



478THV-2

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université de SAAD DAHLEB - Blida  
Faculté des sciences agro-vétérinaires et biologiques

Département des sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études  
en vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

**Thème**

# **Essai de récolte et de contrôle de sperme chez l'autruche**



**Réalisé par:**

BOUDISSA Asmaa

GUERCHI Fatima Zohra

**Jury :**

Dr KALLEM.A	Maitre assistant à l'université de Blida	Président
Dr HARKAT.S	Maitre assistant à l'université de Blida	Examineur
Dr ADEL.D	Maitre assistant à l'université de Blida	Promoteur
Dr ATHMANE.O	Docteur vétérinaire	Co-promoteur

Promotion : 2010-2011



# REMERCIEMENTS

Nous remercions notre *DIEU* qui nous a honoré par l'Islam et qui nous a donné la vie, la santé et le pouvoir d'achever cette étude.

Au terme de ce travail, nous saisissons cette occasion pour exprimer nos vifs remerciements à toute personne ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce travail.

Nous souhaitons tout d'abord remercier la société *SIFAAC* et son directeur *Mr ZAMIME* de nous avoir accueilli au sein d'élevage, et de nous avoir offert les meilleures conditions pour travailler.

Nous s'insère remerciement à notre encadreur le Docteur *ADEL DJELLAL*, qui nous a encadré avec patience durant la réalisation de ce travail de fin d'études. Ces conseils nous ont été bien utiles, notamment pour la rédaction de ce mémoire.

L'expression de notre haute reconnaissance à notre Co-promoteur *Dr ATHMAN OUSSAMA* qui n'a épargné aucun effort pour mettre à notre disposition la documentation et l'explication nécessaires.

On joint *Dr YAHIMI AEK*, Maître de conférences à l'DSV de BLIDA, à nos remerciements pour nous avoir suivis lors de ce PFE. Il a su nous guider dans l'avancement de ce projet, et ses commentaires ont toujours été très instructifs.

Nous exprimons également notre gratitude aux membres de jury, qui nous ont honorés en acceptant de juger ce modeste travail.

Nous ajoutons des remerciements pour *Dr GHARBI ISMAIL* (M.A.U), *Dr TOUIL AHMED* (Dr vétérinaire), *Dr SID HICHAM* (M.A.U).

Enfin nous tenons à remercier l'ensemble du corps enseignant de département des sciences vétérinaires, qui nous ont encadrés durant notre cursus universitaire et qui nous ont permis d'acquérir des connaissances inestimables, pour leur présence constante, leurs conseils pratiques sur le terrain, leur dévouement et toutes leurs qualités humaines, nous leur disons MERCI.

**MERCI A TOUS**



# DÉDICACE

*Je dédis ce modeste travail :*

♥ *Aux deux grands héros de ma vie : **Ma mère et Mon père** sans lesquels je ne serai pas sur terre.*

*Vous vous êtes dépensés pour moi sans compter. En reconnaissance de tous les sacrifices consentis par tous et chacun pour me permettre d'atteindre cette étape de ma vie.*

*Si je vais consacrer toute ma vie pour eux je ne peux pas rendre se qu'ils mon fait.*

*« Que dieu me les garde inchallah »*

♥ *A tous mes frères et ma sœur : **Ayoub, Othman, Rayane et Radhia.***

*Meilleurs vœux de succès dans vos études.*

♥ *A ma tante **Naima**, vous êtes pour moi meilleur amie, sœur... merci*

♥ *A mon grand père, que dieu me le garde inchallah.*

♥ *A l'âme de mes grands parents.*

♥ *A mes oncles, tantes, cousins et cousines.*

♥ *A toute la famille « **BOUDISSA** » sans exception.*

♥ *A mes amies : **Nour el houda, Soumia, Souhila, Basma, Merriem, Nacima, Dalal, Nasrine, Dahbia, Aicha, Kadidja, Hadjar, Fatima, Meriem, Fatima, Iman, Nore, Sohir, Karima, Farouja, Faiza et tassaadite... ..***

♥ *Mon ami **Oussama B** et son binôme.*

*Merci pour tous les bons moments partagés, que je n'énumérerai pas au risque d'en oublier,*

♥ *A tous mes amis et mes collègues de promos de cinquième année 2010/2011.*

♥ *A tous les membres de l'association de **IBN EL BAYTAR** surtout **Radia, Nachida, Sara et Hadjer.***

♥ *A mon binôme dans ce travaille **Fatima Zohra.***

♥ *A mes professeurs et maîtres, merci pour votre confiance et votre enseignement,*

**ASMAA**



# Dédicace

*A mes chers parents **maman et papa** qui ont fait de leur vie le chemin de ma réussite, qui m'ont aidé dans les bonnes et les mauvaises fortunes, pour leur amour leur tendresse leur compréhension leur encouragement durant toutes ces années d'étude, J'espère que vous êtes fiers de moi.*

*A mes frères **Khaled, Abdelkader, Mohamed et Ghanem.***

*A mes sœurs **Samia, Hiba et Lina.***

*A mes **grands parents.***

*A l'âme de mes **grands parents.***

*A tous ceux et toutes celles qui partent dans la fleur de l'âge ...moi ça me tue ...de les voir partir si tôt ...comme ça ...alors un puissant hommage pour ces âmes si pures ...*

*A mes oncles et mes tantes.*

*A mes amis d'enfance **Ouassila ,Drifa , Rahima ,Sohir,Samira, Awad, Nadji Yacine.***

*A mes amis d'ici :**Zineb, Anissa, Amina ,Nadjet, Asmaa T,Ouaffa, Soumia , basma, Kinda ,samia, samira ,Nour el Huda, Djamila, Sabrina ,Naima, Amin, Imad, Alaa, Mustapha, Mohamed, Rahim , Hamza et Mounir.***

*Aux membres de l'association **Ibn el Baytar** , je les remercie pour les bons moments qu'on a partagé .*

*A le plus fou trio **Nazim, Karim et Malek.***

*A toute la promotion vétérinaire 2011 sans exception.*

*A tous mes **enseignants.***

*A mon binôme dans ce travail : **Boudissa Asmaa.***

*A tous ceux que j'aime et que je n'ai pas cités.*

**FATIMA ZOHRA**





# Sommaire

Pages

Résumé

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste d'abréviation

**INTRODUCTION..... 01**

## **PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **CHAPITRE 01: GENERALITES**

**I. IDENTIFICATION DE L'AUTRUCHE ..... 02**

I.1. Taxonomie ..... 02

I.2. Description ..... 03

**II. ORGANISATION SOCIALE DE L'AUTRUCHE..... 04**

**III. HABITAT NATURAL DE L'AUTRUCHE ..... 04**

**IV. BATIMENT DES REPRODUCTEURS..... 04**

**V. PERIODE DE REPRODUCTION ..... 05**

**VI. LES CARACTERISTIQUES DE LA SAISON DE REPEODUCTION..... 05**

**VII.COMPTEMENT SEXUELLE..... 05**

VII.1.Rapprochement..... 06

VII.2. Cour..... 06

VII.3. Parade nuptiale..... 06

VII.4. Accouplement..... 06

### **CHAPITRE 02 : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE REPRODUCTION**

I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE.....	07
I.1. Section glandulaire (Testicule).....	07
I.2. Les voies spermatiques.....	08
I.2.1. L'épididyme.....	08
I.2.2. Le canal déférent .....	08
I.3. L'organe copulateur.....	08
II. ULTRA STRUCTURE DE SPERMATOZOIDE.....	09
III. LA PHYSIOLOGIE DE REPRODUCTION MALE.....	09
IV. LE ROLE DE LA PHOTOPERIODE .....	10
V. LE ROLE DE TEMPERATURE .....	11
VI. ALIMENTATION.....	11
VI.1 Besoins nutritionnels des reproducteurs.....	11
VI.1.1. De un an à la mise à la reproduction.....	11
VI.1.2. Besoins en minéraux et vitamines.....	11
<b>CHAPITRE 03 : TECHNIQUES DE RECOLTES ET D'EVALUATION DU SPERME</b>	
<b>CHEZ L'AUTRUCHE</b>	
I. CONTENTION DE L'AUTRUCHE.....	12
II. LES METHODES DE RECOLTE DE LA SEMENCE.....	12
II.1. La méthode de massage manuel.....	13
II.2. La collecte de sperme par cloaque artificiel.....	13
II.2.1. La méthode teaser.....	14
❖ La technique .....	14
II.2.2. La méthode de mannequin.....	15
❖ La technique.....	16
III. L'EXAMEN DE LA SEMENCE.....	16
III.1. Examen macroscopique du sperme .....	17
III.1.1. Volume .....	17
III.1.2. Couleur.....	17
III.1.3. Viscosité .....	17



III.2. Examen microscopique.....	17
III.2.1. La motilité des spermatozoïdes .....	17
III.2.2. Concentration .....	19
❖ Numération directe à l'aide de cellules l'hématimétriques.....	19
❖ Néphélométrie .....	19
III.2.3. Pourcentage de spermatozoïdes vivants.....	19
III.3. Etude biochimique du sperme.....	20
III.3.1. Concentration en ions hydrogène : pH.....	20
III.3.2. Indice de fructolyse .....	21
III.3.3. Respiration.....	21
III.3.4. Réduction du bleu de méthylène .....	21

**PARTIE EXPERIMENTALE :**

I. PROBLEMATIQUE ET OBJECTIF.....	22
II. MATERIAL ET METHODE .....	22
II.1. Matériel.....	22
II.1.1.Lieu et période expérimental.....	22
II.1.1.1. Climat.....	23
II.1.1.2. Logement.....	23
II.1.2. Les animaux.....	24
II.1.2.1.L'alimentation.....	25
II.1.2.2. Sur le plan sanitaire.....	25
II.1.2.3. Reproduction.....	25
II.1.3. Matériel de contention.....	26
II.1.4.Matériel de récolte.....	27
III.2. Méthode .....	27
III.4.1. La 1 <sup>ère</sup> expérience .....	27
III.3.2. La 2 <sup>ème</sup> expérience .....	28
IV. RESULTAT ET DISCUSSION .....	32

IV.1. Contention.....	32
IV.2. Récolte.....	32
V. CONCLUSION.....	34
<b>ANNEXE.....</b>	<b>36</b>

**REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE**



## LISTE DES TABLEAUX

	<b>Pages</b>
<b>Tableau N°I:</b> Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes.....	<b>20</b>
<b>Tableau II:</b> Dimensions minimales des bâtiments d'élevage, des abris de plein air et des parcours extérieurs, taille maximale des effectifs pour les autruches.....	<b>35</b>
<b>Tableau III :</b> recommandations nutritionnelles pour les autruches selon les différentes phases de reproduction.....	<b>37</b>

# LISTE DES FIGURES

	Pages
Figure N° 01 : Race "australis".....	02
Figure N° 02 : Race "massaicus".....	02
Figure N° 03, (a) : Une adulte autruche.....	03
Photo N° 03, (b) : Deux autruches femelles.....	03
Figure N° 03, (c) : Des autruchons.....	03
Figure N°04 : Organes reproducteurs mâle de l'autruche.....	07
Figure N°05 : schéma représente un cloaque et le phallus d'une autruche mâle adulte.....	08
Figure N° 06: spermatozoïde de l'autruche sous microscope optique à grossissement 1000x.....	09
Figure N°07: Contention d'autruche à l'aide de crochets de retenir adapté à l'espèce...	12
Figure N°08 : une femelle à capuchon, permet d'approcher et de manipuler.....	12
Figure N°09: mannequin utilisé pour récolte de sperme chez autruche.....	13
Figure N°10 : un cloaque artificiel utilisé chez autruche.....	13
Figure N°11(a), (b) : La femelle montre le comportement pré-copulatoire .....	14
Figure N°12: Collecte de la semence de l'autruche en utilisant la méthode teaser....	15
Figure N°13 (a), (b): collecte de sperme en présentant un mannequin à une autruche mâle.....	16
Figure N°14 : Classification des spermatozoïdes anormaux .....	20
Figure N°15 : prise satellitaire de lieu d'expérimentation par Google Earth .....	22
Figure N°16 : Un lot l'élevage.....	23
Figure N°17: Mâle cou bleu.....	24
Figure N°18: femelle cou bleu.....	24
Figure N°19 : autruche en parade nuptial.....	25
Figure N°20: femelle voulait accoupler (comportement pré-copulatoire).....	26
Figure N°21 : Couloir de contention.....	26
Figure N°22: Capuchon.....	26
Figure N°23 : A- Le manipulateur a inséré sa main dans le cloaque.....	27
Figure N°23 : B- massage de phallus.....	28



<b>Figure N°23 : C- massage des papilles séminales.....</b>	<b>28</b>
<b>Figure N°24 : la contention de l'autruche.....</b>	<b>29</b>
<b>Figure N°24 : A- Les aides ont attiré l'autruche male vers un coin.....</b>	<b>29</b>
<b>Figure N°24 : B- Deux aides guident l'autruche vers le couloir de contention.....</b>	<b>29</b>
<b>Figure N°24 : C- la tête de l'autruche avec capuchon .....</b>	<b>29</b>
<b>Figure N°25: A- injection de l'ocytocine au niveau de la veine basilare.....</b>	<b>30</b>
<b>Figure N°25: B- Extériorisation de phallus à travers le cloaque après la 1<sup>ère</sup> injection de l'ocytocine.....</b>	<b>30</b>
<b>Figure N°25: C- massage de phallus après la 1<sup>ère</sup> injection de l'ocytocine.....</b>	<b>30</b>
<b>Figure N°25: D- massage de phallus après la 2<sup>ème</sup> injection de l'ocytocine.....</b>	<b>30</b>
<b>Figure N°26 : longueur de phallus lors de La 1<sup>ère</sup> expérience.....</b>	<b>32</b>
<b>Figure N°27: longueur de phallus lors de La 2<sup>ème</sup> expérience.....</b>	<b>33</b>
<b>Figure N°28 : la parade nuptiale.....</b>	<b>36</b>
<b>Figure N°29 : Représentation schématique des différents composants d'un Spermatozoïde.....</b>	<b>36</b>
<b>Figure N°30 : les veines principales de l'aile chez l'autruche.....</b>	<b>38</b>

## LISTE D'ABREVIATION

**ABP:** Androgène buindig protein  
**ADP:** Adénine Di-Phosphate  
**ATP:** Adénine Tri-Phosphate  
**°C :** degré sel suce  
**C.A :** cloaque artificiel  
**cm:** Centi+mètre  
**FSH:** Folliculo stimuling hormone  
**g:** Gramme  
**GnRH:** Gonadotrophic releasing hormone  
**LH:** Luteinising  
**Kacl:** Kilo calorie  
**Kg :** kilogramme  
**Km2 :** kilomètre carrée  
**m:** mètre  
**min:** minute  
**mm:** millimètre  
**Na CL:** Chlorure de sodium  
**NAR :** Les nouveaux animaux de Rente  
**O<sub>2</sub>:** oxygen  
**pH:** Potentiel d'hydrogène  
**Pi:** Phosphate  
**Um:** micromètre  
**%:** Pour cent  
**IU:** Unité international  
**spz:** spermatozoïde  
**×:** multiplié

## RESUME

Bien que l'élevage d'autruche devient de plus en plus important dans beaucoup de pays, peu de recherches ont été accomplies sur les paramètres et les facteurs qui peuvent influencer la reproduction et pour augmenter l'efficacité de fécondation et également la fertilité des œufs et surtout pour sélectionner les reproducteurs de haute valeur génétique que ce soit pour l'accouplement naturelle ou pour l'insémination artificielle pour l'optimisation de rapports de reproduction.

