرها دون أن يشكل هذا دليلاً على موسمية تكوين الحيوانات المنوية. مزيد من الحجة لجمع مجموعات مخصصة للحفظ بالتبريد في منتصف موسم التكاثر. أما بالنسبة للقذف الكهربائي ، فإنه يظل أكثر طرق التجميع استخدامًا وأمانًا في هذا النوع ، وقد أظهرت تقييمات الكورتيزول في الدم وهرمون التستوستيرون في الدم أثناء وبعد بروتوكولات التحفيز أن هذا النهج ليس له أي تأثير ضار بصحة الحيوان.

أظهرت الدراسات المختلفة التي أجريت على المخففات أن هناك استجابات مختلفة بين كل نوع لنفس المحلول وأن تركيز مكون معين يمكن أن يقلل أو على العكس يزيد من صفات الحيوانات المنوية بعد الذوبان.

الكلمات المفتاحية: غزال، الجزائر، الحفظ بالتبريد، تصوير الحيوانات المنوية، القذف الكهربائي،

ABSTRACT

The gazelle belongs to the bovidae family, a very diverse family that includes several genera of animals, these species are in serious danger in the world and especially in Algeria where some sources suggest the extinction of one species among the four that there resident.

The studies carried out to date on these species have given acceptable results on the cryopreservation of their seeds, they have also shown that the sperm quality is strongly influenced by their breeding seasons without this constituting proof of the seasonality of their spermatogenesis. , which constitutes one more argument to collect collections intended for cryopreservation in the middle of the breeding season. As for electroejaculation, it remains the most widely used and safest collection method in this species, evaluations of serum cortisol and serum testosterone during and after stimulation protocols have shown that this approach has no effect. harmful to the health of the animal.

The different studies carried out on the diluers have shown that there are different responses between each species to the same solution and that the concentration of a certain component can reduce or on the contrary increase the spermatic qualities after thawing.

Keywords : Gazelle, Algeria, Cryopreservation Spermogram Electroejaculation,

RESUME

La gazelle appartient à la famille des bovidés, une famille très diversifiée qui compte plusieurs genres d'animaux, cette espèce court un grave danger dans le monde et surtout en Algérie où certaines sources suggèrent l'extinction d'une espèce parmi les quatre qui y résident.

Les études menées et publiées jusqu'à ce jour sur ces espèces ont donné des résultats acceptables sur la cryoconservation de leurs semences, elles ont montré aussi que la qualité spermatique est fortement influencée par leurs saisons de reproduction sans que cela constitue une preuve de saisonnalité de leurs spermatogénèses, ce qui constitue un argument en plus pour faire les collectes destinées à la cryoconservation en plein milieu de la saison de reproduction. L'électroéjaculation quant à elle reste le moyen de collecte le plus utilisé chez cette espèce et le plus sûr, les évaluations du cortisol sérique et la testostérone sérique pendant et après les protocoles de stimulation ont démontré que cette approche n'avait pas d'effet néfaste sur la santé de l'animal.

Les différentes études menées sur les dilueurs ont montré qu'il y avait des réponses différentes entre chaque espèce vis-à-vis la même solution et que la concentration de certains composants peut réduire ou au contraire augmenter les qualités spermatiques après décongélation.

Mots clés : Gazelle, Algérie, Cryoconservation, Spermogramme, Electroéjaculation.