Notre travail a été réalisé au niveau d'élevage d'autruches reproductrices spécialisées en production des œufs à production des poussins durant une période s'étalant de Mars à Juin. Nous avons sélectionné un male d'autruche de phénotype *Struthio camelus australis*, dans le but de récolter et d'évaluer sa semence.

Les deux essais effectués n'ont donnés lieu à aucune récolte de sperme, ce-ci peut être expliqué par plusieurs facteurs tels que l'absence d'une période d'adaptation des animaux, le stres imposé par la contention ainsi que le moment de la journée.

**Mots clés** : Autruche, *Struthio camelus australis*, sperme, fertilité, insémination artificielle.



## SUMMARY

Although ostrich farming is becoming increasingly important in many countries, little research has been done on the parameters and factors that influence reproduction and to increase the efficiency of fertilization and also the fertility of eggs and especially to select breeding stock of high genetic value both for natural mating or artificial insemination for optimizing reproduction ratios.

Our work was performed at the level of the ostrich breeding farm specializing in production of eggs to produce chicks for a period going from March to June We selected a male ostrich *Struthio camelus australis* phenotype in order to collect and evaluate his seed. The two tests have given rise to any collection of semen, which can be explained by several factors such as the absence of a period of adaptation of animals, the stress imposed by restraint and the time of day.

**Key words:** Ostrich, *Struthio camelus australis*, sperm, fertility, artificial insemination.

## ملخص

على الرغم من أن تربية النعام أصبحت ذات أهمية متزايدة في العديد من البلدان ، قد أجريت بحوث قليلة عن المعايير والعوامل التي تؤثر على التكاثر وزيادة كفاءة الإنتاج، وكذلك خصوبة البيض وخصوصا لتحديد السلالة المنتجة ذات قيمة وراثية عالية سواء عن التزاوج الطبيعي أو التلقيح الاصطناعي لتحسين نسب الإنجاب.

تم تنفيذ عملنا على مستوى المزرعة تربية النعام متخصصة في إنتاج البيض لإنتاج الكتاكيت لفترة تمتد من مارس إلى جوان. اخترنا ذكرا النعام ذو النمط الظاهري اوستروس كاميلوس استخليس من أجل جمع سائل منوي وتقييم نسله.

الاختبارين التجريبيين لم يعطيا أي نتيجة لجمع المنى، والتي يمكن تفسيرها من خلال عدة عوامل مثل عدم وجود فترة للتأقلم الحيوانات، التوتر و القلق الحيوان الناتج عن تقييده ووقت اليوم الذي لم يكن مناسب .

الكلمات الرئيسية : النعام , اوستروس كاميلوس استخليس, سائل منوي, خصوبة, التلقيح الاصطناعي

# INTRODUCTION

L'autruche est une espèce animale que l'on peut rencontrer à l'état sauvage, dans son pays d'origine, l'Afrique, ou en captivité, dans les zoos, sur tous les autres continents (plus élevages).

Cependant depuis quelques décennies, il est aussi possible de trouver ces oiseaux dans des endroits bien particuliers : les exploitations agricoles. En effet, le premier élevage d'autruches a été créé en 1857 [1]. Tout d'abord restreints à l'Afrique du Sud, ces élevages ont maintenant gagné aussi bien l'Europe que l'Amérique même en l'Algérie. Pour autant, peu d'informations scientifiques sont disponibles dans la littérature.

L'avènement de la commercialisation d'autruches exhorte ces élevages de se transformer en élevages intensifs pour subvenir les besoins du marché. Le problème d'infertilité des œufs est un facteur important parmi les facteurs limitant le succès des programmes d'élevage. Pour le succès des programmes d'élevage, l'efficacité de la fertilisation des autruches dépend considérablement de la fonction de reproduction du mâle d'autruche.

L'évaluation de la qualité du sperme, que se soit macroscopique ou microscopique, est très essentielle pour savoir le niveau de fertilité des mâles d'autruche. Les recherches d'anatomie et de physiologie de la reproduction des mâles ont mené à la découverte des techniques pour l'obtention de l'éjaculat telle que la technique de massage [2].

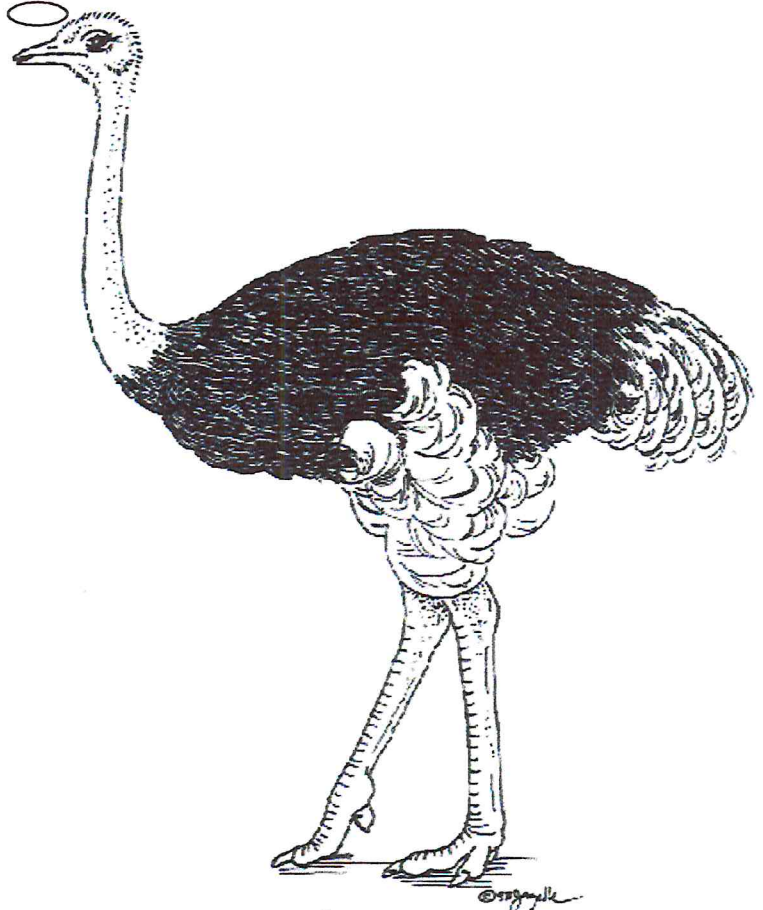
Bien que les descriptions détaillées de la spermatogenèse et la morphologie des spermatozoïdes chez les autruches et les informations sur la collecte et qualité du sperme chez les émeus soient disponibles, pas de recherche de récolte et d'évaluation de qualité de sperme d'autruche n'ont été effectuées en Algérie [3] [4].

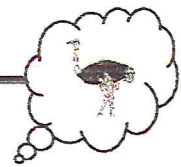
L'objectif de cette étude vise à fournir des informations fondamentales basées sur des données systématiquement rassemblées pour voir la possibilité de récolte et l'évaluation du sperme d'autruche.



***PARTIE***  
***BIBLIOGRAPHIQUE***

**CHAPITRE I:**  
**GENERALITES**





## CHAPITRE 01 :

### Généralités

#### I. IDENTIFICATION DE L'AUTRUCHE :

##### I.1. Taxonomie :

Le règne animal est plus vaste, il regroupe, selon des critères définis, différentes catégories d'animaux. C'est ainsi que la classe des oiseaux est divisée en trois grands groupes, trois Sous-classes :

Les Carinates : ailes et bréchet développés, aptes au vol.

Les Impennés : ailes transformées en nageoires.

Les Ratites : ailes réduites et bréchet absent, inaptés au vol. [5]

La Sous-classe des Ratites comprend tous les oiseaux dont le sternum, ayant une forme de plateau, est dépourvu de bréchet. Cette caractéristique, associée à l'atrophie des ailes (on les appelle également Brévipennes), rend ces oiseaux inaptés au vol. Cette Sous-classe comprend deux Ordres :

- Ordre des Aptérygiformes, avec un seul genre : Aptéryx. Il s'agit du Kiwi. [5]

- Ordre des Struthioformes, avec trois Sous-ordre : Struthionies (auquel appartient l'autruche), Rheae et Casuarii [5].

Sous-ordre : Struthionies (autruche)

Famille : Struthionidae

Genre : Struthio

Espèce : Struthio camelus (LINNE, 1758)

Sous-espèce : S.c camelus – Afrique du Nord (LINNE, 1758)

S.c massaicus- Masais (NEUMANN, 1898) (voir figure 02)

S.c australis – Afrique du Sud (GURNEY ,1868) (voir figure 01)

S.c syriacus – Arabie, éteinte (ROTHSCHILD, 1919)



-1-



-2-

Figure 01 et 02 : (01) Race "australis" (02) Race "massaicus" [6]

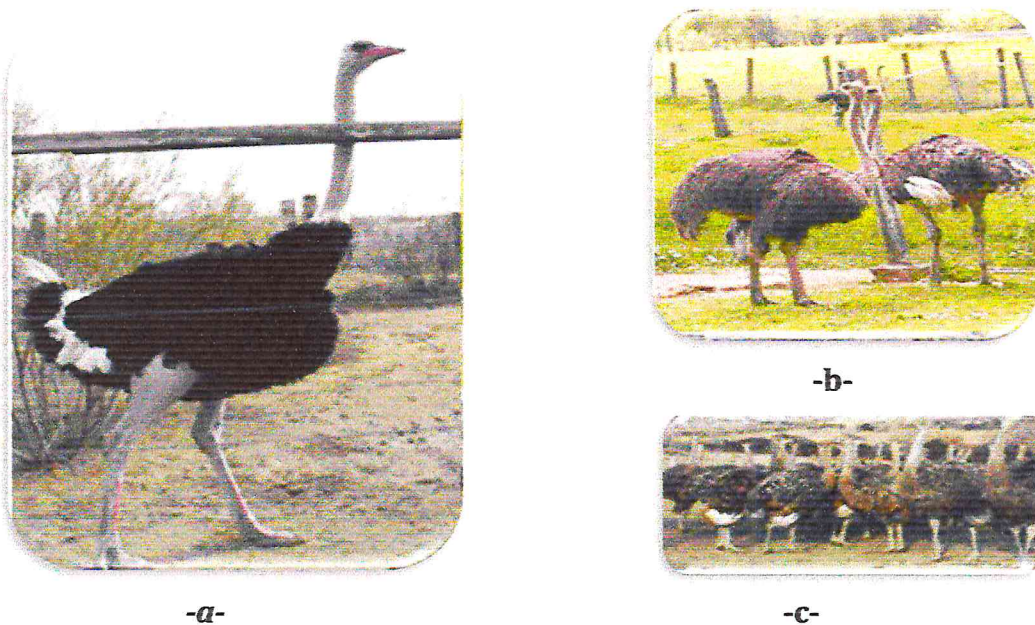




## I.2. Description :

L'autruche d'Afrique (*Struthio camelus*) est le plus grand et le plus lourd de tous les oiseaux actuels avec 2,50 m de haut et 130 kg du poids (maximum 150 kg). Elle possède un corps massif, supporté par des pattes longues et fortes, et surmonté d'un long cou qui se termine par une tête proportionnellement très petite. La tête, les deux tiers du cou et les pattes sont nus. La couleur de la peau dénudée varie selon les sous-espèces. Les yeux de l'autruche sont gros par rapport aux dimensions de la tête, ornés de longs cils. Les autruches sont les seuls oiseaux à ne posséder que deux doigts par patte ; le doigt extérieur, plus petit, est dépourvu de griffe. [7]

Les mâles adultes sont noirs et blancs sur le bout des ailes et la queue [8] (voir figure 02, a). Les femelles sont de couleur gris-brun, avec la tête et le cou recouverts de duvet (voir figure 02, b) [8]. Les longues pattes des femelles ne possèdent que deux doigts à la différence des mâles qui possèdent un ergot bien développé. Le dimorphisme en plumage commence à apparaître à 10-11 mois d'âge, avec la hausse des mâles des plumes noires de couverture des mâles, localisée principalement dans le tiers antérieur du dos, les ailes et la ceinture scapulaire. [8]



**Figure (03):** (a) Une adulte autruche. (b) Deux autruches femelles. (c) Des autruchons. [23]

Les autruchons à la naissance ont la taille d'une poule avec des pattes très fragiles qui vont se renforcer et l'autruchon sera capable de se tenir debout dès le deuxième jour de sa vie, son plumage est composé de taches grises et brunes qui le rendent presque invisible, ses ennemis ne le remarquent pas (voir figure 02, c) [9]. L'autruche peut vivre 40 ans à l'état naturel et jusqu'à 70 ans en captivité [8].



## **II. L'ORGANISATION SOCIALE DE L'AUTRUCHE:**

Bien que l'autruche ne soit pas un oiseau migrateur, elle est quand même obligée d'effectuer des déplacements. En dépit de sa bonne adaptation aux régions arides, elle doit se rendre régulièrement auprès de points d'eau. C'est ainsi que peuvent se constituer des groupes allant jusqu'à six cent individus. Dans ce genre de regroupement, chaque bande, ou famille garde au moins son individualité. Chaque « famille » a ses propres aires de nourrissage et de repos ainsi qu'un endroit privilégié qu'elle a sélectionné parmi les dépressions pour y prendre ses bains de sable. Les relations entre « familles » différentes ne s'établissent qu'après une approche actualisée ou chacun adopte une attitude d'humilité, baissant très bas la tête et relevant presque verticalement la queue. Les autruchons des différentes « familles » peuvent alors être élevés ensemble par un groupe de mâles dominants. [5]

## **III. HABITAT NATURAL DE L'AUTRUCHE:**

De façon générale, l'autruche préfère les milieux ouverts, les zones semi-arides avec plantes grasses courtes, capables de lui fournir à la fois un bon apport nutritif et une visibilité propice au repérage des prédateurs. Pour cette raison de sécurité, il semble qu'elle évite les herbes dépassant un mètre de hauteur et les régions où la végétation arborée est dense. L'autruche se montre toutefois extrêmement adaptable et peut survivre dans la savane, ou les étendues désertiques, jusque dans les rocailles des montagnes. Son plumage agit comme un isolant qui lui permet de supporter les fortes variations des zones semi désertiques (40°C le jour à moins de 0°C à la nuit). Elle ne semble pas éprouver de problème pour survivre dans les zones où la pluviométrie est inférieure à 200 mm, même si la majorité des populations de l'est africain vit dans des régions recevant plus de 800 mm de pluies par an. [5]

## **IV. BATIMENT DES REPRODUCTEURS :**

Les autruches sont des oiseaux coureurs et nécessitent par conséquent des enclos rectangulaires allongés pour satisfaire leur besoin de défoulement [10]. Un enclos de 10 à 15 m de largeur sur 60 à 75 m de longueur semble suffire pour un couple ou un trio [10]. Il est à noter qu'il vaut mieux prévoir une allée de 1,2 à 1,8 m entre les enclos afin de réduire les interactions entre les oiseaux des enclos adjacents et procurer une sécurité pour le personnel surtout lors de la saison de la reproduction durant laquelle les animaux sont très agressifs [11]. Chaque enclos dispose d'un abri que les oiseaux puissent se protéger des interactions dont la surface minimale est de 8 m<sup>2</sup> par animal, avec une hauteur de 2,5 m [11]. Beaucoup de propriétaires d'élevage d'autruche utilisent maintenant un groupe d'enclos logeant plusieurs mâles et de nombreuses femelles dans de grands champs [11] (voir annexe 01). Ceci convient pour fournir quelques avantages et ressemble plus à une situation naturelle [11]. Dans ce type d'installation, on a constaté plusieurs avantages :





Un taux de fertilité plus élevé, un prolongement dans la saison de la ponte et une augmentation dans le nombre des œufs pondus [11]. Mais aussi des inconvénients : Plusieurs hectares de terrains de pâturage doivent être prévus pour ce type d'élevage, aussi la difficulté et l'incapacité de déterminer exactement la parenté des poussins résultants [11].

#### **V. PERIODE DE REPRODUCTION:**

La maturité sexuelle est acquise dès l'âge de deux ans pour la femelle, quatre ans pour le mâle. L'époque de nidification a lieu juste avant la saison des pluies permettant ainsi aux autruchons de trouver de l'herbe jeune à leur naissance. Elle varie donc sensiblement d'une région à l'autre de l'Afrique : Mars à août dans l'hémisphère nord, juillet à novembre dans l'hémisphère sud. En zone tropicale, on observe deux saisons de ponte juste avant les fortes pluies d'avril et novembre. Cette période dure environ cinq mois quel que soit le lieu. Les différences observées selon les sous-espèces ne correspondent qu'à des contextes géographiques différents. En effet, si l'on déplace une sous-espèce, sa saison de ponte devient alors la même que celle de la sous-espèce autruchone. [5]

#### **VI. LES CARACTERISTIQUES DE LA SAISON DE REPRODUCTION:**

L'autruche est caractérisée par une activité sexuelle saisonnière ; cette dernière est déclenchée par la photopériode croissante. Il existe des signes révélateurs sur les animaux : Le mâle devient rouge foncé au niveau du cou et des cuisses et il présente une certaine agressivité vis-à-vis de ses congénères avec une augmentation importante d'urine et fèces. En période de reproduction, les mâles et les femelles vont se structurer soit en couples soit en groupes polygames : un mâle pour 2 à 3 femelles dont une dominante. La captivité peut avoir des conséquences qui interfèrent avec la reproduction des autruches, parmi les effets de la captivité, on note :

- La diminution de l'ardeur sexuelle.
- La difficulté à réaliser la parade nuptiale.
- L'inhibition due à l'absence de choix des femelles.

Pour pallier à ces effets ; on peut faire :

- Une stimulation par contact visuel ou auditif avec un autre mâle,
- Une dislocation du groupe et séparation des sexes, quelques mois avant la reproduction.
- Placer un mâle avec 2 ou 3 femelles ; et changer de partenaire à chaque période de reproduction. [12]

**VII. COMPORTEMENT SEXUEL:** Dans la nature, l'autruche est polygame et peut aussi bien vivre en couple qu'en trio avec deux ou quatre femelles. Dans les élevages, elles peuvent être gardées par couple ou par trio (un mâle pour deux femelles) pendant la période de reproduction [13] [14] [15].





**VII.1. Rapprochement :** Pendant la phase de formation des territoires quand les mâles prétendent s'attirer tout un harem de femelles, ils s'affrontent entre eux en ouvrant les ailes, en hérissant les plumes du cou et de la tête et en marchant bien droit. A l'état sauvage les combats entre les mâles commencent et s'intensifient jusqu'à approbation de la femelle. [16]

**VII.2. Cour :** C'est le mâle qui la réalise, courtisant soit un groupe de femelles, soit une femelle en particulier, en essayant de l'attirer vers l'harem. Le mâle ouvre complètement les ailes en forme d'éventail, en les courbant vers l'avant et en laissant trainer les pointes sur le sol, vers l'avant, comme lorsqu'il défend. L'activité de cour chez le mâle peut durer près de deux heures de suite et peut s'étendre sur une période d'un mois. [16]

**VII.3. Parade nuptiale :** A l'époque du rut, on peut distinguer deux phases bien déterminées dans la vie des autruches : une phase diurne, où les bande, harmonies et une phase nocturne, pendant laquelle les mâles reproducteurs délimitent leur territoire (2à 15Km<sup>2</sup>) et attirent à eux les femelles. A cette époque, on peut entendre dans la savane, aux heures du coucher ou du lever du soleil, des cris répétés selon un rythme précis, ressemblants à des rugissements de lions. Ces cris "Mbuni" (nom de l'autruche en langue swahili) servent à attirer les femelles vers les zones de nidification et à avertir les autres mâles adultes que l'un de leurs congénères vient de se choisir un territoire nuptial. Une fois la femelle attirée par les battements d'ailes et les cris du mâle, il commence entre eux un véritable spectacle nuptial. Le mâle se jette alors à terre face à sa compagne, pattes repliées. Dans cette position, il ouvre les ailes et les agite d'avant en arrière, alternativement et selon un rythme régulier, soulevant un tourbillon de sable (simulant la confection du nid) tout en baissant la queue. Puis, rejetant sa tête sur le dos, il la balance de droite et de gauche, décrivant des mouvements de spirales rapides, tout en continuant de battre des ailes et d'effectuer des mouvements verticaux avec sa queue déployée. Pendant ce temps, il ne cesse de répéter son cri nuptial alors que la femelle passe devant lui ou tourne autour de lui en une attitude humble, laissant trainer ses ailes. Après quinze minutes à deux heures, l'accouplement peut avoir lieu [5]. (Voir annexe 02)

**VII.4. Accouplement :** La femelle montre le comportement pré-copulatoire. Avec ses ailes en palpitation et tenue dans une position avancée et sa tête maintenue enfoncée avec un claquage du bec. Cela se termine par la chute de l'oiseau au sol, queue soulevée et le cou avant; le mâle se rend en suite sur pieds et s'approche, ailes tenues en avant, de la femelle ; juste avant son lever, il assigne plusieurs fois ses pieds sur terrain. Montage implique le mâle assis astéride et à droite de la femelle [17]. Le couchage proprement dit dure une à deux minutes. On peut observer plusieurs accouplements au cours d'une journée (une dizaine en général) espacés au minimum de 50 à 55 minutes [5].



## CHAPITRE 02 :

### Anatomie et physiologie de reproduction

#### I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE :

Les organes mâles de l'autruche se composent de deux testicules, l'épididyme, canal déférent et de phallus avec un canal éjaculateur le long de la face dorsale de ce dernier [18] (voir figure 04).

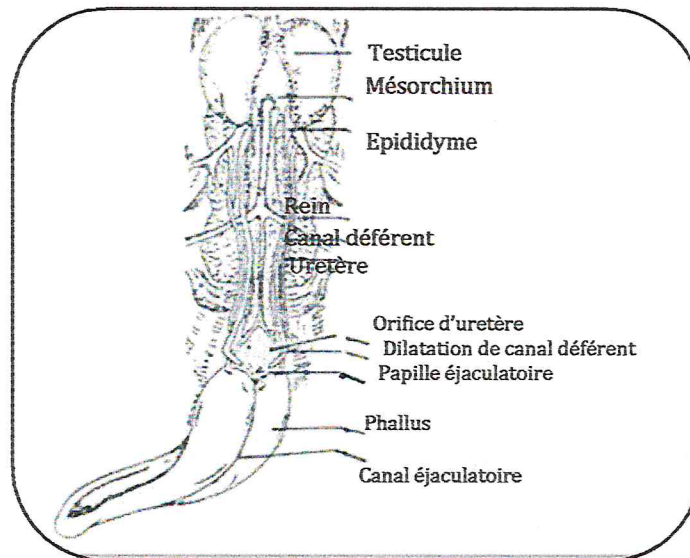


Figure04 : Organes reproducteurs mâle de l'autruche [19].

##### I.1. Section glandulaire (Testicule) :

Les deux testicules du mâle sont situés au-dessus des reins [13][15]. De la grosseur d'une noix d'environ 1x1x4 cm, ils grossissent durant la période de reproduction pour atteindre la taille d'une orange d'environ 5x6x12cm avec un poids de 115g (voir photo 04). Dès que le mâle se met à couvrir le nid, il se rétrécit considérablement pour augmenter à nouveau durant la saison suivante [15]. Bien que la lumière soit un facteur dominant, les variations climatiques (froid, pluie, etc.) semblent induire également des variations au niveau de la grosseur des testicules [13].

Chaque testicule est enveloppé d'une tunique protectrice, l'albuginée, et relié à l'appareil copulateur par un épидидyme peu différencié et prolongé par un canal déférent dépourvu de glandes annexes (prostate, vésicules séminales, etc.) [20].

Le parenchyme testiculaire est constitué de deux parties bien distinctes: les tubes séminifères qui produisent les spermatozoïdes et le tissu intertubulaire (auss appelé interstitiel). Ce tissu irrigué et innervé est aussi le lieu de production des stéroïdes sexuels, et en particulier des androgènes testiculaires (testostérone). Les tubes séminifères renferment deux catégories de cellules : des cellules somatiques (toujours diploïdes, c'est-à-dire contenant 2n chromosomes) et des cellules germinales (2n, 4n ou n) [20].





## I.2. Les voies spermatiques :

### I.2.1. L'épididyme :

Chez l'autruche, l'épididyme a une grande structure attachée à la surface dorsale du testicule [21] [3]. Elle provient du canal de Wolff, se présente dorso-latéral au testicule [22].

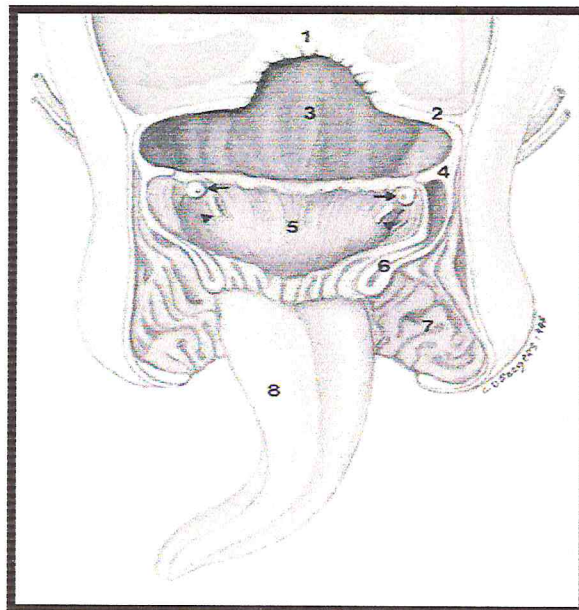
L'épididyme est court [19]. Pendant la saison de reproduction, chez les adultes, les testicules dépassent la longueur de l'épididyme de 20 mm crânialement et caudalement [22]. Il est subdivisé en deux parties : principale et l'épididyme annexe [19]. L'extrémité caudale est libre et il se poursuit caudalement que le canal déférent [22]. Après leur production dans les testicules, les spermatozoïdes acquièrent leur mobilité dans l'épididyme, puis s'accumulent dans la partie basse des voies déférentes où leur stock représenter jusqu'à quelques jours de production testiculaire [20].

### I.2.2. Le canal déférent :

Le canal déférent quitte la partie caudale de l'épididyme comme un tube, sur la coté droite et parallèle à l'uretère, près de la ligne médiane [21] [23] [24] Chez les oiseaux sexuellement actifs au cours de la saison de la reproduction, le canal déférent est facilement identifié par sa nature hautement complexe et la couleur blanche [25].

## I.3. L'organe copulateur :

Les ratites possèdent un organe d'intromission appelé : phallus [13]. Quoi que le phallus des autruches soit analogue au pénis des mammifères. Il ne lui est pas homologue. En effet, il ne porte pas d'urètre et ne sert pas à la miction [15] (voir figure 05).



**Figure 05 :** schéma représente un cloaque et le phallus d'une autruche mâle adulte [25]  
 1-terminal portion du cloaque (colon), 2-retro-coprodaeum, 3- coprodaeum, 4-uro-coprodaeum,  
 5- urodaeum, 6- uro-proctodal, 7- proctodaemum, 8- Phallus.





Il permet au mâle de déposer le sperme à l'entrée de l'oviducte de la femelle [13]. Après, Le phallus a une longueur d'environ 20 cm et repose dans le proctodaeum qu'il semble occuper entièrement ; de ce fait, il est rejeté hors du cloaque pour permettre la défécation et la miction. En raison de la dissymétrie de ses fibres, le phallus en érection est recourbé vers la droite [15].

## II. ULTRA STRUCTURE DE SPERMATOZOÏDE :

Les spermatozoïdes sont des cellules mâle (gamète mâle) arrivent à maturité après les divers stades des spermatogénèses, aptes à féconder l'ovule [26]. Les spermatozoïdes des espèces avicoles ont un morphotype assez proche les uns des autres, alors que des différences quelque fois très marquées existent entre spermatozoïdes d'espèces sauvages [20].



**Figure 06:** spermatozoïde de l'autruche sous microscope optique à grossissement 1000x [28].

Le spermatozoïde de l'autruche est une cellule de 70  $\mu\text{m}$  de longueur et d'apparence vermiforme [3] (voir figure 06). La tête est fine et légèrement courbée [3]. Elle mesure 13  $\mu\text{m}$  de longueur, est composée de un noyau (11  $\mu\text{m}$ ) et une apicale en forme de cône acrosome (2  $\mu\text{m}$ ). Le noyau mesure de 0,5  $\mu\text{m}$  de diamètre à sa plus grande largeur. La base du noyau touche la pièce intermédiaire, elle est plus étroite que le corps du noyau [3]. La queue est de 57  $\mu\text{m}$  de long. La pièce intermédiaire est court (3  $\mu\text{m}$ ) et légèrement plus grand diamètre que le noyau. Les cellules contenant un court acrosome conique. Un complexe a situation centriolaire sous la tête et se compose d'un centriole proximal court et un long centriole distal qui s'étend sur la longueur complète de la pièce intermédiaire. La pièce intermédiaire est entourée par une gaine mitochondriale [3] (voir annexe (03)).

## III. LA PHYSIOLOGIE DE REPRODUCTION MALE:

Les autruches deviennent sexuellement matures à 18-36 mois d'âge. la reproduction d'autruche dépend de la température, la photopériode et de l'environnement [29]. Dans ces régions, avec la saison de reproduction approche, il ya une augmentation de la concentration de LH suite à l'augmentation de la concentration basale de la testostérone, environ 30 jours avant le pic de la saison de nidification [30]. L'hormone hypothalamique responsable de la maîtrise de la reproduction est gonadolibérine (GnRH).



Le taux de libération de GnRH augmente sans doute au début de la saison de reproduction. En réponse, l'hypophyse sécrète deux hormones gonadotropiques, l'hormone lutéinisante (LH) et hormone folliculo-stimulante (FSH) [25]. LH et FSH stimulent croissance et la maturation des gonades. FSH stimule les cellules de Sertoli dans les testicules [25]. Les cellules de Sertoli exercent plusieurs fonctions très importantes qui les positionnent en véritables « coordinateurs » de l'activité des tubes séminifères. Elles sécrètent en particulier de nombreuses protéines (inhibine, ABP,...), coordonnent la migration des cellules germinales au sein des tubes, participent à la maturation de ces cellules en début de spermatogenèse et exercent une fonction de phagocytose des cellules en dégénérescence [20]. La principale fonction de LH est l'augmentation de la stéroïdogénèse par l'hypertrophie des cellules de Leydig dans les testicules [31]. L'augmentation de la testostérone circulante est responsable de l'apparition des caractères sexuels secondaires, tels que des rougeurs du mamelon [18] [32] et cloacaux [33]. Dans d'autres oiseaux saisonniers, la concentration plasmatique de la testostérone cause le comportement d'accouplement, la vocalisation et la défense du territoire [19]. Les stéroïdes testiculaires exercent en retour, comme chez les mammifères, un contrôle négatif (*negative feedback*) sur la production de GnRH, limitant ainsi la production des hormones gonadotropes LH et FSH par l'hypophyse. Cette action est complétée par celle de l'inhibine, une hormone non stéroïdienne sécrétée par les cellules de Sertoli et exerçant elle-même un rétrocontrôle négatif sur la sécrétion de FSH [20].

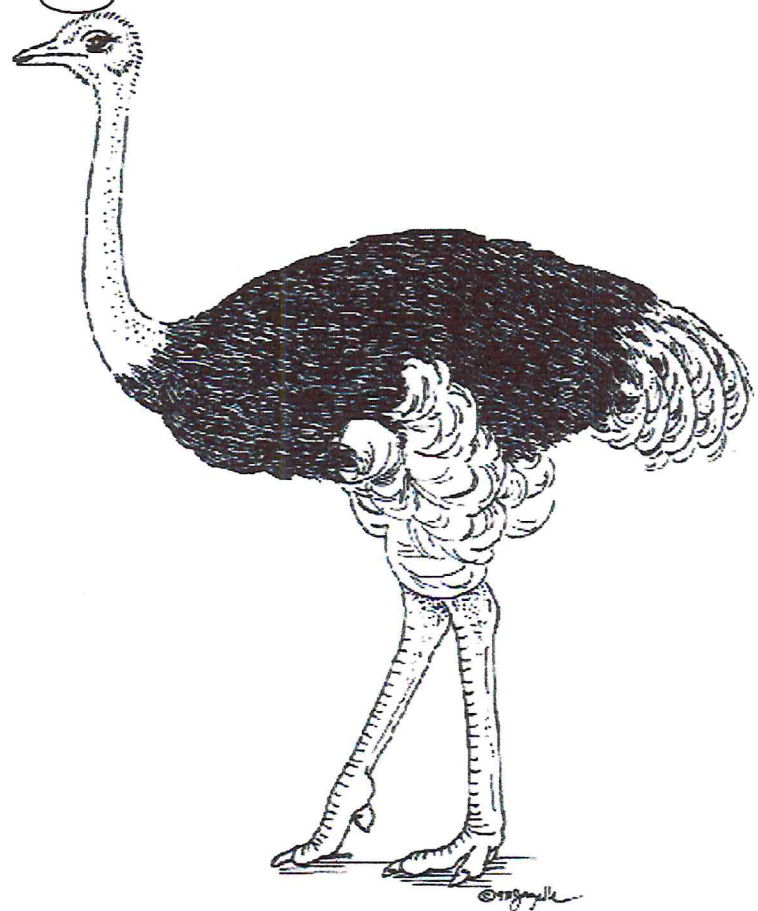
#### IV. LE ROLE DE LA PHOTOPERIODE :

Sous des latitudes subissent des variations saisonnières marquées de la durée du jour, la reproduction en milieu naturel est soumise à un rythme saisonnier au cours duquel les gonades des deux sexes connaissent des variations importantes de leur état fonctionnel. La lumière agit sur la fonction de reproduction selon deux voies d'actions complémentaires.

La fonction de synchronisation : pour une latitude donnée, les variations de la durée du jour se reproduisent de manière immuable d'année en année. Dans les régions tempérées ou froides, la saison de reproduction est planifiée par les variations de la durée d'éclairement, pour commencer au moment où la température augmente (fin de l'hiver- printemps) afin d'assurer une meilleure survie des poussins. En effet, ceux-ci, à cause de leur petite taille, ne peuvent réguler convenablement leur température corporelle que dans une fourchette étroite de variations de la température externe. De plus, cette époque correspond à la période de développement de plantes et d'insectes pouvant entrer dans la composition du régime alimentaire de ces jeunes oiseaux. Mais la fonction de synchronisation de la lumière intervient aussi pour synchroniser les animaux entre eux au cours d'un nyctémère (espace de temps comprenant un jour et une nuit) : il s'agit alors d'une réponse intervenant par le biais d'alternances jour/nuit et relevant du domaine des rythmes



**CHAPITRE III :**  
**TECHNIQUE DE RECOLTE ET**  
**L'EVALUATION DE SPERME**  
**CHEZ L'AUTRUCHE**







## CHAPITRE 03 :

### Techniques de récoltes et d'évaluation du sperme chez l'autruche

#### I. CONTENTION DE L'AUTRUCHE :

Les autruches peuvent être dangereuses pour l'homme, en particulier à cause de leurs coups de pattes qui peuvent produire des blessures importantes, leurs ongles étant particulièrement tranchants. Il est important de s'en méfier, surtout des mâles en période de reproduction.

Un manche de trois mètres avec un crochet au bout, que l'on place derrière le cou de l'animal, permet de l'immobiliser et l'empêcher de donner des coups de pattes. Il faut alors en profiter pour mettre un capuchon sur la tête, qui immobilise définitivement l'oiseau. Il ne faut jamais tordre le bâton afin d'éviter de disloquer les vertèbres. Il faut éviter les poursuites d'animaux qui durent longtemps et leur immobilisation sous des températures élevées [39].

La contention des oiseaux à l'aide de produits médicamenteux ne peut être réalisée que par un vétérinaire [36].



05



06

**Figure 07 :** Contention d'autruche à l'aide d'un crochet de retenir adapté à l'espèce [40].

**Figure 08 :** Manipulation d'une femelle d'autruche à capuchon [40].

#### II. LES METHODES DE RECOLTE DE LA SEMENCE :

La collecte de sperme d'oiseaux a été décrite par certains auteurs tels que Burrows et al [41], par massage abdominal des coqs et des dindons [42], utilisant la stimulation électrique [43], en utilisant cloaque artificielle chez les canards [44]. Chez les ratites, les premiers travaux sur la collecte du sperme a été publié par Von Rautenfeld et al [2].



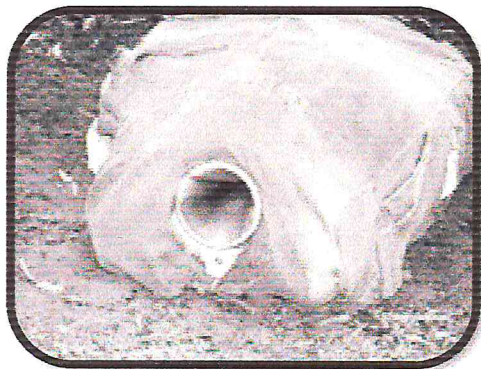
## II.1. La méthode de massage manuel :

La collecte de sperme des autruches a été décrite par Von Rautenfeld et al [2] et Burger et al [45]. Le phallus est retiré de cloaque et maintenu en position extrudée à l'aide d'un morceau de tissu qui fournit une poignée plus ferme. Les doigts de la main libre sont ensuite insérés sous le pli uroproctodeal couvrant l'entrée de l'urodaeum qui contient les papilles des déférents conduits. Le massage doux de ce dernier entraîne généralement la vidange de l'extrémité distale de phallus [25].

Le volume de l'éjaculat récolté est sensiblement amélioré par l'administration intraveineuse dans la veine basilique (voir annexe (05)) de 5 IU l'ocytocine 2 à 4 min avant de collecter [21] [25] [45] [46]. Il est parfois nécessaire de donner une deuxième injection de l'ocytocine environ 10 min après la première dans la même dose. Ce traitement s'est avéré pour être parfaitement sécuritaire et généralement produit des résultats rapides [25]. Mais le sperme a été de faible qualité en raison de la contamination élevée par l'urine [40]. Hemberger et al [47] ont utilisé la technique de massage digital de la papille séminale décrit par Von Rautenfeld [2] et considéré comme une méthode efficace de production de semence de bonne qualité.

## II.2. La collecte de sperme par cloaque artificiel :

D'autres études sur la collection de sperme ont ensuite été effectuées avec l'utilisation du cloaque artificiel. [4]



08



09

Figure 09 : mannequin utilisé pour récolte de sperme chez autruche [4].

Figure 10 : un cloaque artificiel utilisé pour récolte de sperme chez autruche [4].

Deux techniques ont été testées chez l'autruche :

Une méthode conditionne la présence de l'homme, consistant à placer le cloaque artificiel avant l'exposé au moment de l'accouplement avec la femelle (méthode teaser) [44]

L'autre technique consiste à conditionner les mâles à essayer l'accouplement avec une personne qui serait recueillir le sperme (méthode de mannequin) [48]





### II.2.1. La méthode teaser :

La méthode teaser suit l'ordre normal du comportement sexuel, le comportement pré-copulatoire de la femelle à un rôle stimulateur pour le mâle (voir figure 11). Cependant le stimulus le plus indicateur qui peut obtenir une réponse sexuelle chez un mâle est le comportement pré-copulatoire d'une femelle, Comme chez les dindes [33], poulets [38] et canards [49] La force de ce stimulus joue un rôle principal dans le développement de la méthode de collecte de sperme chez l'autruche, bien que la réponse à ce comportement varie d'un mâle à un autre. Mise à part à une réponse à un partenaire sexuel, les mâles aussi prennent également ce comportement comme une occasion de s'accoupler, parce qu'ils font des tentatives d'accouplement aux femelles assises qui n'ont pas leurs époux [4] [48] [50].



-a-



-b-

Figure 11 (a), (b) : La femelle montre le comportement pré-copulatoire [48].

Pour cette méthode- Habituellement- les couples dociles qui coopèrent avec les traiteurs sont utilisés et les éjaculats sont collectés en interrompant l'accouplement. Tandis que les premiers réalisateurs de cette méthode aient utilisé des couples dociles, **Rybnick et al** [51] a également formé les mâles qui étaient agressifs. L'inhibition initiale de la réponse du mâle à une femelle accroupie (probablement due à la crainte d'un humain se tenant tout près) peut être surmontée en ajustant la distance entre le mâle et l'humain [48]. Plus tard, un humain devient un stimulus [52].

#### ❖ La technique :

- *La sélection des femelles tentatrices* : Une femelle tentatrice joue un rôle essentiel dans l'entraînement, le succès de collection, la reproduction d'éjaculat et la maintenance de la libido masculine. Il est donc très important de choisir une bonne tentatrice. Il y a peu d'étude sur la sélection, les critères et les caractéristiques de bonnes femelles tentatrices [4] [44] [42]. La sélection initiale d'une femelle tentatrice est basée sur le prêt à s'asseoir et la présentation de





comportement pré-copulatoire vers un humain de sorte que la femelle évoque de bonnes réponses à un mâle. Ceci est particulièrement important pour les mâles au tempérament timide, qui prennent relativement longtemps pour répondre. Par la suite, cette femelle doit rester dans une position pré-copulatoire jusqu'à ce que l'éjaculation soit complète. Donc la sélection d'une femelle tentatrice est terminée après avoir testé sa réponse à un humain puis à un mâle [4].

- *Méthode* : Pendant que le collecteur s'approche de la femelle tentatrice, elle prend la position pré-copulatoire, le mâle est stimulé et il tente de monter la femelle. Le collecteur se rapproche de l'arrière de l'animal (voir figure 12) et quand le mâle commence à frotter le cloaque de la femelle par son phallus, le collecteur place le C.A (cloaque artificielle) à côté de la femelle, et il dirige le phallus dans le C.A. Au début, cette étape peut être difficile pour le mâle et pour le collecteur, mais la stimulation par le C.A résout le problème. Lorsque l'éjaculation commence dans le C.A le mâle effectue un répertoire de comportements qui sont observés pendant l'accouplement naturel avec la femelle, arquant son cou et balançant sa tête de gauche à droite avec un grognement [4].



Figure 12: Collecte de la semence de l'autruche en utilisant la méthode teaser [48].

### II.2.2. La méthode de mannequin :

Dans la méthode de mannequin, des mâles sont formés en profitant du comportement de cour orienté vers des humains, dans la reproduction des ratites en captivité, une expression du comportement sexuel des oiseaux adultes envers les humains est observé comme un caractère de s'accroupir chez les femelles et comme une tentative pour s'accoupler chez les mâles [48]. Il est probablement qu'une longue période d'élevage dès l'éclosion jusqu'à la puberté affecte le comportement que les oiseaux fassent lorsqu'ils sont prêts à se reproduire. Quand les oiseaux sont éclos en leur fournissant un abri artificiel et en leur donnant de la nourriture et l'eau quotidiennement, le contact des poussins avec leurs soignants, les vêtements et les couleurs portés et les bruits qu'ils font [44] [48] [50]. Cette interaction d'humain-oiseau est considérée comme anormale, mais elle est souhaitable pour la formation et l'entraînement des oiseaux car elle mène à





l'expression du comportement sexuel masculin. La cour masculine est alors retournée en lui donnant une occasion pour davantage d'expression au point d'éjaculation. L'autruche mâle monte en reposant sa bonne jambe et la majeure partie de son corps sur le mannequin. Un tel poids est un risque qu'un humain ne peut pas prendre le mannequin est l'employé où c'est la méthode utilisée chez l'émeu. La température du C.A est aussi importante qu'elle est pour la méthode teaser [28] [48].

#### ❖ La technique :

Avec quelques autruches mâles, un humain peut marcher intérieur de l'enceinte et présente un mannequin (figure 13 (a)), avec d'autres quand le collecteur approche la clôture masculine avec le mannequin, le mâle peut déjà être debout et prêt attendant le mannequin à placer devant lui. Une fois le mannequin est placé, le mâle d'autruche fournit ses ailes soulevées dans l'air et essaye de monter le mannequin. Le mâle met sa bonne jambe sur le mannequin, répandant et ondulant ses ailes et balançant la tête de l'un côté à l'autre. Quand l'intromission est réalisée dans le C.A le mâle éjacule tout en arquant son cou en avant et balançant sa tête en longueur avec un grognement (figure 13 (b)), un ordre des comportements effectués pendant l'accouplement normal ou pendant une méthode de collection teaser, une fois que l'éjaculation est complète le mâle démonte et marche loin [48].



Figure 13 (a), (b): collecte de sperme en présentant un mannequin à une autruche mâle. [28]

### III. L'EXAMEN DE LA SEMENCE :

L'évaluation de la qualité du sperme d'un animal vise, en fait, trois objectifs : le premier est d'identifier les animaux infertiles, le second est d'évaluer la fertilité d'un animal antérieurement infertile et le troisième à détecter les animaux dont la fertilité est supérieure [53]. Classiquement, la détermination de la qualité du sperme en suppose le prélèvement préalable et ensuite l'évaluation de divers paramètres d'examen macroscopique, microscopique ou biochimique de valeur inégale dont seule la concordance permet de tirer des conclusions valables [53].



L'évaluation de la qualité du sperme nécessite plusieurs examens ;

- Examen macroscopique : le volume, la couleur, la viscosité, concentration en ions hydrogène (pH)
- Examen microscopique : la motilité, la concentration, vitalité des spz (spermatozoïde), morphologie, les tests biochimiques.

### III.1. Examen macroscopique du sperme :

#### III.1.1. Volume :

La quantité de sperme varie suivant les espèces [54]. Il est directement lu sur le tube de collecte [21] La connaissance de ce volume permettra de calculer le nombre total de spermatozoïdes de l'éjaculat. [55]. Le volume de sperme collecté chez l'autruche est de 0,1 à 1,5 ml, moyenne de 0,6 ml, [46] [47]. Alors que Rybnick et al [51] a obtenu des volumes plus élevés, en moyenne de 1,09 ml [40].

#### III.1.2. Couleur :

La couleur de la semence d'autruche varie du blanc au blanc d'ivoire, selon tous les auteurs [40].

#### III.1.3. Viscosité :

La viscosité du sperme dépend de la concentration en spz, elle est mesurée par rapport à la valeur fournie par l'eau distillée [56]. L'appréciation de la viscosité se fait en observant l'écoulement du sperme à l'extrémité d'une pipette Pasteur. Le sperme normal s'écoule goutte à goutte, le sperme hyper visqueux file en s'écoulant.

### III.2. Examen microscopique:

#### III.2.1. La motilité des spermatozoïdes :

La motilité des spermatozoïdes dans le plasma séminal constitue un élément important pour apprécier la qualité du sperme car elle est liée au métabolisme et la capacité de mobilises les réserves énergétiques. Elle se traduit par les mouvements plus ou moins importants des spermatozoïdes due aux contractions des filaments axiaux de la queue, elle est indispensable pour que les spermatozoïdes remontent le tractus génital femelle et pour pénétrer la couche cellulaire ou corona radiata entourant l'ovocyte [57].

Cet examen est réalisé le plus rapidement possible après la récolte du sperme. Il s'agit d'un examen dynamique qui s'effectue sur une platine chauffée à 37°C pour éviter le ralentissement des spermatozoïdes. On observe en premier lieu la motilité massale, sur une goutte de sperme déposée sur une lame et observée à faible grossissement (x 100) et les mouvements de réunion et de





dispersion des gamètes sont observés. Ils forment des « vagues » à la surface de la goutte. L'intensité des vagues provoquées par le mouvement des spermatozoïdes est évaluée. Une note de 0 à 5 est attribuée à l'échantillon observé, selon une échelle de notation telle que celle proposée au dessus [55].

*Echelle adaptée pour la notion de la motilité massale [58].*

Note	Aspects du mouvement
0	: pas de mouvement.
1	: léger mouvement.
2	: mouvement net, mais pas de vagues.
3	: début de vagues et mouvement intense.
4	: vagues nettes.
5	: tourbillons.

Cette observation est simple, peu coûteuse, mais peu précise ; elle dépend à la fois des mouvements des spermatozoïdes mais aussi de la concentration de l'échantillon. De plus, cette méthode est subjective, la note de 0 à 5 est semi-quantitative. L'opérateur doit donc être expérimenté et pratiquer régulièrement cette technique.

Dans un second temps, la motilité individuelle est déterminée. Le principe est d'examiner, à fort grossissement (x 400), une goutte de sperme déposée sur une lame et recouverte d'une lamelle. Le sperme doit être relativement peu concentré, afin que chaque spermatozoïde soit individualisable [48]. Pour ce faire, le sperme est dilué au 1/10 dans du sérum physiologique et examiné au fort grossissement (X40), les résultats sont exprimés numériquement, soit en pourcentage de spermatozoïdes mobiles, soit suivant une échelle variant de 0 à 4. Lors de deux éjaculations successives, la motilité constatée au niveau du second éjaculat est souvent est meilleure que celle du premier [59].

*Echelle pour la notion de la motilité individuelle [60]*

Note	Aspects du mouvement
0	: spermatozoïdes immobiles.
1	: les spermatozoïdes ont des mouvements de flagelle sans déplacement.
2	: les spermatozoïdes se déplacent lentement, les mouvements circulaires dominants
3	: les spermatozoïdes ont des mouvements heurtés, leur déplacement s'effectue long d'une hélice de diamètre sensiblement égal à leur longueur ou cercle de large diamètre (plusieurs fois la longueur des gamètes).
4	: les spermatozoïdes se déplacent rapidement le long de faible diamètre.



### III.2.2. Concentration :

Cette variable représente le nombre de spermatozoïdes présents par unité de volume de semence, généralement donnée en millions de spermatozoïdes par millilitre ( $10^6$  spz/ml). Elle est utilisée pour caractériser la quantité de la semence et déterminer le taux de dilution.

Diverses méthodes sont utilisées à cet effet :

#### ❖ Numération directe à l'aide de cellules hématimétriques :

Celle-ci suppose une dilution préalable dans un milieu susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes; on peut employer soit une solution de Na Cl 3 %, soit une solution de formaldéhyde à 1% une goutte de sperme dilué ensuite dans la chambre de l'hématimètre. Celui-ci est constitué d'une lame de verre, creusée en son milieu d'une petite cuvette dont le fond est garni d'un quadrillé, le volume de chaque petit carré de ce quadrillé est connu. Après dépôt de la goutte à examiner dans la cuvette on place le couvre-objet, ces deux doivent être propres et secs, la lecture s'opère au grossissement  $\times 40$ . On compte alors le nombre de spz contenus dans les grands carrés, puis le nombre total de spz est calculé par une formule spécifique au type de cellule utilisée [61].

Le principe général du calcul du nombre de spermatozoïdes figure dans la formule énoncée ci-dessous [55] :

$$(\text{Nombre de spermatozoïdes comptés} \times \text{facteur de dilution}) / (\text{Surface considérée (mm}^2) \times \text{profondeurs des chambres)} = \text{spermatozoïdes par ml de semence}$$

#### ❖ Néphélémétrie :

C'est la méthode la plus simple et la plus rapide, elle repose sur la détermination de la densité optique des milieux troubles. Le sperme à examiner est dilué en solution physiologique ou dans une solution de citrate de soude ou encore de chlorozène à 4%, et on détermine le degré d'absorption lumineuse par comparaison à une courbe d'étalonnage établie à partir d'échantillons de sperme à concentration connue. On sait néanmoins que la concentration moyenne d'un éjacula est de l'ordre de  $300 \cdot 10^6$  spz/ml avec des extrêmes de  $750 \cdot 10^6$  spz/ml [56].

### III.2.3. Pourcentage de spermatozoïdes vivants :

Il s'agit de méthodes de coloration différentielles permettant de déterminer le pourcentage de spz morts par rapport aux vivants, les spz morts sont colorés tandis que les vivants ne le sont pas. Cette différence révèle des modifications de perméabilité de la membrane, suite à la mort du spz [56].

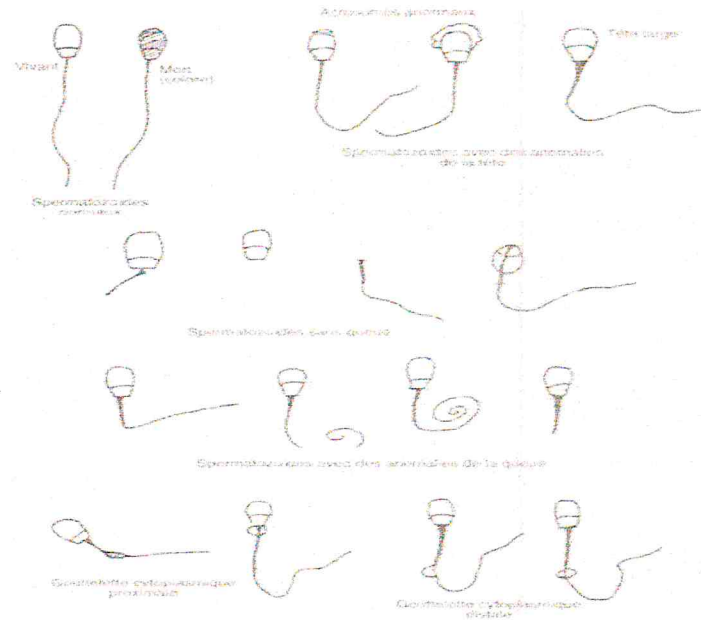


Figure 14 : Classification des spermatozoïdes anormaux [59]

Tableau I: Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes [59]

Parties	Anomalies
Tête	Macrocéphale, microcéphale, forme allongée ou irrégulière, duplication, acrosome mal formé.
Col	Tête mal implantée, tête sans queue
Pièce Intermédiaire	Gouttelette cytoplasmique, élargie.
Flagelle	Court, épais, coudé, enroulé, double.

### III.3. Etude biochimique du sperme :

L'activité métabolique des spermatozoïdes est un important indicateur de qualité du sperme. L'évaluation peut se faire par plusieurs moyens : mesure du pH, indice de fructolyse, réduction du bleu de méthylène, test de résistance au Na Cl.

#### III.3.1. Concentration en ions hydrogène : pH

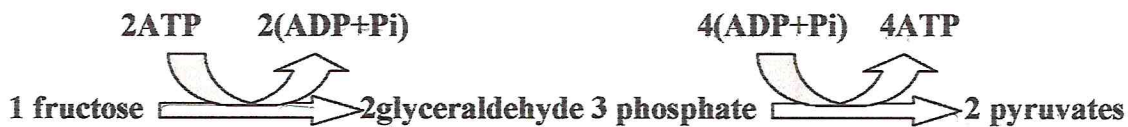
La recherche du pH s'opère par la méthode du papier indicateur universel, par le pH-mètre par les méthodes colorimétriques [62]. Le pH du sperme varie suivant les espèces animales [62]. Chez l'autruche, le pH est varié entre 6,4 à 8,0 [40].





### III.3.2. Indice de fructolyse :

Le fructose ( $C_6H_{12}O_6$ ) est le sucre le plus présent dans le sperme. Dans le cytoplasme, il est dégradé en acide pyruvique par une série de réactions dont les principales sont indiquées ci-dessous. Le rendement énergétique de cette voie métabolique est de 2 ATP par molécules de fructose dégradé [63].



L'incubation anaérobie du sperme fraîchement éjaculé s'accompagne simultanément d'une diminution progressive de sa teneur en fructose et d'enrichissement du milieu en acide lactique. En présence d'un tampon convenable le processus de fructolyse d'un sperme de bonne qualité se développe de manière linéaire jusqu'à l'utilisation pratiquement complète du fructose. C'est en partant de cette constatation que fut élaboré la technique de mesure de l'indice de fructolyse que l'on peut définir comme étant la quantité de fructose exprimé en mg, utilisée par  $10^9$  spz en une heures à  $37,6^\circ$ . Cet indice présente une corrélation significative à la fois avec la concentration et la motilité des spz [64].

### III.3.3. Respiration :

En présence d' $O_2$  et du pyruvate, les mitochondries de la pièce intermédiaire produisent de l'ATP, lors d'une étape appelée décarboxylation oxydative, l'énergie fournie est utilisée aux mouvements de flagelle ; l'activité respiratoire du sperme mesurée au moyen du respiromètre de Warburg est en corrélation avec la concentration et la motilité des spz.

Cette activité respiratoire est exprimée par le coefficient  $ZO_2$  lequel peut se définir comme étant la quantité d'oxygène absorbée par  $10^8$  spz au cours d'une heure à  $37^\circ C$  [56].

### III.3.4. Réduction du bleu de méthylène :

Ce test a pour objet d'apprécier l'activité des enzymes du sperme. Il repose sur la détermination du temps nécessaire pour obtenir la décoloration du bleu de méthylène, dans des conditions standards d'incubations et anaérobiose [56].

***PARTIE  
EXPERIMENTALE***



## I. PROBLEMATIQUE ET OBJECTIFS :

L'insémination artificielle est largement utilisée chez les animaux d'élevage. Chez l'autruche, un nombre d'essais ont été effectués avec peu de succès. Une des étapes qui précède l'insémination est la collecte de semence et son conditionnement. Cette étape de l'opération est délicate. A l'égard des difficultés rencontrées sur le terrain car l'autruche demeure une espèce sauvage. Il est à signaler aussi le manque flagrant en matière de références traitant de ce sujet. Notre travail s'inscrit dans un double objectif, d'abord nous apprivoiser avec l'espèce afin de développer des moyens de contention adaptés pour diminuer sensiblement le stress au niveau le plus bas, puis faire des essais de récolte de sperme afin de déterminer ses caractéristiques physicochimiques et biologique en adaptant les méthodes de contrôle des autres espèces d'élevage.

## II. MATERIELS ET METHODES :

### II. 1. Matériels :

#### II.1.1. Lieu et période d'expérimentation :

L'expérience a été effectuée durant la période étendue de Mars-Juin dans l'élevage des reproducteurs d'autruche de la société SIFAAC (Société Industrielle de Fabrication d'Aliments et Accouper).

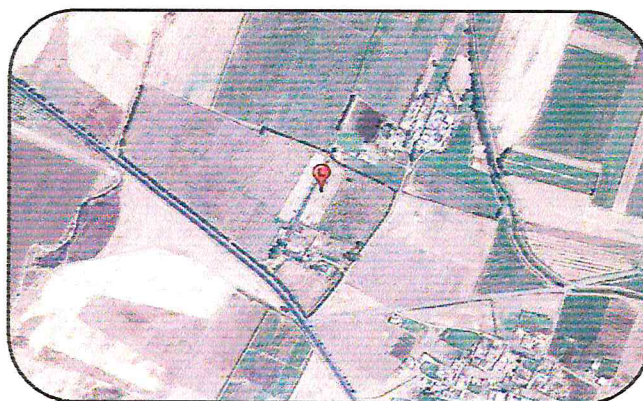


Figure 15 : prise satellitaire de lieu d'expérimentation par Google Earth

L'emplacement expérimental est situé dans la Daïra de « Djelida » à 15 kilomètres au sud-est de Ain Defla chef lieu de la wilaya de « AIN DEFLA ». Ce centre d'élevage spécialisé dans la production d'œuf de production.





### II.1.1.1. Climat :

La wilaya de AIN DEFLA présente un climat méditerranéen semi-aride, avec un caractère de continentalité très marqué et un écart de température de 20°C entre les températures du mois de janvier et celles d'août. L'été s'étend sur 5 à 6 mois environ, avec des masses d'air chaud à partir du mois de mai. La pluviométrie reste variable et atteint 500 à 600 mm/an. Une série d'étages climatiques qui va du subaride au fond de la vallée au subhumide sur les reliefs.

### II.1.1.2 Logement :

Les animaux dans cette ferme vivent en plein air. Une surface de 5 hectares est aménagée pour l'élevage d'autruche. Des clôtures sont faites par l'association de piquets et de grillage (voir figure 16). Le grillage est de fabrication locale, sa hauteur est de 2.5m maintenus par des piquets en béton et d'autre en métal de 3 m de hauteur.

Six lots juxtaposés composent cet élevage. Dans chaque lot, il y a la présence d'un mâle avec soit 1 à 3 femelles.

Des arbres sont plantés autour des clôtures comme brise vent.



Figure 16 : Un lot d'élevage

### II.1.2. Les animaux :

Nous avons sélectionné un mâle autruche et une autruche femelle de phénotype cou bleue (voir les figures 17 et 18). Ce phénotype se rapproche de la sous espèce *Struthio camelus australis* de l'Afrique du Sud. Sur le plan de reproduction, les autruches cou bleu sont plus précoces et plus fertiles que les autres sous-espèces.

Les critères de sélection de ce couple sont basés sur l'âge, l'état de santé des animaux et leur comportement vers l'humain (non agressif).



L'âge de mâle est approximatif cinq ans ( $\geq 4$  ans = l'âge de maturité sexuelle) et la femelle de l'âge de quatre ans.

Le mâle n'était pas séparé de la femelle durant toute la période expérimental.



**Figure 17: Mâle cou bleu**



**Figure 18: femelle cou bleu**

#### **II.1.2.1.L'alimentation :**

L'éleveur assure l'alimentation de ces oiseaux par la distribution de concentré, avec ou sans fourrages. L'eau est disponible en permanence.

L'aliment concentré est essentiellement composé de maïs, son de blé, soja, phosphate, calcaire, sel et de CMV Autruche. La quantité de ces compositions dans 1000 Kg de cet aliment est :





Mais: 558 Kg

Soja: 250 Kg

Phosphate: 28 Kg

Calcaire: 65 Kg

Son: 50 Kg

Sel: 2 Kg

CMV: 20 Kg

Le CMV Autruche c'est un concentré de vitamines et d'oligo-éléments. On y trouve les vitamines : A, D3, E, B1, B5, B6 ,B12 ,C ,Biotine, acide folique et les oligo-éléments : chlorure de choline, fer, cuivre, zinc, manganèse, iode, cobalt, sélénium, magnésium, calcium, sodium

#### **II.1.2.2. Sur le plan sanitaire :**

- Les interventions sont réduites en raison de la rusticité des autruches.
- Les oiseaux ne sont pas vaccinés contre les maladies.

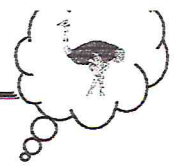
#### **II.1.2.3. Reproduction :**

La saison de reproduction et de ponte s'étale du mois de mars jusqu'en mois de septembre. Les mois de novembre jusqu'à février représente une période de repos sexuel complet



**Figure 19 : autruche en parade nuptial**





**Figure 20:** femelle voulant accoupler (comportement pré-copulatoire)

### **II.1.3. Matériel de contention :**

Couloir de contention (Voir figure 21) : est limité avec un mur de parpaing, sa longueur est de 1.5m et sa largeur est de 1.5m. Le couloir de contention a pour but de limiter les mouvements de l'animal et de faciliter sa contention.

Capuchon (voir figure 22) : est confectionné un morceau de tissu de couleur sombre pour cacher la visibilité de l'animal à fin de limiter ces mouvements.



**Figure 21 :** Couloir de contention



**Figure 22:** Capuchon



#### II.1.4. Matériel de récolte : Ocytocine (dose : 1cc=10UI)

Seringue à usage unique de 5ml

Bécher à bec : pour recevoir la semence

Gants d'examen en latex

Eau distillée

#### III.2. Méthode :

##### III.2.1. La 1<sup>ère</sup> expérience :

On a réalisé la 1<sup>ère</sup> expérience en date 06/04/2011 à 15h.

##### Contention :

La nature farouche de l'animal a engendré un effort supplémentaire pour l'attraper. la fatigue de l'animal a permis de le capturer par les aides. Puis ils l'ont rentré dans un couloir de contention. Son immobilisation est assuré par deux aides.

##### Méthode de récolte :

On a essayé de collecter le sperme selon la méthode de massage manuel sur la base du phallus décrit par Rautenfeld [2], Irons et al [46], Hemberger et al [47] et Belo horizonte [40].

La technique utilisée est décrite ci-dessous:

L'opérateur s'est déplacé derrière l'animal. Il a inséré sa main dans le cloaque afin d'extérioriser le phallus et l'autre main est chargée par le bécher. L'extrémité distale de phallus a été partiellement renversée avec la main gantée. Puis la main a été insérée dans proctodeum et une pression a été appliquée vers l'extérieur, ce qui provoque l'éversion partielle de l'organe. Avec l'organe extériorisé, un massage doux avec les doigts a été appliqué à une période 15 minutes environ (voir figure 23).



-A-





-B-



-C-

**Figure 23 : A- Extériorisation de phallus à travers le cloaque**

**B-** massage de phallus.

**C-** massage des papilles séminales

### III.2.2. La 2<sup>ème</sup> expérience :

Le 18/06/2011 à 11h, On a essayé de faire une autre expérience.

#### **Contention :**

Trois aides ont commencé à attirer l'autruche male dans un coin (voir figure 21, A), après avoir tenus le corps de l'animal, un aide a attrapé la tête et mis le capuchon en libérant son bec (voir figure 21, C). Puis deux aides ont guidé animal jusqu'à le couloir de contention (voir figure 21, B).





-A-



-B-



-C-

**Figure 24 : la contention de l'autruche :**

**A-** Les aides ont attiré l'autruche male vers un coin.

**B-** Deux aides guident l'autruche vers le couloir de contention.

**C-** la tête de l'autruche avec capuchon

**Méthode de récolte :**

Dans cette deuxième expérience, on a essayé de collecter le sperme selon la méthode de double injection de l'ocytocine avec le massage décrit par Deeming [25].

La technique utilisée est décrite ci-dessous:





Après la consultation de la veine basilaire. On a injecté l'ocytocine à une dose 0.5cc [5 UI] (voir figure 25, A). Puis on a pratiqué un massage de phallus (la même méthode que la 1<sup>ère</sup> expérience) (Voir figure 25, B et C).

Après 10 min de la 1<sup>ère</sup> injection, on a procédé une 2<sup>ème</sup> injection de l'ocytocine avec la même dose précédente sans qu'il ya un arrêt de massage (Voir figure 25 22, D). Ce dernier massage est appliqué pendant 5 min.

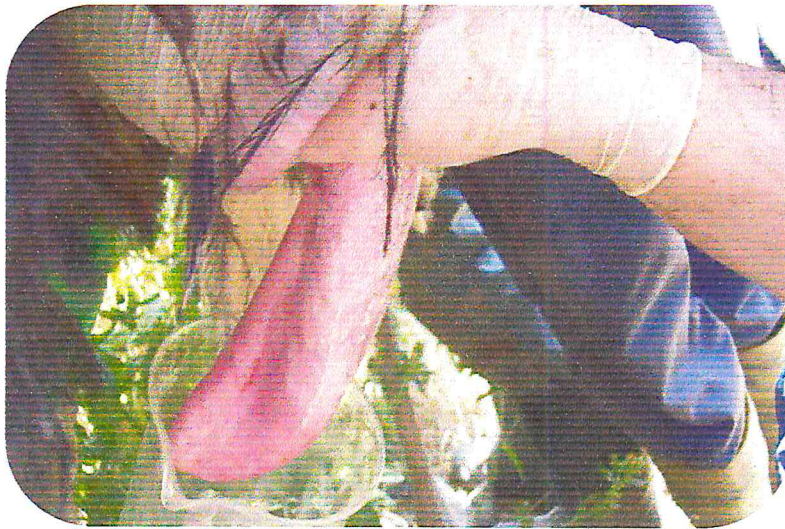


-A-



-B-





-C-



-D-

**Figure 25:** A- injection de l'ocytocine au niveau de la veine basilare.

B- Extériorisation de phallus à travers le cloaque après la 1<sup>ère</sup> injection de l'ocytocine

C- massage de phallus après la 1<sup>ère</sup> injection de l'ocytocine.

D- massage de phallus après la 2<sup>ème</sup> injection de l'ocytocine.





### III. RESULTAT ET DISCUSSION:

#### IV. 1. Contention :

Lors de la 1<sup>ère</sup> expérience l'animal est maintenu dans un couloir de contention sans l'utilisation du capuchon. L'animal est stressé et ne cesse pas de bouger. Notre tache est devenue difficile.

Dans la 2<sup>ème</sup> expérience l'animal est maintenu dans un couloir de contention avec l'utilisation du capuchon. L'animal est calme sans agitation. Notre tache est réalisée avec aisance.

Donc nous avons constaté que l'utilisation de capuchon est nécessaire pour la contention de l'animal. Le couloir de contention, nous a aidé à maîtriser l'animal ce qui a nous permet d'effectuer sans stress pour le manipulateur et l'animal les deux cotés.

Ce résultat a été rapporté par Belo horizonte [40] qui a utilisé dans son expérience un crochet et un capuchon.

#### IV. 2. Récolte :

Nous avons utilisé Lors de la 1<sup>ère</sup> expérience la méthode de massage manuel sur la base du phallus. Après 15 min de massage, le phallus est partiellement extériorisé (voir figure 26) La longueur maximale de phallus qui est apparu est d'environ 10cm. L'agitation de l'autruche ne nous a pas permis de continuer l'opération.



Figure 26 : longueur de phallus lors de La 1<sup>ère</sup> expérience

Dans la 2<sup>ème</sup> expérience, nous avons utilisé la méthode de double injection de l'ocytocine avec le massage. Après injection de l'ocytocine, le phallus est extériorisé et congestionne. Il a atteint la longueur de 25cm (voir figure 27). Après 5min de la deuxième injection, on a découvert la présence de petite érosion causée par le massage de phallus.



Figure 27: l'état de phallus lors de La 2<sup>ème</sup> expérience

Dans les deux expériences les récoltes étaient nulles, certains auteurs ont pu par contre collecter de la semence en utilisant les mêmes méthodes [25] ; [40].

Cette différence peut être due à plusieurs facteurs :

- l'absence de période d'adaptation qui nous a été imposée par les conditions du terrain pourrait être un des éléments les plus importants qui ont conduit à ce résultat. En effet le stress dû à la manipulation est un facteur influant sur la reproduction. Malecki et al [52] ont constaté que les méthodes de collecte de sperme ne peuvent être satisfaisantes et l'éjaculation ne peut pas refléter la production réelle à la présence du stress.

- L'heure de réalisation des récoltes (15h00 pour le 1er et 11h00 pour le 2eme) n'était pas appropriée, les résultats des travaux de Rybnik et al [48] et Malecki et al [52] conseillent de collecter tôt dans la journée. Le rendement et l'éjaculation est de meilleure qualité. Cette constatation pourrait être liée à la température ambiante élevée notamment en été.

- La méthode de collecte a pu constituer dépense énergétique et une contrainte importante pour l'animal. Donc la maintien de mâle avec la femelle durant toute la période d'expérience pour des causes économiques (perturbation de production chez la femelle) cette situation influe sur les résultats. Les travaux de Hemberger et al [47] montrent que L'éjaculat de haute qualité a été obtenu lorsque le male et la femelle sont séparés et la collecte de sperme est été réalisée une fois par semaine.



## V.CONCLUSION :

Notre travail a été réalisé dans un élevage d'autruches reproductrices spécialisée dans la production des œufs pour la production des poussins, les animaux de cet élevage présentent une crainte aux humains et sont agressifs lors de manipulation ce qui a nécessité une contention particulière à cette espèce où on a remarqué une influence sur le comportement de l'animal qui devient plus calme.

Les résultats obtenus sont négatifs. Ces résultats probablement due à l'absence d'une période d'adaptation des animaux aux humains et à la manipulation qui engendrent un stress considérable pour l'animal, d'autres facteurs pouvaient aussi influencer nos résultats comme l'heure de réalisation et la méthode utilisée dans récolte.

D'autres essais auraient été nécessaires pour avoir un résultat de collectes positives, en sélectionnant les animaux selon leurs caractères et en appliquant une période d'adaptation suffisante.



**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**



## REFERENCES

- [1]- KIMMINAU K.M. (1993) Introducing the ostrich. *Veterinary Technician*, August 1993, 459-467.
- [2]- BERENS VON RAUTENFELD, D. (1977) Mitteilungen zur künstlichen Besamung, Geschlechtsund Altersbestimmung beim Strauß (*Struthio camelus australis*, Gurney). *Der Praktische Tierarzt* 5, 359–366.
- [3]- SOLEY, J.T. (1992) A histological study of spermatogenesis in the ostrich (*Struthio camelus*). PhD thesis. University of Pretoria, Pretoria, South Africa.
- [4]- MALECKI, I. A.; MARTIN, G. B.; LINDSAY, D. R. (1997) Semen production by the emu (*Dromaius novaehollandiae*). 1. Methods for collections of semen. *Poult. Sc.*, v.76, n.6, p.615-621.
- [5]- DESME-GOBILLOT V F. (1998) L'élevage de l'autruche en France situation actuelle, E.N.V d'Alfort, France thèse de Doctorat.
- [6]-Anonyme 01, [<http://www.oiseaux-birds.com/fiche-autruche-afrique.html>].(consulté le 10/08/2010)
- [7]-Anonyme 02, [[http://fr.wikipedia.org/wiki/Autruche\\_d'Afrique](http://fr.wikipedia.org/wiki/Autruche_d'Afrique)]. (Consulté le 16/08/2010)
- [8]-Anonyme 03, [<http://www.zoofrejus.com/animal.php?lang=fr&animal=45>].(consulté le 10/08/2010)
- [9]- Anonyme 04, [[www.ulg.ac.be/aquarium-haute école HEMES de Huy](http://www.ulg.ac.be/aquarium-haute%20%C3%A9cole%20HEMES%20de%20Huy)],(consulté le 20/08/2010)
- [10]- BRUNO .C ET LEBAILLY PH. (1998) L'autruche. Élevage et rentabilité. Edition : les presses agronomiques de GEMBLoux. Frances, 171p.
- [11]- KOCAN A.A, (1999) an introduction to ratite ranching and medicine. Published by the Ostrich News, Cache. Oklahoma State University.
- [12]- GUITTIN P, (1985) Les struthioniformes en parc zoologique (Thèse de Doctorat). Université Paris VII : Paris, 412p.
- [13]- CORNETTE et LEBAILLY P, (1998) l'Autruche, élevage et rentabilité. Les presses agronomiques de Gembloux, 182p.
- [14]- HALLAM, M.G, (1992) The topaz introduction to practical ostrich farming Harare. The ostrichproducers association of Zimbabwe: Harare.



- [15]- SHANAWANY MN. Et DINGLE J, (1999) Ostrich production systems. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO): Rome, 256 p. (FAO Animal Production and Health Paper; 144).
- [16]- DUMENT A, (2000) L'élevage de NANDOUS Etude bibliographique. Faculté de médecine. ENV .Nantes.France.
- [17]- KEAN BOB, (1991) the wonderful world of ostriches or how to raise ostriches for fun and profit. MC kean publishing co: Nevada.
- [18]- HUCHZERMAYER, F. W, (2000) Doenças de avestruzes e outras ratitas/Trad. Giannoni, M.L., Novais, A.A. Jaboticabal: FUNEP. 392p.
- [19]- GARCIA, E. C.; FONTOVA, F. C.; LLOBET, J. A. C. et al, (1997) Cria de avestruces, emues e ñandues. Barcelona: Real Escuela de Avicultura. 421p.
- [20]- GILBERT BONNES, JEANINE DESCLAUDE, CAROLE DROGOUL, RAYMOND GADOUD, (2005) Reproduction des animaux d'élevage.
- [21]- BEZUIDENHOUT, A.J. AND COETZER, D.J. (1986) the major blood vessels of the wing of the ostrich (*Struthio camelus*) Onderstepoort Journal of Veterinary Research.
- [22]- BUDRAS, K.-D. AND MEIER, U. (1981) The epididymis and its development in ratite birds (ostrich, emu, rhea). *Anatomy and Embryology* 162, 281–299.
- [23]- DUERDEN, J.E. (1912) Experiments with ostriches XX. The anatomy and physiology of the ostrich. C. The internal organs. *South African Agricultural Journal* April/May, 1–27.
- [24]- MACALISTER, A. (1864) on the anatomy of the Ostrich (*Struthio camelus*). *Proceedings of the Royal Irish Academy* 9, 1–24.
- [25]- DEEMINGD.C, (1999) The ostrich biology, production and health. CAB international.
- [27]- GARNIER \_DALMARE (2004) 28ème edition Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia, 2001, Simonnet .G .
- [28]- SAO PAULO, (2004) Características reprodutivas de emas machos (*Rhea americana*) criadas em cativeiro no Estado de Sao Paulo.
- [29]- MACIEL, M. P.; COTTA, J. T. B.; MURGAS, L. D. S. et al, (2008) Desempenho e características de galos leves submetidos a diferentes fotoperíodos. *Ciênc. Agrotec.*, v. 32, n.4, p. 1287-1291.





- [30]- DEGEN, A. A.; WEIL, S.; ROSENSTRAUCH, A, (1994) Seasonal plasma levels of luteinizing hormones in male and female domestic ostriches (*Struthio camelus*). *General and comparative endocrinology*, v.93, p.21-27.
- [31]- ETCHES, R. J, (1996) *Reproduction in poultry*. Wallingford, Oxon, UK: CAB International; 328p.
- [32]- KORNFELD, M. E.; ELMÔR, R. A.; BARBOSA, F. W. MANEJO REPRODUTIVO. IN: CARRER, C. C.; ELMÔR, R. A.; KORNFELD, M. E, (2004) (Eds). *A criação do avestruz: Guia completo de A a Z*. Grupo Brasil Ostrich, Pirassununga, SP,113-126p
- [33]- SHEIN ET VIGOUREUX, (1974) stimuli eliciting sexual behavior. In: Beach FA. Robert E (eds) *Sex and behavior*, Krieger Publishing Company, New York, pp 439-482.
- [34]- SAUVER B, (1988) *Reproduction des volailles et production d'oeufs*, INRA éd., Paris.
- [35]- HICKS-ALLDREDGE, K. D.,TULLY T. N & SHANE, S. M, (1996) (Eds) *Ratite management, medicine and surgery*. Krieger Publishing, Malabar, Florida, USA, 47-57p.
- [36]- Adoptée par le Comité Permanent le 22 avril 1997 : COMITE PERMANENT DE LA CONVENTION EUROPEENNE SUR LA PROTECTION DES ANIMAUX DANS LES ELEVAGES (T-AP), RECOMMANDATION CONCERNANT LES RATITES (autruches, émeus et nandous).
- [37]- GOSSO, CHANTAL, (2003) *L'alimentation des autruches en élevage : étude bibliographique*. Thèse d'exercice, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 111 p.
- [38]- KRUIJT (1964) Ontogeny of social behavior in Burmese Red Jungle fowl ( *Gallus gallus spadiceus*) Bonaterre. *Behaviour* 12(S):1-201.
- [39]- CIRAD, (2002). *Memento de l'agronome*.
- [40]- BELO HORIZONTE, (2009) características reprodutivas do avestruz (*struthio camelus*) avaliado pela análise espermática e ultrassonografia folicular.
- [41]- BURROWS, W.H.; QUINN, J.P. (1937): the collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey. *poult. sc.*, v. 16, n. 1, p.19-24.
- [42]- SEREBTOVSKII, A.S.; SOKOLOVAKAJA, I. I. (1934) Electro ejaculation in birds. *Anim. Breed. Abstr.*, v.3, n. 2, p. 443-1446.



- [43]- ONISHI, N.; KATO, Y.; FUTAMURA, (1955) L. Studies in artificial insemination of ducks. Bulletin of agricultural science, v.11, n.1, p.1-16.
- [44]- ROZENBOIM, A.; NAVOT, N.; SNAPIR, A. et al, (2003) Method for collecting semen from the ostrich (*Struthio camelus*) and some of its quantitative and qualitative characteristics. Brit. Poult. Sc., v. 44, n. 4, p. 607-611.
- [45]- BERTSCHINGER, H.J., BURGER, W.P., SOLEY, J.T. AND DE LANGE, J.H. (1992) Semen collection and evaluation of the male ostrich. Proceedings of the Biennial Congress of the South African Veterinary Association, Grahamstown, South Africa, pp. 154–158
- [46]- IRONS, P.C., BERTSCHINGER, H.J., SOLEY, J.T. AND BURGER, W.P. (1996) Semen collection and evaluation in the ostrich. In: Deeming, D.C. (ed.) Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference, Oxfordshire, pp. 157–159.
- [47]- HEMBERGER, M. Y.; HOSPES, R.; BOSTEDT, H, (2001) Semen collection, examination and spermogram in ostriches. *Reprod. Dom. Anim.*, v. 36, p. 241-243
- [48]- RYBNICK, P. K., HORBANCZUK, J. O., NARANOWICZ H. et al. (2007) Semen collection in the ostrich (*Struthio camelus*) using a dummy or a teaser female. *Brit. Poult. Sc.*, V. 48, n. 5, p. 635-643.
- [49]- TAN (1980). The frequency of semen collection and semen production in Muscovy drakes. *Br Poult Sci* 21:265-272.
- [50]- BUBIER, N. E.; PAXTON, C. G. M.; BOWERS, P. et al. (1998) Courtship behaviour of ostrich (*Struthio camelus*) towards humans under farming conditions in Britain. *British Poultry Science*, v. 39, n. 4, p. 477- 481.
- [51]- RYBNICK, P. K., HORBANCZUK, J. O., NARANOWICZ H. et al. (2007) Semen collection in the ostrich (*Struthio camelus*) using a dummy or a teaser female. *Brit. Poult. Sc.*, V. 48, n. 5, p. 635-643.
- [52]- MALECKI, I. A. PHIL GLATZ. CHRISTINE LUNAM. (2011). the Welfare of Farmed Ratites
- [53]- HANZEN, (2007/2008) La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants.
- [54]- VAISSAIRE J.P, (1977) Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. (Editeur Maloine S.A.).





[55]- CAROLE, ROSINPAER CABANNES, (2008). Comparaison des methodes d'évaluation de la qualite de la semence dans les especes bovine, canine et humaine. these pour obtenir le grade de docteur veterinaire.

[56]- DERIVAUX F. ET ECTORS J, (1986) Reproduction chez les animaux domestiques. 3eme Edition cabay louvain-la-neuve Belgique

[57]- NELSON L, (1985) Physiology of fertilization; academic press, London, New York, vol 2. 215-234.

[58]- PITREMONT J-L. (1994) Techniques de prélèvement et d'étude du sperme frais des taureaux, G.T.V, 94-4-B-482.

[59]- DERIVAUX, (1971) Reproduction chez les animaux domestiques. II le male Insémination artificielle.

[60]- ANDRIEU, (1974) physiologie de la reproduction chez le lapin domestique. Conservation du sperme de lapin sous station de physiologie ou la reproduction. INRA France.

[61]- BRECCIA G, (2009) Physiologie de la reproduction du lapin male. Biopathologie animal, p48.

[62]- GERMAIN, (1994) Insémination artificielle chez le lapin, journée d'étude CNRS-INRA orleans France.

[63]- MOUSSARD C, (2002) Fructolysis in mammalian spermatozoa. 22(1A) 48-51.

[64]- GAUDHI K, ANOMD S.R. (1982) Fructolysis and respiration in buffalo spermatozoa. 64. 145-150.

[65]- GESLAIN-LANEELLE, (2001) la directrice générale de l'alimentation, Arrêté fixant les règles générales de fonctionnement et les caractéristiques des installations des établissements d'élevage de ratites.

[66]- SHEIDELER, S.E. (1997) Nutrition guidelines for ostriches and emus. Iowa State university. Publication no 1696. limes, Iowa. 4p.

# ANNEXES

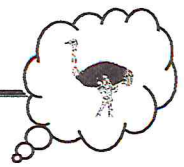




## Annexe (01) :

**Tableau II:** Dimensions minimales des bâtiments d'élevage, des abris de plein air et des parcours extérieurs, taille maximale des effectifs pour les autruches [65].

Age De l'animal	Bâtiments d'élevage Et abris en élevage de plein air	Parcours extérieur	Nombre MAXIMAL D'animaux par groupe
De 0 à 21 jours	Bâtiment d'élevage : 1.20 mètre carré par animal	Non obligatoire	40.
De 22 à 90 jours	Bâtiment d'élevage : du 15 octobre au 14 mai au 14 octobre : 1.21 mètre carré par animal	Obligatoire, 10 mètre carrés par animal, avec un parcours minimum de 50 mètres carrés.	40.
De 4 mois à l'abattage ou à la mise en groupe de reproducteur	Abri en élevage de plein air : (1) (2) 1050 mètre carré par animal, avec un minimum de 15 mètre carrés. Bâtiment d'élevage (jusqu'au 7 mois) : (1) 5 mètre carrés. Bâtiment d'élevage (à partir du 8 mois) : (1) 10 mètres carrés par animal, avec un minimum de 30 mètres carrés.	Obligatoire, 250 mètres carrés par animal, avec un parcours minimum de 1000 mètres carrés.	Non fixé.
Reproducteurs	Abri en élevage de plein air : (1) (2) 8 mètres carrés par animal. Bâtiment d'élevage : (1) 10 mètres carrés par animal avec un minimum de 30 mètres carrés.	Obligatoire, 500 mètres carrés par animal, avec un parcours minimum de 1000 mètres carrés.	1 mâle et 1 ou plusieurs femelles par lot reproducteur (3).
<p>(1) La hauteur doit mesurer au minimum 2.50 m.  (2) L'ouverture de l'abri doit mesurer 0.20 m par animal, avec un minimum de 1.50 m.  (3) Si une même surface accueille plus d'un groupe de reproducteurs, un espace supplémentaire suffisant et la possibilité de séparer les groupes en cas d'agressions graves doivent être prévus.</p>			



Annexe(02) :

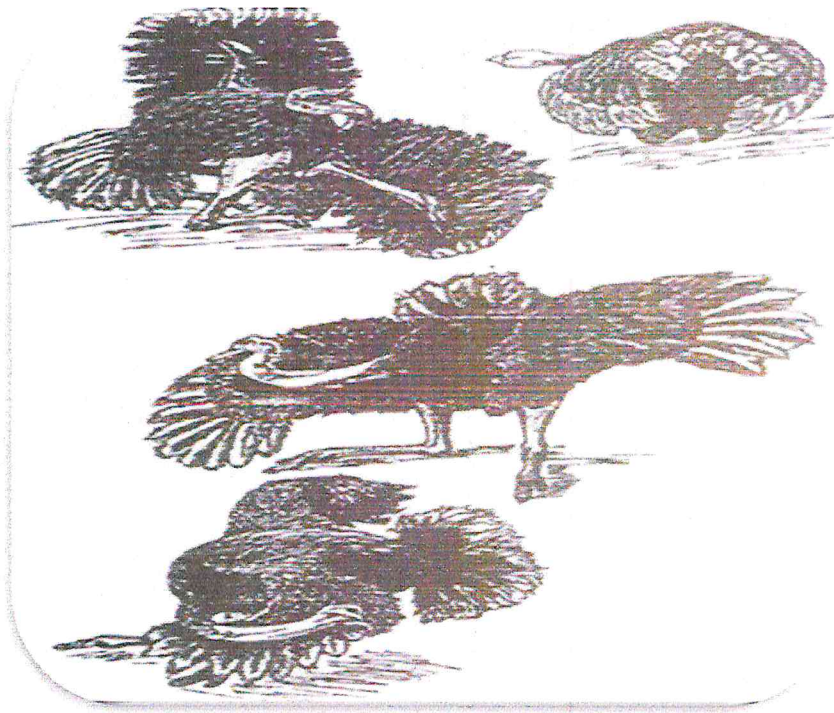


Figure 27 : la parade nuptiale [5]

Annexe (03) :

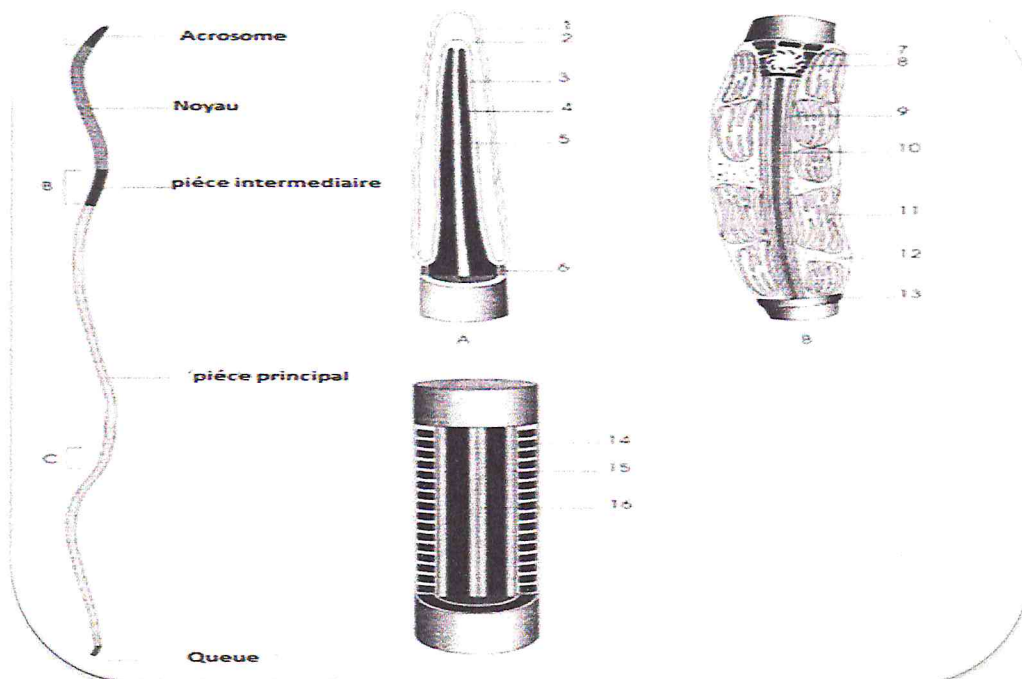


Figure 28 : Représentation schématique des différents composants d'un spermatozoïde [25]

1: membrane plasmique, 2: acrosome, 3: pièce sous-acrosomique, 4: noyau, 5: tige acrosomique, 6: anneau postérieur , 7:segment de pièce de raccorde, 8: centriole proximal, 9: centriole distal,



10 : tige des matériaux dense, 11 : mitochondries, 12 : inter-mitochondrial ciment, 13 : l'anneau  
14 : les nervures de la gaine fibreuse, 15 : microtubules doublet externe d'axonème, 16 : intérieur  
paire microtubulaire d'axonème.

#### Annexe (04) :

**Tableau III : recommandations nutritionnelles pour les autruches selon les différentes phases de reproduction [66].**

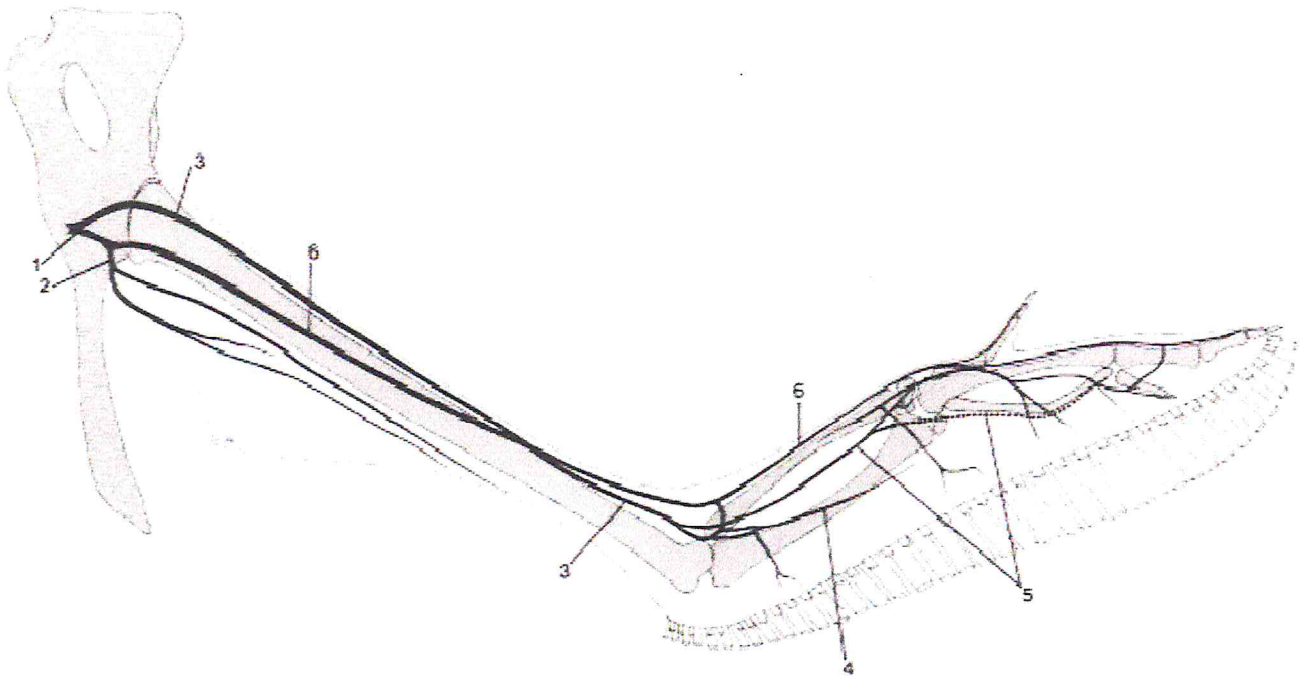
Constituant	Début (jusqu'à 9 Semaines)	croissance (9 à 42 semaines)	Finition (42 semaines jusqu'à la Maturité Sexuelle)	Entretien Reproduction (42 semaines jusqu'à la maturité Sexuelle)	reproducteur (de 4 à 5 semaines avant le début de la ponte)
Energie métabolisable (Kcal/Kg)	2465	2450	2300	1980 à 2090	2300
Protéines(%)	22	19	16	16	20 à 21
Acides aminés soufrés (%)	0,70	0,68	0,60	0.60	0,70
Méthionine(%)	0,37	0,37	0,35	0.35	0,38
Lysine(%)	0,90	0,85	0,75	0.75	1,00
Fibres brutes(%)	6 à 8	9 à 11	12 à 14	15 à 17	12 à 14
Calcium(%)	1,5	1,2	1.2	1.2	2.4 à 3.5
Phosphore non phytique (%)	0.75	0.6	0.6	0.6	0.7
Vitamine A (UI/Kg)	11 000	8 800	8 800	8 800	11 000
Vitamine D3 (UI/Kg)	2 640	2 200	2 200	2 200	2 200
Vitamine E(UI/Kg)	121	55	55	55	110
Vitamine B12 (UI/Kg)	40	20	20	20	40
Choline (mg/Kg)	2 200	2 200	1 892	1 892	1 892
Cuivre (mg/Kg)	33	33	33	33	44
Zinc (mg/Kg)	121	121	154	154	154
Iode (mg/Kg)	1.1	1.1	0.9	0.9	1.1
Sodium (%)	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2

Note : Les concentrations des autres vitamines et oligoéléments devraient être similaires à celles déterminées pour la croissance des Dindons, car il n'existe pas, à notre connaissance, de recherches précises chez les autruches. Un supplément de fer, s'il est Nécessaire, devrait être minime.





## Annexe (05) :



**Figure 30** : les veines principales de l'aile chez l'autruche : 1. Veine axillaire. 2. Profonde veine brachiale. 3. Veine brachiale. 4. Veine ulnaire. 5. Veine radiale. 6. Veine basilique. [25]

## Annexe (06) :

## Glossaire

**Cloaque artificiel** : est un appareil désignée à récolté le sperme. Le cloaque artificiel est fait pour imiter le vagin/cloaque de la femelle ; le même principe qui a été utilisé dans la collection de sperme pour les animaux d'élevage. Il est constitué une doublure intérieure tubulaire, généralement en latex ou en caoutchouc, qui est entouré d'une chemise remplis d'eau chaude à la température corporelle d'oiseau. Un cloaque froid n'évoquera pas une rapide réponse d'éjaculation. Il peut retarder la réponse ou peut même devenir inhibitrice et décourageante pour le mâle.

**Coprodaeum**: il est large et collecte les excréments, c'est une dilatation finale du rectum, la portion la plus cranial du cloaque

**Diploïdes** : Nombre de chromosomes d'une espèce vivante. On le désigne également par formule  $2N$ ,  $N$  étant le nombre haploïde des chromosomes dans les cellules sexuelles, après division hétérotopique.

**Duvet** : désigne de petites plumes légères dont les barbes ne sont pas enchevêtrées

**Libido** : nombre de tentatives de chevauchements en 15 à 20 '

**Proctodaeum** : résulte d'une dépression de l'ectoderme embryonnaire et s'ouvre à l'extérieur par l'anus. C'est le segment caudal du cloaque



**Urodaeum:** il est plus petit, c'est le segment moyen du cloaque. Il reçoit les conduits génitaux et urinaires, dans sa paroi dorsale débouchent les deux uretères. Ainsi que les deux canaux déférents chez les mâles ou l'oviducte chez les femelles

**Maturité sexuelle :** est une étape du développement d'un organisme au cours de laquelle il acquiert la capacité de se reproduire.

**Motilité :** capacité de spermatozoïde de se déplacer poussé par mouvements de son flagelle

**Ocytocine :** neurohormone sécrétée par l'hypophyse postérieure, cette hormone a été identifiée chez l'autruche. Il stimule les contractions du muscle lisse et joue un rôle dans l'osmorégulation

**Photopériode :** périodicité quotidienne, lunaire ou saisonnière de la lumière quant à son intensité, sa polarisation, sa direction et sa durée journalière. Différents rythmes biologiques sont provoqués par la photopériode.

**Sperme :** est un fluide organique animal expulsé du corps lors de l'éjaculation et contenant les spermatozoïdes. Sécrétés par les organes sexuels mâles, les spermatozoïdes contenus dans le sperme ont pour objectif de fertiliser l'ovocyte femelle et ainsi entamer le processus de reproduction.

**Semence :** la semence désigne le liquide séminal, le sperme.